be a incompatibilidad sino a un virus que mata al tejido de *J. regia* pero no afecta al tejido del patrón *J. hindsii* abajo de la unión de injerto. (*105*)

Corrección de combinaciones incompatibles

Si se ha hecho una combinación de injerto que es incompatible y se descubre antes de que el árbol muera o se rompa en la región de injerto, en combinaciones de injerto con incompatibilidad localizada es posible corregir esa condición haciendo un puente de injerto con un tipo mutuamente compatible, si existe. Si el árbol se ha propagado por error en un patrón que se sabe que muestra síntomas de incompatibilidad con la cultivar de la púa, siendo probable que el árbol finalmente se rompa en la unión de injerto, también es posible corregir esta condición arqueando con plántulas de un patrón compatible. Si la ruptura no ocurre antes de que los puentes de injerto tengan fuerza suficiente para sostener el árbol, es posible salvarlo en esta forma, ya que finalmente los puentes de injerto procedentes de semilla se convierten en el sistemas radical principal.

RELACIONES ENTRE INJERTO Y PATRON (BROTE-RAIZ)

La combinación de dos (o en el caso de los patrones intermedios más de dos) plantas (genotipos) diferentes en una sola planta por medio de injerto, en la cual una parte produce el brote y la otra las raíces, puede producir patrones de crecimiento que difieren de aquellos que hubieran tenido las partes componentes cultivadas por separado. Algunos de estos efectos son de gran valor hortícola, mientras que otros son perjudiciales y se deben evitar. Las características alteradas pueden resultar (a) de reacciones de incompatibilidad, o (b) del hecho que una de las partes del injerto tenga uno o más caracteres específicos que no se encuentran en la otra como resistencia a ciertas enfermedades, nematodos o insectos, o bien tolerancia de ciertas condiciones adversas del clima y del suelo, o (c) interacciones específicas entre el patrón y la púa que alteran el tamaño, desarrollo, productividad, calidad del fruto u otros atributos hortícolas.

En la práctica puede resultar difícil determinar cuál de los tres tipos de factores influyentes es dominante en una combinación de injerto dada, cultivada en un medio ambiental específico.

Efectos del patrón en la cultivar de la púa

TAMAÑO HÁBITO DE CRECIMIENTO

Uno de los efectos más significativos del patrón es el control del tamaño que a veces va acompañado por un cambio en la forma del árbol. Aparentemente, el patrón altera el vigor de una cultivar dada que se le injerte. En manzanos, mediante la selección apropiada de patrones, se ha obtenido una gama completa de tamaños de árbol —desde enanos hasta muy grandes— al injertar la púa de una cultivar dada en patrones diferentes.

El hecho de que se pueden emplear patrones específicos para influir en el tamaño de los árboles se ha conocido desde tiempos antiguos. Teofrasto, y después los horticultores romanos, hizo uso de patrones de manzano achaparrantes que podían ser propagados con facilidad. El nombre "Paradise" (Paraíso), que se refiere a un parque o jardín persa, "pairidaeza", se aplicó a patrones de manzano achaparrantes a finales del siglo XV. (*23*)

En la actualidad se ha desarrollado una amplia diversidad de patrones controladores del tamaño para algunos de los árboles frutales principales. (*17*) Los más notables son la serie de patrones para manzano propagados vegetativamente colectados y desarrollados en la East Malling Research Station en Inglaterra a partir de 1912. Estos patrones se clasificaron en cuatro grupos, principalmente por el grado de vigor que impartían a la cultivar injertada: *enanos, semienanos, vigorosos* y *muy vigorosos*. (*70, 113, 134*) De manera similar, los efectos de control del tamaño del patrón en los injertos de cerezo dulce (*Prunus avium*), han sido conocidos desde principios del siglo XVIII. (*79*) Los patrones de cerezo Mazzard (*P. avium*) obtenidos de semilla tienden a producir árboles grandes, vigorosos y de larga vida, mientras que aquellos de *P. mahaleb* tienden a producir árboles más chicos de vida más corta. (*42*) Sin embargo, plántulas individuales de esas especies, multiplicadas y mantenidas como clones, pueden producir marcados efectos de patrón, diferentes de aquellos de la especie en conjunto. Los efectos del patrón en el tamaño y vigor de los árboles se ha reconocido también en cítricos, perales y otras especies. (*10, 53*) En el Cap. 18 se presenta un estudio de patrones específicos para los diversos cultivos frutales y de nueces.

No es posible predecir con certeza los efectos del patrón sin considerar el sistema entero en el cual se usa, incluyendo la cultivar específica que se usa como púa para el brote. Antes de llegar a una conclusión respecto al árbol compuesto, se debe probar cada combinación de patrón-púa. (*69*) Asimismo se deben tomar en cuenta las condiciones ambientales en que van a cultivarse. Si las plantas injertadas se cultivan en condiciones óptimas, es posible que las diferencias de crecimiento de los patrones vigorosos respecto a aquellos más débiles puedan reducirse al mínimo. Cuando se emplean patrones achaparrantes se requieren buenas condiciones de suelo y de cultivo para obtener un resultado favorable.

A menudo, los efectos achaparrantes de un patrón van asociados con alteraciones de la forma normal del árbol. Una forma baja y desparramada se ilustra con injertos del manzano "McIntosh" en patrón apomíctico semiachaparrante de *Malus sikkimensis*. (*148*) Es posible que esos efectos se deban a cambios en las concentraciones de ciertas hormonas (auxinas, giberelinas) en el árbol.

En las plantas ocurren virus asintomáticos que pueden ejercer una influencia achaparrante. Si no se presentan síntomas perjudiciales, se puede producir, con este método, un achaparramiento útil. (*60*) La remoción de virus de algunos patrones clonales achaparrantes mediante tratamiento con calor puede disminuir su influencia reductora en el tamaño.

En el desarrollo de nuevos patrones clonales a partir de plántulas, sería muy útil poder predecir si esos patrones serán achaparrantes o vigorizantes. Estudios (*8, 102*) efectuados en Inglaterra indican que los patrones de manzano conocidos como productores de árboles enanos tienen en sus raíces laterales una proporción elevada de corteza con relación a la madera, mientras que en los patrones que causan un incremento en vigor de la cultivar injertada, se encuentra una proporción menor de corteza/madera. También, en los patrones de manzano achaparrantes, gran parte del tejido leñoso funcional de las raíces está formado por células vivientes, mientras que en patrones no achaparrantes, vigorosos, la madera está formada por una cantidad relativamente grande de tejido lignificado, sin contenido de células vivientes. Sin embargo, en estudios similares (*168*) realizados en Italia con manzanos y perales injertados, no se encontró esa relación.

FRUCTIFICACIÓN

El patrón empleado puede influir en la *precocidad de la fructificación, la formación de las yemas fructíferas, el cuajado de los frutos y en el rendimiento* de un árbol. En general, la preco-

cidad de la fructificación está asociada con los patrones achaparrantes y la lentitud en el inicio de la fructificación con patrones vigorosos. Estudios a largo plazo efectuados en Inglaterra, con varios patrones para manzano demostraron que los resultados variaron de acuerdo con la edad del árbol y el espaciamiento de los mismos. (*134, 135*) Los árboles injertados sobre el patrón "Malling 9", plantados a distancias de 3.6 × 3.6 m, tuvieron el rendimiento acumulado más alto por árbol hasta la edad de 10 años debido a su producción temprana. Para el 10° año fueron superados por árboles injertados sobre el patrón de vigor moderado "Malling 4". En el 15° año éstos fueron a su vez sobrepasados por árboles que tenían el patrón "Malling 1" vigoroso, pero al 20° año el rendimiento de todos los árboles fue menor que aquellos que tenían el patrón muy vigoroso "Malling 16". En base al rendimiento por hectárea en los primeros 20 años, los árboles formados con el patrón "Malling 9", plantados a 3.6 × 3.6 m, fueron los más rendidores de cualquier grupo. Después de ese tiempo el mayor rendimiento se obtuvo de aquellos que tenían el patrón muy vigoroso "Malling 16".

En algunos casos, los patrones vigorosos de crecimiento robusto producen una planta más grande y más vigorosa de la cual se obtienen cosechas más grades en un periodo de años más largo. Por otra parte, los árboles formados sobre patrones achaparrantes pueden ser más fructíferos, y si se les siembra a menores distancias, producen rendimientos más elevados por hectárea, en especial en los primeros años de producción.

La presencia misma de la unión de injerto puede estimular una producción más temprana y tal vez más abundante. Por ejemplo, en estudios hechos con cítricos (*83*) de cinco patrones: naranjo agrio, naranjo dulce, naranjo trifoliado, toronja y limón rugoso; produjeron dos estaciones antes cuando se les injertó con púas propias que cuando no se les injertó, aunque en cada caso los árboles eran casi del mismo tamaño.

Si se presenta una unión de injerto imperfecta, con incompatibilidad parcial como ocurre en algunas combinaciones, una reducción de translocación en la unión de injerto puede ejercer el efecto que tendría el anillado y conducir con ello a un incremento en la fructificación.

La influencia del patrón puede variar mucho en las diferentes clases de plantas. En el cultivo de variedades de persimón japonés (*Diospyros kaki*) el patrón tiene un efecto directo sobre la producción de flores y el cuajado de los frutos. En pruebas realizadas con el persimón "Hachiya" (*152*) los árboles sobre patrón de *D. lotus* produjeron más flores pero maduraron menos frutos que árboles similares sobre patrón de *D. kaki*, mientras que los árboles injertados sobre *D. virginiana* produjeron tan pocas flores que la cosecha resultó muy mala.

En las vides, en que el rendimiento depende del vigor del crecimiento del año en que se cosecha, el patrón empleado puede ser un factor que influya mucho. (*68*) Se tuvieron incrementos grandes de rendimiento de ciertos tipos de vid americanos (*Vitis labrusca*) cuando se les injertó sobre patrones vigorosos, en comparación con los registrados de plantas que se cultivaron en sus propias raíces (no injertadas). (*176*) En un periodo de seis años, el rendimiento de las vides "Concord" aumentó del 30 al 150%, según el patrón empleado. Por otra parte, con púas de *V. vinifera* el injerto sobre "Dog Ridge" (*V. champini*), un patrón cultivado en extremo vigoroso, en suelos fértiles puede producir un crecimiento tan vigoroso que se vuelven improductivas.

TAMAÑO, CALIDAD Y MADUREZ DEL FRUTO

Entre las diferentes especies de plantas se presenta una variación considerable respecto al efecto del patrón sobre las características del cultivar que se le injerta. En el fruto del injerto no se presenta una transferencia de las características que tendría el del patrón. Por ejemplo, el membrillero que comúnmente se emplea como patrón del peral tiene frutos con un pronunciado sabor ácido y astringente, el cual no se presenta en las peras. El duraznero a veces se emplea como patrón para el albaricoquero, pero no hay ninguna indicación de que los albaricoques hayan tomado algunas de las características de los duraznos.

Aunque no se entremezclan las características de los frutos del patrón y del injerto, ciertos patrones pueden afectar la calidad de la variedad que se injerte sobre ellos. Un ejemplo notable de esto es el defecto de "base negra" de las peras. Los cultivares "Bartlett", "Anjou", y algunos otros, en diversos patrones, en ocasiones producen frutos que son anormales en el extremo del cáliz. El daño consiste en el ennegrecimiento de la pulpa, la cual en casos graves se abre. A veces la parte del cáliz está dura y saliente. Esos frutos no tienen utilidad comercial. Se ha visto (*40, 74*) que este problema se presenta cuando los árboles se han propagado sobre ciertos patrones como *Pyrus pyrifolia*, pero sólo rara vez cuando se emplea el peral francés *P. communis*. Este desarreglo afecta sólo al fruto ya que en el árbol no se presentan síntomas adversos.

La formación de la base negra de los frutos desaparece si los árboles que están sobre patrón de *P. pyrifolia* se arquean con *P. communis* procedentes de semilla y después, una vez que los injertos sostienen al árbol, se cortan las raíces originales de *P. pyrifolia*. La base negra de los frutos sigue manifestándose a menos que se interrumpa la conexión original de la copa "Bartlett" con las raíces de *P. pyrifolia*. No se ha llegado a establecer si las raíces de *P. pyrifolia* producen sustancias tóxicas para el fruto o si hay alguna otra interacción.

En los cítricos, los patrones producen efectos muy notables en las características de los frutos del cultivar injertado sobre ellos. (*11*) Si se usa naranjo agrio (*Citrus aurantium*) como patrón, los frutos de naranjo dulce, de la mandarina y de la toronja son lisos, de piel delgada y jugosos, de excelente calidad y se almacenan bien sin deteriorarse. Los patrones de naranjo dulce (*C. sinensis*) también producen frutos de piel delgada, jugosos y de alta calidad. Los frutos de cítricos sobre patrón de toronjo (*C. paradisi*) suelen ser de tamaño, clase y calidad excelentes, siempre que se proporcione fertilización abundante. Pero cuando se usa el limón rugoso (*C. limon*) como patrón, con frecuencia los frutos resultan de piel gruesa, algo grandes y ásperos, de calidad inferior y bajos tanto en azúcar como en ácido.

El patrón influye en forma muy marcada en el tamaño de los frutos del naranjo de las variedades "Washington Navel" y "Valencia". Las naranjas más grandes de ombligo fueron producidas sobre patrones de naranjo agrio y las más pequeñas en patrones del limón dulce Palestine. Las naranjas "Valencia" más grandes estuvieron asociadas con patrones achaparrantes de naranjo trifoliado, en tanto que los patrones de naranjo dulce produjeron los frutos más pequeños.

Aunque muchas pruebas han demostrado que las diversas características de los frutos de cítricos las afectan el patrón empleado, se desconoce el mecanismo fisiológico básico.

En la parte sur de los EUA en un tiempo se acostumbró injertar tomate (*Lycopersicon esculentum*) sobre toloache (*Datura stramonium*), debido a la resistencia a los nematodos de las raíces de *Datura*. Como se sabía que el toloache contiene alcaloides venenosos, se tuvo cierta preocupación de que esos alcaloides fueran translocados del patrón a los frutos del tomate. Los estudios demostraron que tal era el caso. El contenido de alcaloides de los frutos de tomate sobre plantas injertadas era de 3.9 a 28.6 mg/kg de frutos frescos; en tanto que las plantas de control no injertadas no contenían alcaloides. (*98*)

Hay otros ejemplos similares de esta translocación de compuestos entre patrón e injerto en injertos intergenéricos en Solanaceae. En una serie de injertos recíprocos entre tomate y tabaco, se encontró nicotina en los injertos de tomate sobre patrón de tabaco. Cuando se hicieron injertos de tabaco sobre patrón de tomate, la producción de alcaloides del tabaco se redujo bastante, ocurriendo la mayor parte de la síntesis de los alcaloides en la unión de injerto y en la

parte del tallo de tabaco que se encontraba inmediatamente arriba de la unión. Esa localización no se encontró en injertos de tomate sobre patrón de tabaco. (*41, 160*)

EFECTOS DIVERSOS DEL PATRÓN SOBRE EL INJERTO: RESISTENCIA A BAJAS TEMPERATURAS INVERNALES, RESISTENCIA A LAS ENFERMEDADES Y ÉPOCA DE MADURACIÓN DE LOS FRUTOS

En los cítricos, el patrón usado puede afectar la resistencia del injerto a las bajas temperaturas. Durante las heladas severas del invierno de 1950-1951 en el Valle del Río Grande de Texas, los árboles jóvenes de toronja injertados sobre patrón de limón "Rangpur" sobrevivieron mucho mejor que aquellos sobre limón rugoso o naranjo agrio; los árboles sobre mandarina "Cleopatra" se dañaron en forma más severa. (*33*) Una fuerte helada en Florida, en 1962, sirvió para demostrar que en naranjos y toronjas había una amplia gama de resistencia a las bajas temperaturas que podía atribuirse al patrón usado. (*53*)

Los diversos patrones responden en forma diferente a ciertas condiciones del suelo, produciendo así alteraciones sobre el comportamiento de la variedad que se injerte sobre ellos; esto se ilustra en la Fig. 11-23. Los patrones de almendro y de ciruelo mirobalano toleran mejor el exceso de boro en los suelos que los patrones de ciruelo "Marianna". Así, en este caso se logró un desarrollo bastante bueno del ciruelo francés sobre patrones de almendro y ciruelo mirobalano, en condiciones en que fue severamente dañado cuando se injertó sobre patrones de ciruelo "Marianna" o de albaricoquero. (*66*)

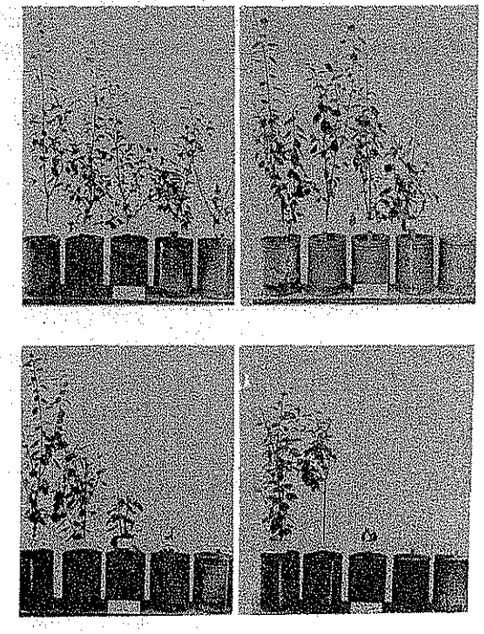


Fig. 11-23 El patrón que se emplee puede afectar la tolerancia de ciertos árboles frutales a cantidades tóxicas de algunos elementos. Esto queda ilustrado por ciruelos "French" sobre cuatro patrones diferentes, al regarlos con agua que contenía cuatro niveles diferentes de boro. Los patrones fueron: almendro, procedente de semilla (*arriba, izquierda*); ciruelo mirobalano procedente de semilla (*arriba, derecha*); albaricoquero, procedente de semilla (*abajo, izquierda*); y estacas de ciruelo "Marianna" (*abajo, derecha*). En cada patrón se usó agua de riego con las siguientes concentraciones de boro (*de izquierda a derecha*): ½ ppm (agua de la llave); 2; 3; 5 y 10 ppm. Cortesía de C. J. Hansen.

Los cuatro patrones que más comúnmente se usan para frutales de hueso (*Prunus* sp.) —ciruelo, durazno, albaricoquero y almendro— difieren en forma marcada en su respuesta a condiciones adversas del suelo (*43*) y, en consecuencia, pueden afectar al desarrollo de la variedad que se injerte en ellos. Por ejemplo, los árboles que tienen patrón de ciruelo mirobalano son más tolerantes al exceso de humedad del suelo, siguiendo en grado de tolerancia los patrones de durazno o de albaricoquero, siendo los patrones de almendro los más susceptibles a recibir daños en esas condiciones.

En los cítricos existe una variabilidad considerable en la tolerancia de los diversos patrones a condiciones adversas de suelo. La selección del patrón sobre el que se va a injertar es de mucha importancia. En Texas, por ejemplo, la gravedad de los síntomas de la clorosis inducida por cal en suelos calcáreos es determinada en gran parte por el patrón que se emplee. Pruebas con toronjos sobre 36 patrones diferentes mostraron que con 4 de los patrones no aparecieron síntomas de clorosis, pero que ésta se manifestó en forma severa en 13 de los patrones. (*34*)

Se sabe que algunos patrones son más tolerantes que otros a las condiciones adversas de suelo causadas por organismos como los nematodos (*Meloidogyne* sp.) o el hongo de la raíz del roble (*Armillaria mellea*). El crecimiento del injerto sería influido después por el patrón a través de la capacidad de éste para resistir esas condiciones adversas.

Los ejemplos anteriores ilustran casos en que el comportamiento de la cultivar de la púa es afectado por el patrón usado, lo cual a su vez puede resultar de reacciones del patrón a ciertas condiciones adversas del suelo.

Efectos de la cultivar injertada sobre el patrón

Aunque hay una tendencia a atribuir al patrón todos los casos de achaparramiento o de vigorización en una planta injertada, el efecto del injerto sobre el comportamiento de la planta compuesta puede tener tanta importancia como el del patrón. Sin duda alguna el injerto, el patrón intermedio, el portainjerto y la unión misma del injerto, influyen en forma mutua y determinan el comportamiento general de la planta. Sin embargo, en ciertas combinaciones un miembro específico de la combinación ejerce una influencia marcada, no importando qué parte de la planta pase a formar. Por ejemplo, un tipo achaparrante ejercerá su influencia sobre toda la planta, no importando que se emplee como patrón, como patrón intermedio o como púa.

EFECTO SOBRE EL VIGOR DEL PATRÓN

Esta parece ser la influencia principal del injerto sobre el patrón, tal como fue en el caso del efecto del patrón sobre el injerto. Si sobre un patrón débil se injerta una variedad de crecimiento vigoroso, el crecimiento del patrón será estimulado de modo que se volverá más grande de que si se hubiera dejado sin injertar. Recíprocamente, si una variedad débil se injerta sobre un patrón vigoroso, el crecimiento del patrón será menor de lo que pudiera haber sido sin ser injertado. En los cítricos, por ejemplo, cuando la variedad que sirve de injerto es menos vigorosa que la usada como patrón, es el injerto más bien que el patrón el que determina la velocidad de crecimiento y el tamaño final del árbol. (*82*)

El hecho de que el injerto influye sobre el crecimiento del patrón fue reconocido desde mediados del siglo XIX. (*57*) Desde hace tiempo se ha sabido, sobre todo en el manzano, que en árboles injertados el tamaño, la naturaleza y la forma del sistema radicular que se desarrolla en pa-

trones procedentes de semilla pueden ser afectados por la cultivar que se injerte en ellos. (*156, 173*) Cultivares diferentes usadas como púas pueden dar origen a patrones de crecimiento distintos en el patrón. Por ejemplo, si patrones de manzano procedentes de semilla se injertan de púa o de yema con la variedad "Red Astrachan", se forma un sistema radical muy fibroso, con pocas raíces principales. Si otros patrones similares se injertan con "Oldenburg" o "Fameuse", el sistema radical resultante no es fibroso sino que tiene un sistema radical formado por una raíz principal profunda con dos o tres ramificaciones. (*73*) De hecho, los viveristas que propagan manzanos, en ocasiones pueden identificar muchas de las variedades usadas como púas de injerto por el aspecto del sistema radical de los árboles de vivero injertados.

EFECTO SOBRE LA RESISTENCIA DEL PATRÓN A TEMPERATURAS BAJAS

Cuando menos en algunas especies, la resistencia a temperaturas bajas de un patrón específico puede ser modificada por el cultivar que se injerte sobre él. Este efecto no se debe necesariamente a que un injerto resistente a bajas temperaturas imparta esa resistencia al patrón. Más bien, es probable que esté relacionado con el grado de maduración que alcance el patrón, habiendo ciertas variedades que al injertarse tienden a prolongar el crecimiento de las raíces del patrón por bastante tiempo durante el otoño, de modo que los tejidos de la raíz no han madurado lo suficiente para cuando ocurren heladas fuertes en el invierno. El patrón, si no se injerta o se hace con una variedad que detiene su crecimiento temprano en el otoño, puede madurar sus tejidos con la anticipación necesaria para desarrollar suficiente resistencia a las temperaturas bajas.

Efectos de un patrón intermedio sobre la púa y el patrón

La capacidad de ciertos patrones achaparrantes, insertados entre una raíz y una copa vigorosas para producir un árbol achaparrado y de producción temprana, se ha conocido desde hace siglos y se ha usado comercialmente para la propagación de árboles enanos. Se ha reportado (*131*) que uno de los primeros registros de esos procedimientos (*93*) fue dado en 1681 en Inglaterra, recomendando el empleo del manzano Paradise como patrón para inducir precocidad en manzanos injertados sobre patrones de manzano silvestre. En la Fig. 11-24 se muestra como ejemplo el grado de achaparramiento que puede producirse por patrones intermedios.

Las pruebas efectuadas (*166*) para determinar si patrones intermedios de diversos cultivares de manzano insertados entre el patrón de manzano "Malling 2" y los cultivares "Jonathan" o "Delicious" como injerto tenían algún efecto en el comportamiento de este último, demostraron que en cada caso se registró una reducción del rendimiento en comparación con aquellos casos en que el cultivar mismo se empleaba como patrón intermedio.

Al parecer, una sección intermedia de tallo achaparrante tiene un mecanismo inherente que ocasiona una reducción en el crecimiento tanto del patrón como en la copa injertada. (*131*) Comparaciones reiteradas de la influencia ejercida sobre el injerto por el patrón y por un patrón intermedio, han demostrado que aunque ambos tienen influencia, la del patrón es mayor. (*171, 178*)

El achaparramiento de manzanos empleando un patrón intermedio achaparrante, como "Malling 9" ha tenido un amplio uso comercial durante muchos años. Este método tiene la ventaja de permitir el empleo como patrón de una plántula bien anclada, vigorosa, en lugar de un clon achaparrante quebradizo y mal anclado. Sin embargo, con el uso del patrón achaparrante intermedio puede presentarse una producción excesiva de brotes de las raíces, aún en patrones de tipo que normalmente no producen muchos brotes.

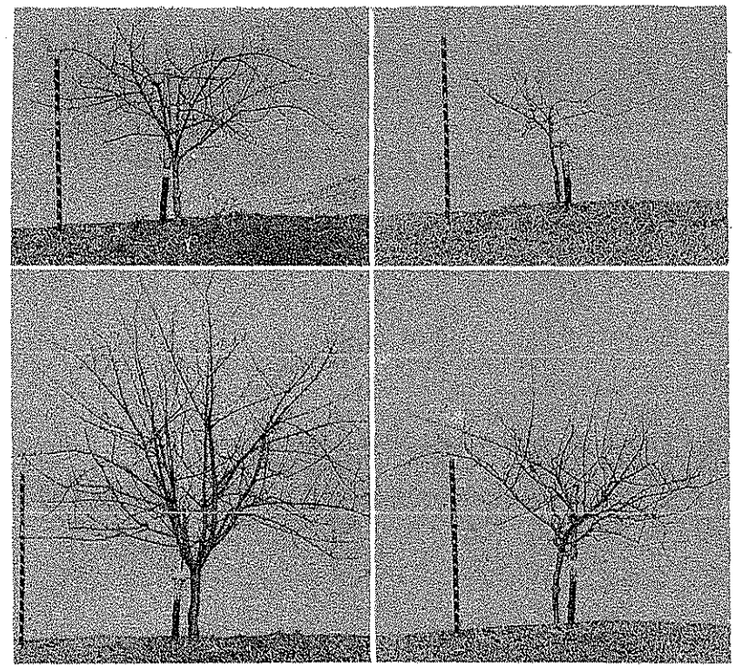


Fig. 11-24 Efecto de un patrón intermedio sobre el tamaño de un injerto de manzano Cox's Orange Pippin sobre patrón "MM 104". *Arriba, izquierda:* Cox /"M.9/MM.104". *Arriba, derecha:* Cox/"M.27/MM.104". *Abajo izquierda:* Cox/"MM. 104". *Abajo derecha:* Cox/"M.20/MM.104". Cortesía de M. S. Parry, W. S. Rogers y los Editores del *Journal of Horticultural Science.* (*131*)

En algunos casos, este efecto del patrón intermedio puede deberse a la introducción de una unión de injerto adicional, con posibilidades de producir restricciones a la translocación. Las uniones de injerto imperfectas han sido señaladas como una causa del achaparramiento de los naranjos por un patrón intermedio de limón. En contraste con la situación de achaparramiento en manzanos con un patrón intermedio "Malling 9", el limón en sí tiene un crecimiento fuerte.

Por otra parte, existen datos de que los efectos observados del patrón intermedio se deben directamente a una influencia de la porción de patrón intermedio más bien que a anormalidades en la unión de injerto. (*150*) Al parecer el efecto achaparrante de "Malling 9" se debe a algo más que a restricciones en la unión de injerto, ya que el "Malling 9" es en sí mismo un árbol enano de fructificación temprana.

Estudios efectuados (*141*) han mostrado cuantitativamente que la respuesta inicial obtenida de un patrón intermedio "Malling 9" en el árbol compuesto "Starking Delicius/M 9/M 16" fue de floración temprana y abundante. Esta fue seguida, como resultado de la cosecha abundante por una reducción en el tamaño del árbol. El grado de respuesta obtenida fue proporcional a la longitud del patrón intermedio "Malling 9". Este resultado apoya las experien-

cias anteriores de que el efecto del patrón intermedio es debido a una influencia directa del patrón, ya que el incremento en la longitud del patrón intermedio intensifica su efecto. (*39, 59*) Sin embargo, en estudios en los que se usó el peral "Old Home" como patrón intermedio entre "Bartlett" y membrilleros, no se encontraron efectos resultantes del empleo de patrones intermedios de diferente longitud. (*185*)

Posibles mecanismos de la influencia recíproca entre patrón e injerto

La naturaleza de las relaciones entre el patrón y la púa es muy compleja y es probable que difiera entre combinaciones genéticamente diferentes. El mecanismo fundamental mediante el cual se ejerce la influencia mutua entre el patrón y el injerto no se ha determinado en forma adecuada. Algunas de las explicaciones propuestas de los efectos observados son especulativas, en ocasiones contradictorias y a veces no bien fundadas. Se han propuesto varias teorías como posibles explicaciones de la interacción entre el patrón y el injerto.

Uno de los mecanismos sugeridos es que las influencias del patrón son el resultado de *efectos de translocación* más bien que de la *capacidad de absorción* del sistema radical. El hecho de que, cuando menos en cierto grado, la porción de tallo de un árbol tiene una influencia definida se ha demostrado por medio de experimentos (*13*) en los cuales materiales que es común que se empleen como patrones, se utilizaron como patrones intermedios entre un sistema radical vigoroso y un cultivar que sirvió de injerto. Los efectos esperados todavía se manifestaron aunque en menor grado, no obstante que los materiales se emplearon como patrón intermedio más bien que como el sistema radical entero de absorción. Se notó esa misma influencia en el árbol, aun en el caso en que el tejido de patrón intermedio se redujo sólo a un anillo de corteza.(*142*)

Siguiendo ese razonamiento, la uniformidad que se presenta en los árboles que se producen sobre patrones propagados en forma vegetativa se debe a la uniformidad de los *tallos* de esos patrones, en tanto que la variación de los tallos en patrones obtenidos de semilla es responsable de la variación que se observa en el desarrollo del cultivar que se les injerta. Esto se manifiesta en forma especial si el injerto, de púa o de yema, se hace en una parte bastante alta del tallo patrón, de tal modo que haya mayor oportunidad para que éste ejerza su influencia. Pero si el injerto se hace sobre las raíces de patrones obtenidos de semilla (aquellos con influencia relativamente pasiva), tal como se hace en los injertos de raíz, esa variabilidad no se manifiesta debido a la ausencia de la influencia que ejerce la porción de tallo. Por tanto, es posible producir un grupo de árboles bastante uniforme, aunque sean injertados en patrones procedentes de semilla. Esta misma situación se ha observado en cerezos, en los cuales los huertos formados con árboles que habían sido injertados en una posición baja sobre plántulas de Mazzard, resultaron bastante uniformes y los huertos plantados con árboles injertados de yema en una porción alta del tallo presentaron considerable variación.

Sin embargo, algunos investigadores en Inglaterra concluyeron (*71, 178*) que es el *sistema radical* mismo más bien que el *tallo* del patrón el que desempeñaba el papel principal en los efectos del patrón sobre el injerto. Beakbane y Rogers (*9*) después de efectuar experimentos con manzanos durante 19 años, concluyeron que la influencia característica del patrón se debía a las raíces mismas. Ese efecto no dependía de la presencia de una porción de tallo del patrón, aunque ésta tendió a aumentar la influencia del patrón.

Es posible que Ramírez y Tabuenca (*138*) hayan resuelto esas contradicciones que se observaron entre la influencia de la raíz y del tallo al demostrar que si la púa o el patrón intermedio influyen sobre la morfología de la raíz, es porque tienen características dominantes.

Chandler (*29*) y Gardner, Bradford y Hooker (*54*) tratando el tema en términos generales, afirmaron que el efecto del patrón sobre el injerto y viceversa puede ser explicado por *factores fisiológicos*, principalmente por influencias debidas *a cambios en vigor*. Chandler señaló que cuando el injerto es la parte más vigorosa de la combinación, la provisión de carbohidratos de la raíz debe ser mayor. Y como ciertas raíces aprovisionan y son aprovisionadas por ciertas ramas, es de esperarse que el hábito de ramificación de la copa influya sobre el hábito de ramificación de las raíces, explicando así los diferentes tipos de raíces que se lograron al usar diversas variedades como injertos. Si los árboles de diferentes variedades se podaran hasta dejar exactamente el mismo número y distribución de ramas, es posible que en el crecimiento del patrón no se presentaran diferencias asociadas con el empleo de distintas variedades para injerto.

Los efectos del patrón no están relacionados con el vigor en forma invariable. Características tales como la floración, el cuajado, el tamaño, el color o la calidad de los frutos puede afectarlas el patrón aun en árboles que muestran un mismo vigor. Por ejemplo, el efecto marcado del patrón sobre el desarrollo de la base negra de las peras ciertamente no se debe a una alteración del vigor.

Tukey y Brase (*173*) concluyeron de sus estudios que no debe considerarse que parte alguna de un injerto ejerce un control completo sobre las otras, sino que todas ellas, patrón, patrón intermedio e injerto, influyen en el crecimiento en conjunto, aunque el patrón ejerce el efecto dominante.

Aunque no existe una explicación completamente satisfactoria de cómo tres componentes genéticamente diferentes de una planta injertada, patrón, patrón intermedio y púa, interaccionan para influir en las respuestas de crecimiento, floración y fructificación de la planta compuesta, se pueden considerar tres factores (a) *absorción y utilización de nutrientes*, (b) *translocación de nutrientes y agua* y (c) *alteraciones en factores de crecimiento endógenos*.

NUTRICIÓN

Puede ser posible que los patrones achaparrantes produzcan árboles pequeños por efectos de inanición, pero éste no ha sido el caso. Los árboles enanos en ocasiones contienen concentraciones más elevadas de nutrientes minerales y orgánicos que los árboles vigorosos. (*30, 140*) Se encontró que la condición de buena fructificación que existe en manzanos jóvenes injertados sobre patrones achaparrantes de "Malling 9" estaba asociada con la acumulación de almidón en las ramas al comienzo de la estación. (*30*) Es de esperarse que tal acumulación temprana de almidón sea favorable para la iniciación de los primordios de las yemas florales. Los árboles no fructicadores injertados sobre el patrón vigoroso "Malling 12" no mostraron esa acumulación de almidón. El aumento de la provisión de agua y nutrientes producido por raíces vigorosas debe estimular la producción de crecimiento nuevo, en vez de retardarlo; y no debe permitir la acumulación de carbohidratos, como sería el caso en los patrones achaparrantes más débiles.

Ciertas influencias del patrón pueden ser explicadas por la absorción de minerales que efectúan los diversos patrones y que pasan al injerto. Por ejemplo, el sistema radical muy vigoroso del durazno "Shalil", cultivado con bajos niveles de nutrientes, pudo tomar y pasar al injerto una mayor provisión de nutrientes que el patrón "Lovell" menos vigoroso. En esas condiciones, la variedad usada como injerto tuvo mejor crecimiento sobre el patrón "Shalil" que sobre el "Lovell". Pero cuando el nivel de sales fue mayor e incluyó iones tóxicos de cloruros, la mayor acumulación de esas sales, translocadas después al injerto, ocasionó daños y depresión. En este caso, la diferencia en vigor de dos patrones produjo efectos opuestos en dos condiciones de suelo diferentes: uno con alta salinidad y otro con salinidad baja. (*72*)

Estudios realizados en Inglaterra (*4, 5*) con "Malling 9" y con el aún más achaparrante "Malling 27" han aportado evidencia de que los árboles que se desarrollan sobre esos patrones son más pequeños, debido a que están restringidos a menor número de puntos de crecimiento, que continúan desarrollándose durante un periodo más corto. La tasa de crecimiento aún más lenta del sistema radical limita en tal forma a los árboles, que éstos son incapaces de emplear por completo el fotosintato para efectuar un crecimiento continuado.

TRANSLOCACIÓN

El hecho de que patrones intermedios achaparrantes clonales como "Malling 9" producen cierto achaparramiento puede indicar que interviene en ello la translocación, debido ya sea a bloqueo parcial en la unión de injerto o a una reducción en el movimiento de agua o de materiales nutrientes (o ambos) a través de la porción misma del patrón intermedio.

Una explicación ofrecida (*181*) acerca del efecto achaparrante de ciertos patrones, es apoyada por estudios concernientes a la eficiencia de la conducción del agua en la unión de injerto. Hay indicaciones de que la unión de injerto introduce una resistencia adicional al flujo del agua. Esa resistencia fue mayor en uniones en las que el patrón "Malling 9" fue uno de los componentes. Algunas de las características de crecimiento de los árboles sobre patrón "Malling 9", tales como hojas pequeñas, entrenudos cortos y cesación temprana del crecimiento estacional de las ramas, son del tipo que generalmente se relaciona con una ligera deficiencia de agua en el árbol. Sin embargo, como se mencionó antes, aunque una unión de injerto restringida puede contribuir a la influencia achaparrante de ciertos patrones, es probable que el factor primordial resida en la naturaleza de las características de crecimiento de esos patrones.

En un estudio de la translocación de fósforo (P^{32}) y calcio (Ca^{45})radiactivos de la raíz a la copa de manzanos de un año de la variedad "McInstosh", cultivados en soluciones nutrientes, se demostró que cuando se empleó el patrón vigoroso "Malling 16" se encontró en la copa de los árboles una cantidad tres veces mayor de esos elementos que la que se encontró al usar el patrón achaparrante "Malling 9". (*22*) Esto puede indicar una capacidad superior del patrón vigoroso para absorber y translocar nutrientes minerales al injerto con relación al patrón achaparrante. O puede sólo significar que las raíces de "Malling 9", con su mayor porcentaje de tejido vivo, formaron un "resumidero" mayor para esos materiales, reteniéndolos en las raíces.

FACTORES ENDÓGENOS DEL CRECIMIENTO

Sax expuso la idea (*147, 150*) de que algunas de las alteraciones del crecimiento que se observan cuando se emplean ciertos patrones intermedios o cuando se invierte un anillo de corteza en el tronco de un árbol joven, pueden deberse a la interferencia de la translocación normal de sustancias naturales reguladoras de crecimiento y de nutrientes de las hojas a las raíces. Se sabe que existen ciertos factores (por ejemplo, la vitamina B_1) que son necesarios para el crecimiento de la raíz y cualquier cosa que detenga o reduzca el flujo de esas sustancias limitará el crecimiento del patrón y después el de todo el árbol.

Es posible que los patrones achaparrantes puedan ejercer sus efectos característicos debido a una baja producción inherente de estimuladores endógenos del crecimiento, o a su incapacidad para conducir o utilizar esas sustancias al ser producidas por el injerto. En el vivero, los árboles jóvenes que tienen un patrón achaparrante pueden efectuar durante uno o dos años un crecimiento vigoroso cuando los materiales reguladores del crecimiento (auxinas y giberelinas) están presentes en cantidades aún suficientes, pero varios años después se presenta el achaparramiento debido al incremento en la escasez de estimuladores del crecimiento que conducen al desarrollo normal de la raíz o de la copa. (*172*)

Se tienen pruebas (*65*) para demostrar que la cantidad de ácido indolacético (una auxina estimuladora del crecimiento) que es destruida por el tejido de corteza de la raíz y del tallo, está inversamente correlacionada con el vigor del injerto inducido por el patrón. En un estudio (*111*) de extractos de hojas de varios patrones de manzano que controlan el tamaño del árbol, se encontró que aquellos que producían el mayor achaparramiento contenían materiales que estimulaban la descomposición oxidante del ácido indolacético.

En una comparación de los factores endógenos reguladores del crecimiento presentes en la corteza del patrón de manzano "Malling 9" con aquellos existentes en la corteza del patrón vigorizante "Malling 16" se observó (*100*) que en "Malling 9" se encontraban menores concentraciones de sustancias estimuladores del crecimiento y más inhibidoras del mismo, de las determinadas en "Malling 16".

En extractos de tejidos obtenidos de cuatro patrones de manzano controladores del tamaño, "Malling 16" (vigorizante), "Malling 1" (semivigorizante), "Malling 7" (semiachaparrante) y "Malling 9" (achaparrante), se encontraron contenidos crecientes, en el mismo orden, de un inhibidor endógeno que aparentemente era ácido abscísico. (*189*)

También existe la posibilidad de que las diferentes concentraciones de giberelina endógena, como estimuladora del crecimiento, puedan explicar, en parte, las características de control del tamaño que tienen los diversos patrones. Se sabe que las raíces producen giberelina y que las cantidades de ésta, presentes en la corriente de transpiración, son suficientes para ejercer una influencia decidida sobre el control del crecimiento. (*88*) Se encontraron extractos del patrón achaparrante de manzano "Malling 9" que tenían cantidades menores de sustancias similares al ácido giberélico que las identificadas en los patrones "Malling 1" y "Malling 25" más vigorizantes. (*86*) Esas bajas concentraciones de giberelinas en los patrones más achaparrantes pueden deberse ya sea a una menor producción o a una destrucción mayor. Así, el achaparramiento diferencial producido por los diversos patrones puede explicarse, en parte, por las distintas concentraciones de giberelinas translocadas de las raíces al sistema ramal. (*27*) Las inyecciones de ácido giberélico a manzanos injertados han producido un mayor estímulo al crecimiento de la copa, mientras disminuía el vigor del patrón y las de un inhibidor del crecimiento, ácido abscísico, hicieron que cesara el crecimiento de las ramas. (*144*)

En estudios de injerto, (*97*) al injertar anillos completos de corteza del manzano achaparrante "Malling 26" en tallos de la cultivar "Gravenstein" injertados, a su vez, en el patrón vigorizador "M111", se obtuvieron árboles achaparrados, lo cual sirvió como base para postular el siguiente mecanismo de achaparramiento en manzanos: La auxina producida por la punta del tallo se mueve hacia abajo por el floema. La cantidad de ella que llegue a las raíces influye en el metabolismo de las raíces, incluso en la cantidad y clase de citokininas sintetizadas y son translocadas de la raíz al sistema caulinar por el xilema. Estas citokininas influyen en la cantidad de crecimiento que efectúa el tallo.

En estos estudios, el injerto de un anillo de corteza del manzano "Malling 26" ocasionó una reducción en el movimiento hacia abajo de auxinas, reduciendo subsecuentemente la producción de citokininas en las raíces. Esta falta de citokininas disponibles para el movimiento hacia arriba redujo el crecimiento de la parte aérea, produciendo finalmente un árbol achaparrado.

Aparentemente, los diversos tipos de patrones achaparrantes y vigorizadores contienen ya sea cantidades diferentes de materiales estimuladores e inhibidores del crecimiento de ocurrencia natural o bien pueden afectar las cantidades de ellos que pasan a través de sus tejidos. De esta manera, no sólo controlan su propio crecimiento sino que afectan de manera similar el crecimiento de su compañero de injerto, lo cual parece, hasta la fecha, la mejor explicación presentada de los mecanismos que actúan en los patrones que controlan el tamaño de la planta.

BIBLIOGRAFIA

1. Altman, A., and R. Goren. 1971. Promotion of callus formation by abscisic acid in citrus bud cultures. *Plant Phys.* 47:844–46.
2. Amos, J., T. N. Hoblyn, R. J. Garner, and A. Witt. 1936. Studies in incompatibility of stock and scion. I. Information accumulated during twenty years of testing fruit tree rootstocks with various scion varieties at East Malling. *Ann. Rpt. E. Malling Res. Sta. for 1935,* pp. 81–99.
3. Argles, G. K. 1937. A review of the literature on stock-scion incompatibility in fruit trees, with particular reference to pome and stone fruits. *Imp. Bur. of Fruit Prod. Tech. Comm. No. 9.*
4. Avery, D. J. 1969. Comparisons of fruiting and deblossomed maiden apple trees and of non-fruiting trees on a dwarfing and an invigorating rootstock. *New Phytol.* 68:323–36.
5. ———. 1970. Effects of fruiting on the growth of apple trees on four rootstock varieties. *New Phytol.* 69:19–30.
6. Bailey, L. H. 1891. *The nursery book.* New York: Rural Publishing Company.
7. Batjer, L. P., and H. Schneider. 1960. Relation of pear decline to rootstocks and sieve tube necrosis. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 76:85–97.
8. Beakbane, A. B. 1953. Anatomical structure in relation to rootstock behavior. *Rpt. 13th Inter. Hort. Cong.* Vol. 1, pp. 152–58.
9. Beakbane, A. B., and W. S. Rogers. 1956. The relative importance of stem and root in determining rootstock influence in apples. *Jour. Hort. Sci.* 31:99–110.
10. Bitters, W. P. 1950. Citrus rootstocks for dwarfing. *Calif. Agr.* 4(2):5–14.
11. ———. 1961. Physical characters and chemical composition as affected by scions and rootstocks. Chapter 3 in *The orange: Its biochemistry and physiology,* W. B. Sinclair, ed. Berkeley: Univ. of Calif. Div. of Agr. Sci.
12. Bitters, W. P., and E. R. Parker. 1953. Quick decline of citrus as influenced by top-root relationships. *Calif. Agr. Exp. Sta. Bul. 733.*
13. Blair, D. S. 1938. Rootstock and scion relationship in apple trees. *Sci. Agr.* 19:85–94.
14. Bloch, R. 1952. Wound healing in higher plants. *Bot. Rev.* 18:655–79.
15. Blumenfield, A., and S. Gazit. 1969. Interaction of kinetin and abscisic acid in the growth of soybean callus. *Plant Phys.* 45:535–36.
16. Bradford, F. C., and B. G. Sitton. 1929. Defective graft unions in the apple and pear. *Mich. Agr. Exp. Sta. Tech. Bul. 99.*
17. Brase, K. D., and R. D. Way. 1959. Rootstocks and methods used for dwarfing fruit trees. *N.Y. State Agr. Exp. Sta. Bul. 783.*

18. Buchloh, G. 1960. The lignification in stock-scion junctions and its relation to compatibility. In *Phenolics in plants in health and disease,* J. B. Pridham, ed. Long Island City, N.Y.: Pergamon Press.
19. ———. 1962. Verwachsung und Verwachsungsstorungen als Ausdruck des Affinitatsgrades bei Propfungen von Birnenvarietaten auf *Cydonia oblonga. Beit Biol. Pfl.* 37:183–240.
20. Buck, G. J. 1953. The histological development of the bud graft union in roses. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 62:497–502.
21. Buck, G. J., and B. J. Heppel. 1970. A bud-graft incompatibility in *Rosa. Jour. Amer. Soc. Hort. Sci.* 95(4):442–46.
22. Bukovac, M. J., S. H. Wittwer, and H. B. Tukey. 1958. Effect of stock-scion interrelationships on the transport of P^{32} and Ca^{45} in the apple. *Jour. Hort. Sci.* 33:145–52.
23. Bunyard, E. A. 1920. The history of the Paradise stocks. *Jour. Pom.* 2:166–76.
24. Camus, G. 1949. Recherches sur le rôle des bourgeons dans les phénomènes de morphogénèse. *Revue Cytol. et Biol. Vég.* 11:1–199.
25. Caponetti, J. D., G. C. Hall, and R. E. Farmer, Jr. 1971. In vitro growth of black cherry callus: Effects of medium, environment, and clone. *Bot. Gaz.* 132(4):313–18.
26. Carlson, R. F. 1967. The incidence of scion-rooting of apple cultivars planted at different soil depths. *Hort. Res.* 7(2):113–15.
27. Carr, D. J., D. M. Reid, and K. G. M. Skene. 1964. The supply of gibberellins from the root to the shoot. *Planta* 63:382–92.
28. Cation, D., and R. F. Carlson. 1962. Determination of virus entities in an apple scion/rootstock test orchard. *Quart. Bul. Mich. Agr. Exp. Sta., Rpt.* I, 43(2):435–43, 1960. Rpt. II, 45(17):159–66.
29. Chandler, W. H. 1925. *Fruit growing.* Boston: Houghton Mifflin.
30. Colby, H. L. 1935. Stock-scion chemistry and the fruiting relationships in apple trees. *Plant Phys.* 10:483–98.
31. Collins, R. P., and S. Waxman. 1958. Dogwood graft failures. *Amer. Nurs.* 108(8):12.
32. Colquhoun, T. T. 1929. Polarity in *Casuarina paludosa. Trans. and Proc. Roy. Soc. South Australia* 53:353–58.
33. Cooper, W. C. 1952. Influence of rootstock on injury and recovery of young citrus trees exposed to the freezes of 1950–51 in the Rio Grande Valley. *Proc. 6th Ann. Rio Grande Valley Hort. Inst.,* pp. 16–24.
34. Cooper, W. C., and E. O. Olson. 1951. Influence of rootstock on chlorosis of young Red Blush grapefruit trees. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 57:125–32.
35. Copes, D. A. 1969. Graft union formation in Douglas-fir. *Amer. Jour. Bot.* 56(3): 285–89.
36. ———. 1970. Initiation and development of graft incompatibility symptoms in Douglas-fir. *Silvae Genet.* 19:101–7.
37. Crafts, A. S. 1934. Phloem anatomy in two species of *Nicotiana,* with notes on the interspecific graft union. *Bot. Gaz.* 95:592–608.
38. Crane, M. B. and E. Marks. 1952. Pear-apple hybrids. *Nature* 170:1017.
39. Dana, M. N., H. L. Lantz, and W. E. Loomis. 1962. Effects of interstock grafts on growth of Golden Delicious apple trees. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 81:1–11.
40. Davis, L. D., and W. P. Tufts. 1936. Black end of pears III. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 33:304–15.

41. Dawson, R. F. 1942. Accumulation of nicotine in reciprocal grafts of tomato and tobacco. *Amer. Jour. Bot.* 29:66–71.

42. Day, L. H. 1951. Cherry rootstocks in California. *Calif. Agr. Exp. Sta. Bul. 725.*

43. ———. 1953. Rootstocks for stone fruits. *Calif. Agr. Exp. Sta. Bul. 736.*

44. Dimalla, G. G., and J. A. Milbrath. 1965. The prevalence of latent viruses in Oregon apple trees. *Plant Dis. Rpt.* 49(1):15–17.

45. Doesburg, J. van. 1962. Use of fungicides with vegetative propagation. *Rpt. XVI Inter. Hort. Cong.*, pp. 365–72.

46. Doley, D., and L. Leyton. 1970. Effects of growth regulating substances and water potential on the development of wound callus in *Fraxinus*. *New Phytol.* 69:87–102.

47. Dorsman, C. 1966. Grafting of woody plants in the glasshouse. *Proc. XVII Inter. Hort. Cong.* 1:366.

48. Eames, A. J., and L. G. Cox. 1945. A remarkable tree-fall and an unusual type of graft union failure. *Amer. Jour. Bot.* 32:331–35.

49. Epstein, A. H. 1978. Root graft transmission in tree pathogens. *Ann. Rev. Phytopathol.* 16:181–92.

50. Evans, G. E., and H. P. Rasmussen. 1972. Anatomical changes in developing graft unions of *Juniperus*. *Jour. Amer. Soc. Hort. Sci.* 97(2):228–32.

51. Evans, W. D., and R. J. Hilton. 1957. Methods of evaluating stock/scion compatibility in apple trees. *Can. Jour. Plant Sci.* 37:327–36.

52. Fujii, T., and N. Nito. 1972. Studies on the compatibility of grafting of fruit trees. I. Callus fusion between rootstock and scion. *Jour. Jap. Soc. Hort. Sci.* 41(1):1–10.

53. Gardner, F. E., and G. H. Horanic. 1963. Cold tolerance and vigor of young citrus trees on various rootstocks. *Proc. Fla. State Hort. Soc.* 76:105–10.

54. Gardner, V. R., F. C. Bradford, and H. D. Hooker, Jr. 1939. *Fundamentals of fruit production* (2nd ed.). New York: McGraw-Hill.

55. Garner, R. J., and D. H. Hammond. 1939. Studies in nursery technique. Shield budding. Treatment of inserted buds with petroleum jelly. *Ann. Rpt. E. Malling Res. Sta. for 1938*, pp. 115–17.

56. Gautheret, R. J. 1947. La culture des tissus végétaux. *Proc. 6th Inter. Cong. Exp. Cytol.* pp. 437–49.

57. Goodale, S. L. 1846. Influence of the scion upon the stock. *Hort.* 1:290.

58. Graham, B. F., Jr., and F. H. Bornmann. 1966. Natural root grafts. *Bot. Rev.* 32(3):255–92.

59. Grubb, N. H. 1939. The influence of intermediate stem pieces in double-worked apple and pear trees. *Scient. Hort.* 7:17–23.

60. Guengerich, H. W., and D. F. Milliken. 1966. Bud transmission of dwarfing in sweet cherry. *Plant Dis. Rpt.* 50:367–68.

61. ———. 1965. Root grafting, a potential source of error in apple indexing. *Plant Dis. Rpt.* 49:39–41.

62. Gur, A. 1957. The compatibility of the pear with quince rootstock. *Spec. Bul. No. 10*, pp. 1–99, Agr. Res. Sta., Rehovot (Israel).

63. Gur, A., and R. M. Samish. 1965. The relation between growth curves, carbohydrate distribution, and compatibility of pear trees grafted on quince rootstocks. *Hort. Res.* 5:81–100.

64. Gur, A., and E. Lifshitz. 1968. The role of the cyanogenic glycoside of the quince in the incompatibility between pear cultivars and quince rootstocks. *Hort. Res.* 8:113–34.

65. Gur, A., and R. M. Samish. 1968. The role of auxins and auxin destruction in the vigor effect induced by various apple rootstocks. *Beitr. Biol. Pflanz.* 45:91–111.

66. Hansen, C. J. 1948. Influence of the rootstock on injury from excess boron in French (Agen) prune and President plum. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 51:239–44.

67. Hansen, C. J., and H. T. Hartmann. 1951. Influence of various treatments given to walnut grafts on the percentage of scions growing. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 57:193–97.

68. Harmon, F. N. 1949. Comparative value of thirteen rootstocks for ten vinifera grape varieties in the Napa Valley in California. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 54:157–62.

69. Hartmann, H. T. 1958. Rootstock effects in the olive. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 72:242–51.

70. Hatton, R. G. 1927. The influence of different rootstocks upon the vigor and productivity of the variety budded or grafted thereon. *Jour. Pom. and Hort. Sci.* 6:1–28.

71. ———. 1931. The influence of vegetatively raised rootstocks upon the apple, with special reference to the parts played by the stem and root portions in affecting the scion. *Jour. Pom. and Hort. Sci.* 9:265–77.

72. Hayward, H. E., and E. M. Long. 1942. Vegetative responses of the Elberta peach on Lovell and Shalil rootstocks to high chloride and sulfate solutions. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 41:149–55.

73. Hedrick, U. P. 1915. Stocks for fruits. *Rpt. N. Y. State Fruit Growers Assn.*, pp. 84–94.

74. Heppner, M. 1927. Pear black-end and its relation to different rootstocks. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 24:139.

75. Heppner, M., and R. D. McCallum. 1927. Grafting affinities with special reference to plums. *Calif. Agr. Exp. Sta. Bul. 438.*

76. Herrero, J. 1955. Incompatibilidad entre patrón e injerto. II, Effecto de un intermediario en la incompatibilidad entre melocotonero y mirobalán. *An. Aula Dei* 4:167–72.

77. ———. 1951. Studies of compatible and incompatible graft combinations with special reference to hardy fruit trees. *Jour. Hort. Sci.* 26:186–237.

78. Herrero, J., and M. V. Tabuenca. 1969. Incompatibilidad entre patron e injerto. X. Comportamiento de la combinacion melocotonero/mirobalan injertado en estado cotiledonor. *An. Estac, exp. Aula Dei* 10:937–45.

79. Hesse, H. 1710. *Teutscher Gartner.* Leipsig.

80. Hibino, H., and H. Schneider. 1970. Mycoplasma-like bodies in sieve tubes of pear trees affected with pear decline. *Phytopath.* 60:499–501.

81. Hibino, H., G. H. Kaloostian, and H. Schneider. 1971. Mycoplasma-like bodies in the pear psylla vector of pear decline. *Virology* 43:34–40.

82. Hodgson, R. W. 1943. Some instances of scion domination in citrus. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 43:131–38.

83. Hodgson, R. W., and S. H. Cameron. 1935. On bud union effect in citrus. *Calif. Citrog.* 20(12):370.

84. Homes, J. 1965. Histogenesis in plant grafts. In *Proc. Inter. Conf. Plant Tissue Cult.*, P. R. White and A. R. Groves, eds. Amer. Inst. Biol. Sci., pp. 553.

85. Honma, S. 1977. Grafting eggplants. *Scient. Hort.* 7:207–11.

86. Ibrahim, I. M., and M. N. Dana. 1971. Gibberellin-like activity in apple rootstocks. *HortScience* 6(6):541–42.

87. Jensen, D. D., W. H. Griggs, C. Q. Gonzales, and H. Schneider. 1964. Pear decline virus transmission by pear psylla. *Phytopath.* 54:1346–51.

88. Jones, O. P., and H. J. Lacey. 1968. Gibberellin-like substances in the transpiration stream of apple and pear trees. *Jour. Exp. Bot.* 19:526–31.

89. Juliano, J. B. 1941. Callus development in graft union. *Philippine Jour. Sci.* 75:245–51.

90. Keane, F. W. L., and J. May. 1963. Natural root grafting in cherry and spread of cherry twisted-leaf virus. *Can. Plant Dis. Sur.* 43(2):54–60.

91. Kester, D. E., C. J. Hansen, and C. Panetsos. 1965. Effect of scion and interstock variety on incompatibility of almond on Marianna 2624 rootstock. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 86:169–77.

92. Kunkel, L. O. 1938. Contact periods in graft transmission of peach viruses. *Phytopath.* 28:491–97.

93. Langford, G. T. 1681. *Plain and full instructions to raise all sorts of fruit trees that prosper in England.* London: J. M. at the Rose and Crown.

94. Langford, M. H., J. B. Carpenter, W. E. Manis, A. M. Gorenz, and E. P. Imle. 1954. *Hevea* diseases of the Western Hemisphere. *Plant Dis. Rpt. Suppl. 225.*

95. Langford, M. H., and C. H. T. Townsend, Jr. 1954. Control of South American leaf blight of *Hevea* rubber trees. *Plant Dis. Rpt. Suppl. 225.*

96. Lapins, K. 1959. Some symptoms of stock-scion incompatibility of apricot varieties on peach seedling rootstock. *Can. Jour. Plant Sci.* 39:194–203.

97. Lockard, R. G., and G. W. Schneider. 1981. Stock and scion growth relationships and the dwarfing mechanism in apple. *Hort. Rev.* 3:315–75.

98. Lowman, M. S., and J. W. Kelley. 1946. The presence of mydriatic alkaloids in tomato fruit from scions grown on *Datura stramonium* rootstock. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 48:249–59.

99. Luckwill, L. C. 1962. New developments in the study of graft incompatibility in fruit trees. *Adv. in Hort. Sci. and their Appl.*, Vol. 2. Long Island City, N.Y.: Pergamon Press.

100. Martin, G. C., and E. A. Stahly. 1967. Endogenous growth regulating factors in bark of EM IX and XVI apple trees. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 91:31–38.

101. McClintock, J. A. 1948. A study of uncongeniality between peaches as scions and the Marianna plum as a stock. *Jour. Agr. Res.* 77:253–60.

102. McKenzie, D. W. 1961. Rootstock-scion interaction in apples with special reference to root anatomy. *Jour. Hort. Sci.* 36:40–47.

103. McQuilkin, W. E. 1950. Effects of some growth regulators and dressings on the healing of tree wounds. *Jour. For.* 48(9):423–28.

104. Mendel, K. 1936. The anatomy and histology of the bud-union in citrus. *Palest. Jour. Bot.* (R), 1(2):13–46.

105. Mircetich, S. M. J., J. Refsguard, and M. E. Matheron. 1980. Blackline of English walnut trees traced to graft-transmitted virus. *Calif. Agr.* 34(11–12):8–10.

106. Mergen, F. 1954. Anatomical study of slash pine graft unions. *Quart. Jour. Fla. Acad. Sci.* 17:237–45.

107. Milbraith, J. A., and S. M. Zeller. 1945. Latent viruses in stone fruits. *Science* 101:114–15.

108. Miller, L., and F. W. Woods. 1965. Root grafting in Loblolly pine. *Bot. Gaz.* 126:252–55.

109. Miller, P. W. 1965. The etiology of blackline in grafted Persian walnuts. *Plant Dis. Rpt.* 49:954.

110. ———. 1952. Technique for indexing strawberries for viruses by grafting to *Fragaria vesca. Plant Dis. Rpt. 36.*

111. Miller, S. R. 1965. Growth inhibition produced by leaf extracts from size controlling apple rootstocks. *Can. Jour. Plant Sci.* 45(6):519–24.

112. Millner, M. E. 1932. Natural grafting in *Hedera helix. New Phytol.* 31:2–25.

113. Montgomery, H. B. S. 1963. Fruit tree raising. *Bul. 135, Minist. Agr., Fish. and Foods,* London.

114. Moore, R. 1981. Graft compatibility/incompatibility in higher plants. *What's new in plant phys.* 12(4):13–16.

115. ———. 1982. Graft formation in *Kalanchoe blossfeldiana. Jour. Exp. Bot.* 33:533–40.

116. Moore, R., and D. B. Walker. 1981. Graft compatibility-incompatibility in plants. *BioScience* 31(5):389–91.

117. ———. 1981. Studies of vegetative compatibility-incompatibility in higher plants. I. A structural study of a compatible autograft in *Sedum telephoides* (Crassulaceae). II. A structural study of an incompatible heterograft between *Sedum telephoides* (Crassulaceae) and *Solanum penellii* (Solanaceae). *Amer. Jour. Bot.* 68(6):820–42.

118. ———. 1981. Studies of vegetative compatibility-incompatibility in higher plants. III. The involvement of acid phosphatase in the lethal cellular sensescence associated with an incompatible heterograft. *Protoplasma* 109:317–34.

119. ———. 1982. Studies of vegetative compatibility-incompatibility in higher plants. IV. The development of tensile strength in a compatible and an incompatible graft. *Amer. Jour. Bot.* (in press).

120. Mosse, B. 1958. Further observations on growth and union structure of double-grafted pear on quince. *Jour. Hort. Sci.* 33:186–93.

121. ———. 1962. Graft-incompatibility in fruit trees. *Tech. Comm. No. 28, Comm. Bur. Hort. and Plant. Crops,* East Malling, England.

122. Mosse, B. and M. V. Labern. 1960. The structure and development of vascular nodules in apple bud unions. *Ann. Bot.* 24:500–507.

123. Murashige, T., and F. Skoog. 1962. A revised medium for rapid growth and bioassays with tobacco tissue cultures. *Phys. Plant.* 15:473–97.

124. Muzik, T. J. 1958. Role of parenchyma cells in graft union in *Vanilla* orchid. *Science* 127:82.

125. Muzik, T. J., and C. D. LaRue. 1954. Further studies on the grafting of monocotyledonous plants. *Amer. Jour. Bot.* 41:448–55.

126. Nelson, R., S. Goldweber, and F. J. Fuchs. 1955. Top-working for mangos. *Fla. Grower and Rancher,* p. 45, Jan.

127. Nichols, C. W., H. Schneider, H. J. O'Reilly, T. A. Shalla, and W. H. Griggs. 1960. Pear decline in California. *Bul. Calif. State Dept. Agr.* 49:186–92.

128. Nickell, L. G. 1946. Heteroplastic grafts. *Science* 108:389.

129. Nyland, G., and W. J. Moller. 1973. Control of pear decline with a tetracycline. *Plant Dis. Rpt.* 57:634–37.

130. Overbeek, J. van. 1966. Plant hormones and regulators. *Science* 152:721–31.

131. Parry, M. S., and W. S. Rogers. 1968. Dwarfing interstocks: Their effect on the field performance and anchorage of apple trees. *Jour. Hort. Sci.* 43:133–46.

132. Posnette, A. F. 1966. Virus diseases of fruit plants. *Proc. XVII Inter. Hort. Cong.* 3:89–93.

133. Posnette, A. F., and R. Cropley. 1962. Further studies on a selection of Williams Bon Chrétien pear compatible with Quince A rootstocks. *Jour. Hort. Sci.* 37:291–94.

134. Preston, A. P. 1958. Apple rootstock studies: Thirty-five years' results with Cox's Orange Pippin on clonal rootstocks. *Jour. Hort. Sci.* 33:194–201.

135. ———. 1958. Apple rootstock studies: Thirty-five years' results with Lane's Prince Albert on clonal rootstocks. *Jour. Hort. Sci.* 33:29–38.

136. Proebsting, E. L. 1928. Further observations on structural defects of the graft union. *Bot. Gaz.* 86:82–92.

137. ———. 1926. Structural weaknesses in interspecific grafts of *Pyrus*. *Bot Gaz.* 82: 336–38.

138. Ramirez, D., and M. C. Tabuenca. 1964. The reciprocal effects of M. IX and M. XVI apples (English summary). *Ann. Estac. Exp. Aula Dei* 7:164–74.

139. Rao, A. N. 1966. Developmental anatomy of natural root grafts in *Ficus globosa*. *Austral. Jour. Bot.* 14:269–76.

140. Rao, Y. V., and W. E. Berry. 1940. The carbohydrate relations of a single scion grafted on Malling rootstocks IX and XIII. A contribution to the physiology of dwarfing. *Jour. Pom.* 18:193–225.

141. Roberts, A. N., and L. T. Blaney. 1967. Qualitative, quantitative, and positional aspects of interstock influence on growth and flowering of the apple. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 91:39–50.

142. Roberts, R. H. 1949. Theoretical aspects of graftage. *Bot. Rev.* 15:423–63.

143. Robitaille, R. H., and R. F. Carlson. 1970. Graft union behavior of certain species of *Malus* and *Prunus*. *Jour. Amer. Soc. Hort. Sci.* 95(2):131–34.

144. Robitaille, H., and R. F. Carlson. 1971. Response of dwarfed apple trees to stem injections of gibberellic and abscisic acids. *HortScience* 6(6):539–40.

145. Samish, R. M. 1962. Physiological approaches to rootstock selection. *Adv. in Hort. Sci. and their Appl.*, Vol. 2. Long Island City, N.Y.: Pergamon Press.

146. Sass, J. E. 1932. Formation of callus knots on apple grafts as related to the histology of the graft union. *Bot. Gaz.* 94:364–80.

147. Sax, K. 1954. The control of tree growth by phloem blocks. *Jour. Arn. Arb.* 35:251–58.

148. ———. 1950. Dwarf trees. *Arnoldia* 10:73–79.

149. ———. 1950. The effect of the rootstock on the growth of seedling trees and shrubs. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 56:166–68.

150. ———. 1953. Interstock effects in dwarfing fruit trees. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 62:201–4.

151. Sax, K., and A. Q. Dickson. 1956. Phloem polarity in bark regeneration. *Jour. Arn. Arb.* 37:173–79.

152. Schroeder, C. A. 1947. Rootstock influence on fruit set in the Hachiya persimmon. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 50:149–50.

153. Serr, E. F., and H. I. Forde. 1959. Blackline, a delayed failure at the union of *Juglans regia* trees propagated on other *Juglans* species. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 74:220–31.

154. Shalla, T. A., and L. Chiarappa. 1961. Pear decline in Italy. *Bul. Calif. State Dept. Agr.* 50:213–17.

155. Sharples, A., and H. Gunnery. 1933. Callus formation in *Hibiscus rosasinensis L.* and *Hevea brasiliensis* Mull. Arg. *Ann. Bot.* 47:827–39.

156. Shaw, J. K. 1915. The root systems of nursery apple trees. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 12:68–72.

157. Shippy, W. B. 1930. Influence of environment on the callusing of apple cuttings and grafts. *Amer. Jour. Bot.* 17:290–327.

158. Sitton, B. G. 1931. Vegetative propagation of the black walnut. *Mich. Agr. Exp. Sta. Tech. Bul. 119.*

159. Smith, J. W. M., and P. Proctor. 1965. Use of disease resistant rootstocks for tomato crops. *Exp. Hort.* 12:6–20.

160. Solt, M. L., and R. V. Dawson. 1958. Production, translocation, and accumulation of alkaloids in tobacco scions grafted on tomato rootstocks. *Plant Phys.* 33:375–81.

161. Soule, J. 1971. Anatomy of the bud union in mango (*Mangifera indica* L.). *Jour. Amer. Soc. Hort. Sci.* 96(3):380–83.

162. Stoddard, F. L. and M. E. McCully. 1980. Effects of excision of stock and scion organs on the formation of the graft union in coleus: a histological study. *Bot. Gaz.* 141:401–2.

163. Stone, E. L., J. E. Stone, and R. C. McKittrick. 1973. Root grafting in pine trees. *Food and Life Sci. Quart.* 6(2):19–21.

164. Sussex, I. M., and Mary E. Clutter. 1959. Seasonal growth periodicity of tissue explants from woody perennial plants *in vitro*. *Science* 129:836–37.

165. Thiel, K. 1954. Untersuchungen zur Frage des Unvertraglichkeit bei Birnenedelsorten auf Quitte A (*Cydonia* E. M. A). *Gartenbauwiss* 1(19):127–59.

166. Thomas, L. A. 1954. Stock and scion investigations. X. Influence of an intermediate stem-piece upon the scion in apple trees. *Jour. Hort. Sci.* 29:150–52.

167. Thouin, A. 1821. *Monographie des greffes, ou description technique* (in Royal Hort. Soc. Library, London).

168. Tomaselli, R., and E. Refatti. 1960. The nonexistence of constant relationship between root anatomy and vigor in grafted apple and pear trees. *Atti Ist. bot., Univ. Pavia,* Ser. 5, 18:130–40.

169. Torrey, J. G., D. E. Fosket, and P. K. Hepler. 1971. Xylem formation: A paradigm of cytodifferentiation in higher plants. *Amer. Sci.* 59:338–52.

170. Toxopeus, H. J. 1936. Stock-scion incompatibility in citrus and its cause. *Jour. Pom. and Hort. Sci.* 14:360–64.

171. Tukey, H. B. 1943. The dwarfing effect of an intermediate stem-piece of Malling IX apple. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 42:357–64.

172. ———. 1941. Similarity in the nursery of several Malling apple stock and scion combinations which differ widely in the orchard. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 39:245–46.

173. Tukey, H. B., and K. D. Brase. 1933. Influence of the scion and of an intermediate stem-piece upon the character and development of roots of young apple trees. *N. Y. (Geneva) Agr. Exp. Sta. Tech. Bul. 218.*

174. Tydeman, H. M. 1937. Experiments on hastening the fruiting of seedling apples. *Ann. Rpt. E. Malling Res. Sta. for 1936,* pp. 92–99.

175. Tydeman, H. M., and F. H. Alston. 1965. The influence of dwarfing rootstocks in shortening the juvenile phase of apple seedlings. *Ann. Rpt. E. Malling Res. Sta. for 1964,* pp. 97–98.

176. Vaile, J. E. 1938. The influence of rootstocks on the yield and vigor of American grapes. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 35:471–74.

177. Vöchting, H. 1892. Veber transplantation am pflanzenköper.

178. Vyvyan, M. C. 1938. The relative influence of rootstock and of an intermediate piece of stock stem in some double-grafted apple trees. *Jour. Pom. and Hort. Sci.* 16:251–73.

179. Wagner, D. F. 1969. Ultrastructure of the bud graft union in *Malus*. Ph.D. Diss., Iowa State Univ., Ames.

180. Wareing, P. F., C. E. A. Hanney, and J. Digby. 1964. The role of endogenous hormones in cambial activity and xylem differentiation. In *The formation of wood in forest trees*, M. H. Zimmerman, ed. New York: Academic Press.

181. Warne, L. G. G., and Joan Raby. 1939. The water conductivity of the graft union in apple trees, with special reference to Malling rootstock No. IX. *Jour. Pom. and Hort. Sci.* 16:389–99.

182. Waugh, F. A. 1904. The graft union. *Mass. Agr. Exp. Sta. Tech. Bul. 2.*

183. ———. 1943. The "tristeza" disease of sour orange rootstock. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.*, 43:160–68.

184. Wellensiek, S. J. 1949. The prevention of graft-incompatibility by own foliage on the stock. *Meded. Landbouwhoogesch. Wageningen* 49:255–72.

185. Westwood, M. N., and H. O. Bjornstad. 1972. Length of Old Home interstem makes little growth difference. *Ore. Orn. Nurs. Dig.* 16(1):3–4.

186. Wetmore, R. H., and J. P. Rier. 1963. Experimental induction of vascular tissues in callus of angiosperms. *Amer. Jour. Bot.* 50:418–30.

187. Williams, R. R., and A. I. Campbell. 1956. Rosetting and incompatibility of pears on Quince A. *Ann. Rpt. Long Ashton Res. Sta.* pp. 51–56.

188. Winter, H. F. 1963. Prevalence of latent viruses in Ohio apple trees. *Ohio Farm and Home Res.* 48:58–59, 63.

189. Yadava, U. L., and D. F. Dayton. 1972. The relation of endogenous abscisic acid to the dwarfing capability of East Malling apple rootstocks. *Jour. Amer. Soc. Hort. Sci.* 97(6):701–5.

190. Yeager, A. F. 1944. Xylem formation from ring grafts. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 44:221–22.

191. Zebrak, A. R. 1937. Intergeneric and interfamily grafting of herbaceous plants. *Timirjazey Seljskohoz Akad.* 2:115–33. *Herb. Abst.* 9:675. 1939.

LECTURAS COMPLEMENTARIAS

ARGLES, G. K. 1937. A review of the literature on stock-scion incompatibility in fruit trees with particular reference to pome and stone fruits. *Imp. Bur. Fruit Prod., Tech. Comm. No. 9.*

BEAKBANE, A. B. 1956. Possible mechanisms of rootstock effect. *Ann. of App. Bio.* 44:517–21.

BRASE, K. D., and R. D. WAY. 1959. Rootstocks and methods used for dwarfing fruit trees. *N.Y. Agr. Exp. Sta. Bul. 783.*

CHANG, W. T. 1938. Studies in incompatibility between stock and scion with special reference to certain deciduous fruit trees. *Jour. Pom. and Hort. Sci.* 15:267–325.

DANIEL, L. 1927, 1929. *Etudes sur la greffe,* Vols. 1 and 2. Rennes, Paris: Imprimerie Oberthur.

ESAU, K. 1977. *Anatomy of seed plants* (2nd ed.). New York: John Wiley.

GARDNER, V. R., F. C. BRADFORD, and H. D. HOOKER. 1939. Propagation. Section 6 in *Fundamentals of fruit production* (2nd ed.). New York: McGraw-Hill.

HATTON, R. G. 1930. The relationship between scion and rootstock with special reference to the tree fruits. *Jour. Roy. Hort. Soc.* 55:169–211.

LOCKARD, R. G. and G. W. SCHNEIDER. 1981. Stock and scion growth relationships and the dwarfing mechanism in apple. *Hort. Rev.* 3:315–75.

MOORE, R., and D. B. WALKER. 1981. Graft compatibility-incompatibility in plants. *BioScience* 31(5):389–91.

MOSSE, B. 1962. Graft incompatibility in fruit trees. *Commonwealth Agr. Bur. Tech. Comm. No. 28.*

NELSON, S. H. 1968. Incompatibility survey among horticultural plants. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 18:343–93.

ROBERTS, R. H. 1949. Theoretical aspects of graftage. *Bot. Rev.* 15:423–63.

ROGERS, W. S., and A. B. BEAKBANE. 1957. Stock and scion relations. *Ann. Rev. Plant Phys.* 8:217–36.

TUBBS, F. R. 1973. Research fields in the interaction of rootstocks and scions in woody perennials. I and II. *Hort. Abst.* 43:247–53 and 43:325–35.

12

Técnicas de Injerto

Fig. 12-1 Cultivares de nogal inglés (*Juglans regia*) injertadas en patrón de *J. hindsii*. Después de injerto, las características de estas dos especies permanecen marcadamente diferentes, distinguiéndose de manera exacta en la unión.

Para cualquier operación exitosa de injerto, que produzca una planta como las que se muestran en la Fig. 12-1, existen cinco condiciones importantes:

1. *El patrón y la púa deben ser compatibles,* con capacidad para unirse. Usualmente, pero no siempre, se pueden injertar entre sí plantas estrechamente emparentadas, como dos cultivares de manzano. Plantas con relación distante, como un roble y un manzano, no se pueden usar para hacer combinaciones de injerto que tenga éxito. (Ver Cap. 11 para discusión de este factor.)
2. *La región cambial de la púa se debe colocar en contacto íntimo con la del patrón.* Las superficies cortadas se deben mantener estrechamente juntas, envolviéndolas, clavándolas, acuñándolas o con algún método similar. Es necesario que en la unión de injerto se efectúe una cicatrización rápida, de

manera que la púa pueda ser provista de agua y nutrientes por el patrón para cuando empiecen a abrirse las yemas.

3. *La operación de injerto debe hacerse en una época en que tanto el patrón como la púa se encuentren en el estado fisiológico adecuado.* Por lo general, esto significa que las yemas de la púa estén en reposo, y al mismo tiempo, los tejidos de la unión de injerto estén en capacidad para producir el callo necesario para la cicatrización de injerto. Para plantas deciduas, la madera para injerto se recolecta en el invierno y se conserva inactiva almacenándola a bajas temperaturas. La planta patrón puede estar en reposo o en crecimiento activo, según el método de injerto que se emplee.
4. *Inmediatamente después de que se complete la operación de injerto, todas las superficies cortadas se deben proteger de la desecación.* Esto se logra cubriendo la unión de injerto con cinta o cera para injertos, o colocando los injertos en algún material húmedo o en una estructúra para injertos cubierta.
5. *Durante cierto tiempo después de injertar, se deben dar al injerto los cuidados apropiados.* A menudo, los brotes que salen del patrón, abajo del injerto, ahogan el crecimiento deseado de la púa. O, en algunos casos, crecen del injerto ramas en forma tan vigorosa que se rompen, a menos que se coloque una estaca y se amarren o que se corten.

METODOS DE INJERTO

Injerto de ensamble (inglés o de lengüeta)

Este método, como se muestra en las Figs. 12-2 y 12-3 es bueno en especial para injertar material relativamente pequeño, de 0.5 a 1.5 cm de diámetro. Cuando se hacen en la forma debida tiene mucho éxito, porque hay un contacto considerable de las superficies cambiales. Cicatriza con rapidez y forma una unión fuerte. Es preferible que el patrón y la púa tengan el mismo diámetro. La púa debe tener dos o tres yemas, haciéndose el injerto en la zona internodal lisa que quede abajo de la yema inferior.

Los cortes que se hagan en la punta del patrón deben ser exactamente iguales a los que se hagan en la base de la púa. Primero, se hace un corte largo, neto e inclinado, de 2.5 a 6.0 cm de largo. Los cortes más largos se hacen cuando se trabaja con material más grueso. De preferencia ese corte debe hacerse con un solo tajo de la navaja, de modo que la superficie quede bien lisa. Para lograr esto, la navaja debe estar muy bien afilada. Los cortes ondulados y disparejos no forman uniones satisfactorias.

En cada una de esas superficies cortadas se hace un corte en sentido opuesto. Este corte se inicia hacia abajo más o menos en el tercio superior o de la punta de la superficie cortada y debe hacerse como de la mitad de la longitud del primer corte. Para tener un injerto que se ajuste bien, este segundo corte no debe partir el grano de la madera, sino que debe seguir al primer corte con tendencia a quedar paralelo a éste.

Luego se insertan patrón e injerto, con las lengüetas entrelazadas. Es de extrema importancia que las capas de cámbium coincidan cuando menos en un lado y de preferencia en ambos. La punta inferior de la púa no debe sobresalir o colgar del patrón, ya que existe la probabilidad de que se forme allí un nudo grande de callo. En algunas especies esos tallos se toman equivocadamente por agallas provocadas por bacterias. Por esa misma razón se debe evitar emplear púas más gruesas que el patrón. Si el injerto es más delgado que el patrón, se le debe colocar en un lado del mismo, de modo que se tenga la certeza de que las capas de cámbium coincidan en ese lado. Si el grosor de la púa es mucho menor que el del patrón, el primer corte en éste se hace sólo tomando una rebanada en un lado.

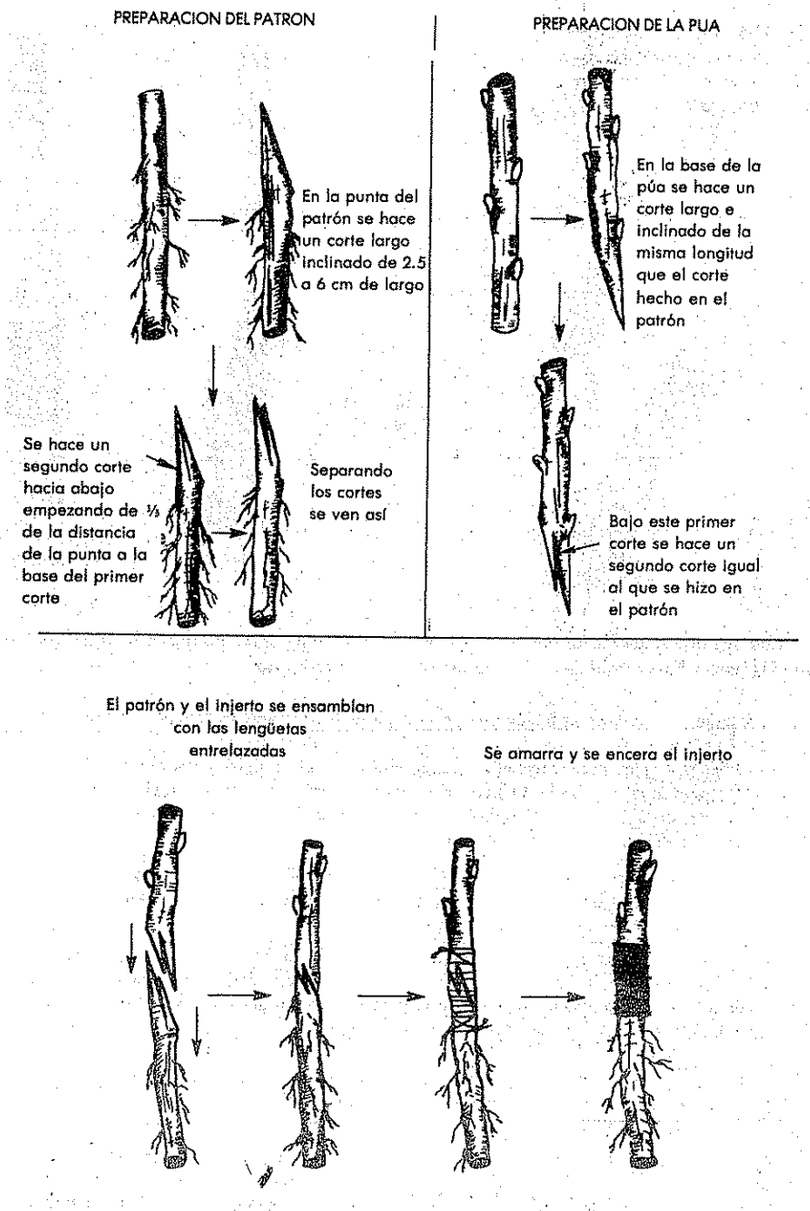
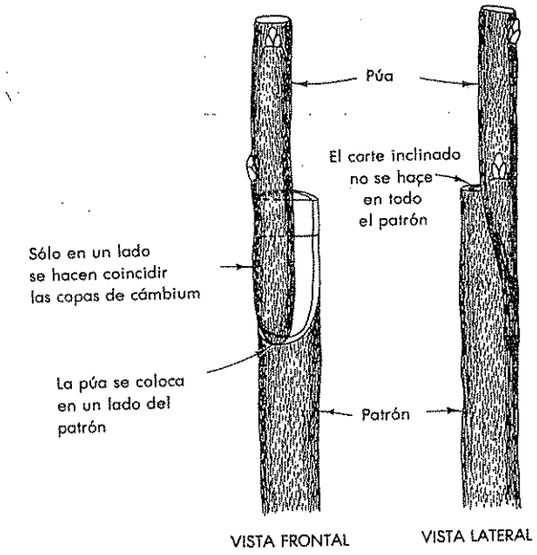


Fig. 12-2 Injerto de ensamble. Este método se emplea ampliamente para injertar materiales vegetales pequeños y es en especial valioso para hacer injertos de raíces, como se ilustra aquí.

Fig. 12-3 Método para efectuar un injerto de ensamble cuando la púa es considerablemente más pequeña que el patrón.



Una vez que se han acomodado el patrón y la púa, se les debe mantener bien unidos hasta que las partes hayan soldado. Hay varias formas de hacer esto.

1. Si las uniones están muy bien hechas, con un ajuste fuerte y apretado, es posible que no sea necesario envolverlas o atarlas, pero es mejor darles algún tipo de envoltura. Si no se envuelven, los injertos deben protegerse de la desecación enterrándolos en arena, musgo turboso o serrín húmedos hasta que la unión haya cicatrizado. O bien, se les puede plantar directamente en el vivero, colocando la unión abajo de la superficie del suelo. Si se usa este tipo de injerto para injertos de copa, las uniones expuestas se deben proteger de algún modo.

2. Cuando el ajuste es firme, puede no ser necesario atar; basta con cubrir la unión con cera para injerto caliente, la cual asegura las partes en cierta medida y da buena protección contra el secado. Este procedimiento no se recomienda a injertadores inexpertos.

3. Un método común es envolver la unión con bandas de caucho para injerto, o posiblemente con raffia o hilo para tejer de algodón del Núm. 18, encerado. Después de envolverla, la unión entera se puede cubrir con cera para injertos. El encerado puede omitirse si los injertos se protegen del secado enterrándolos en arena o musgo turboso húmedos o si se plantan de inmediato con la unión de injerto abajo de la superficie del suelo.

Los injertos envueltos con caucho y cubiertos con tierra deben revisarse después de cierto tiempo, ya que las bandas de caucho se descomponen con mucha lentitud debajo de la tierra y pueden constreñir la unión del injerto.

4. Una práctica que se usa mucho es envolver los injertos con algún tipo de cinta adhesiva. Se puede conseguir una cinta de tipo especial para viveristas. Con esa cinta se envuelve apretadamente la unión de injerto, con los bordes un poco empalmados. Esto mantiene muy bien unidas las partes e impide el secado, con lo cual se elimina la necesidad de encerar. Si sólo se usa una capa de cinta, se descompondrá con suficiente rapidez (si la unión está enterrada) sin que se forme constricción en la parte baja. Si se usa por encima del suelo, la cinta se debe cortar una vez que el injerto ha cicatriza-

do. El uso de material de envoltura de este tipo se recomienda en forma especial cuando se presentan dificultades por la formación excesiva de callo.

5. También se pueden conseguir cintas de plástico para envolver los injertos. Se usan en la misma forma que la cinta adhesiva, aunque no son adhesivas. La vuelta final de la cinta se fija metiéndola bajo la vuelta anterior. Esta cinta tiene algo de elasticidad. También se deteriora con mayor lentitud debajo del suelo.

Injerto de empalme

Este método es igual al de lengüeta, excepto que no se hace el segundo corte o "lengua" ni en el patrón ni en la púa. En ambos constituyentes del injerto se hace un solo corte de la misma longitud e inclinación. El injerto de empalme es simple y fácil de hacer. Es de mucha utilidad para injertar plantas que tienen un tallo con mucha médula o en las cuales la madera no es lo suficiente flexible para permitir un ensamble apretado cuando se hace una lengüeta como en el injerto inglés.

Injerto de costado

Hay numerosas variaciones del injerto de costado. Como su nombre lo sugiere, la púa se inserta en un costado del patrón, el cual, por lo general, tiene un diámetro mayor que la púa.

INJERTO EN MUÑÓN DE RAMA

Este método es útil para injertar ramas que son demasiado gruesas para el injerto inglés pero no lo suficiente para ser injertadas por otros métodos, tales como el de hendedura o de corteza. Para este tipo de injerto de costado, los mejores patrones son las ramas de alrededor de 2.5 cm de diámetro. En la rama patrón se hace un corte oblicuo con un formón o una navaja gruesa, dándole una inclinación de 20 a 30 °C. El corte debe tener alrededor de 2.5 cm de profundidad y hacerse con una inclinación y profundidad tales, que cuando la rama se jale hacia atrás el corte se abra un poco pero que se cierre al soltar la rama.

La púa debe contener 2 o 3 yemas y ser de unos 7.5 cm de largo y relativamente delgada. En su extremo basal se le hacen cortes por ambos lados, para formar una cuña. Esos cortes deben ser muy netos y lisos, hechos con un solo tajo de la navaja afilada. Es mejor insertar la púa en el patrón con una inclinación como la que se muestra en la Fig. 12-4 para poder lograr un contacto óptimo entre las capas del cámbium. El injertador inserta la púa en el corte, manteniendo jalada hacia atrás la parte superior del patrón y teniendo cuidado de lograr el mejor contacto para el cámbium. Después se suelta el patrón. La presión del patrón debe sujetar con fuerza la púa haciendo innecesario envolverla, pero si se desea, la púa puede asegurarse más aún clavando en el patrón y a través de la púa, dos clavos pequeños de cabeza plana (de alambre Núm. 20, de 15.6 mm de largo). También es útil envolver el patrón y la púa en el punto de injerto con cinta de viverista. Una vez que se ha completado el injerto, se puede cortar el patrón justo arriba de la unión. Esto se debe hacer con todo cuidado para no mover la púa. La unión entera del injerto se debe cubrir con cera para injertos, sellando todas las aberturas. El extremo de la púa también debe encerarse. (35)

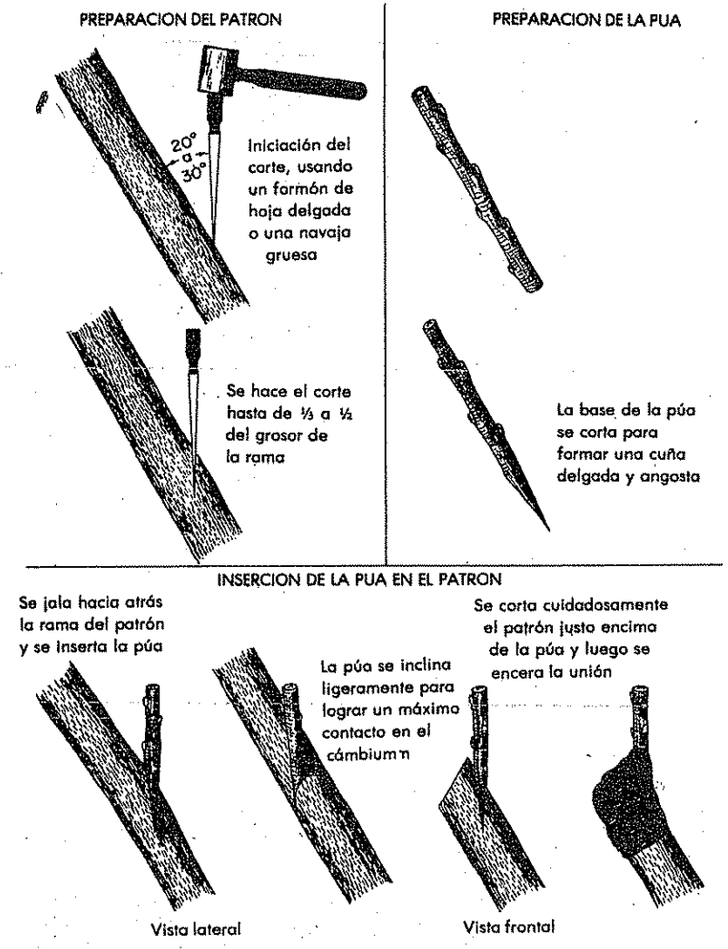


Fig. 12-4 Pasos en la preparación y ejecución de un injerto de costado o en muñón de rama. Aquí se muestra un formón delgado como ideal para hacer el corte, pero se puede usar satisfactoriamente un cuchillo grueso de carnicero.

INJERTO DE ENSAMBLE DE COSTADO

Este tipo de injerto de costado, que se muestra en la Fig. 12-5, es útil para plantas pequeñas, en especial en algunas especies siempreverdes de hoja ancha y de hoja angosta. Justo arriba de la corona, la planta patrón debe tener una porción lisa de tallo. El diámetro de la púa debe ser un poco menor que el del patrón. Los cortes en la base de la púa se hacen en la misma forma que el injerto de ensamble.

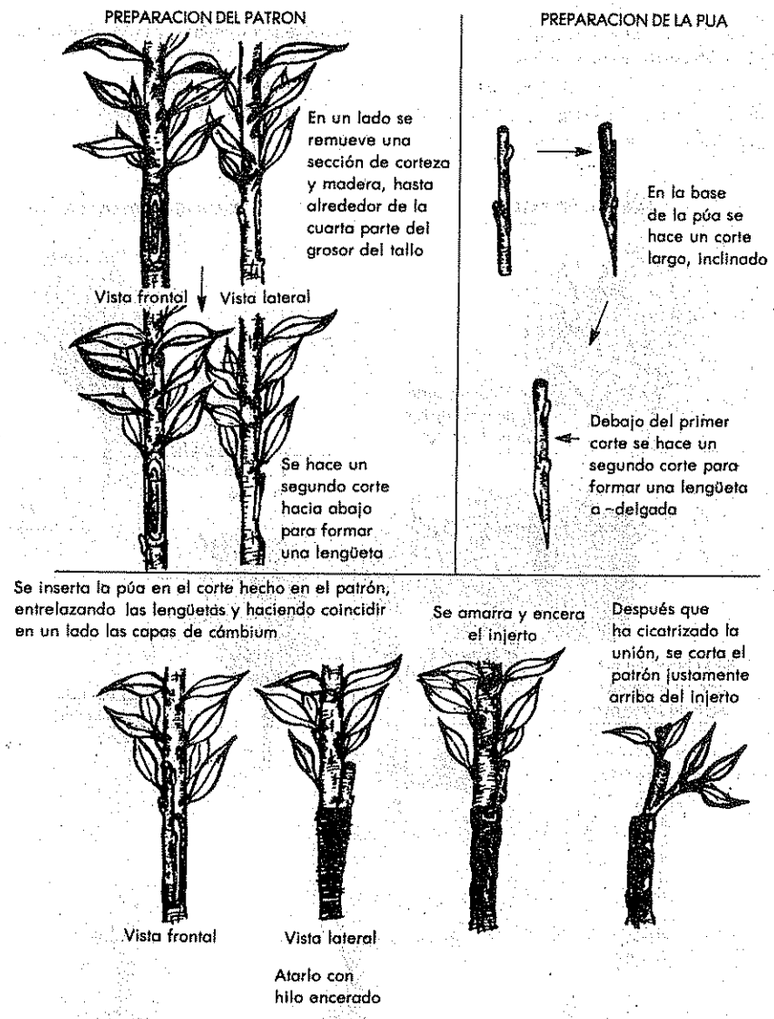


Fig. 12-5 Injerto de ensamble de costado. Este método es muy útil para injertar plantas siempre verdes de hoja ancha.

En una porción lisa de tallo del patrón se remueve por completo una sección delgada de corteza y madera del mismo largo que la superficie cortada de la púa. Luego se hace en el patrón un corte en sentido inverso al primero, iniciándolo en el tercio superior de la extensión del corte. Este segundo corte debe tener la misma longitud que el corte invertido de la púa. Después, la púa se inserta en el corte del patrón, entrelazando las dos lengüetas y teniendo cuidado en que

coincidan las capas de cámbium. El injerto se envuelve firmemente, usando alguno de los métodos descritos para el injerto de ensamble.

La punta o copa del patrón se deja intacta por varias semanas, hasta que haya cicatrizado la unión del injerto. Luego se puede cortar arriba del injerto ya sea en forma gradual o de una vez. Esto fuerza a las yemas del patrón a que entren en crecimiento activo.

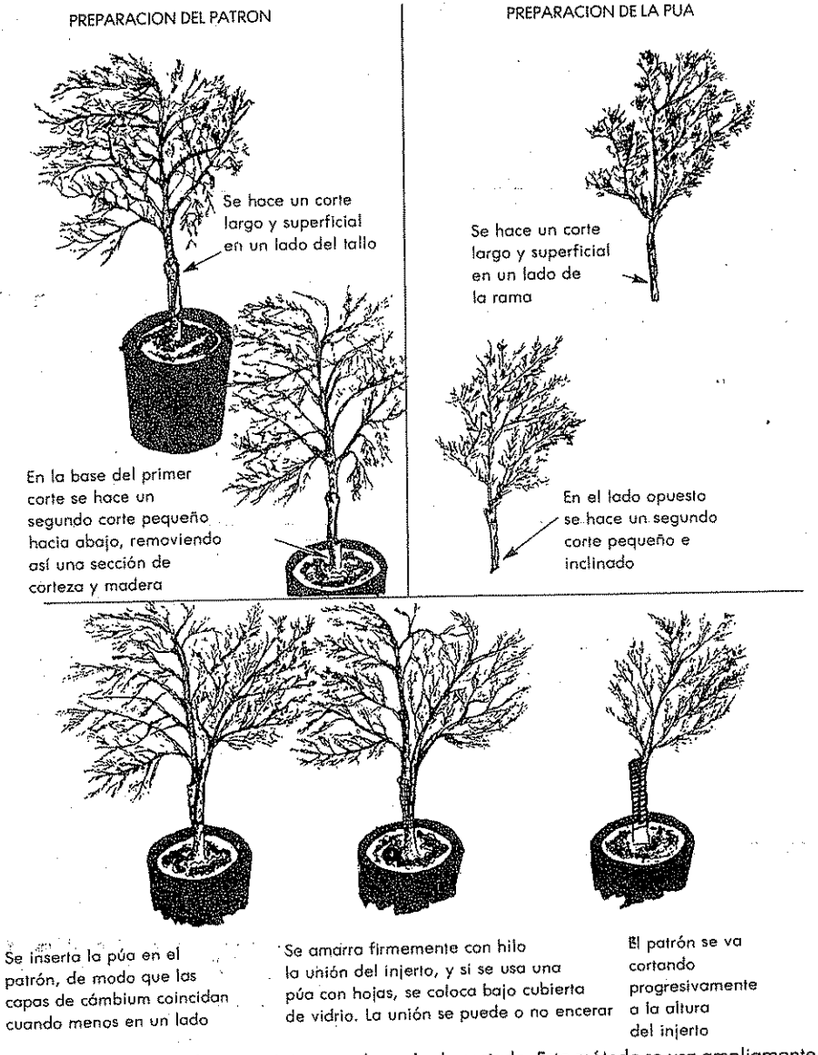


Fig. 12-6 Pasos para hacer un injerto enchapado de costado. Este método se usa ampliamente en la propagación de especies siempreverdes de hoja angosta que son difíciles de propagar por estaca.

INJERTO ENCHAPADO DE COSTADO (O DE EMPALME DE COSTADO)

Esta variación del injerto de costado, que se muestra en la Fig. 12-6 se usa mucho, en especial para injertar plantas pequeñas en maceta, como plantas siempreverdes procedentes de semilla. En una zona lisa, justo arriba de la corona de la planta, se hace un corte poco profundo, hacia abajo y hacia adentro, de unos 2.5 a 4 cm de largo. En la base de este corte se hace otro pequeño, también hacia abajo y hacia adentro que se interseca con el primero de modo que se remueva una porción de corteza y de madera. La púa se prepara haciendo, en un lado de la base un corte muy largo; y en el lado opuesto un corte pequeño. Esos cortes de la púa deben tener la misma longitud y anchura que los practicados en el patrón, de modo que se puedan hacer que coincidan las capas de cámbium lo mejor posible.

Después de insertar la púa, el injerto se envuelve firmemente con hilo encerado o parafinado, con bandas de caucho para injerto o con cinta adhesiva para viveristas. Se puede o no encerar el injerto, según la especie. Una práctica común en el injerto de costado en plantas pequeñas de especies leñosas ornamentales cultivadas en maceta, es enterrar las plantas injertadas en un medio húmedo, como musgo turboso, cubriendo justo hasta la unión de injerto. Las plantas recién injertadas se pueden colocar en una cámara de propagación con niebla o en cajas para injertos. Estas últimas son cajas cerradas, con una tapa transparente que permite la retención de elevada humedad alrededor de la planta hasta que haya cicatrizado la unión. Las cajas de injerto se mantienen cerradas alrededor de una semana después de colocar en ellas los injertos y luego se van abriendo de modo gradual en un periodo de varias semanas y al fin se quita por completo la tapa.

Una vez que la unión ha cicatrizado, se puede cortar el patrón arriba del injerto, bien sea de una vez o en forma gradual.

Injerto de hendedura

Este es uno de los injertos más antiguos y de uso más amplio, adaptándose de modo especial para injertar de copa los árboles, ya sea en el tronco de un árbol pequeño o en las ramas principales de un árbol más grande (Figs. 12-7 y 12-8). El injerto de hendedura se usa también en plantas más pequeñas, como para injertar de corona vides o camelias. En el injerto de copas, este método debe limitarse a ramas del patrón que tengan de 2.5 a 10 cm/diá y a especies con madera de grano recto que se parta con uniformidad. Aunque el injerto de hendedura puede hacerse en cualquier época de la estación de reposo, las probabilidades de una unión exitosa son mayores si el trabajo se hace al principio de la primavera, justo cuando las yemas del patrón comienzan a hincharse pero antes que se inicie el crecimiento activo. Si el injerto de hendedura se practica después que el árbol esté en crecimiento activo, es probable que la corteza del patrón se separe de la madera, ocasionando dificultades para lograr una buena unión. Cuando esto ocurre, la corteza que se desprenda se debe clavar firmemente en su lugar. Las púas deben tomarse de madera latente de 1 año de edad. A menos que el injerto se haga al principio de la estación (cuando las púas en reposo se pueden recolectar y usar de inmediato), la madera para púas se debe recoger con anticipación y guardarse bajo refrigeración hasta el tiempo de usarla.

Al cortar las ramas de las copas de los árboles para injertarlas por éste o por algún otro método, los cortes deben hacerse en ángulo recto respecto al eje principal de la rama.

Al hacer un injerto de hendedura, un cuchillo grueso, tal como un cuchillo de carnicero, o cualquiera de las herramientas especiales para este tipo de injerto, se utiliza para hacer una

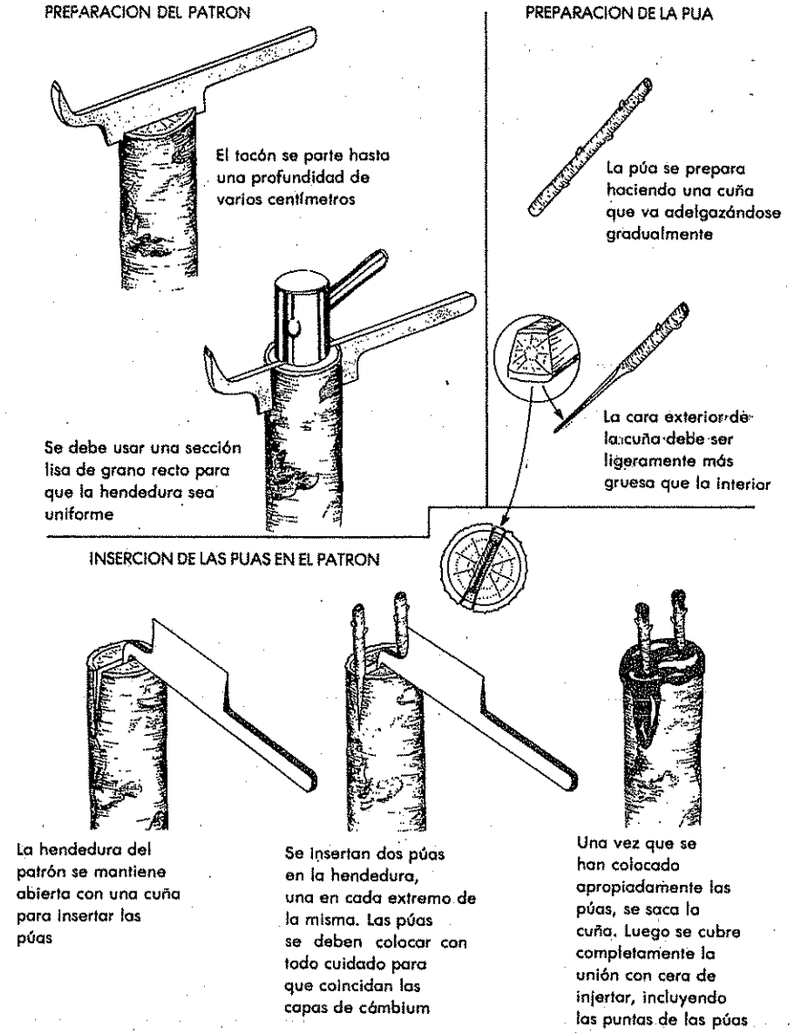


Fig. 12-7 Pasos para hacer un injerto de hendedura. Este método se emplea ampliamente y da buenos resultados si las púas se insertan de tal modo que las capas de cámbium del patrón y la púa coincidan adecuadamente.

hendedura vertical de unos 5 a 8 cm de profundidad que pase por el centro del tocón a injertar. Esto se hace golpeando el cuchillo con un martillo o mazo. Es muy importante que la rama cortada se mantenga en posición tal, que el tocón remanente sea liso, de grano recto y libre de nudos cuando menos en unos 15 cm. De otro modo, cuando se hace el corte puede no resultar

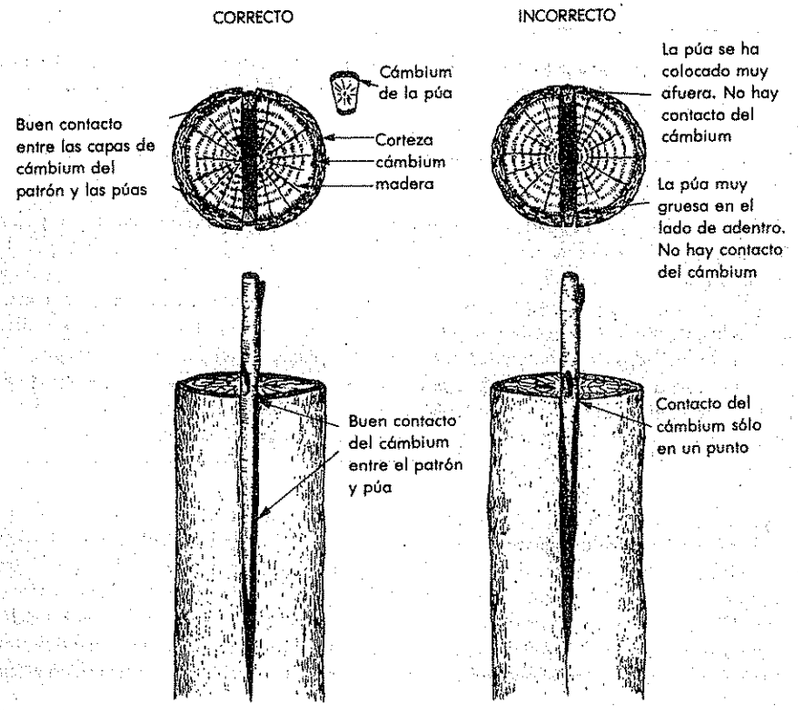


Fig. 12-8 Al hacer un injerto de hendedura, es muy importante colocar debidamente las púas. La forma correcta de hacerlo se muestra a la izquierda. Las púas insertadas como se muestra a la derecha, es probable que no se desarrollen.

derecho o bien la madera puede partirse hacia un lado y la corteza hacia otro. La hendedura debe hacerse en dirección tangencial, en vez de radial, respecto al centro del árbol. Esto permite después una mejor colocación de las púas para su crecimiento subsecuente. A veces la hendedura se hace con una sierra en vez de hacerlo con cuchillo. Después de haber hecho una buena hendedura recta, se inserta en su parte superior un desatornillador, un cincel o la parte acuñada de la herramienta de corte, a fin de mantenerla abierta.

Se insertan dos púas, una a cada lado del patrón, en la zona del cámbium. Las púas deben ser de 8 a 10 cm de largo y 10 a 13 mm de grueso y tener 2 o 3 yemas. El extremo basal de cada púa debe cortarse en forma de cuña larga, con declive suave, de alrededor de 5 cm de largo. No es necesario que la cuña termine en punta. El lado de la cuña que va a quedar en la parte exterior del patrón debe dejarse ligeramente más ancha que la parte que va hacia el interior. Así, cuando se inserta la púa y se retira la herramienta, la presión completa del patrón hendido se ejerce sobre las púas en la parte donde el cámbium del patrón toca la capa del cámbium en el lado exterior de la púa. Como la corteza del patrón casi siempre es más gruesa que la del injerto, de ordinario se necesita que la cara exterior de la púa quede un poco más adentro respecto a la corteza del patrón, a fin de hacer coincidir las capas de cámbium.

> En todos los tipos de injerto, las púas deben colocarse en la posición correcta; esto es, siempre las puntas de las yemas de la púa deben quedar hacia afuera del patrón. Si no se hace así, el injerto no llegará a crecer.

Los cortes largos e inclinados que se hagan en la base de las púas deben ser lisos y ejecutados de un solo tajo con una navaja muy bien afilada. Ambos lados de la cuña de la púa deben quedar firmemente apretados contra el patrón en toda su longitud. Un error común al preparar púas para este tipo de injerto, es hacer los cortes laterales demasiado cortos y demasiado inclinados, de modo que queda sólo un punto de contacto arriba. En ocasiones, si se alisan ligeramente los lados de la hendedura del patrón se puede lograr un contacto mejor.

Una vez que las púas han sido preparadas e insertadas en forma adecuada, se retira con todo cuidado la herramienta que mantenía abierta la hendedura, tomando las precauciones necesarias para no mover las púas. Éstas deben quedar tan apretadas por la presión del patrón que no se puedan sacar con la mano. No es necesario amarrarlas o clavarlas, a menos que se hayan usado como patrones ramas muy delgadas, en cuyo caso se puede envolver apretadamente la parte superior del patrón con hilo o tela encerados para mantener mejor las púas en su sitio.

Es esencial encerar prolijamente el injerto terminado. La superficie superior del tocón debe cubrirse por completo, permitiendo que la cera penetre en la hendedura del patrón. Los lados del tocón injertado deben encerarse hasta donde haya llegado la hendedura. Las puntas de las púas deben encerarse, pero no es necesario hacerlo en la corteza o las yemas de las mismas. Dos o tres días después se debe revisar el injerto y volver a encerar las aberturas que aparezcan. La falta de un encerado completo y prolijo en este tipo de injerto conduce con seguridad al fracaso.

Injerto de cuña

El injerto de cuña, que se ilustra en la Fig. 12-9, es similar al injerto de incrustación, pero más simple y fácil de ejecutar. Al igual que los injertos de hendedura y de incrustación se puede hacer a finales del invierno (en climas benignos) o al inicio de la primavera antes que la corteza resbale (se separe con facilidad de la madera).

El diámetro del patrón que se vaya a injertar es igual que para los injertos de hendedura y de incrustación, de 5 a 10 cm y las púas son del mismo tamaño, de 10 a 15 cm de largo y de 10 a 15 mm de grueso.

Para hacer en un lado del tocón una muesca en V de 5 cm de largo se utiliza una navaja afilada, gruesa, de hoja corta. Se practican dos cortes inclinados que se junten en el fondo y tan separados en la parte superior como la anchura de la púa. Estos cortes se profundizan unos 2 cm en el costado del patrón. Después de efectuar los cortes, se encaja un destornillador para desalojar la cuña del tocón, dejando una muesca en V para insertar la púa. La base de la púa se corta en forma de una cuña que tenga exactamente el mismo tamaño y forma de la muesca. Luego, haciendo coincidir las dos capas de cámbium, se empuja la púa hacia abajo para que quede en su sitio y ligeramente inclinada hacia afuera en la parte superior, de manera que se crucen las dos capas de cámbium. Si la púa es lo suficiente larga y se acuña en forma no muy pronunciada, debe quedar tan bien ajustada en su sitio que resulte difícil moverla.

En un tocón de 5 cm de diámetro se deben insertar dos púas, diametralmente opuestas (a 180 °C); en un tocón de 10 cm se deben usar 3 púas colocadas a 120 °C entre sí. Después de

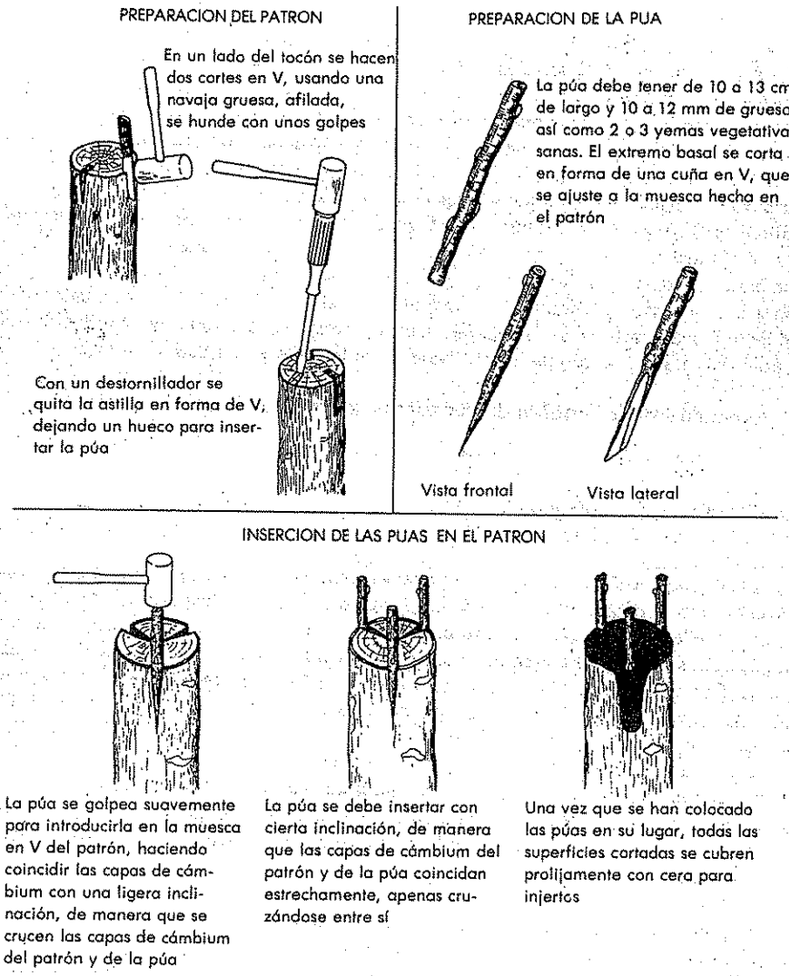


Fig. 12-9 Injerto de cuña.

haber ajustado con firmeza las púas en su sitio, se deben encerar prolijamente todas las superficies cortadas, incluso las puntas de las púas.

Injerto de corteza

Este método es rápido, sencillo y lo pueden ejecutar con facilidad aficionados. Si se hace en forma adecuada "prende" en porcentajes altos. No requiere equipo especial y puede hacerse

en ramas que tengan desde 2.5 hasta 30 cm/diá o más. Los tamaños muy grandes no se recomiendan, ya que es difícil la cicatrización sobre tocones tan gruesos antes que los invadan organismos que producen pudrición. El injerto de corteza, como depende de que ésta se desprenda con facilidad de la madera, se puede ejecutar sólo después que se ha iniciado en la primavera el crecimiento activo del patrón. Dado que se deben usar púas latentes, en especies deciduas es necesario recolectar la madera para las púas durante la estación de reposo y mantenerla bajo refrigeración hasta que se haga el injerto. En especies siempreverdes se puede usar madera recién recolectada. Las púas no se fijan al patrón tan firmemente como en otros métodos y están más expuestas a que se rompan por efectos del viento durante el primer año, aunque hayan cicatrizado en forma satisfactoria. En consecuencia, es probable que en el primer año se haga necesario poner un tutor a las ramas nuevas que salen de la púa, o podarlas a la mitad de su tamaño, sobre todo en regiones ventosas. Después de unos pocos años de desarrollo, la unión del injerto de corteza es tan fuerte como las uniones formadas por otros métodos.

A continuación se describen dos métodos para efectuar el injerto de corteza:

INJERTO DE CORTEZA (MÉTODO NÚM. 1)

En cada tocón se insertan varias púas. Para cada una de éstas se hace con navaja en la punta del tocón un corte vertical de unos 5 cm de largo, que pase la corteza llegando a la madera. Luego la corteza se levanta ligeramente en ambos lados del corte, para preparar la inserción de la púa. La púa debe ser de madera latente, de 10 a 13 cm de largo, con 2 o 3 yemas y de 6 a 13 mm de grueso. En un lado de su base se hace un corte de unos 5 cm de largo. En las púas más gruesas, este corte se hace hasta de 1/3 de su grosor, dejando un "hombro" en la parte superior. El objeto de ese hombro es reducir el grosor de la púa para reducir la separación de la corteza y la madera cuando se inserte en el patrón. Sin embargo, la púa no debe dejarse muy delgada, pues quedaría mecánicamente débil y se rompería en el punto de fijación al patrón. Si se usan púas pequeñas no es necesario dejar hombro. En el lado opuesto al primer corte hecho en la púa se hace un segundo corte de menor longitud, como se muestra en la Fig. 12-10, dando con ello una forma acuñada a su extremo basal. Luego la púa se inserta entre la corteza y la madera del patrón, centrándola directamente bajo el corte vertical de la corteza. El corte mayor de la púa se coloca contra la madera y su hombro se hace descansar sobre el tocón. Con ello la púa estará lista para ser fijada en su lugar. La púa se fija a la madera usando dos clavos para cada una. Para ello resultan satisfactorios clavos de cabeza plana de 15 a 25 mm de largo, de alambre del calibre Núm. 19 o 20, dependiendo del tamaño de las púas. Igualmente debe clavarse bien la corteza de ambos lados de la púa, de otro modo tiende a pelarse de la madera.

Otro método que se usa mucho en los árboles de madera suave, como el aguacate, consiste en insertar todas las púas en el tocón y luego mantenerlas en su lugar envolviendo el tocón con hilo, cinta adhesiva o tela encerada. Esto es más eficaz que los clavos para impedir que las púas sean desprendidas por el viento, pero es probable que no dé un ajuste tan estrecho. Para obtener un máximo de fuerza es aconsejable clavar y envolver el injerto. Si se usa material de envoltura, puede ser necesario cortarlo después para impedir la constricción.

Una vez que el tocón se ha injertado y que las púas han quedado fijas con clavos o se han envuelto, se debe aplicar cera de injerto a todas las superficies cortadas, incluso los extremos de las púas, cuidando que queden bien cubiertas.

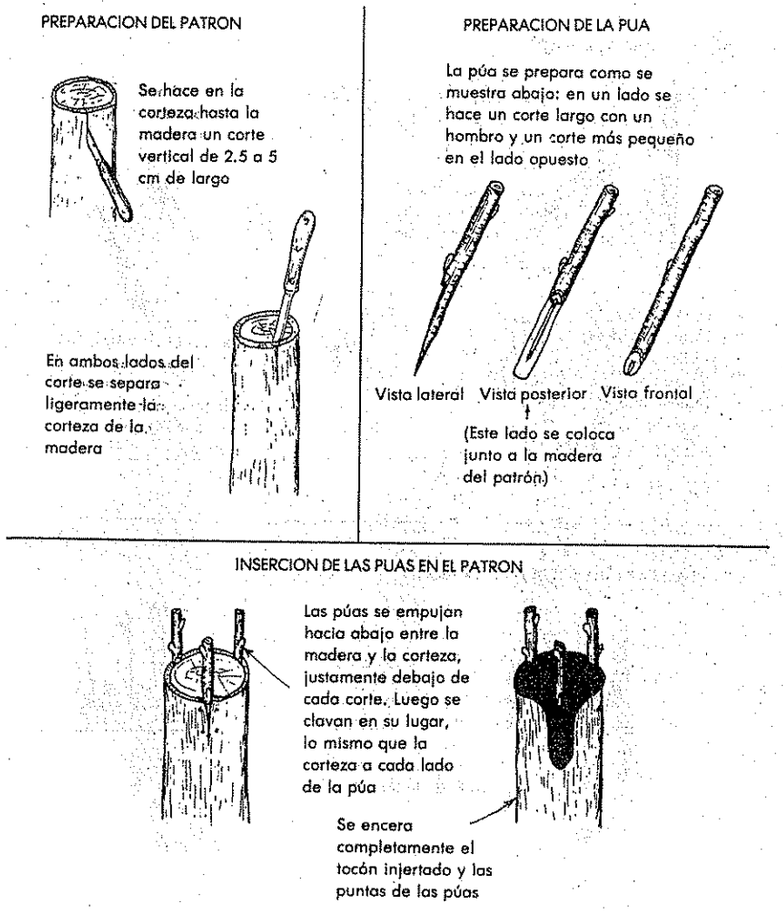


Fig. 12-10 Pasos para ejecutar un injerto de corteza (Método Núm. 1). En algunas plantas de corteza gruesa se hace innecesario cortar la corteza, insertándose la púa entre la madera y la corteza.

INJERTO DE CORTEZA (MÉTODO NÚM 2)

En este método, como se muestra en la Fig. 12-11, en la corteza del patrón se hacen *dos* cortes de unos 5 cm que lleguen hasta la madera, en vez de uno solo como en los dos métodos anteriores. La separación entre esos dos cortes debe ser exactamente del ancho de la púa. La porción de corteza que queda entre los dos cortes se levanta y se eliminan sus 2/3 terminales. La púa se prepara con un corte neto e inclinado, en un solo lado de su extremo basal. Este corte debe tener unos 5 cm de largo pero *no debe llevar* hombro, en contraste con los otros dos métodos. En la base de la púa se hace un cote de unos 13 mm opuesto al primero, de modo que forme una

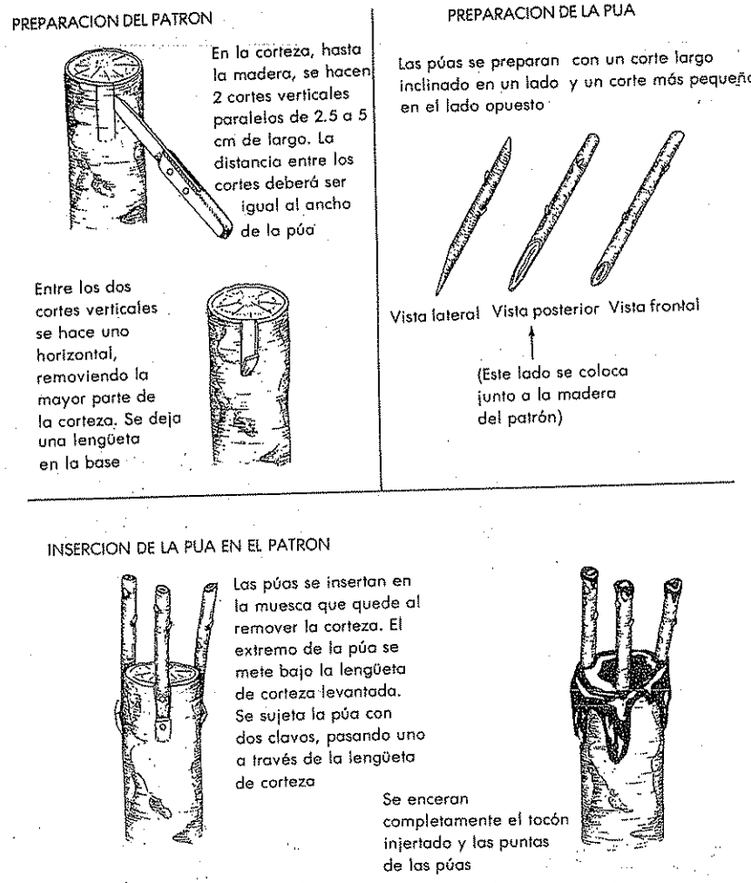


Fig. 12-11 Injerto de corteza, Método Núm. 2.

cuña. La púa debe ajustar apretadamente en la ranura de la corteza, acomodándose con el corte mayor hacia adentro y haciendo que el borde de la cuña quede debajo de la porción suelta de corteza remanente. Se puede esperar una cicatrización rápida debido a que ambos lados de la púa están tocando células de corteza y de cámbium no tocadas, lo cual no sucede en los otros dos tipos de injerto de corteza.

La púa se debe fijar en su lugar con dos clavos, haciendo que el inferior pase a través de la aleta de corteza que cubre el corte menor de la parte posterior de la púa. Si a los dos lados de la púa la corteza se lastima por accidente, se debe clavar en su sitio.

El método Núm. 2 es muy adecuado para usarlo en árboles de corteza gruesa, como los nogales, en los cuales no es factible insertar la púa debajo de la corteza.

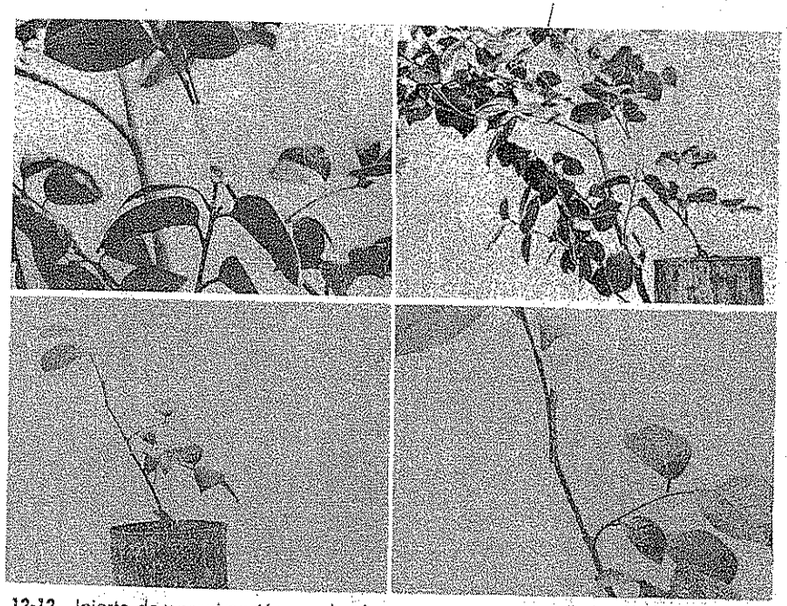


Fig. 12-12 Injerto de aproximación empleado para lograr una cultivar conveniente sobre una planta de camelia procedente de semilla. *Arriba:* la plántula en maceta se coloca cerca de una planta de la cultivar deseada. Se hace la unión de injerto y se envuelve estrechamente con cinta adhesiva. *Abajo:* después de que ha cicatrizado la unión de injerto, lo cual puede tomar varias semanas, se corta la planta patrón arriba de la unión de injerto y la púa se separa de la planta madre justo abajo de dicha unión. El injerto de aproximación se hace a veces necesario para plantas que son muy difíciles de injertar por otros métodos.

Injerto de aproximación

Las características que distingue al injerto de aproximación es que se injertan entre sí dos plantas independientes y con su sustentación propia. Una vez que la unión se ha efectuado, la punta de la planta patrón se corta arriba del injerto y la base de la planta que sirve de púa se remueve abajo del injerto. A veces es necesario hacer esta separación en forma gradual y no de una sola vez. El injerto de aproximación proporciona un medio de establecer con éxito una unión en plantas en que es difícil lograrlo por otros medios. Por lo general, se practica con una o ambas de las plantas a injertar cultivadas en macetas. Si las plantas patrones se tienen en recipientes, se les puede colocar junto a una planta establecida que vaya a proporcionar la púa de la nueva planta injertada (véase la Fig. 12-12).

Este tipo de injerto puede hacerse en cualquier época del año, pero la cicatrización de la unión se logra con mayor rapidez si se ejecuta cuando el crecimiento es activo. Del mismo modo que en otros tipos de injerto, las superficies cortadas se deben unir firmemente y luego cubrirse con cera para injerto a fin de impedir la desecación de los tejidos.

A continuación se describen tres métodos útiles para hacer injertos de aproximación, ilustrados en la Fig. 12-13.

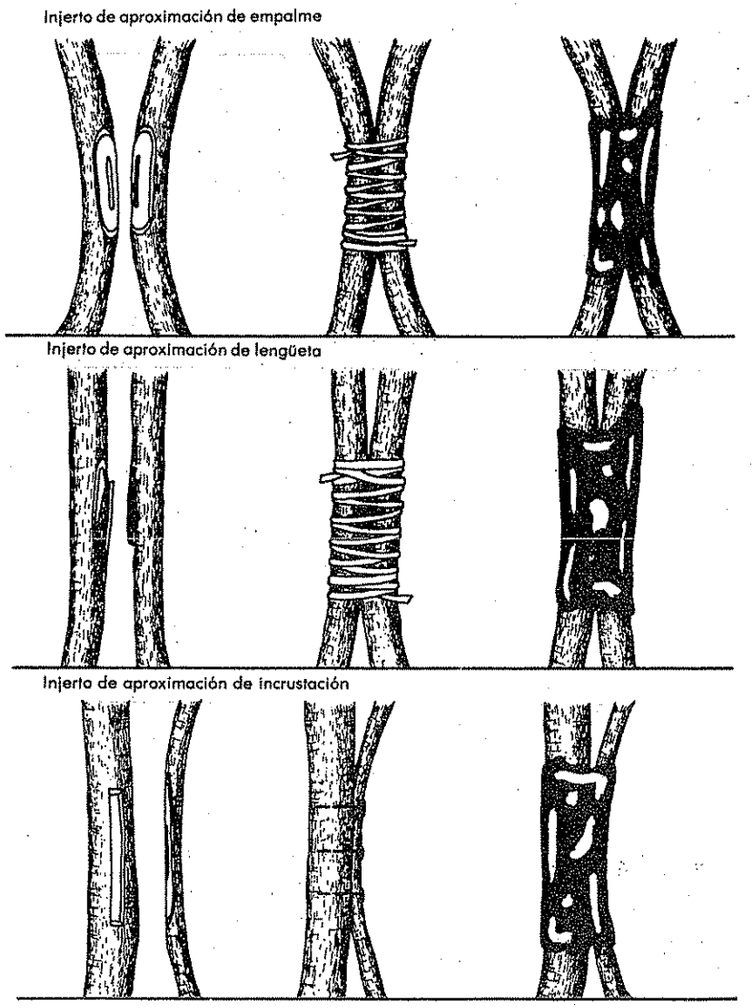


Fig. 12-13 Tres métodos para ejecutar un injerto de aproximación.

INJERTO DE APROXIMACIÓN DE EMPALME

En este tipo de injerto, los dos tallos deben ser aproximadamente del mismo grueso. En el punto que se desea hacer la unión, se saca en ambos tallos una tajada de corteza y madera de 2.5 a 5 cm de largo. Este corte debe ser del mismo tamaño en cada miembro del injerto, de modo que puedan tenerse patrones de cámbium idénticos. Los cortes deben quedar perfectamente netos y tan planos como sea posible para que cuando se junten haya un contacto estrecho

entre las zonas de cámbium. Las dos superficies cortadas se juntan y se atan estrechamente con hilo, rafia o cinta para viveristas. La unión entera debe cubrirse con cera para injertos. Después que las partes estén bien unidas, lo cual en algunos casos puede requerir un tiempo considerable, se cortan el patrón arriba de la unión y el injerto abajo de la misma, quedando entonces completado el injerto. Puede ser necesario reducir el área foliar del injerto si es mayor de lo que puede sostener el patrón. La Fig. 12-12 muestra el uso de este método en camelias.

INJERTO DE APROXIMACIÓN DE LENGÜETA

Este método es igual al de aproximación por empalme, excepto que en cada uno de los tallos que se van a unir, después de hacer el primer corte se hace un segundo corte, hacia abajo en el patrón y hacia arriba en la púa, formando en cada miembro una pequeña lengua. Entrelazando esas lenguas se puede lograr una unión de injerto muy apretada y de estrecho ensamble.

INJERTO DE APROXIMACIÓN CON INCRUSTACIÓN

Este método puede emplearse si la corteza de la planta patrón es considerablemente más gruesa que la de la planta que servirá de púa. En la corteza de la planta patrón se hace una ranura angosta de 7.5 a 10 cm de largo, ejecutando con la navaja dos cortes paralelos y removiendo la tira de corteza intermedia. Esto sólo puede hacerse cuando la planta patrón está en crecimiento activo y la corteza "resbala" o se desprende. La ranura debe quedar del ancho exacto de la púa que va a insertarse. En el punto de unión de la planta que va a ser la púa se le hace en un lado un corte largo y superficial de la misma longitud que la ranura hecha en la planta patrón y de la profundidad suficiente para que pase por la corteza y llegue hasta la madera. Esa superficie cortada de la púa se coloca en la ranura preparada en la planta patrón y se mantiene allí por medio de dos o más clavos pequeños de cabeza plana. En seguida toda la unión se debe cubrir prolijamente con cera para injertos. Una vez que la unión ha cicatrizado, se puede cortar el patrón arriba del injerto y la púa abajo del mismo.

Injerto por aproximación en arco (o arqueado)

Este método es similar al injerto de aproximación en cuanto a que tanto el patrón como la púa se encuentran sobre sus propias raíces en el momento de hacer el injerto. Difiere en que de ordinario la copa de la nueva planta patrón, por lo general, no se extiende arriba del punto de unión, como en el injerto de aproximación. En general, el arqueado se considera como una forma de "injerto de reparación", usándose en casos en que se han dañado las raíces de los árboles por causas tales como golpes con implementos de cultivo, roedores o enfermedades. Puede usarse con buenos resultados para salvar árboles valiosos o mejorar su sistema radicular (Fig. 12-14.)

Alrededor del árbol dañado se plantan individuos procedentes de semilla, estacas enraizadas o bien, hijos que salgan cerca de la base, para injertarlos con el tronco con objeto de que le proporcione un nuevo sistema radical que reemplace a las raíces dañadas. Si el daño ha sido excesivo, las plantas que van a servir para apuntarlo se colocan alrededor del árbol dañado separándolas entre sí de 12 a 15 cm. Después de haberse dañado un árbol, permanece vivo por algún tiempo, a menos que el daño haya sido muy grave. Un procedimiento satisfactorio para

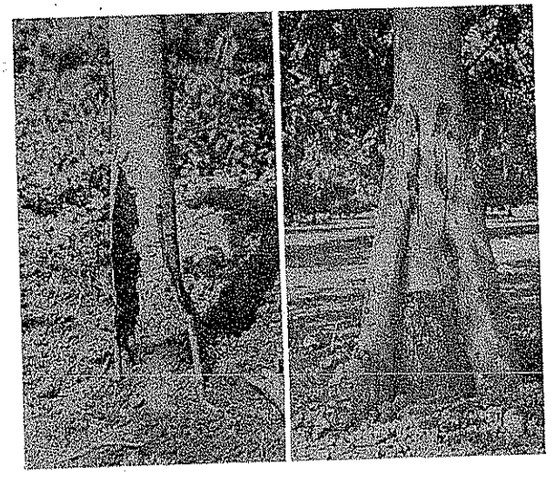


Fig. 12-14 *Izquierda:* puntales recién insertados. El de la izquierda ha sido encerado. El de la derecha se ha clavado en su sitio y está listo para ser encerado. *Derecha:* el arqueado se puede usar para vigorizar árboles establecidos, reemplazando un patrón débil con otro más vigoroso. Aquí, un nogal inglés se ha apuntalado con plántulas vigorosas del nogal híbrido Paradox (*Juglans hindsii* X *J. regia*).

apuntalar es colocar a su alrededor durante la estación de reposo plantas procedentes de semilla de una especie compatible y cuando se reanuda en primavera el crecimiento activo, se puede hacer la operación de injerto.

El apuntalamiento de árboles viejos de crecimiento lento con patrones vigorosos procedentes de semilla, en algunas ocasiones (*17*) ha resultado benéfico para estimular un crecimiento activo, renovado, en los árboles viejos.

Las plántulas que proporcionarán el nuevo sistema radical casi siempre son mucho más pequeñas que el árbol que se va a reparar. Como se ilustra en la Fig. 12-15, la unión de injerto se hace de modo similar al descrito en el método Núm. 2 de injerto de corteza. En la porción terminal de la planta que va a servir de puntal, que debe tener de 6 a 12 mm de grueso, se hace en un costado un corte largo y superficial de 10 a 15 cm de extensión. Este corte debe hacerse en el lado cercano al tronco que se va a apuntalar y debe tener la profundidad suficiente para remover algo de madera, exponiendo con ello dos tiras de tejido de cámbium. En el extremo de esa planta se hace otro corte de 13 mm de largo, en sentido opuesto al primero. En esta forma, el tallo de la plántula queda en forma de una cuña aguda.

En el tronco del árbol viejo se hace una ranura larga, removiendo una porción de la corteza de la anchura exacta de la planta que se va a injertar y del mismo largo que la superficie cortada en el injerto. En la parte superior de esa ranura se deja una pequeña aleta de corteza y bajo ella se inserta el extremo acuñado del injerto. Luego la planta que va a servir de sostén se clava en la ranura con cuatro o cinco clavos pequeños de cabeza plana. El clavo del extremo superior debe pasar por la aleta de corteza y por el extremo de la planta que va a servir de injerto. Si por alguna causa se desprende parte de la corteza del árbol a lo largo del injerto, es necesario clavarla en su lugar. Después de esto, se debe encerar prolijamente toda la unión de injerto.

Puente de injerto

Esta es una forma de injerto de reparación y se usa en casos en que no ha habido daños en el sistema radical sino que ha sido lesionada la corteza del tronco. A veces, los implementos de

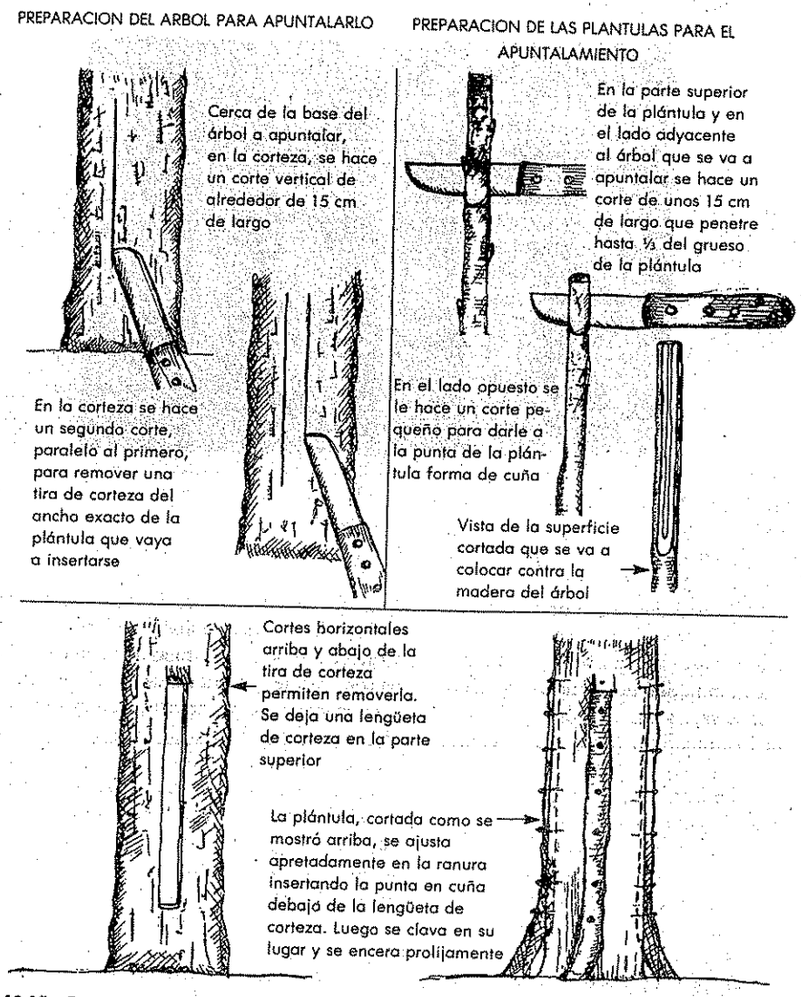


Fig. 12-15 Pasos en el apuntalamiento de un árbol con otros más pequeños plantados alrededor de su base.

cultivo, los roedores, las enfermedades o las bajas temperaturas de invierno dañan por completo un área considerable del tronco, a menudo circulándolo por completo. Si el daño a la corteza ha sido extenso, el árbol casi con seguridad morirá debido a que las raíces han sido privadas de su provisión de alimentos procedentes de la copa del mismo. Los árboles de algunas especies, como el olmo, el cerezo y el pecanero, pueden cicatrizar heridas muy grandes desarrollando tejido de callo; pero en la mayoría de las especies, aquellos cuya corteza ha sido muy dañada, se les deben hacer puentes de injerto si se desea salvarlos, como se ilustra en la Fig. 12-16.

Fig. 12-16 Tronco lesionado de un cerezo que se ha reparado con éxito con un puente de injerto, ejecutado con una modificación del injerto de corteza.

Las operaciones de puentes de injerto se hacen mejor al principio de la primavera, justo en el tiempo en que se inicia el crecimiento del árbol y la corteza se resbala con facilidad. Las púas que se vayan a emplear deben tomarse en estado de reposo de plántulas de un año de edad, de 6 a 12 mm/diá, de la misma especie o de una compatible, y mantenerse en refrigeración hasta que se vaya a hacer el injerto. En un caso de emergencia, se puede hacer con éxito un puente de injerto a fines de la primavera, usando púas cuyas yemas han iniciado un crecimiento satisfactorio. Hay que suprimir las yemas o brotes nuevos en desarrollo.

El primer paso en la ejecución de un puente de injerto consiste en limpiar el área lesionada hasta llegar a tejidos sanos, no dañados, quitando la corteza muerta o desgarrada. Luego, alrededor de la sección lesionada y a intervalos de 5 a 7.5 cm, se insertan púas, fijadas en sus dos extremos en corteza viva, no dañada. Es importante que las púas se inserten en la posición correcta. Si se colocan invertidas, forman una unión y viven durante uno o dos años, pero las púas no crecen ni se engruesan como lo harían si hubieran sido insertadas correctamente.

En la Fig. 12-17 se muestran los detalles de la ejecución de un puente de injerto satisfactorio.

Después de insertar todas las púas, las superficies cortadas se deben cubrir prolijamente con cera para injerto, teniendo especial cuidado en aplicarla alrededor de las púas, en particular en las uniones de injerto. La madera expuesta de la sección dañada también se puede cubrir con cera de injerto para prevenir la entrada de organismos que ocasionan pudrición así como el secamiento excesivo de la madera, lo cual es importante, ya que es la ruta de movimiento hacia arriba de agua y nutrientes en el árbol.

HERRAMIENTAS Y ACCESORIOS PARA INJERTAR

En la descripción de los métodos respectivos se ha ilustrado el equipo especial, necesario para ejecutarlos. Sin embargo, hay ciertos instrumentos que se usan en todos los tipos de injerto.

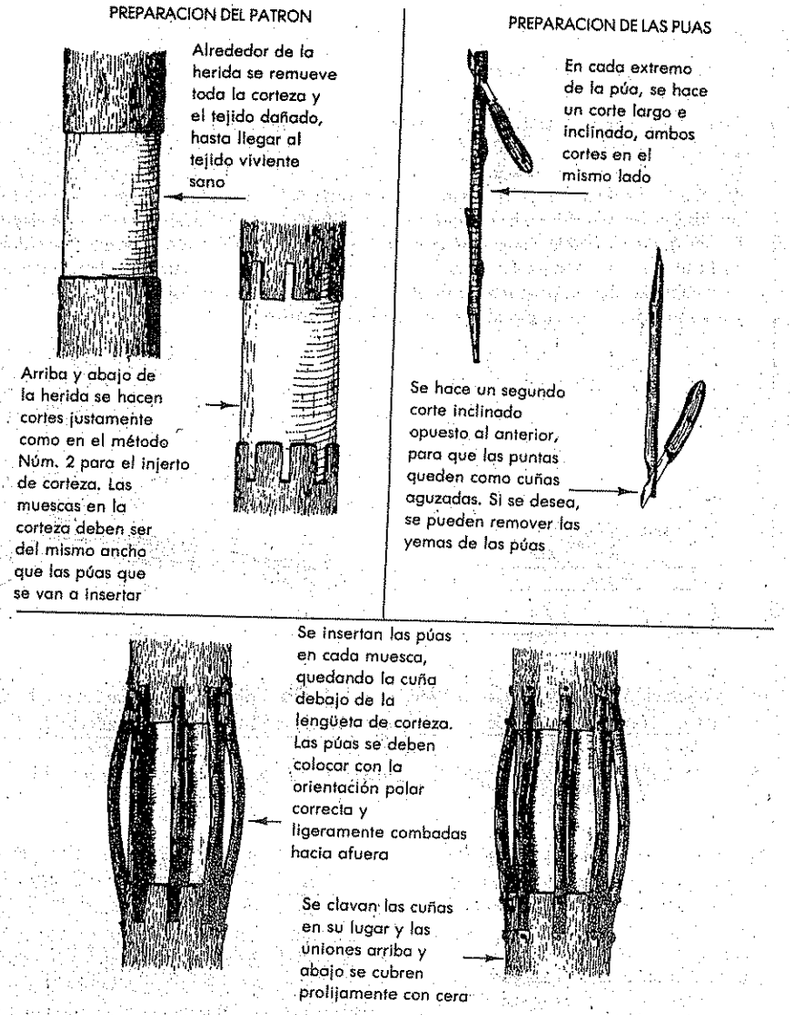


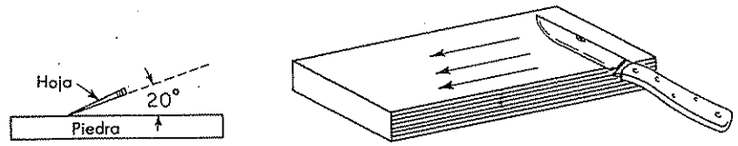
Fig. 12-17 Un método satisfactorio para hacer un puente de injerto, usando una modificación del método Núm.2 de injerto de corteza.

Navajas

En el trabajo de propagación, los dos tipos que por lo general se usan son la navaja para injerto de púa y la navaja para injerto de yema (Fig. 12-18). Cuando se hace una cantidad limitada de injertos, bien sea de púa o de yema, la navaja para injerto de yema puede ser satifactoria para

Cómo afilar apropiadamente una navaja

Para afilar la navaja de injertar, el afilado inicial se puede hacer en una piedra de grano mediano, pero para el afilado final se debe usar una piedra dura de grano fino. Durante el afilado, la piedra se debe mojar con agua o con aceite. No se use una piedra de carborundum porque es demasiado abrasiva y rebaja mucho metal. La mayoría de los injertadores prefieren usar navajas con bisel en un solo lado, mientras que otros las prefieren con bisel en ambos lados. Para lograr un filo rígido, al afilar la navaja sosténgase de modo que sólo el filo toque la piedra. Use todo el ancho de la piedra para que su superficie se conserve plana. Una navaja de acero de alta calidad, correctamente afilada, debe retener su filo durante varios días de trabajo, necesitando sólo alguna asentada de vez en cuando en un asentador de cuero.



ambas operaciones. Estas navajas pueden tener hoja fija o plegadiza. La navaja con hoja fija es más fuerte y si se usa algún tipo de funda para proteger el filo, es la más adecuada. Si se va a hacer mucho trabajo de injerto, es esencial disponer de una navaja fuerte, bien construida, de acero de alta calidad. Para hacer un buen trabajo, la navaja debe mantenerse muy bien afilada.

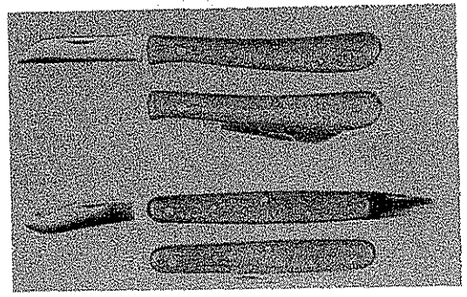


Fig. 12-18 Tipo de navajas plegadizas usadas en la propagación de plantas. *Arriba:* navaja para injertar. *Abajo:* navaja para injertos de yema. La parte obtusa que se ve a la derecha de esta navaja se usa en el injerto de yema para levantar las aletas de la corteza a fin de insertar el escudete con la yema.

Ceras para injertos

Las ceras para injerto tienen dos propósitos principales: (a) Sellar la unión de injerto, con lo cual se impide la pérdida de humedad y la muerte de las células tiernas y expuestas de las su-

perficies cortadas del patrón y de la púa. Estas células son esenciales para la producción de callo y la cicatrización de la unión de injerto. (b) Impedir la entrada de organismos que provocan descomposición y que pueden determinar la pudrición de la madera.

Una buena cera de injerto debe adherirse bien a todas las superficies de la planta y no debe deslavarse por las lluvias. No debe ser tan quebradiza que se parta y descascare en tiempo frío, ni debe ser tan suave que se derrita y escurra en días cálidos, pero debe ser suficientemente plástica para permitir el hinchamiento de la púa y el aumento en diámetro del patrón sin rajarse.

CERAS CALIENTES

Los ingredientes usados en este tipo de cera son brea, cera de abeja, aceite de linaza crudo o sebo, y negro de humo o carbón vegetal pulverizado. La proporción de cada ingrediente puede variar mucho sin afectar los resultados de modo apreciable. El objeto del negro de humo es dar cierto color a la cera que es en sí incolora, de modo que se note con más facilidad si los injertos han quedado bien cubiertos. El negro de humo también hace más manejable la cera, eliminando algo de su fibrosidad y pegajosidad. Después de la aplicación, la cera de color oscuro puede absorber más calor y permanecer suave y elástica. Sin embargo, esto puede no ser conveniente en tiempo de calor, ya que la cera se puede ablandar demasiado.

Instrucciones para preparar cera caliente para injertos (tipo duro)

Ingredientes:

Brea	2 300 g
Cera de abeja	350 g
Aceite de linaza crudo	250 g
Negro de humo	30 g
Cola de pescado	45 g

En un recipiente de doble fondo caliéntese la cola de pescado añadiéndole sólo el agua necesaria para disolverla. En otro recipiente derrítanse los otros ingredientes y déjese enfriar la mezcla, pero que quede fluida. Agréguese despacio la cola a la mezcla enfriada parcialmente, agitándola de continuo. Vacíese en moldes engrasados de poco fondo o en cajas de madera forradas con papel engrasado. Déjese endurecer. Para usarla, pártase en porciones pequeñas. Caliéntese en un calentador para cera de injertos y aplíquese con una brocha de pintor pequeña.

El tipo duro de cera para injerto se endurece al enfriarse y debe volverse a calentar poco antes de aplicarse a la unión de injerto. Al usarla, es importante que la cera tenga la temperatura adecuada. Si la cera se calienta hasta que burbujee y hierva, es probable que dañe los tejidos de las plantas. Por otra parte, si la cera está demasiado fría no fluirá fácilmente en todas las rendijas de la corteza, dejando huecos que permitirán la entrada del aire. *La cera debe estar suficientemente caliente para fluir con facilidad pero sin que llegue a burbujear.*

Para calentar la cera, es adecuado cualquier tipo de calentador pequeño. La cera se aplica con una brocha, pero se debe tener la precaución de colgarla a un lado, ya que si descansa en el fondo del recipiente el calor quemará las cerdas. Los calentadores para cera pueden construirse fácilmente en casa. (*32*)

CERAS FRÍAS

En los últimos años se ha podido adquirir, ya con facilidad, un tipo de cera para injerto preparada en forma comercial y que consiste en una emulsión de asfalto y agua. Ha resultado bastante satisfactoria y se usa ampliamente. (*34*) Este producto contiene alrededor del 50% de agua, la cual se evapora después de su aplicación, dejando una capa de asfalto sobre el injerto. Para que la cera restante sea de espesor suficiente y así proteger en forma adecuada el injerto, la aplicación original debe ser abundante. Como este material es soluble en agua hasta que se seca, es posible que se deslave si llueve un día después de aplicarlo. De ocurrir esto, es necesario volver a encerar de inmediato los injertos. Si los injertos se hacen en tiempo lluvioso, es aconsejable usar ceras de tipo caliente que no son afectadas por la lluvia.

Las emulsiones de este tipo de cera fría se separan con las temperaturas de congelación, de modo que es muy importante conservarlas en lugar caliente durante el invierno. No *deben confundirse estos materiales con las preparaciones para impermeabilizar techos, que tienen un aspecto similar pero que son por completo inapropiadas para emplearse como ceras para injerto.*

Para operaciones en pequeña escala existen ceras para injerto envasadas en latas aplicadoras de tipo "aerosol". En general, se requieren varias aplicaciones para tener una cubierta que dé la protección adecuada.

Materiales para atar y envolver

Algunos métodos de injerto, en especial el empalme, requieren que las partes se mantengan juntas mediante una atadura hasta que se hayan unido. Esto puede hacerse de varios modos, siendo el más sencillo el atar con hilo ordinario y cubrir con cera para injertos. Para operaciones en gran escala es conveniente usar hilo encerado, porque se adhiere a sí mismo y a las partes de la planta sin necesidad de hacer amarres. El hilo debe ser lo suficiente fuerte para mantener unidas las partes injertadas, pero no tanto que no pueda romperse a mano.

Se fabrica una cinta adhesiva especial para viveristas que es similar a la cinta adhesiva quirúrgica pero de menor peso y no esterilizada. Su uso es más cómodo que el de la cinta de tela encerada. La cinta adhesiva es útil para atar y sellar injertos de empalme. Cuando se use cualquier clase de cinta o de hilo para envolver injertos, es importante no poner demasiadas capas ya que el material puede constreñir la planta o anillarla a menos que se corte. Cuando este tipo de envoltura se cubre con tierra, de ordinario se pudre y rompe antes de que pueda ocasionar daño, a menos que se hayan aplicado muchas capas. Lo mejor es observar esas envolturas con cuidado y cortarlas después de que el injerto ha cicatrizado para evitar constricciones.

También hay disponibles cintas plásticas de polietileno o de cloruro de polivinilo (PVC). Como no son adhesivas, se les debe fijar metiendo el extremo de la cinta debajo de la última vuelta. Estas cintas de plástico son ligeramente elásticas y permiten cierto crecimiento de los injertos, pero finalmente tienen que quitarse. La cinta adhesiva (masking tape) también resulta satisfactoria para envolver materiales.

La cinta de parafilm se ha empleado con éxito para envolver con rapidez uniones de injerto. (*4*) Este material es a prueba de agua, flexible, elástica, con un refuerzo de papel en la película termoplástica. Esta cinta se separa de su cubierta de papel, se colocan dos capas sobre la unión de injerto y se aprieta en su lugar con los dedos.

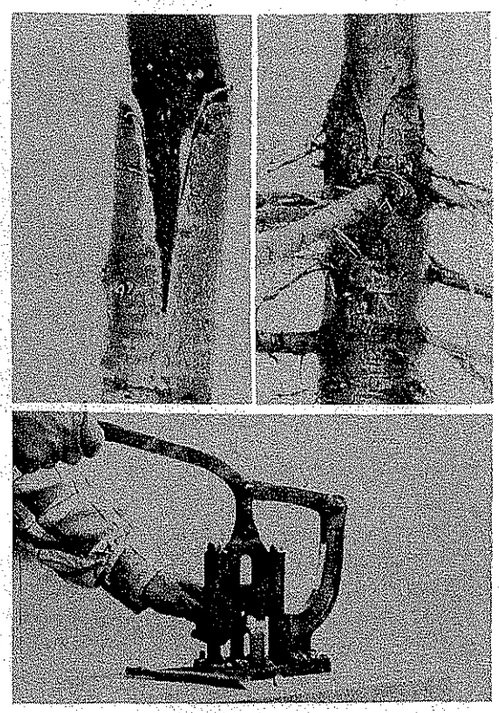


Fig. 12-19 Un tipo de injerto de cuña hecho con un aparato francés para injertar. *Arriba, izquierda:* aspecto del injerto como queda hecho por las cuchillas (antes de envolverlo con cinta para injertos). *Arriba, derecha:* unión de injerto en un manzano después de un año de crecimiento en el vivero. *Abajo:* aparato para injertar, en uso. Con este aparato los injertos se pueden hacer mucho más aprisa que con el método de empalme.

Máquinas para hacer injertos

Se han desarrollado varias máquinas o instrumentos para preparar uniones de injerto de púa o de yemas y unas cuantas de ellas se han empleado extensamente, en especial en la propagación de vides (*1, 2*).

Una de las máquinas que han tenido más éxito es el aparato operado a mano que se muestra en la Fig. 12-19, que originalmente fue desarrollado en Francia y llamado L.B. Grafting Tool (Aparato para Injertar L.B.).[1] Esta máquina hace un tipo de injerto de cuña, cortando en el patrón una muesca en V larga y haciendo en la punta de la púa un corte largo y acuñado. Aunque los cortes se ajustan muy bien entre sí, la unión se debe atar con banda de caucho para injertos o engraparse. Esta máquina se ha empleado con éxito para propagar tanto vides como árboles frutales.

Otra máquina[2] usada extensamente en California se muestra en la Fig. 12-20. Esta se acciona por un motor eléctrico y tiene dos juegos de sierras montados en un solo eje para cortar muescas, una en la base de la púa y otra en el extremo superior del patrón, como se muestra en la Fig. 12-21. Tres personas trabajan juntas: una corta las púas, otra los patrones y la tercera los

[1] En los EUA puede obtenerse de la compañía Heitz Wine Cellars, 500 Taplin Road, St. Helena, Calif. 94574.

[2] Se puede obtener de la Spink Refrigeration Company, 677 St. Helena Highway South, St. Helena Calif. 94574.

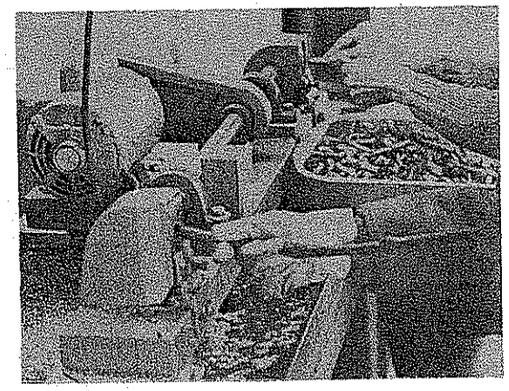


Fig. 12-20 Máquina para cortar muescas en los extremos de patrones y púas de sarmientos para hacer el tipo de injerto que se ilustra en la Fig. 12-21. Las cuchillas que están al frente están haciendo cortes en los patrones, las de atrás en las púas.

ensambla. Después de haber juntado el patrón y la púa, el injerto queda tan apretado que no hay necesidad de envolverlo o engraparlo.

Un tercer aparato, usado extensamente para las vides, es la máquina de injertar Pfropf-Star,[3] fabricada en Alemania. Corta a través del patrón y de la púa colocados uno encima del otro, haciendo un corte en forma de la letra griega omega y dejando las dos partes entrelazadas. El aparato se encuentra disponible ya sea operado con pedal o mediante un mecanismo electromagnético. Es la más rápida de las tres máquinas, pero la unión de injerto no queda tan bien ajustada como en las otras dos y no es adecuada para árboles frutales como los otros dos aparatos.

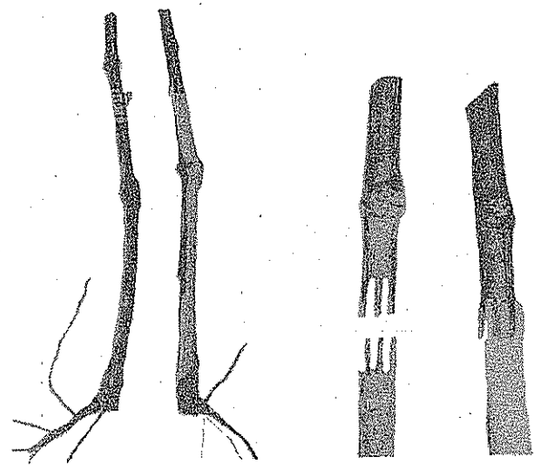


Fig. 12-21 Vides propagadas por injertos hechos con máquina. Durante la estación de reposo se injertan púas pequeñas, de una yema en estacas enraizadas. La unión de injerto se envuelve con banda de caucho para injertos y luego se deja que forme callo antes de plantarlo.

[3] Manufacturada por E. & Wahler, 7056 Weinstadt-Schnait, BuchbaldenstraBe 21, Stuttgart, Alemania. Disponible en los EUA en la Tree & Vine Management Co., P. O. Box 311, Reedley, Calif. 93654.

SELECCION Y MANEJO DE LA MADERA PARA PUAS

Tipo de madera

Como el injerto de especies deciduas se hace a fines del invierno o a principios de la primavera, es necesario usar, para púas, madera que creció durante el verano anterior.

Al seleccionar el material para púas, se debe tener en cuenta lo siguiente.

1. Para la mayoría de las especies, la madera debe ser de un año de edad o menos (del crecimiento de la temporada en curso). Evite incluir material de crecimiento más avanzado, aunque en algunas especies, como en la higuera y el olivo, la madera de dos años es satifactoria o aun preferible, si es del tamaño adecuado.
2. Debe haber presentes yemas vegetativas sanas, bien desarrolladas. Evítese la madera con yemas florales. Usualmente, las yemas vegetativas son angostas y puntiagudas, mientras que las florales son redondas y gordas (véase la Fig. 13-1).
3. El mejor tipo de material para púas se obtiene de ramas vigorosas (pero no excesivamente suculentas), bien maduradas, endurecidas, de la parte superior del árbol, que en el verano anterior han tenido un crecimiento de 60 a 90 cm. Estas ramas se desarrollan en plantas relativamente jóvenes, bien cultivadas y vigorosas. La producción elevada de material para púas puede estimularse podando bastante las plantas el invierno anterior. Los chupones de árboles más viejos aportan madera para púas satisfactoria, pero no se deben usar los que salen de la base de árboles injertados debido a que pueden ser de material del patrón. Un tamaño satisfactorio es de 6 a 12 mm/día.
4. Las mejores púas se obtienen de la porción central o de los dos tercios basales de la rama. Las secciones terminales, que es muy probable que sean demasiado suculentas, medulosas y pobres en carbohidratos almacenados, deben descartarse, seleccionando madera madura con entrenudos cortos.

Fuente del material

La madera para púas se debe tomar de plantas madres de la cultivar correcta, que se sabe que han sido probadas para ausencia de organismos patógenos y que genéticamente son fieles al tipo (véase Cap. 8). Es indispensable evitar plantas madres atacadas por virus, con mutaciones indeseables, quimeras y desórdenes genéticos semejantes a virus. Las plantas madres pueden ser de dos tipos:

1. Plantas de huerto, viñedo o de la vegetación circundante, cultivadas en condiciones en que se puedan observar sus hábitos de floración furctificación y crecimiento. En especies frutales, es mejor obtener el material de propagación de plantas en producción, con historia de producción conocida. Sin embargo, la inspección visual puede no revelar la condición verdadera de las plantas madres que se intenta usar y, para estar seguros, se necesitan efectuar pruebas apropiadas de catalogación y descendencia (véase Cap. 8).
2. En viveros comerciales se pueden mantener bloques especiales para la obtención de púas, en donde las plantas se cultiven especialmente para propagación. Estas plantas se manejan en forma diferente de aquellas que se dedican a producir cosecha. Por ejemplo, los árboles frutales se pueden podar cada año en tal forma que produzcan una provisión anual abundante de ramas largas, vigorosas, adecuadas para madera de púas. Usualmente esos bloques especiales se deben manejar para que cumplan con los requisitos de los programas de registro y certificación y estén sujetos a los requerimientos de aislamiento, catalogación e inspección. Además, es de importancia mantener la fuente de identidad del material de púas durante toda la secuencia de propagación, de manera que en un período de tiempo sea posible identificar y mantener las fuentes apropiadas de las diversas cultivares.

Recolección y manejo

Para plantas deciduas que van a injertarse al inicio de la primavera, la madera para púas puede recolectarse casi en calquier tiempo durante el invierno, cuando las plantas estén por completo en reposo. (5) En climas con invierno riguroso, no se debe recolectar la madera cuando esté congelada. No se debe usar tampoco madera que presente señales de daños por heladas. Donde es probable que ocurran daños considerables por las bajas temperaturas de invierno, es mejor recolectar la madera para púas después de la caída de las hojas pero antes de que se inicie el invierno y colocarla en un almacén frío.

Almacenamiento

La madera para púas que se recolecte antes de injertar debe almacenarse en forma adecuada. Se debe conservar ligeramente húmeda y a una temperatura lo suficiente baja para impedir el desarrollo de las yemas. Una práctica común es envolver la madera, atada en haces de 25 a 100 varas, en papel grueso, impermeable al agua, en hojas o en bolsas de polietileno. Entre el manojo se debe esparcir una pequeña cantidad de algún material limpio, ligeramente húmedo, como serrín, viruta de madera o musgo turbosos. No se debe usar arena debido a que se adhiere a las varetas y amella las navajas durante la operación de injerto. Si el material de empaque está mojado, se pueden desarrollar varios hongos y dañar las yemas, aun a temperaturas bajas de almacenamiento. El empaque apenas debe estar húmedo, siendo más probable que las varetas de injerto se dañen si están muy húmedas que si están demasiado secas. Si se van a almacenar durante un periodo prolongado, el manojo se debe examinar a intervalos de unas cuantas semanas para asegurarse que la madera no se está secando o humedeciendo demasiado. Cuando las yemas muestren señales de hinchamiento, la madera se deberá usar de inmediato para injertar o se debe cambiar a una temperatura más baja.

Las hojas de película de polietileno son un buen material para envolver madera para púas. Permiten el paso del oxígeno y del bióxido de carbono, que son intercambiados durante el proceso de respiración de la madera almacenada, pero retardan el paso del vapor de agua. Por tanto, si se utiliza este tipo de material para envoltura, no hay necesidad de utilizar material de empaque húmedo; la humedad natural de la madera es suficiente, ya que habrá muy pocas pérdidas de la misma. Las bolsas de polietileno son útiles para almacenar cantidades pequeñas de madera para injerto. Todos los manojos se deben etiquetar con cuidado y precisión.

La temperatura a que se almacene la madera es importante. Si se van a conservar sólo dos o tres semanas antes de injertar, es satisfactoria la temperatura del refrigerador doméstico, de unos 5 °C. Si se almacena por un periodo de uno a tres meses, la madera para injertos debe mantenerse a alrededor de 0 °C (5) para mantener las yemas durmientes. Sin embargo, las yemas de algunas especies, como las de almendro y de cerezo dulce, inician su crecimiento después de unos 3 meses aun a esta temperatura. No se almacene la madera para púas en un congelador doméstico, debido a que las temperaturas muy bajas, de unos -18 °C, pueden dañar las yemas.

Si no se dispone de instalaciones para almacenamiento en frío, en las regiones de invierno frío la madera para púas puede conservarse enterrando los manojos en el terreno, abajo del nivel de congelación del suelo, en el lado norte de un edificio o de un seto alto. Se debe proporcionar drenaje, de manera que no se acumule agua alrededor de las púas que ocasione el deterioro de las yemas.

No se debe intentar el almacenamiento de púas si se van a injertar plantas suculentas, herbáceas. Esas púas se deben obtener en la época en que se vayan a hacer los injertos y usarse de inmediato. Algunas especies de plantas siempreverdes de hoja ancha, como aguacates, olivos y cítricos, pueden injertarse en primavera antes de que se inicie el crecimiento activo, sin que se recolecte y almacene previamente la madera para púas. Se toma directamente del árbol según se vaya necesitando, usando la parte basal de las ramas que contienen yemas axilares en reposo. Las hojas se quitan al tiempo de hacer la recolección.

Los intentos de usar madera en que las yemas hayan iniciado su crecimiento activo conducen casi con certeza al fracaso. En esos casos, las yemas desarrollan hojas con rapidez, antes de que cicatrice la unión de injerto; consecuentemente, las hojas extraen agua de las púas por transpiración y ocasionan su muerte.

En los injertos de copa de pecanero (*3*) se encontró que se podían obtener buenos resultados usando púas precortadas; esto es, las púas habían sido cortadas con anterioridad por personas competentes en la época apropiada y luego conservadas en almacenamiento en frío en bolsas de polietileno durante periodos de hasta 9 días antes de insertarlas en el patrón. Con el uso de yemas precortadas, el éxito de los injertos sólo se redujo ligeramente.

CLASIFICACION DE LOS INJERTOS SEGUN SU COLOCACION

Los injertos se pueden clasificar de acuerdo con la parte de la planta en que se coloque la púa: en la raíz, en el cuello de la misma (el punto de unión del tallo con la raíz a nivel del suelo) o en varios sitios de la parte aérea de la planta.

Injertos de raíz

En este tipo de injertos, los patrones procedentes de semilla, las estacas enraizadas o las plantas acodadas se sacan del terreno y las raíces se usan como patrones para el injerto. Se puede usar todo el sistema radical (**injerto de raíz entera**, Figs. 12-22 y 12-23) o bien las raíces pueden dividirse en pequeñas secciones y usar cada una como patrón (**injerto en porciones de raíz**). Con ambos métodos se obtienen resultados satisfactorios. Como las raíces que se usan son relativamente pequeñas (de 6 a 13 mm de diámetro), generalmente se emplea el injerto de empalme o de lengüeta. El injerto de raíz casi siempre se hace bajo techo a fines del invierno o a comienzos de la primavera.

La madera para injertos, colectada con anterioridad se conserva en almacén, mientras que las plantas patrones también se sacan a fines de otoño y se conservan almacenadas a bajas temperaturas (1.5 a 4.5 °C) y en condiciones húmedas hasta que se hacen los injertos.

El término **injerto de banco** a veces se aplica a este proceso porque con frecuencia es ejecutado en bancos por trabajadores diestros en operaciones en gran escala. Diversas plantas se propagan en escala comercial por injerto de raíz: los manzanos, los perales, las vides y diversas ornamentales como la wisteria y el rododendro.

Al hacer injertos de raíz, las porciones de la misma deben tener de 7.5 a 15 cm de largo y las púas mas o menos el mismo tamaño y contener de 2 a 4 yemas. Una vez que los injertos se han hecho y se han atado en forma apropiada, se hacen grupos de 50 a 100 y se almacenan para su encallecimiento en arena húmeda, musgo turboso o algún otro material de empaque. Se les puede colocar en un sótano frío o bajo refrigeración a unos 7 °C por cerca de 2 meses. Para

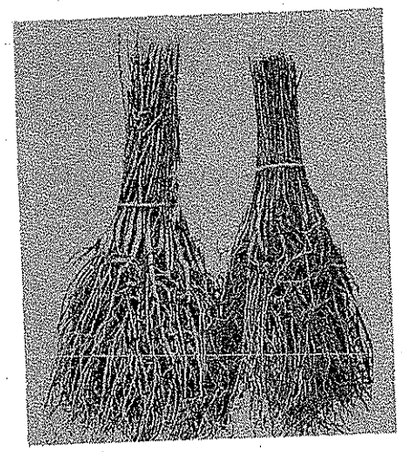


Fig. 12-22 Manojos de plántulas de manzano de un año de edad, de tamaño apropiado para usarlos en injertos de raíz completa, de banco.

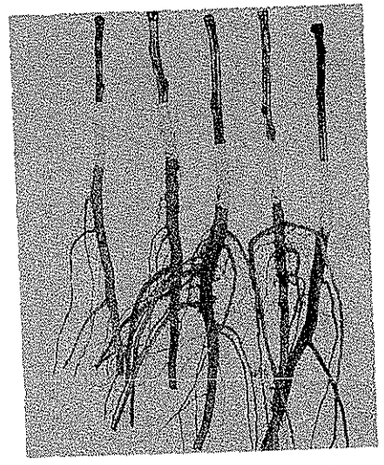


Fig. 12-23 Injertos de raíz completa de manzano hechos por el método de empalme o de lengüeta y envueltos con cinta adhesiva para viveristas.

el manzano, el periodo de encallecimiento puede reducirse a unos 30 días si los injertos se almacenan a unos 21 °C, con humedad elevada. Para usar esta temperatura de encallecimiento más elevada, el material debe recolectarse en otoño y los injertos deben hacerse antes que algún periodo de tiempo frío pueda interrumpir el lapso de reposo de las yemas. Después que las uniones estén bien cicatrizadas, los injertos deben almacenarse a temperaturas bajas (de 2 a 4 °C) para prolongar el "periodo de reposo" de las yemas y mantenerlas durmientes hasta que se planten. (*19*) Los injertos se plantan en primavera pasándolos directamente del almacenamiento en frío a los surcos del vivero. Para propósitos generales de encallecimiento, son más satisfactorias las temperaturas de 7 a 21 °C. Mediante la regulación adecuada de la temperatura, el proceso de encallecimiento puede acelerarse aumentando la temperatura o retardarse disminuyéndola, de modo que, dentro de límites razonables, se puede tener el grado deseado de formación de callo en un periodo dado.

En algunas plantas, la unión de injerto debe mantenerse en condiciones cálidas, de 24 a 27 °C, pero las raíces y las yemas deben mantenerse frías, alrededor de 7 °C para prevenir su crecimiento prematuro antes de que la unión de injerto se haya encallecido y unido. Para resolver este problema, en injertos de empalme de avellano, que son bastante difíciles de hacer, se ha desarrollado un sistema ingenioso (Fig. 12-24). La unión misma del injerto se mantiene caliente mediante un tubo de plástico al que se han fijado con cinta cables de calefacción o que contiene agua caliente. La unión de injerto se coloca sobre el tubo, pero las raíces y las púas quedan en áreas que tienen temperaturas más bajas. Cuando este sistema de "encallecimiento con calor" se ha usado a la intemperie a fines del invierno o a inicios de la primavera, se ha obtenido un aumento de prendimiento de injertos de avellano de 10 a más de un 90%. También se ha usado con éxito para injertos de raíz de manzano, peral, durazno y ciruelos. (*25*)

Para el encallecimiento de los injertos se requiere cierta aereación, de manera que no deben usarse recipientes cerrados. (*31*)

Fig. 12-24 Sistema de "injerto en caliente" para injertar de raíz plantas difíciles. La unión de injerto se coloca en una ranura de un tubo de plástico grande. Dentro de éste hay un tubo más pequeño por el cual fluye agua caliente controlada termostáticamente o al cual se fijan cables de calefacción. El calor se conserva colocando material aislante sobre este tubo. Las raíces y las púas sobresalen a zonas que tienen temperaturas menores, lo cual retarda su desarrollo, Cortesía de H. B. Lagerstedt y USDA. (25)

Tan pronto como pueda prepararse el terreno en primavera, los injertos se plantan en los surcos del vivero a una distancia de 10 a 15 cm entre sí. Se les debe plantar antes de que se inicie el desarrollo de las yemas o de las raíces. Si empiezan a crecer antes de que puedan plantarse, se les debe cambiar a temperaturas más bajas (de -1 a 2 °C). Los injertos usualmente se plantan a profundidad suficiente de manera que la unión de injerto quede justo abajo del nivel del suelo, pero si se desea que las raíces salgan sólo del patrón, el injerto se debe plantar con la unión mucho más arriba del nivel del suelo. Cuando se esperan ciertas influencias definidas del patrón, como achaparramiento o resistencia a las enfermedades, es muy importante evitar el **enraizamiento de la púa.**

Después de dejarlos crecer durante un verano, los injertos deben tener el tamaño adecuado para pasarlos a su lugar definitivo. De no ser así, la púa puede cortarse hasta dejar una o dos yemas, o recortarse un poco para forzar la salida de ramas de armazón y luego dejarlos crecer un segundo año. Con el sistema radical más viejo, en el segundo año se obtiene una copa fuerte y vigorosa.

INJERTO EN RAÍZ NODRIZA

En ciertas condiciones se desea tener en sus propias raíces a una estaca de tallo de una especie difícil de enraizar. Una forma de lograr esto es haciendo un injerto en raíz, usando la planta que se va a cultivar sobre sus mismas raíces como púa y la raíz de una especie compatible como patrón. La púa puede hacerse más larga que lo ordinario y el injerto plantarse profundo, dejando la mayor parte de la púa debajo del suelo. En algunos casos el **enraice de la púa** se estimula aplicando algún estimulador de enraice, como el ácido indolbutírico, a varios cortes verticales que atraviesen la corteza, practicados en la púa justo arriba de la unión de injerto. Esto se hace al tiempo de plantar y los injertos se plantan a una profundidad tal que la mayor parte de la púa quede cubierta con tierra. (*23, 24*) Después de una o dos temporadas de crecimiento, muchas de las púas habrán formado raíces. Entonces se corta el patrón nodriza temporal y la copa se reduce en proporción al sistema radical. La púa enraizada se vuelve a plantar para que crezca sobre su propia raíz.

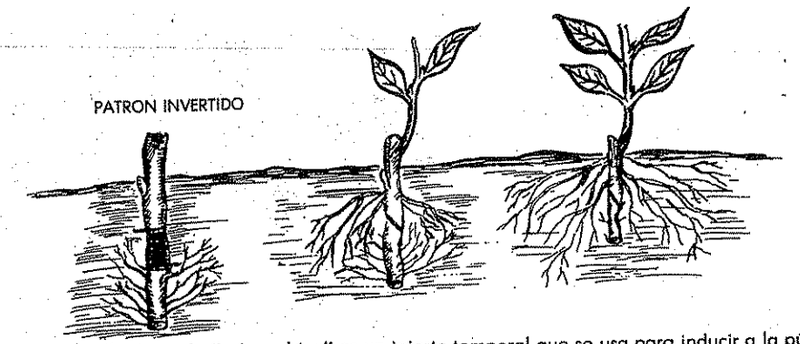


Fig. 12-25 El injerto de "raíz nodriza" es un injerto temporal que se usa para inducir a la púa a que desarrolle sus propias raíces. La raíz nodriza sostiene a la planta hasta que la púa forma raíces y luego muere. Aquí se muestra un método fácil para preparar un injerto de raíz nodriza invirtiendo la polaridad de la porción de raíz que sirve como patrón.

En ocasiones, el enraice de la púa es mejor si la raíz nodriza se entierra a una profundidad tal que el enraice se obtenga de un brote nuevo de madera de la estación, originado de una yema de la púa, en vez de tratar de hacer enraizar a la púa original lignificada. En esencia ésta es una forma de acodado de montículo. A medida que crece la nueva púa se le cubre con tierra hasta una altura de 13 a 16 cm aunque nunca se deben cubrir las hojas terminales. (*26*)

Hay varios métodos de manejo con los que se elimina la necesidad de desenterrar la planta injertada y cortar el patrón. (a) Si el patrón de raíz se injerta en posición invertida (polaridad invertida) finalmente muere (Fig. 12-25). (*26*) La unión cicatriza y la porción invertida del patrón sostiene a la púa hasta que ésta enraiza, pero como no recibe alimento de la púa, finalmente muere, dejando así al injerto sobre sus propias raíces. (b) En un segundo método, se utiliza un patrón incompatible. Así, si el injerto se planta a bastante profundidad, las raíces de la púa gradualmente se vuelven más importantes para el sostenimiento de la planta y el patrón incompatible finalmente deja de funcionar. Como ejemplo se puede citar el injerto de una púa de manzano en patrón de peral. (c) En otro método, la base de la púa, justamente arriba de la unión de injerto, se envuelven con material de algún tipo para anillar al patrón y separarlo (Fig. 12-26). Se han obtenido excelentes resultados usando bandas de caucho para injerto ordinarias (de calibre 0.016). (*6*) Las bandas de caucho para injertos se desintegran en el transcurso de un mes cuando están expuestas al Sol y al aire. Enterradas en el suelo duran hasta dos años, lo cual da tiempo suficiente para que enraice la púa. Sin embargo, debido a la deterioración lenta del caucho debajo del terreno, el patrón finalmente queda anillado y suprimido.

Injerto en la corona

Cuando sobre un patrón establecido se hace una unión de injerto en la región de transición entre la raíz y el tallo (la "corona" de la planta), a ese injerto se le llama **injerto en la corona.**

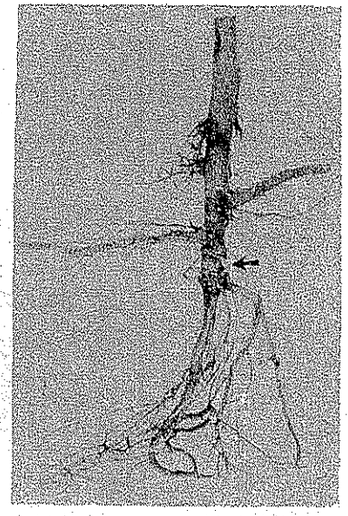


Fig. 12-26 Injerto de raíz nodriza. Una púa de manzano "Malling 9" se injertó de raíz en una raíz nodriza de un patrón procedente de semilla. La púa se envolvió justo arriba de la unión de injerto con una banda de caucho para injertos (véase la flecha). Después de dos años en el vivero, la púa había producido raíces vigorosas. La banda de caucho constriñó de manera efectiva el desarrollo de la raíz nodriza del patrón, que se pudo romper y descartar.
Cortesía de D. S. Brown.

Para hacer injertos de ese tipo se emplean varios métodos, como el de lengüeta, de costado, de hendedura, de incrustación o de corteza, dependiendo de la especie y el tamaño del patrón.

En plantas deciduas el injerto en la corona es mejor practicarlo a fines del invierno o al comienzo de la primavera, poco antes que comience el nuevo crecimiento. Las púas deben prepararse de madera durmiente bien madura de la estación de crecimiento anterior.

Como la operación se ejecuta justo abajo o arriba del nivel del suelo, es posible cubrir con tierra toda la unión de injerto, eliminando así la necesidad de encerar. La unión debe atarse firmemente con hilo o con cinta para mantener juntas las partes injertadas hasta que cicatricen.

Injerto doble o sobreinjerto

Una planta sobreinjertada, tiene tres partes, todas ellas de diferente composición genética: el patrón, el patrón intermedio y la púa o injerto que forma la copa fructífera. (*13*) (Véase la Fig. 12-27.) Una planta de esta naturaleza tiene dos uniones de injerto, una entre el patrón y el patrón intermedio y otra entre el patrón intermedio y la púa. El patrón intermedio puede tener menos de 25 mm de largo o ser de tamaño suficiente para formar el tronco y las ramas secundarias del armazón de un árbol.

El injerto doble se usa con varios propósitos, como:
1. Superar la incompatibilidad de injerto entre una cultivar que se desea como copa y el patrón.
2. Proporcionar un tronco resistente a las bajas temperaturas o a las enfermedades.
3. Lograr un efecto achaparrante mediante el uso de ciertos patrones intermedios.
4. Obtener el tronco o las horquillas fuertes que son característicos de ciertas cultivares.

Como ejemplos de injerto doble se encuentran (a) la propagación del peral "Bartlett" sobre membrillero como patrón achaparrante, usando un patrón intermedio mutuamente compatible como los perales "Old Home" o "Hardy" (Fig. 12-27) y (b) la propagación de

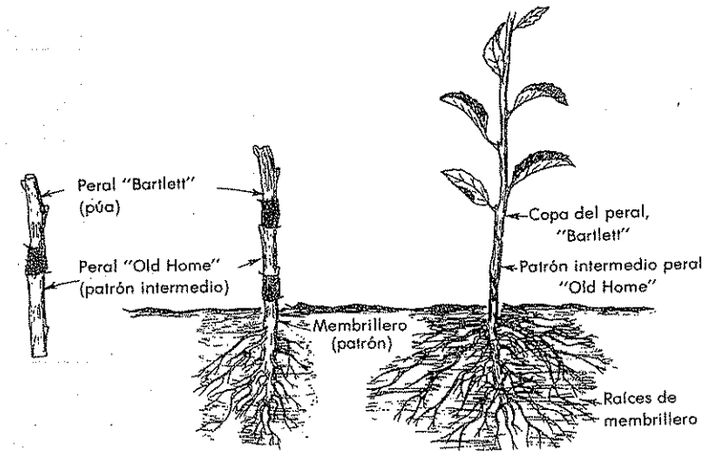


Fig. 12-27 En una planta sobreinjertada (o con doble injerto) hay tres partes diferentes y dos uniones de injerto, como se ilustra aquí con un peral "Bartlett" injertado sobre un peral "Old Home", el que a su vez es injertado sobre patrón de membrillero. En este caso el peral "Old Home" es el patrón intermedio.

manzanos achaparrados formados por la variedad púa injertada sobre un patrón intermedio "M 9" que a su vez es injertado en patrones más vigoroso como "MM 106" o "MM 111", o patrones de manzano procedentes de semilla. (*8*)

Para la formación de árboles de vivero con doble injerto se emplean varios métodos, pudiéndose recurrir para ello al empleo de máquinas para injertar como las que se ilustran en las Figs. 12-19 y 12-20 o usando el método de injerto de ensamble.

1. En el vivero se plantan alineados en los surcos patrones ya sean de plántula, estacas clonales enraizadas o acodos enraizados, al comienzo de la primavera. Luego se injertan de yema en el otoño con las yemas del patrón intermedio, en cuyo crecimiento, un año después, se injerta también de yema el cultivar deseado. Con este método se requieren tres años para lograr un árbol de vivero que lleva un injerto doble.

2. El patrón intermedio se injerta en banco a fines de invierno en el patrón enraizado, ya sea una plántula o un patrón clonal. Una vez que ha encallecido, los injertos se siembran en primavera en los surcos del vivero en donde se les injerta de yema en el otoño con el cultivar escogido. Con este método el árbol se propaga en el vivero en dos años.

3. Una variación del método (2) es preparar con injerto de banco dos uniones de injerto, la púa injertada al patrón intermedio y éste en el patrón enraizado. Una vez que se ha formado callo, el injerto completado, con dos uniones, se planta en el vivero. Dependiendo de la velocidad de crecimiento, es posible tener un árbol de vivero en uno o dos años.

4. La púa se injerta en banco en el patrón intermedio a fines del invierno o al comienzo de la primavera. Luego, después que este elemento ha encallecido, se injerta como se muestra en la Fig. 12-27, en patrones que han crecido en su sitio en los surcos del vivero, pudiendo, con este método, tener un árbol en uno o dos años.

5. En injerto doble de escudete, con el cual se hace un injerto doble, se practica en una sola operación de injerto de yemas, como se ilustra en la Fig. 13-18, lográndose así un árbol injertado en un año, o si es de crecimiento lento, dos años después de haber injertado las yemas.
6. Las ramas que van a servir como patrones intermedios, se pueden injertar de escudete en T a fines del verano, insertando las yemas a unos 15 cm de distancia entre sí. Estas yemas cicatrizan en el sitio y a fines del invierno se cortan las ramas injertadas de los patrones intermedios, dividiéndose de manera que cada sección tenga una yema injertada en su extremo superior. Luego, los trozos de rama injertadas se injertan por ensamble en los patrones de plántula entaizados. Una vez que han encallecido, el injerto completado, formado por el patrón y el patrón intermedio que lleva la púa de escudete en su sitio, está listo para plantarse en los surcos del vivero. *(12)*

Injerto en la copa (de púa o de yema)

La práctica de hacer injertos en la copa se utiliza principalmente para cambiar la cultivar de una planta establecida, árbol, arbusto o enredadera, ya sea mediante injertos de púa (Figs. 12-28 y 12-29) usando alguno de los métodos descritos con anterioridad, o por injertos de yema (véase Cap. 13). Este procedimiento puede preferirse a la remoción y reemplazo de toda la planta, ya que la vuelta a la floración y fructificación es más rápida si se hacen injertos en la copa que utilizando plantas nuevas de vivero, en particular si las plantas que se injerten son jóvenes, sanas y bien cuidadas. Las plantas viejas, enfermas o de especies de vida corta no son buenas para injertar en la copa.

En ocasiones es posible que con los injertos de copa se introduzcan enfermedades virosas a las plantas injertadas, ya sea del patrón o del injerto. Debido a que esas enfermedades interfieren con la floración y la fructificación, antes de considerar la ejecución del injerto de copa se debe conocer la condición respecto a virus de ambos componentes.

PREPARACIÓN PARA EL INJERTO DE COPA

El injerto de copa, por lo general, se hace en primavera, poco antes de que se inicie el nuevo crecimiento. El tiempo exacto depende del método de injerto que se emplee. Los injertos de hendedura, de costado, empalme y de incrustación se pueden hacer antes de que la corteza se despegue, pero los injertos de corteza se deben hacer cuando ésta se despegue, de preferencia justo antes que las yemas del árbol patrón empiecen a crecer. Los injertos de copa de yema pueden hacerse con los métodos de T, parche o astilla.

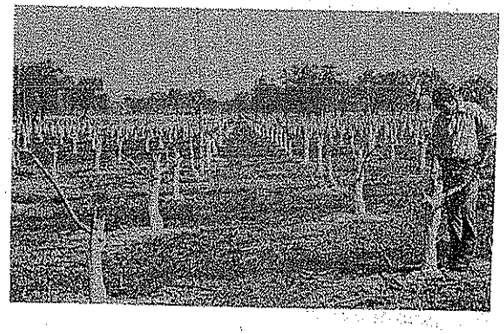


Fig. 12-28 Una extensa operación de injerto en la copa. Se han injertado manzanos jóvenes con una cultivar más remunerativa. Cada árbol tiene una pequeña rama "nodriza".

Fig. 12-29 Método apropiado para el injerto de copa de los árboles. *Izquierda:* las púas, que fueron insertadas en ramas bastante pequeñas, están empezando a crecer. El árbol se ha encalado para evitar los daños por quemaduras del sol. *Derecha:* el mismo árbol, 6 semanas después. En las ramas en que están desarrollándose las púas se han clavado estacas a las cuales se han atado los injertos para impedir que los rompa el viento.

De ordinario antes de injertar es aconsejable obtener una amplia cantidad de madera para púas y almacenarla en condiciones adecuadas, aunque para especies siempreverdes, como aguacate o cítricos, la madera para púas puede recolectarse cuando se vaya a efectuar la operación.

Al preparar un injerto de copa, se debe decidir un patrón individual para cada árbol, cuántas ramas de armazón se van a usar (de ordinario de tres a cinco). Si se hacen muchos injertos en las ramas pequeñas, secundarias, del armazón, el árbol volverá a fructificar con mayor anticipación que si se injertan pocas ramas más grandes en la parte inferior del árbol. Sin embargo, el injerto en numerosas ramas pequeñas es costoso y requiere que se poden todas las ramas del patrón que se desarrollen abajo de los injertos a medida que éstos vayan creciendo.

Las ramas que se van a injertar deben estar bien distribuidas alrededor del árbol y en el tronco principal, evitando ramas que tengan horquillas débiles y angostas. Se pueden suprimir todas las demás ramas, a menos que se usen una o más ramas nodrizas; la Fig. 12-30 muestra a un obrero preparándolas para injertar.

El injerto de copa implica, para el árbol, una operación de poda en extremo rigurosa y produce un desequilibrio considerable entre el sistema radical y la copa. Sin embargo, los árboles deciduos se recuperan pronto y el nuevo crecimiento de las púas y de las yemas latentes del patrón restablece el equilibrio sin perjucios, siempre que el árbol esté sano y vigoroso y que el injerto se haga cuando él está en reposo o poco después de que inicie su crecimiento en primavera. Sin embargo, en algunas situaciones, no siempre bien comprendidas, el árbol es afectado adversamente por la poda severa y mostrará una intensa quemadura de las hojas e incluso puede no sobrevivir. Esta situación es más probable que se presente cuando el injerto se retrasa hasta que el crecimiento de primavera está bastante avanzado, cuando se quitan de las plantas patrones todas las nuevas ramas y follaje o donde se presentan temperaturas elevadas poco después de injertar.

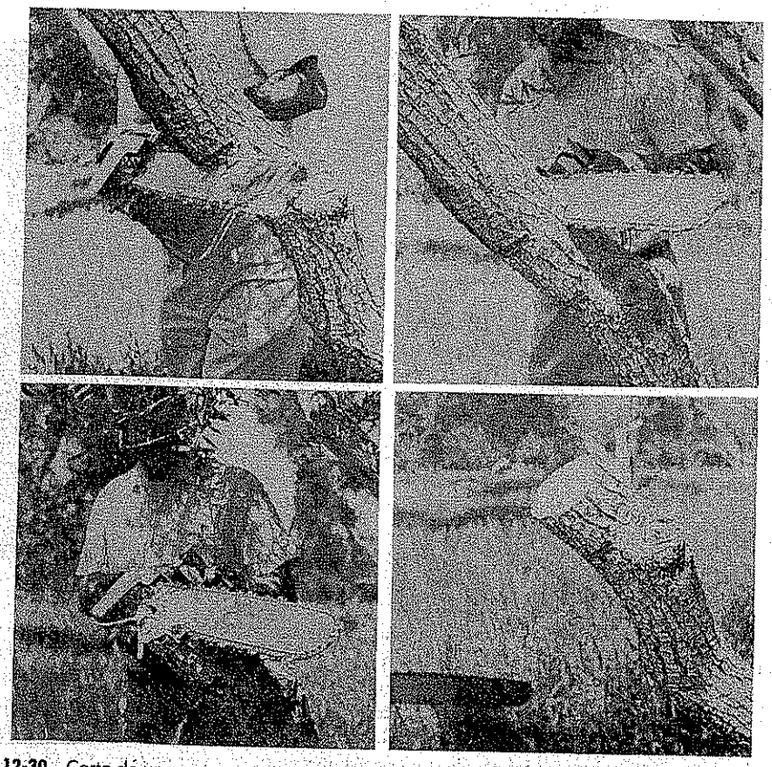


Fig. 12-30 Corte de una rama con sierra, en preparación del injerto de copa, para que no ocurran desgarres de la corteza. *Arriba, izquierda:* El primer corte se hace en una porción lisa, empezando en el lado inferior de la rama y cortando hasta un tercio del grueso de la misma. *Arriba, derecha:* el segundo corte se hace iniciándolo en la parte superior de la rama y siguiéndolo hacia abajo. Debe quedar de 2 a 5 cm más abajo del primer corte. *Abajo, izquierda:* una vez que la rama se ha roto, se continúa el primer corte. *Abajo derecha:* corte final, neto y liso, listo para injertarse.

También, cuando se cortan e injertan todas las ramas del árbol, una cantidad considerable de energía se deriva hacia el crecimiento de las púas, produciendo ramas vigorosas, suculentas, que se pueden romper si no se podan o se sostienen en forma adecuada. Además, ese desarrollo frondoso y suculento es muy susceptible a daños por las heladas en los climas fríos.

Para evitar los problemas anteriores, es aconsejable retener en la planta patrón algo de su follaje y aún ramas grandes que sirvan temporalmente como **ramas nodriza**. Dichas ramas deben podarse en forma bastante rigurosa, de otra manera es posible que las púas injertadas no tengan un crecimiento adecuado.

Cuando se hagan injertos de copa en árboles siempreverdes de hoja ancha, como cítricos u olivos, es esencial que se dejen ramas nodrizas. Si se dejan en las partes sur y oeste del árbol, sombrearán las partes injertadas y reducirán las probabilidades de quemaduras por el sol en las ramas expuestas.

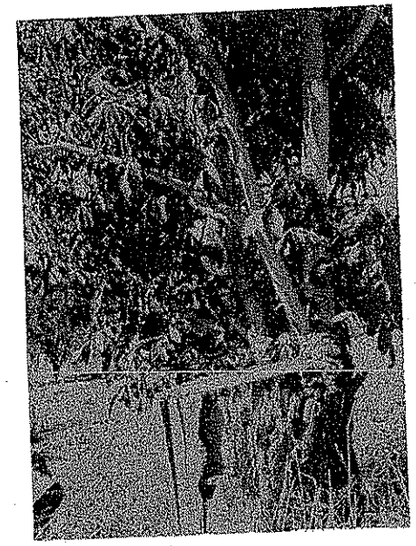


Fig. 12-31 Un método inapropiado para injertar árboles en la copa. Este nogal se cortó cerca del suelo y alrededor del tocón se insertaron varias púas por el método de injerto de corteza. Dos de las púas crecieron con éxito, pero el resto falló. La mayor parte del árbol original está muerto, pues la cicatrización de un corte tan grande es casi imposible. Un método mejor para el injerto de reconstrucción o de copa se muestra en las Figs. 12-28 y 12-29.

Una práctica que se recomienda a menudo, en especial en árboles de cierta edad, es injertarlos de copa en un periodo de 2 años, injertando en el primero, quizá dos ramas del lado noreste del árbol reteniendo dos del suroeste como nodrizas, injertando éstas en el segundo año.

El injerto de copa tiene más éxito cuando se hace en árboles relativamente jóvenes en los cuales las ramas a injertar no tienen más de 7.5 a 10 cm/diá y están relativamente cercanas al suelo. Cuando se intenta injertar la copa de árboles grandes y viejos, a veces es necesario llegar a las partes altas del árbol para encontrar ramas de diámetro tan pequeño como 10 cm. Si el injerto se hace en esas ramas, la nueva copa queda demasiado alta para diversas operaciones, como el aclarado y la cosecha. La otra alternativa es cortar las ramas o el tronco principal hasta cerca del suelo e insertar las púas en madera de 30 cm o más de diámetro. Aunque en el tronco se pueden insertar muchas púas entre la corteza y la madera usando el método de injerto de corteza y pueden crecer bien por varios años, es muy probable, como se muestra en la Fig. 12-31, que en el centro del tocón se inicie la pudrición antes que el crecimiento de las púas pueda cubrirlo y cicatrizar sobre él. Además, algunas púas no quedan mecánicamente muy bien sujetas en su lugar y cuando llegan a un tamaño considerable pueden arrancarlas vientos fuertes. Es importante que la rama de la copa que vaya a ser injertada se corte en un sitio en que la región que queda inmediatamente abajo esté lisa y libre de nudos o de pequeñas ramas, de modo que haya un lugar satisfactorio para insertar las púas. Lo mejor es dejar las ramas de unos 20 a 30 cm de largo desde el tronco principal para mantener baja la copa del árbol. Las ramas se deben cortar sólo unas cuantas horas antes que se vayan a injertar.

Preparación para injertar en la copa

1. Haga el trabajo en primavera cuando los árboles están durmientes o poco después que se inicie el crecimiento.

2. Para injertar escoja de 3 a 5 ramas de armazón que no tengan más de 10 cm/diá y que estén convenientemente cercanas al suelo.
3. Donde los inviernos sean severos retenga ramas nodrizas en árboles siempreverdes de hoja ancha y en árboles deciduos.
4. Corte las ramas con propiedad de modo que no se desgarre la corteza del tronco.

Haciendo los injertos en un día fresco, nublado, en que no sople viento, se tiene la mayor protección contra el secado de las superficies cortadas del patrón y de la púa hasta que puedan cubrirse con cera para injertos. Debe evitarse injertar en días cálidos, soleados y con viento. Durante el injerto, la madera no se debe secar por exposición al Sol. Se le debe mantener fresca y húmeda en algún recipiente o envuelta en tela de manila húmeda.

Inmediatamente después que se haya injertado un tocón se le debe cubrir prolijamente con cera para injertos. No puede recomendarse lo suficiente la necesidad de cubrir pronta y prolijamente todos los cortes, incluyendo las puntas de las púas. La cera debe meterse en la corteza del patrón, sellando todas las pequeñas grietas o rajaduras por donde pueda penetrar el aire y alrededor de las superficies cortadas en donde se espera que se forme tejido cicatrizante. Las ceras que contienen cera de abeja, atraen a éstas y pueden quitarla, habiendo necesidad de volver a encerar.

CUIDADO POSTERIOR DE ÁRBOLES INJERTADOS DE COPA

Una vez que se ha ejecutado la operación de injertar la copa, queda por hacer mucho trabajo de importancia antes que pueda decirse que se terminó el injerto. Un buen trabajo de injerto puede arruinarse si no se tiene buen cuidado de los árboles.

Si el injerto se ha hecho a fines de primavera cuando el crecimiento es activo, muchas especies, como el nogal, se "desangran" en forma considerable en el tocón injertado, aun cuando se haya cubierto con cera para injertos. Este flujo de savia alrededor de las púas puede ser tan abundante que interfiera con el proceso normal de cicatrización en la unión de injerto. Si aparece este trastorno, a veces puede corregirse haciendo con un cuchillo varios cortes inclinados en la corteza del árbol, varios decímetros abajo de los tocones injertados. El flujo ocurrirá en esos cortes en vez de la unión de injerto. Este intenso flujo de savia no perjudica en particular al árbol y suele detenerse en unos pocos días. El mismo propósito se puede alcanzar haciendo en el tronco del árbol una serie de agujeros distribuidos al azar.

Si se presentan ciertas enfermedades bacterianas, como la agalla de la corona, esta práctica puede diseminar las bacterias. En esos casos es aconsejable sumergir la navaja, sierra o broca en un desinfectante, como hipoclorito de sodio al 10%.

De 3 a 5 días después de injertar se debe hacer una inspección cuidadosa de los árboles y las uniones de injerto, volviendo a aplicar cera si en el encerado previo aparecen grietas o agujeros.

Es esencial prevenir la quemadura por el sol del tronco y de las ramas grandes que se exponen a éste al remover el follaje protector de la copa. Esto es de gran importancia cuando el injerto se hace tarde en la estación, si se espera tiempo caluroso y no se han retenido ramas nodriza protectoras. La energía del Sol absorbida por la corteza de color oscuro puede elevar la temperatura de las células vivientes hasta un punto letal.

Es aconsejable blanquear el tronco, las ramas y las púas de los árboles injertados, disponiéndose para ello de diversas pinturas solubles en agua fría, fabricadas específicamente para este uso. El color blanco refleja una porción considerable de los rayos solares, manteniendo con ello la temperatura del árbol dentro de límites seguros. La pintura blanca para interiores de ca-

sas con base de agua (ya sea de látex o acrílica) disuelta en agua en proporción de 1:1 previene la quemadura por el sol durante una estación. Las pinturas para exteriores dan una protección más larga pero presentan más riesgos de perjudicar al árbol. (*15, 27*)

A los árboles recién injertados se les debe proporcionar agua en abundancia, de manera que los tejidos se encuentren en un estado elevado de turgencia. Esto es necesario para tener buena producción de callo, la cual es esencial para la cicatrización de la unión de injerto.

Durante el primer verano que siga al injerto de copa, se deben podar las ramas nuevas que salgan debajo de las injertadas a fin de que no interfieran con el crecimiento de las púas. 1 o 2 años después de haber injertado de copa no se debe aplicar fertilización nitrogenada, debido a que de ordinario no se requiere estimular el crecimiento. Las demandas de agua de los árboles injertados serán menores, ya que al remover las copas se efectúa una reducción considerable del área foliar.

En general, en cada tocón se insertan de 2 a 4 púas. Si todas las púas prenden, se les debe conservar el primer año porque ayudan a la cicatrización sobre el tocón. Sin embargo, de modo permanente se debe conservar sólo una rama que proceda de la púa mejor colocada y de crecimiento más vigoroso. El crecimiento de las púas restantes debe retardarse mediante una poda severa, manteniéndolas vivas para que ayuden a cicatrizar la rama, pero dejando que la púa permanente se vuelva dominante. Dejar en un punto dos o más púas como ramas permanentes sin duda da por resultado una horquilla débil que al final se rompe. Por tanto, la mejor práctica en el primer año es dejar todas las púas para que ayuden en la cicatrización del tocón pero retardar su crecimiento, excepto el de la mejor. Este procedimiento se ilustra en la Fig. 12-32. Si de la púa que se va a conservar en forma definitiva salen dos vástagos, debe escogerse el mejor y eliminar el otro. Una vez que haya cicatrizado el tocón, las púas temporales pueden removerse por completo. Esto puede hacerse en el segundo o tercer año.

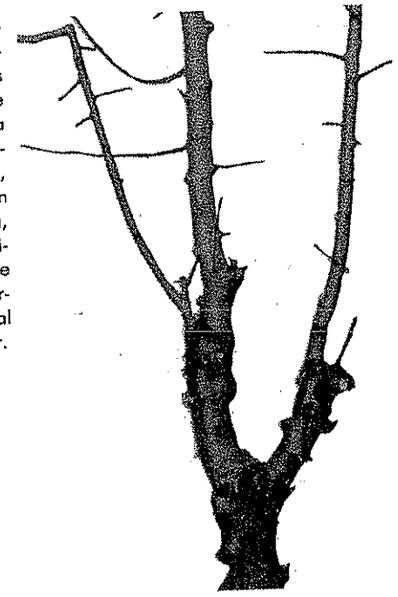


Fig. 12-32 Problemas que se presentan en el manejo de ramas que han sido injertadas de copa. *Izquierda:* donde prenden las dos púas una de ellas se recorta bastante, para permitir que la otra se vuelva predominante y no se forme una horqueta débil. Sin embargo, se le retiene por 2 o 3 años para asegurar la cicatrización de la herida de injerto, pero finalmente se remueve. *Derecha:* cuando en una rama bastante grande sólo prende una púa, se pueden presentar dificultades para que la herida de injerto seque con rapidez. La madera que se encuentre debajo de la púa muerta se debe recortar en un plano inclinado y encerar, para reducir al mínimo la superficie cortada que debe cicatrizar.

Si la púa definitiva crece en forma más bien vigorosa, existe riesgo de que la copa se vuelva demasiado pesada y se rompa con los vientos. Esto puede manejarse en dos formas: retardando el crecimiento de la rama permanente, podándola, o clavando una tira de madera u otro tipo de apoyo en el árbol y amarrando la rama a ese tutor. *Cuando se ate una cuerda alrededor de una rama, siempre déjese una gaza de modo que no haya probabilidades de que se estrangule a medida que crece.*

Si en cada tocón sólo prende una púa, puede ser un problema serio lograr que cicatrice el tocón en el lado opuesto a la púa viviente. Puede ayudarse a la cicatrización cortando el tocón en forma inclinada en sentido opuesto a la púa sobreviviente. Esa superficie cortada puede cubrirse con cera para injertos y así retardar la pudrición de la madera. Una sola púa puede necesitar varios años para cubrir por completo un tocón y es posible que la madera empiece a pudrirse antes que ello se logre.

Cuando en un tocón no prende ninguna púa, todavía hay varias posibilidades de injertarlo de copa. Una de ellas es dejar que justo abajo de la superficie cortada crezcan varios vástagos que se injertan de yema en el verano siguiente. O se puede dejar que crezca el vástago para mantener la rama viva y sana y repetir la operación de injerto al año siguiente haciendo un nuevo corte unos 30 cm abajo del corte original.

Si se han usado ramas nodriza, se les debe recortar con diversos intervalos durante el verano, alejándolos de la púa, de modo que las púas siempre estén por completo expuestas al Sol y tengan espacio suficiente para desarrollarse. Al segundo o tercer año las ramas nodriza deben suprimirse por completo o injertarse.

Cuando la copa de un árbol se ha injertado con éxito con una nueva variedad, crecerá con vigor por unos años. Se necesitan seguir buenas prácticas de poda para impedir que se desarrollen ramas mal colocadas. Por lo general, para el tercer año el árbol otra vez estará en producción.

INJERTOS HERBACEOS

Los injertos de plantas herbáceas se usan con diversos propósitos, tales como estudiar la transmisión de virus, la fisiología de los injertos (relaciones patrón-injerto), la compatibilidad de injerto, así como en la propagación comercial en invernadero de ciertas plantas cucurbitáceas, especialmente en Europa. De ordinario, esos injertos se hacen cuando las plantas aún son bastante pequeñas, injertando el patrón poco después de la germinación de la semilla. Ese material en general es muy suave, suculento y susceptible de dañarse. En una de las técnicas (véase la Fig. 12-33) se usa un injerto simple de empalme, haciendo un corte diagonal a través de la plántula patrón justo arriba de los cotiledones. (*18*) Sobre el extremo cortado del patrón se desliza un pedazo de tubo de polietileno de paredes delgadas, del diámetro apropiado para dar un buen ajuste. El extremo basal de la púa recibe un corte diagonal similar en longitud e inclinación al que se hizo en el patrón. Luego se desliza la púa en el tubo de plástico hasta que las dos superficies cortadas queden en contacto estrecho. El tubo se mantiene en su lugar hasta que ocurre la cicatrización, unos 12 días después del injerto. Si no hay hojas y las yemas no han crecido, se puede sacar el tubo deslizándolo sobre la púa; de otro modo se puede cortar con una hoja de afeitar.

En otro procedimiento (*9*) usado para injertar patrones herbáceos más viejos, se retienen debajo de la unión de injerto varias hojas. Se usa el injerto de hendedura (pero con una sola púa), y la unión de injerto se amarra con rafia, bandas de caucho para injertos o cinta adhesiva de látex. Para impedir que se seque la planta injertada, se le cubre con una bolsa de polietileno, se coloca en la sombra hasta que el injerto ha cicatrizado y entonces se le quita la cubierta de plástico.

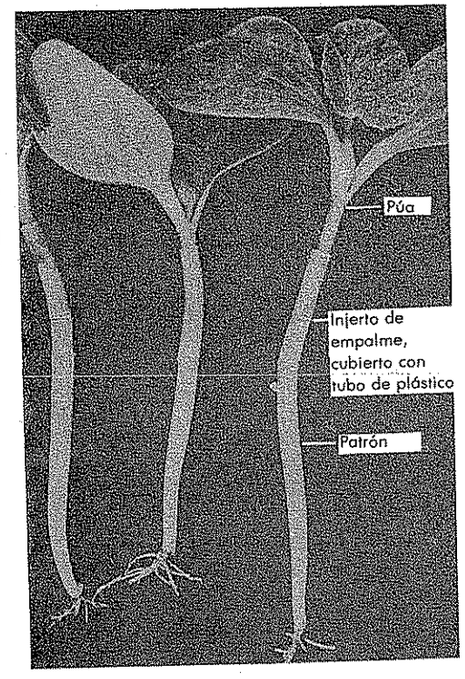


Fig. 12-33 Injertos de material de plantas jóvenes herbáceas usando un injerto de empalme. En la parte superior del patrón se hace un solo corte inclinado; sobre éste se desliza un pedazo de tubo de plástico transparente para tener un buen ajuste. En la parte inferior de la púa se hace un corte inclinado similar y luego se desliza la púa en el tubo de plástico de modo que las superficies cortadas coincidan. Una vez que ha cicatrizado el injerto, el tubo se corta con una navaja de afeitar.

Un método para establecer vides de *Vitis vinifera* sobre patrones resistentes a la filoxera o a los nematodos es por injerto de "madera verde", el cual se hace en primavera, colocando la púa que se ha tomado de crecimiento nuevo en un brote verde nuevo que se ha desarrollado en la planta patrón. Se emplea un injerto de empalme simple, haciendo cortes inclinados de 2.5 a 4 cm de largo. La púa y el patrón deben ser del mismo diámetro. La púa sólo lleva una yema. Los cortes se hacen coincidir tan bien como sea posible y la unión se cubre por completo, envolviéndola con bandas de caucho para injertos. La unión de injerto debe estar cicatrizada y las yemas en crecimiento dos semanas después de la operación. Como estos injertos son bastante frágiles, se les debe atar a un tutor. (*7, 16*)

INJERTOS EN SEMILLA NODRIZA

En algunas especies leñosas con semillas grandes, como el castaño, la germinación de la semilla es hipogea (esto es, los cotiledones permanecen debajo de la superficie del suelo y la punta del tallo aparece sobre la superficie). En un procedimiento de injerto usado en especies con semillas de este tipo; apenas germinan éstas se cortan los pecíolos de los cotiledones en forma transversal justo al nivel de la semilla, dejando los cotiledones en el interior. En la semilla, se insertan entre los pecíolos cortados la punta de una navaja para hacer una abertura para la púa. La

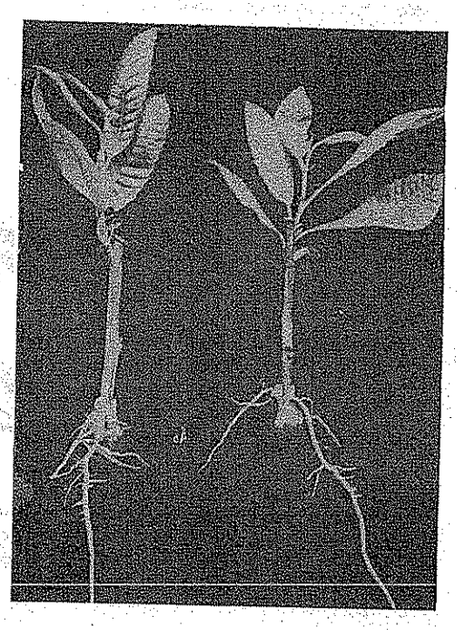


Fig. 12-34 Injertos enraizados de castaño, 19 días después de haberse injertado por el método de injerto en raíz nodriza. (21) Cortesía de Connecticut Agricultural Experiment Station.

púa, que se prepara de madera durmiente del crecimiento de la estación previa, se corta en la base formando una cuña, como para un injerto de hendedura. La púa se inserta entre los cotiledones en tal forma que sus superficies cambiales expuestas queden en contacto estrecho con las superficies cortadas de los cotiledones. Los "injertos en semilla" se plantan en el medio de enraice colocando la unión de injerto unos 4 cm abajo de la superficie. Se forma una unión de injerto y de los pecíolos cortados de los cotiledones salen raíces. Este tipo de injerto se hace al comienzo de la primavera, usando semilla debidamente estratificada y púas de madera durmiente. (*21, 22, 28, 30*) Con este método se han injertado con éxito castaños, aguacates y camelias (ver Fig. 12-34). De hecho, se pueden lograr plantas de camelia injertadas con el cultivar deseado en el mismo lapso que necesitarían las plantas obtenidas por semilla para llegar al tamaño conveniente para ser injertadas por el método de hendedura.

En una modificación del injerto en semilla nodriza (*28*) que ha dado buenos resultados en la propagación de castaños, pecaneros, nogales y robles, la unión de injerto se hace en el hipocótilo de la plántula en el punto de inserción de los cotiledones (véase la Fig. 12-35). La púa se corta hasta formar una cuña delgada y se inserta en una rajadura hecha en el hipocótilo. Una vez insertada la púa, el injerto se envuelve firmemente con bandas de caucho o con hilo encerado.

INJERTOS EN ESTACAS

En este tipo de injerto, una púa con hojas se injerta en una porción de tallo con hojas sin enraizar (que se va a convertir en el patrón), y la combinación se coloca en un medio de enraice bajo niebla intermitente para que simultáneamente cicatrice la unión de injerto y forme raíces

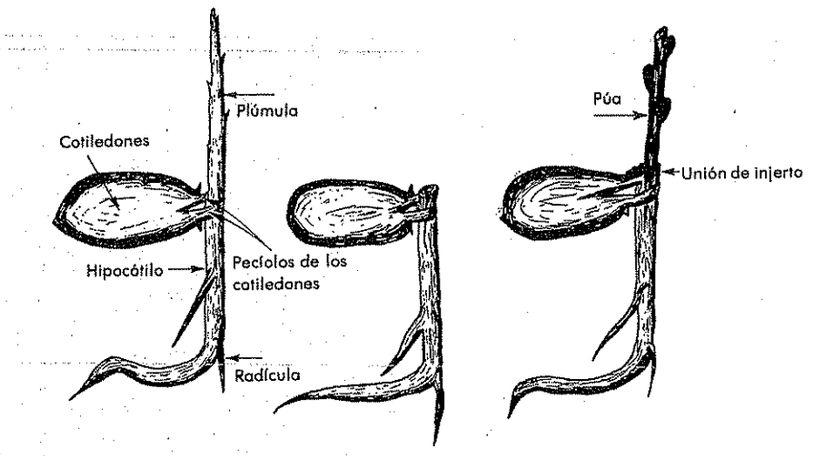


Fig. 12-35 Injerto de semilla-nodriza, modificado. *Izquierda:* plántula lista para ser injertada. *Centro:* hipocótilo cortado longitudinalmente, listo para insertar la púa. *Derecha:* púa insertada; el injerto ahora está listo para estar atado. (28) Reproducido de Moore.

el patrón. Hace muchos años se usó este procedimiento de injerto para estudiar la fisiología de patrón-injerto en los cítricos. (*14*) En fechas más recientes, se ha usado en la propagación comercial de varios tipos de cítricos sobre patrones clonales achaparrantes (*10*) también es valioso para propagar ciertas especies de coníferas de enraice difícil (*33*) y rododendros. (*11*)

Para cítricos se emplea un injerto sencillo de empalme. Al corte se le da una inclinación de 30° y una extensión de 1.5 a 2 cm, amarrando la unión con una banda de caucho. La base del patrón se sumerge en un material estimulador del enraice, como el ácido indolbutírico, y los injertos se plantan en charolas con medio de enraice, proporcionándoles calor en el fondo y colocándolas bajo niebla o en una caja cerrada. Una vez que la unión ha cicatrizado y que el patrón ha formado raíces, se deja que los injertos se endurezcan suspendiendo la niebla y el calor en el fondo durante unas 2 semanas. En seguida los injertos están listos para sembrarse en latas de 4 L, o en otros recipientes.

MICROINJERTOS

El injerto de plantas diminutas puede hacerse asépticamente empleando las técnicas que se describen en los Caps. 16 y 17, con las cuales los pequeños injertos se hacen crecer en recipientes cerrados hasta que alcanzan el tamaño suficiente para ser transferidos a condiciones abiertas. Los microinjertos se han usado, en su mayor parte, en cítricos, manzano y en algunas especies de *Prunus*, en particular para desarrollar plantas libres de virus, en situaciones en que es posible obtener una punta de rama libre de virus pero no se le logra hacer enraizar. La punta de la rama se injerta asépticamente a una planta procedente de semilla, libre de virus, pudiendo así propagar de este injerto otras plantas "limpias". (*20, 29*) En el Cap. 16 se describen los procedimientos para el microinjerto.

Otro procedimiento prometedor (*36*) es la propagación no aséptica de miniárboles de vivero, muy pequeños, injertando en plántulas, minúsculas púas del tamaño de un fósforo. Este procedimiento es en particular útil en los trópicos, en donde en ocasiones deben transportarse plantas de vivero a distancias considerables, a menudo en avión, hasta regiones inaccesibles, resultando mucho más fácil transportar cantidades grandes de esas plantas diminutas que de plantas de vivero de tamaño normal.

BIBLIOGRAFIA

1. Alley, C. J. 1957. Mechanized grape grafting. *Calif. Agr.* 11(6):3, 12.
2. ———. 1970. Can grafting be mechanized? *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 20:244–48.
3. Anonymous. 1968. Pre-cut scions. *Agr. Res.* 17(6):11
4. Beineke, W. F. 1978. Parafilm: A new way to wrap grafts. *HortScience* 13(3):284.
5. Bhar, D. S., R. J. Hilton, and G. C. Ashton. 1966. Effect of time of cutting and storage treatment on growth and vigor of scions of *Malus pumila* cv. McIntosh. *Can. Jour. Plant Sci.* 46:69–72.
6. Brase, K. D. 1951. The nurse-root graft, an aid in rootstock research. *Farm Res.* 17(1):16.
7. Carlson, V. 1963. How to green graft grapes. *Calif. Agr. Ext. Publ. AXT. 115.*
8. Cummins, J. N. 1973. Systems for producing multiple-stock fruit trees in the nursery. *Plant Prop.* 19(4):7–9.
9. Denna, D. W. 1962. A simple grafting technique for cucurbits. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 81:369–70.
10. Dillon, D. 1967. Simultaneous grafting and rooting of citrus under mist. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 17:114–17.
11. Eichelser, J. 1967. Simultaneous grafting and rooting techniques as applied to rhododendrons. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 17:112.
12. Fisher, E. 1977. The pre-budded interstem: A new technique. *Fruit Var. Jour.* 31(1):14–15.
13. Garner, R. J. 1940. Studies in nursery technique: The production of double worked pear trees. *Ann. Rpt. E. Malling Res. Sta. for 1939,* pp. 84–86.
14. Halma, F. F., and E. R. Eggers. 1936. Propagating citrus by twig-grafting. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 34:289–90.
15. Hansen, C. J., and H. T. Hartmann. 1951. Influence of various treatments given to walnut grafts on the percentage of scions growing. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 57:193–97.
16. Harmon, F. N., and E. Snyder. 1948. Some factors affecting the success of greenwood grafting of grapes. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 52:294–98.
17. Hearman, J., A. B. Beakbane, R. G. Hatton, and W. A. Roach. 1936. The reinvigoration of apple trees by the inarching of vigorous rootstocks. *Jour. Pom. and Hort. Sci.* 14:376–90.
18. Holt, J. 1958. A simple way of grafting herbaceous plants. *Gard. Chron.* 143:332.
19. Howard, G. S., and A. C. Hildreth. 1963. Introduction of callus tissue on apple grafts prior to field planting and its growth effects. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 82:11–15.
20. Huang, S., and D. F. Millikan. 1980. *In vitro* micrografting of apple shoot tips. *HortScience* 15(6):741–43.

21. Jaynes, R. A. 1965. Nurse seed grafts of chestnut species and hybrids. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 86:178–82.
22. Jaynes, R. A., and G. A. Messner. 1967. Four years of nut grafting chestnut. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 17:305–11.
23. Jones, F. D. 1950. Hormone on root graft. *Amer. Nurs.* 72(11):6–7.
24. Kerr, W. L. 1936. A simple method of obtaining fruit trees on their own roots. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 33:355–57.
25. Lagerstedt, H. B. 1981. The hot callusing pipe, a grafting aid. *Ann. Rpt. Northern Nut Growers Assn.* 72:27–33.
26. Lincoln, F. B. 1938. Layering of root grafts—a ready method for obtaining self-rooted apple trees. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 35:419–22.
27. Micke, W. C., J. A. Beutel, and J. A. Yeager. 1966. Water base paints for sunburn protection of young fruit trees. *Calif. Agr.* 20(7):7.
28. Moore, J. C. 1963. Propagation of chestnuts and camellias by nurse seed grafts. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 13:141–43.
29. Navarro, L., C. N. Roistacher, and T. Murashige. 1975. Improvement of shoot tip grafting *in vitro* for virus-free citrus. *Jour. Amer. Soc. Hort. Sci.* 100:471–79.
30. Park, Kyo S. 1968. Studies on juvenile tissue grafting of some special use trees, II. *Korean Jour. Bot.* 11(3): 88–97.
31. Shippy, W. B. 1930. Influence of environment on the callusing of apple cuttings and grafts. *Amer. Jour. Bot.* 17:290–327.
32. Sitton, B. G., and E. P. Akin. 1940. Grafting wax melter. *USDA Leaflet 202.*
33. Teuscher, H. 1962. Speeding production of hard-to-root conifers. *Amer. Nurs.* 116(7):16.
34. Thompson, L.A., and C. O. Hesse. 1950. Some factors which may affect the choice of grafting compounds for top-working trees. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 56:213–16.
35. Upshall, W. H. 1946. The stub graft as a supplement to budding in nursery practice. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 47:187–89.
36. Verhey, E. W. M. 1982. Minute nursery trees, a breakthrough for the tropics? *Chronica Hort.* 22(1):1–2.

LECTURAS COMPLEMENTARIAS

Baltet, C. 1910. *The art of grafting and budding* (6th ed.). London: Crosby, Lockwood.

Banta, E. S. 1967. *Fruit tree propagation.* Ohio Agr. Ext. Bul. 481.

Chandler, W. H. 1957. Chapter 13 in *Deciduous orchards* (3rd. ed). Philadephia: Lea & Febiger.

———. 1958. *Evergreen orchards* (2nd ed.). Philadelphia: Lea & Febiger.

Garner, R. J. 1979. *The grafter's handbook* (4th ed.). New York: Oxford Univ. Press.

Hartmann, H. T., and J. A. Beutel. 1979. *Propagation of temperate zone fruit plants.* Calif. Agr. Exp. Sta. Leaflet 21103.

International Plant Propagators' Society. Proceedings of annual meetings.

Ministry of Agriculture, Fisheries, and Food. 1965. *Grafting fruit trees.* London: Advisory Leaflet 326.

SNYDER, J. C., and R. D. BARTRAM. 1965. *Grafting fruit trees.* Pacific Northwest Ext. Publ. (Idaho, Oregon, and Washington).

SPANGELO, L. P. S., R. WATKINS, and E. J. DAVIES. 1968. *Fruit tree propagation.* Ottawa: Can. Dept. Agr. Publ. 1289.

WAY, R. D., F. G. DENNIS, and R. M. GILMER. 1967. *Propagating fruit trees in New York.* N.Y. Agr. Exp. Sta. Bul. 817.

13

Técnicas para el Injerto de Yema

En contraste con los injertos tratados en el capítulo anterior, en que la púa consiste en un pequeño trozo separado de tejido de tallo con varias yemas, en el injerto de yema se utiliza sólo una y una pequeña sección de corteza, con o sin madera. El proceso fisiológico que interviene en este tipo de injerto es el mismo que en los tratados en el Cap. 12.

Los métodos de injerto de yema, comúnmente usados, dependen de que la corteza "resbale" o se desprenda. Con ello se quiere indicar la condición en que la corteza se separe con facilidad de la madera. Esto indica el periodo del año en que la planta está en crecimiento activo y en que las células del cámbium están suaves, suculentas, en división activa y, por lo mismo, se desgarran fácilmente cuando se levanta la corteza de la madera. Este periodo que empieza con el crecimiento nuevo en primavera, debe durar hasta que las plantas dejan de crecer en el otoño. Sin embargo, condiciones adversas de desarrollo, tales como falta de agua, insectos o problemas de enfermedad, defoliación o temperaturas bajas, pueden conducir a que la madera se apriete e interferir seriamente con las operaciones de injerto de yema. Una consideración importante en este método de injerto es el tener las plantas en la condición adecuada. De los métodos comúnmente usados que aquí se describen, solamente uno, el de injerto de astilla, se puede ejecutar cuando la corteza no resbala.

El injerto de yema, sobre todo el de T, puede ejecutarse más rápidamente que el más simple de los otros métodos. Por el método de injerto de yema en T, un operario puede hacer de 2000 a 3000 injertos de rosal por día, si el amarre lo hacen los ayudantes. Si se ejecuta en las condiciones apropiadas el porcentaje de prendimientos de los injertos en T es muy elevado, en el rango de 90 a 100%. El injerto de yema se usa ampliamente para producir material de vivero de cultivares denominados de rosas y árboles frutales, de los cuales se propagan cada año cientos de miles de plantas individuales. Así pues, en operaciones de propagación en las que se maneja un gran número de plantas y en las que la rapidez y la baja mortalidad son esenciales, casi siempre se prefiere injertar de yema sobre patrones seleccionados.

Por lo general, la práctica del injerto de yema se confina a las plantas jóvenes o las ramas más delgadas de plantas grandes en las que las yemas puedan insertarse a ramas que tienen de 0.5 a 2.5 cm ø día. El sobreinjerto de árboles jóvenes por medio de yemas tiene bastante éxito. En este caso las yemas se insertan en ramas pequeñas de desarrollo vigoroso situadas en la parte superior del árbol.

El injerto de yema puede producir una unión más fuerte, especialmente durante los primeros años, que la lograda con injertos de otro tipo; de modo que es menos probable que las ramas sean arrancadas por vientos fuertes. Con el injerto de yema se hace un uso más económico de la madera de púas que en los otros tipos de injerto, ya que cada yema es potencialmente capaz de producir una nueva planta de la variedad deseada. Esto puede ser de mucha importancia cuando la madera de propagación es escasa. Además, las técnicas del injerto de yema son bastante sencillas y puede fácilmente ejecutarlas el aficionado.

PATRONES PARA ELINJERTO DE YEMA

En el vivero, para propagar mediante injerto de yema las diversas especies frutales y ornamentales, se usa una planta patrón; la cual deberá tener las características deseadas de vigor, hábito de crecimiento y resistencia a las enfermedades y ser de fácil propagación. Estas plantas patrones pueden ser una estaca enraizada, un acodo enraizado o, más comúnmente, una planta procedente de semilla (véase Cap. 11). Generalmente, un año de desarrollo previo en los surcos del vivero es tiempo suficiente para producir una planta patrón de tamaño adecuado para injertarla de yema, pero las plántulas de especies de crecimiento lento a veces necesitan dos estaciones.

Para producir árboles de vivero, libres de agentes patógenos dañinos (virus, hongo o bacterias), es esencial que la planta patrón así como la madera de yema esté libre de esos organismos.

EPOCA PARA EL INJERTO DE YEMA: OTOÑO, PRIMAVERA O JUNIO

La mayoría de los métodos para injertar de yema se practican en las estaciones del año en que la planta patrón se encuentra en crecimiento activo y en que las células cambiales están en división activa, de modo que la corteza se separe fácilmente de la madera. También es necesario que al mismo tiempo estén disponibles yemas bien desarrolladas de la variedad deseada. En la mayoría de las especies de plantas estas condiciones se encuentran en tres diferentes épocas del año. En el Hemisferio Norte, estos periodos son de fin de julio al principio de septiembre (**injertos de otoño**), marzo-abril (**injertos de primavera**) y de fines de mayo a principios de junio (**injerto de junio**). Los periodos correspondientes en el Hemisferio Sur serían: de fines de enero a principios de marzo (*injertos de otoño*), septiembre-octubre (*injertos de primavera*) y de fines de noviembre a comienzos de diciembre (*injertos de "junio"*).

Injertos de otoño

La época más importante para injertar de yema árboles frutales de vivero es a fines de verano e inicios del otoño. La mayor parte de los injertos de yema se hacen a fines del verano. Para esta época, las plantas patrones, por lo general, están lo suficientemente grandes como para acomodar la yema y las plantas están todavía en crecimiento activo, desprendiéndose la corteza con facilidad. Una vez que cesa el crecimiento y la corteza se adhiere firmemente a la madera, ya no es posible practicar los injertos en T o de parche.

En el injerto de otoño, las ramas con yemas, que se toman de los brotes de la estación, se obtienen en o cerca del momento de injertar. Deben ser vigorosas y contener yemas vegetativas, o

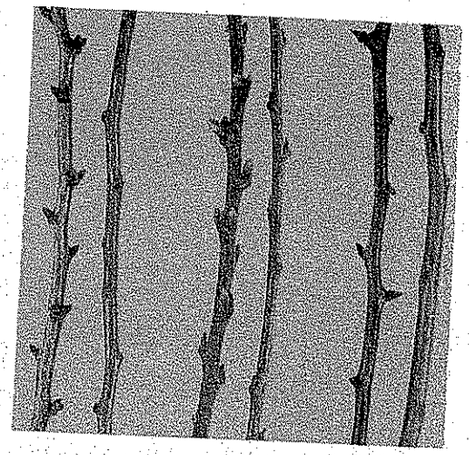


Fig. 13-1 En el injerto de yema es importante que se usen yemas vegetativas y no yemas florales. Las yemas vegetativas, de ordinario, son pequeñas y puntiagudas mientras que las florales son más grandes y gordas. Las diferencias entre ambas se ilustran aquí. *Izquierda:* almendro. La rama de la izquierda tiene principalmente yemas florales y no se debe seleccionar para injertar de yema. La rama de la derecha tiene yemas más apropiadas. *Centro:* durazno. La rama de la derecha tiene yemas vegetativas excelentes, mientras que las de la rama a la izquierda son en su mayor parte yemas florales. *Derecha:* peral. Todas las yemas de la rama de la izquierda son yemas florales. Las yemas de la rama de la derecha son buenas yemas vegetativas, apropiadas para el injerto de yema.

de hojas sanas (Fig. 13-1). No deben escogerse ramas cuyas yemas se hayan roto. Las ramas cortas, de crecimiento lento de la porción exterior del árbol deben evitarse porque contienen, principalmente yemas florales en vez de yemas vegetativas. Las yemas florales de ordinario son redondas y gordas, mientras que las yemas vegetativas son más pequeñas y puntiagudas. Algunas especies tienen yemas mixtas, conteniendo el nudo tanto yemas vegetativas como florales. Estas son satisfactorias para injertar de yema.

Se deben hacer todos los esfuerzos posibles para asegurarse que los árboles de donde se obtienen las varetas con yemas están libres de enfermedades bacterianas, fungosas o virosas. *Usando varetas infectadas existe la posibilidad de que cada árbol del vivero sea infectado con la enfermedad.*

A medida que se van seleccionando las ramas con yemas, se les debe remover las hojas inmediatamente, dejándoles pegado a la yema sólo un pequeño pedazo del pecíolo o cabo de la hoja, que ayudará después para manejar la yema. Las ramas se deben cuidar para evitar que se sequen, envolviéndolas en algún material como manila húmedo, y conservándolas en un lugar sombreado y fresco hasta que se necesiten. Las ramas con yema para injertar deben usarse con prontitud después de cortadas, aunque es posible almacenarlas por un corto tiempo si se les mantiene frescas y húmedas. Cuando se hace una cantidad considerable de injertos de yema, lo mejor, de ser posible, es recolectar las ramas con yemas a medida que se van usando, cortando cada vez las necesarias para las operaciones del día.

En la rama, las mejores yemas para injertar son generalmente aquellas de las porciones basal y media. Las yemas de la porción terminal suculenta deben descartarse. En ciertas especies, como en el cerezo dulce, las yemas de la porción basal de las ramas son yemas florales, las que desde luego no deberán usarse.

En el injerto de otoño, una vez que se han insertado las yemas que no queda nada por hacer hasta la primavera próxima. *Aunque el patrón tendrá que ser, en su oportunidad, cortado encima de la yema, en ningún caso se debe hacer esto inmediatamente después de que se ha insertado la yema.* El prendimiento de la yema al patrón se facilita mucho por el movimiento

normal del agua y nutrientes en ambos sentidos en el tallo del patrón. Desde luego que este movimiento normal se interrumpe si la copa del patrón es cortada arriba de la yema injertada.

Dependiendo de las condiciones de desarrollo, en un injerto bien ejecutado, la yema debe haberse unido al patrón en un plazo de 2 a 3 semanas. Si el pecíolo se desprende con limpieza de la proximidad de la yema, es una buena indicación de que la yema ha pegado, especialmente si el pedazo de corteza permanece de su color normal, café claro o verde y la yema permanece gorda o llena. Por otra parte, si el pecíolo no se desprende con limpieza, sino que se adhiere fuertemente y principia a chuparse y a oscurecerse, al mismo tiempo que el pedazo de corteza se ennegrece, es probable que la operación de injerto haya fallado. Si la corteza del patrón aún se desprende con facilidad y todavía se puede disponer de yemas para injertar, puede haber tiempo para que se repita el injerto.

En la mayoría de las especies deciduas, aunque la unión del injerto haya cicatrizado, la yema injertada no crecerá o "empujará" en el otoño, ya que se encuentra en el periodo de descanso fisiológico. Permanece como está hasta la primavera, en cuya época las bajas temperaturas invernales habrán hecho superar la influencia del reposo y la yema se encuentra lista para desarrollarse. En esto hay algunas excepciones; por ejemplo, en el injerto de otoño de arces, rosales, acacia triacanta y otras plantas, algunas de las yemas pueden principiar a crecer en el otoño. En las áreas nórdicas, si estas yemas forzadas en el otoño no inician su desarrollo con prontitud suficiente para que los brotes maduren antes de que principie el tiempo frío, es muy probable que mueran por las heladas.

En primavera, precisamente antes de que se inicie el nuevo crecimiento, se corta el patrón justo encima de la yema. Es conveniente hacer un corte inclinado en sentido opuesto a la yema. Aunque este corte puede encerarse, generalmente no es necesario, a menos que el patrón sea grueso. Cortando el patrón se fuerza el crecimiento de la vena insertada. En los injertos de yema de cítricos, es una práctica frecuente el cortar sólo parcialmente el patrón arriba de la yema y doblarlo o encorvarlo en sentido opuesto a la yema (véase Fig. 18-1). Las hojas del patrón proporcionan aún algunos nutrimientos a las raíces, pero el corte parcial fuerza a la yema a desarrollarse. Una vez que el nuevo brote de la yema se ha establecido bien, se remueve por completo la parte superior del patrón.

En las regiones nórdicas, más frías, durante el verano algunas veces a las yemas insertadas en el otoño se les cubre con tierra hasta que ha pasado el peligro de heladas, descubriéndolas luego y cortando el patrón ya bien entrada la primavera.

Cuando se presentan vientos fuertes y en especies en que los nuevos brotes crecen vigorosamente, puede ser necesario tener que proporcionar soporte a los nuevos brotes en desarrollo. A veces se sigue la práctica de cortar el patrón algunos centímetros más arriba de la yema, usando el tocón que queda como soporte para atar el brote nuevo y tierno que sale de la yema. Una vez que el nuevo brote se ha establecido bien, se remueve este tocón. En otro procedimiento, se clavan cerca del patrón estacas a las que se amarra el nuevo brote a medida que va creciendo.

Al cortar el patrón para forzar el desarrollo de la yema injertada, también fuerza el desarrollo de muchas de las yemas latentes en el patrón. Estas yemas deben suprimirse tan pronto como aparecen o pronto ahogarán a la yema insertada, cuyo desarrollo se desea. Puede hacerse necesario repasar varias veces las plantas injertadas antes de que dejen de aparecer estos brotes en el patrón. Los viveristas llaman a esta operación "desahijar".

Como se muestra en la Fig. 13-2, el brote que sale de la yema injertada se convierte en la parte superior de la planta. Después de una estación de desarrollo en el vivero, en condiciones favorables de suelo, agua y nutrientes, temperaturas y de control de insectos y enfermedades, este brote se habrá desarrollado lo suficiente como para permitir que durante el siguiente periodo de reposo la planta se saque y cambie a su sitio definitivo. Dicho árbol tendrá una copa

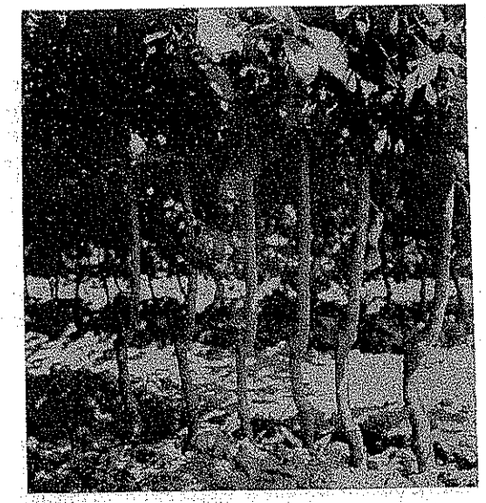


Fig. 13-2 Hilera de árboles en vivero, injertados en otoño, alrededor de un año después de haberlos injertado de yema. Las yemas insertadas han crecido durante la primavera y el verano. Los patrones (raíces) han crecido por dos temporadas. Las copas de los patrones se cortaron arriba de la yema insertada en la primavera siguiente a la ejecución del injerto.

de 1 año de edad y una raíz de 2 o tal vez de 3 años, pero todavía se les considera como "árbol de un año". Si la copa no ha alcanzado suficiente desarrollo el primer año, se le puede dejar en el vivero otro año y entonces se le considera como árbol de 2 años de edad. Los árboles anormales, de crecimiento lento deberán descartarse.

Injertos de primavera

Este método es similar al injerto de otoño, excepto que el trabajo se lleva a cabo en la primavera siguiente, tan pronto como principia el crecimiento activo del patrón y la corteza se separa fácilmente de la madera. El periodo para injertar con éxito en primavera es limitado y el trabajo se debe hacer antes que los patrones hayan tenido mucho crecimiento nuevo.

Las ramas con yemas se escogen del mismo tipo de brotes, con respecto a vigor de desarrollo y tipo de yemas, (Fig. 13-1), que las que se usarían para el injerto de otoño, con la excepción de que se recolectan en la estación de reposo, el invierno que sigue. Desde luego que para esa época, ya se habrán caído las hojas y las yemas habrán pasado por suficiente enfriamiento como para poder superar su periodo de reposo. Es muy importante que la madera con yemas se recolecte cuando están aún durmientes, antes de que haya cualquier indicio de hinchamiento de las yemas. Como cuando se va a practicar el injerto de primavera se requiere que las yemas que se van a insertar estén durmientes, que los patrones estén en desarrollo activo, para este tipo de injerto se hace necesario recolectar las ramas con yemas con alguna anticipación a la fecha de hacer la operación y almacenarlas a temperaturas (de 0 a 4 °C) que mantengan latentes a las yemas. Se deberán hacer haces con las ramas con yemas y envolverlas con musgo turboso húmedo o algún otro material similar para impedir que se sequen.

En el injerto de primavera, la operación deberá practicarse tan pronto como la corteza de los patrones se desprenda con facilidad. Luego, alrededor de 2 semanas después del injerto, cuando las uniones hayan ya cicatrizado, se deberá cortar la copa del patrón arriba de la yema injertada para forzar a ésta a entrar en crecimiento activo; al mismo tiempo, las yemas latentes

del patrón empiezan a desarrollarse y deberán removerse. A veces es útil permitir que esas ramas del patrón se desarrollen en cierto grado para evitar las quemaduras por el Sol y ayudar a nutrir a la planta. Sin embargo, se deberán mantener bajo control y finalmente removerlas.

Aunque el nuevo brote de la yema injertada inicia su desarrollo más tarde que en el injerto de otoño, si las condiciones de desarrollo le son favorables, las yemas injertadas en primavera generalmente se desarrollan con la suficiente rapidez como para tener en el otoño una copa satisfactoria. Sin embargo, por varias razones se debe preferir el injerto de otoño: las temperaturas más elevadas de esa época promueven una cicatrización más segura de la unión, la temporada para injertar es más larga, no hay necesidad de almacenar las ramas con yemas, las yemas insertadas comienzan más temprano su desarrollo en primavera y para el viverista las exigencias de otros trabajos no son tan grandes al fin del verano como lo son en primavera. El injerto de primavera se usa algunas veces para patrones en los que no prendieron los injertos en el otoño.

Injertos de junio

El injerto de junio se usa para tener una sola estación de crecimiento: árboles injertados de "un año" de edad. Su principal característica es que el injerto se hace a principios de la estación de desarrollo y que se fuerza a la yema injertada a crecer inmediatamente en la misma estación. Como método de propagación de vivero, en los EUA el injerto de junio se encuentra confinado a los estados sureños y a California, donde la estación libre de heladas es relativamente larga. En la propagación de árboles frutales, el injerto de junio se usa principalmente para producir frutales de hueso, tales como duraznos, nectarinas, albaricoqueros, almendros y ciruelos, los cuales pueden ser injertados de yema usando, por lo general, como patrón, plántulas de durazneros, pero también se pueden utilizar plántulas de almendro o estacas de madera dura de ciruelo. Por lo general, se utiliza el método de injerto en T. Sembrando las semillas en el otoño, o en primavera, tan pronto como sea posible, semillas estratificadas, es posible que las plantas alcancen tamaño suficiente (30 cm de altura, y unos 3 mm/diá) como para injertarse a fines de mayo o a principios de junio (en el Hemisferio Norte). De preferencia, el injerto de junio no debe hacerse mucho después de mediados de junio o no se logrará un árbol de vivero de tamaño satisfactorio para el otoño. Los árboles injertados de yema en junio, al final de la estación de crecimiento no son tan grandes como aquellos propagados por injerto de yema de otoño o primavera, pero son de tamaño suficiente (alrededor de 10 a 16 mm/diá y de 90 a 150 cm de altura) para producir árboles enteramente satisfactorios. (9)

Las yemas usadas en el injerto de junio son del crecimiento de la estación, esto es, de ramas nuevas que se han desarrollado a partir de la iniciación del crecimiento en primavera. Para fines de mayo o principios de junio estas ramas habrán creeido lo suficiente como para tener en la axila de cada hoja una yema bien desarrollada. Para esa época estas yemas no habrán todavía entrado en reposo, así que cuando se usan para injerto continúan su desarrollo durante el verano produciendo la capa de la plántula injertada.

Después del injerto, el manejo de los árboles injertados en junio es algo más exigente y delicado que el de los árboles injertados en otoño o primavera. Los patrones son más pequeños y tienen menos reserva alimenticia que aquellos que se usan para el injerto de otoño o de primavera. El objetivo que se persigue con los siguientes procedimientos (mostrados en la Fig. 13-3) es conservar al patrón (y después a la planta injertada), en crecimiento continuo y activo, a modo de no permitir detención en un desarrollo, mientras que al mismo tiempo se transforma el tallo de plántula en una copa injertada. La yema se debe insertar lo suficientemente arriba del tallo (unos 12 a 15 cm) a modo de poder retener cuando menos tres o cuatro hojas debajo de la

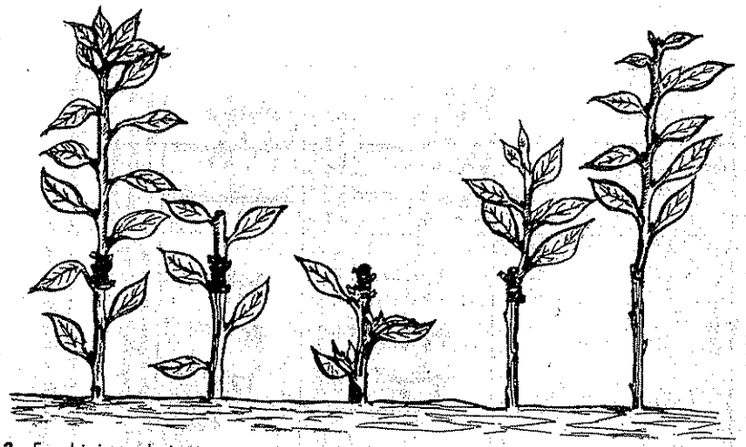


Fig. 13-3 En el injerto de junio es importante que el patrón se corte arriba de la yema injerta en forma adecuada. *Extremo izquierdo:* la yema se ha insertado en el patrón a suficiente altura de modo que queden varias hojas debajo de la yema. *Izquierda, centro:* 3 o 4 días después de hacer el injerto, se corta el patrón parcialmente, unos 9 cm arriba de la yema. *Centro:* 10 a 2 semanas después de haber injertado la yema, se corta el patrón justo arriba de ella. *Derecha, centro:* esto fuerza el crecimiento tanto de la yema insertada como de otras yemas del patrón, con las cuales después se deben remover. *Extrema derecha:* aspecto del árbol injertado después de que la nueva rama ha alcanzado un desarrollo considerable.

yema insertada. Se debe usar el método de injerto en T, "sin madera". En esa época del año la cicatrización de la yema insertada deberá ser muy rápida, ya que las temperaturas son relativamente elevadas y se usan plantas exuberantes en rápido desarrollo. Unos 4 días después de haber injertado se corta el patrón unos 9 cm arriba del injerto, dejando cuando menos una hoja arriba de la yema insertada y varias debajo de ella. Esta operación detendrá el crecimiento terminal y estimulará el desarrollo de ramas de las yemas basales del patrón que producirán un área foliar adicional. Esta área foliar continua es necesaria para que siempre haya suficientes hojas que sigan elaborando alimentos para la planta joven. De 10 a 15 días después del injerto, se puede cortar el patrón encima de la yema, la cual deberá comenzar a crecer. Si las bandas de caucho no se han roto, se deben cortar en esa época. Otras ramas que salgan del patrón deberán despuntarse para retardar su crecimiento. Una vez que la yema insertada crece y desarrolla un área foliar de consideración, puede proporcionar a la planta los nutrientes necesarios. Para cuando el brote de la yema insertada ha alcanzado unos 25 cm de altura, debe tener hojas suficientes para poder suprimir todas las otras ramas y hojas. Se deben hacer inspecciones posteriores para remover cualquier brote que salga del patrón abajo de la yema injertada.

En la Fig. 13-4 se comparan los pasos para los injertos de otoño, primavera y junio.

METODOS PARA INJERTAR DE YEMA

Injerto en T o injerto de escudete

Este método se conoce por ambos nombres. El nombre de injerto en T le viene de la apariencia de T que presenta el corte que se hace en el patrón mientras que el nombre de injerto de "es-

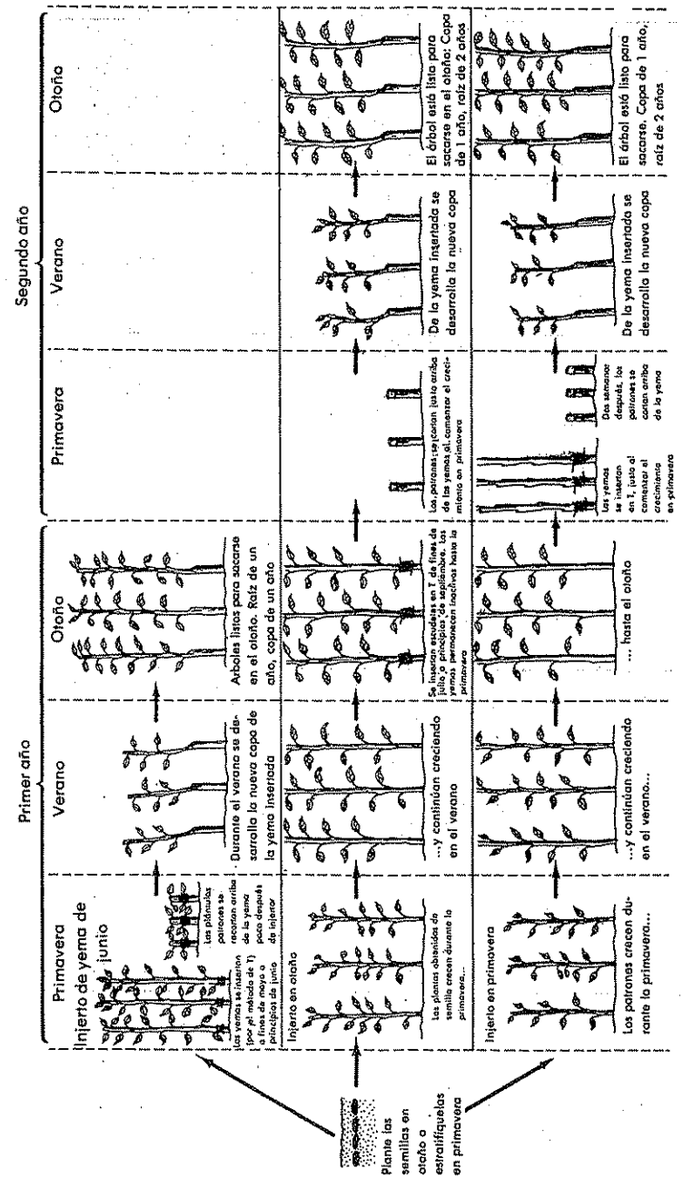


Fig. 13-4 Comparación de los pasos seguidos en el injerto de yema practicado en junio, en otoño o en primavera. Las técnicas del injerto de yema no son en sí difíciles, pero es muy importante que las diversas operaciones se hagan en la época apropiada.

cudete'' se deriva de la semejanza de escudo que tiene la yema cuando está lista para insertarse en el patrón.

El método T es, con mucho, el más común de los métodos de injerto de yema y lo usan extensamente los viveristas para la propagación de material de vivero de la mayoría de las especies de árboles frutales, de rosales y de muchos arbustos ornamentales. Su uso está limitado, generalmente, a patrones que tienen de 0.5 a 2.5 cm/diá, con corteza que se separe fácilmente de la madera. Si la corteza está tan adherida a la madera que se tenga que forzar para separarlas, las probabilidades de que prenda el injerto de yema son más bien escasas. La operación se deberá retardar hasta que la corteza se desprenda con facilidad.

La yema se inserta en el patrón, en corteza de superficie lisa, de unos 5 a 25 cm arriba del nivel del suelo. Hay diversas opiniones sobre cuál es el lado apropiado del patrón para insertar la yema. Si es probable que se presenten condiciones climatológicas extremosas durante el periodo crítico de cicatrización que sigue de inmediato al injerto, puede ser conveniente colocar la yema en el lado del patrón en que reciba toda la protección posible. Algunos creen que si la yema se coloca en dirección de los vientos dominantes hay menos probabilidades de que el brote tierno se rompa. De otro modo, probablemente no tenga mucha significación el lugar donde se coloque la yema, siendo la conveniencia del operador y la localización de la corteza más lisa los factores determinantes. Cuando se injertan surcos de patrones plantados muy juntos es más conveniente tener todas las yemas en el mismo lado para las inspecciones y manipulaciones posteriores.

Los cortes que se hacen en la planta patrón se ilustran en la Fig. 13-5. Hay varias modificaciones de esta técnica; la mayor parte de los injertadores prefieren hacer primero el corte vertical y en seguida el corte horizontal encima de la T. Al hacer el corte horizontal se da una vuelta a la navaja a modo de dejar abiertos los labios de la corteza para insertar la yema. Es importante no hacer los cortes vertical y horizontal más largos de lo necesario, pues de hacerlo se requerirá una atadura mayor para cerrar los cortes.

Una vez que se han hecho los cortes adecuados en el patrón y la incisión está lista para recibir el injerto, el escudete se retira de la rama con yemas.

Para remover el escudete de corteza con la yema, se hace un corte para sacar una rebanada empezando en un punto del tallo alrededor de 13 mm abajo de la yema y siguiendo debajo de ésta hasta unos 2.5 cm arriba de la misma. El escudete deberá ser lo más delgado posible, pero debe ser lo suficientemente grueso como para que tenga cierta rigidez. Luego se hace un segundo corte horizontal de 1.5 a 2 cm arriba de la yema, permitiendo así la remoción del escudete.

Hay dos métodos para preparar el escudete: "con madera" y "sin madera". Esto se refiere a la pequeña astilla de madera justo debajo del escudete y que quedará adherida si el segundo corte se hace profundo y pasa la corteza y la madera para unirse al primer corte. Algunos injertadores profesionales creen que es mejor remover la astilla de madera, pero otros la retienen. Sin embargo, al injertar de yema algunas especies como arce y nogal, se tienen mejores resultados con yemas "desmaderadas". Si desea preparar el escudete sin madera, el segundo corte se debe hacer sólo a la profundidad suficiente para que pase la corteza y no la madera. Luego, si la corteza se resbala con facilidad, el escudete de corteza se puede separar de la madera (que todavía queda pegada al ramo), presionándolo hacia el ramo y empujándolo hacia un lado. Queda presente un pequeño núcleo de madera que comprende los tejidos vasculares que aprovisionarán la yema y éstos deben quedar con la yema más bien que adheridos a la madera y dejando un hueco en la yema. Si la yema se jala hacia afuera en lugar de empujarse hacia un lado, este núcleo generalmente se desprende de la yema, eliminando las posibilidades de que pegue el injerto. En el injerto de junio, de árboles frutales, el escudete se prepara, por lo general, sin

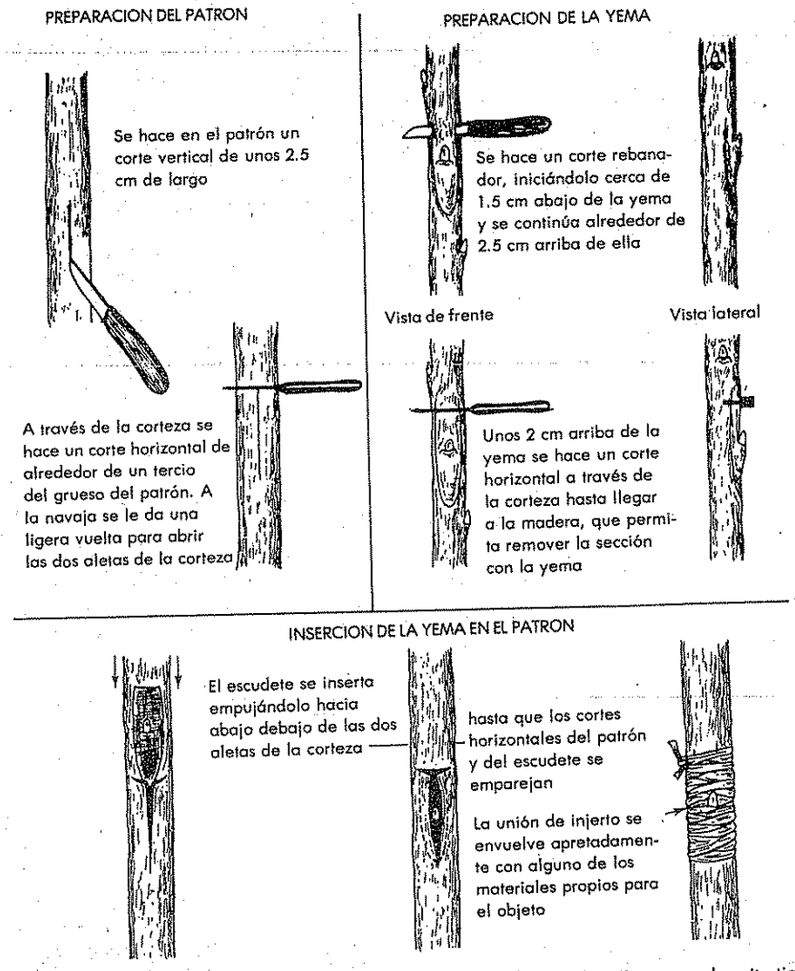


Fig. 13-5. Pasos para ejecutar el injerto de yema en T (de escudete). El proceso descrito tienen diversas variantes.

madera. Sin embargo, en la mayoría de los casos se le deja la madera. En el injerto de primavera, en que se usan ramas de yemas latentes, esta astilla de madera está firmemente adherida a la corteza y no puede ser removida.

El paso siguiente es la inserción del escudete con la yema en la incisión hecha en el patrón. El escudete se empuja debajo de los dos labios levantados de la corteza hasta que el corte horizontal superior coincide con el mismo corte del patrón. El escudete debe ajustar apretadamente en su lugar y quedar bien cubierto por los dos labios de corteza, pero con la yema misma expuesta. (Véase Fig. 11-11).

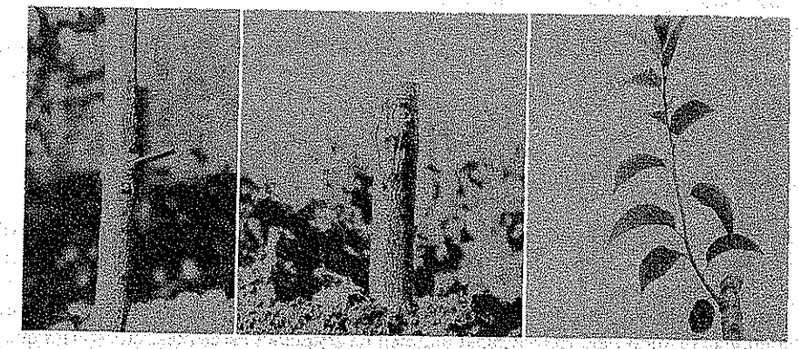


Fig. 13-6 Etapas del desarrollo de un injerto de yema en T. *Izquierda:* la yema, una vez insertada y envuelta. *Centro:* la yema ha cicatrizado en su sitio, la cinta de caucho para injertos se ha caído y el patrón se ha cortado arriba de la yema. *Derecha:* de la yema insertada está creciendo una rama. Se han suprimido todas las yemas que salieron en el patrón.

No es necesario encerar, pero la unión de la yema se debe envolver, empleando materiales como cinta, caucho para injertos o raffia, para mantener los dos componentes del injerto en estrecho contacto hasta que se complete la cicatrización. Para esta operación se emplean mucho tiras de caucho fabricadas especialmente para este uso (Fig. 13-6). Su elasticidad proporciona suficiente presión para mantener la yema bien asegurada en su lugar. El caucho, al quedar expuesto al aire y al sol, generalmente se deteriora, se rompe y se cae después de varias semanas, para cuyo tiempo la yema ya deberá haber cicatrizado en su sitio. Si el caucho para injertar se cubre con tierra, su deterioración será mucho más lenta. Este material tiene la ventaja de eliminar el corte de las ligaduras, lo que puede ser una operación costosa si se injertan millares de plantas. El caucho se extenderá a medida que crece el patrón de modo que hay poco peligro de constricción.

Al atar la yema, los extremos del caucho para injerto se mantienen en su lugar insertándolos bajo la vuelta adyacente. La yema misma no se debe cubrir. La tensión que se dé al caucho para injertos es de bastante importancia. No debe quedar demasiado suelto puesto que de quedar así no ejercerá presión suficiente para mantener la yema en su lugar. Por otra parte, si el caucho se estira apretando demasiado, puede haber alguna constricción perjudicial, o puede quedar tan delgado que se deteriora con rapidez y se rompe demasiado pronto antes de que se haya unido la yema. A veces la envoltura se hace de arriba abajo para evitar forzar la yema a través del corte horizontal. La envoltura apropiada de injerto es de mucha importancia.

En los injertos de banco de rosal, hechos con el método de astilla se ha usado con éxito (3) una cinta de parafilm, que es una película impermeable al agua, flexible, estirable, termoplástica, con un respaldo de papel.

En algunos países, para envolver yemas se utiliza la raffia (segmentos fibrosos de las hojas de ciertas especies de *Raphia*). Este material se remoja en agua durante la noche anterior, para que al usarlo esté más flexible. La raffia se debe cortar posteriormente, unos 10 días después de injertar, para evitar que apriete a la planta en la unión de la yema a medida que ésta crece. Si esas ataduras no elásticas no se quitan pronto, la constricción que producen puede tener un efecto adverso sobre el crecimiento subsecuente de la yema. (*11*)

Las cintas de película de cloruro de polivinilo (PVC) de unos 10 mm de ancho son bastante útiles para el injerto de yema. Ese material es impermeable al agua, elástico y como es transparente, permite inspeccionar las yemas cubiertas. (*1*)

Injerto de yema en T invertida

En lugares donde llueve mucho, el agua que se escurre en los tallos del patrón en ocasiones entra en el corte en T, remoja debajo de la corteza y ocasiona que se pudra el escudete. En esas condiciones, un corte en T invertida puede dar excelentes resultados, ya que se presta más para que escurra el exceso del agua. El método de injerto de T invertida se usa mucho en cítricos, aunque el método todo convencional también da resultados excelentes. En especies que sueltan mucha savia al injertar de yema, como el castaño, el injerto de T invertida permite mejor drenaje y mejor cicatrización. Se pueden encontrar partidarios tanto del injerto de T convencional como el de T invertida; y en una localidad dada, el uso de cualquiera de ellos en una especie tiende a convertirse tradicional.

Las técnicas para el injerto de T invertida son las mismas ya descritas, excepto que la incisión transversal se hace abajo en lugar de arriba del corte vertical y que al remover el escudete de las varetas el corte se inicia arriba de la yema y se sigue hacia abajo, debajo de la misma. Se remueve el escudete haciendo un corte transversal de 13 a 19 mm abajo de la yema. El escudete con la yema se inserta en la parte baja de la incisión y se empuja hacia arriba hasta que el corte transversal del escudete se empareja con el del patrón.

Al usar el método de T invertida es importante no insertar en la incisión invertida del patrón un escudete con la yema orientada normalmente. La yema tendría entonces polaridad invertida. Aunque esas yemas invertidas viven y crecen, cuando menos en algunas especies, su empleo puede resultar en un crecimiento anormal.

Injerto de parche

La característica distintiva del injerto de parche y métodos afines, es que del patrón se remueve por completo un parche rectangular de corteza y es reemplazado por un parche de corteza del mismo tamaño, que lleva una yema de la variedad que se va a propagar.

El injerto de parche es algo más lento y más difícil de ejecutar que el injerto en T, pero se usa ampliamente y con éxito en especies de corteza gruesa, tales como nogales y pecaneros, en las que el injerto en T produce malos resultados, posiblemente debido al mal ajuste alrededor de las márgenes de la yema. El injerto de parche, o una de sus modificaciones, se usa también extensivamente en la propagación de varias especies tropicales, tales como el árbol del caucho (*Hevea brasiliensis*).

El injerto de parche requiere que la corteza, tanto del patrón como de la rama de yemas se desprenda con facilidad. Generalmente se practica al fin del verano o al principio del otoño, pero también puede llevarse a cabo en primavera. Al propagar material de vivero, el diámetro del patrón y de la rama con yemas es preferible que sea aproximadamente el mismo y de alrededor de 1.5 a 2.5 cm. Aunque la rama con yemas no deberá tener mucho más de 2.5 cm/día, el parche se puede insertar con éxito en patrones de hasta 10 cm/día, aunque la cicatrización adecuada de tocones tan grandes pueda ser un problema. (*12*)

Se han inventado navajas especiales (véase Fig. 13-7) para facilitar la remoción de las secciones de corteza del patrón y de la rama con yemas. Se requiere algún tipo de navaja de hoja

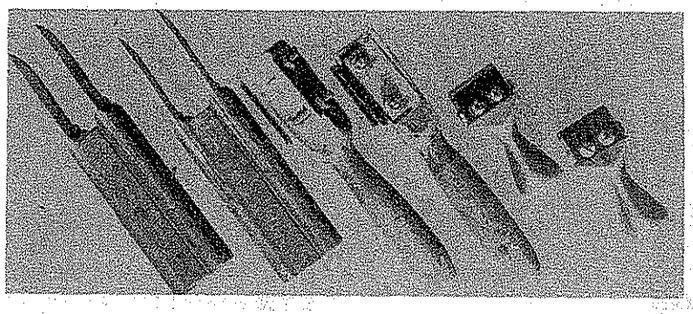


Fig. 13-7 Herramientas que se usan en el injerto de parche y métodos similares. *Izquierda:* navajas de doble hoja, hechas en fábrica. *Centro:* Navajas de hoja doble, hechas con hojas para afeitar. *Derecha:* herramientas para efectuar injertos de parche que tienen cuatro hojas dispuestas en forma rectangular, hechas en fábrica.

doble que haga dos cortes paralelos transversales con una separación de 2.5 a 3.5 cm. Estos cortes, de alrededor de 2.5 cm de largo, se hacen a través de la corteza hasta la madera en un área lisa del patrón, unos 10 cm arriba de la superficie del suelo. Estos dos cortes transversales luego se conectan en cada lado por medio de cortes verticales hechos con una navaja de una sola hoja.

El parche de corteza que contiene la yema se corta de la rama con yemas en la misma forma que el parche de corteza que se remueve del patrón. Usando la misma navaja de dos hojas, se hacen dos cortes transversales a través de la corteza, uno abajo y otro arriba de la yema. Luego se hace un corte vertical a cada lado de la yema, de modo que el pedazo de corteza quede alrededor de 2.5 cm de ancho. Así, la sección de corteza que contiene la yema queda lista para ser removida. Es importante que esta sección sea empujada hacia un lado más bien que levantada o arrancada. Hay un pequeño núcleo de madera, la traza de la yema, que debe quedar dentro de ella si se ha de lograr el prendimiento del injerto. Empujando el parche de corteza hacia un lado, el núcleo se rompe y permanece en la yema. Si el parche con la yema se levanta, es muy probable que el núcleo de madera se quede pegado a la madera de la rama, dejando un agujero en la yema, como se muestra en la Fig. 13-8.

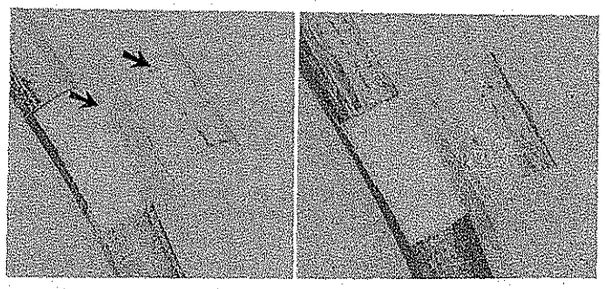


Fig. 13-8 Remoción del parche que servirá de púa, en un injerto de parche. *Izquierda:* incorrecta. En la yema se ha roto el corazón de madera que comprende los tejidos vasculares dejando una perforación en la yema, la cual no es probable que prenda: *Derecha:* correcta. El parche se ha empujado en dirección lateral y el centro de madera ha quedado dentro de la yema.

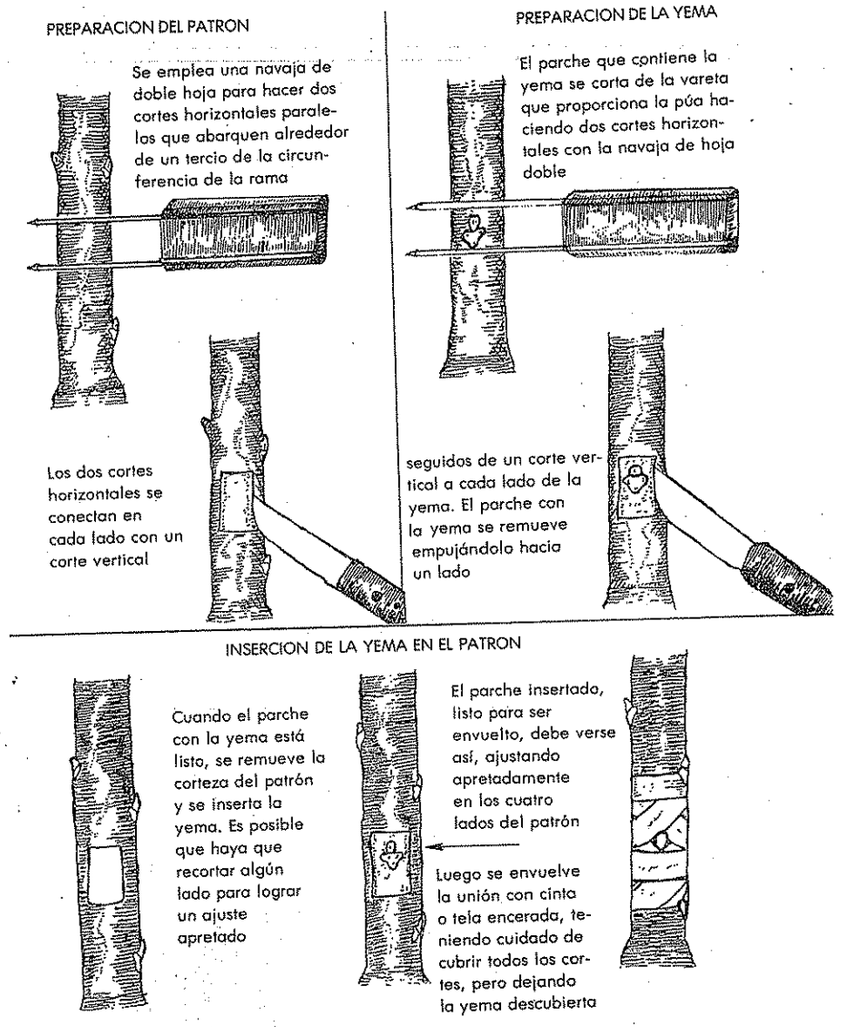


Fig. 13-9 Pasos que se siguen en la ejecución de un injerto de yema de parche. Este método se usa mucho en la propagación de plantas de corteza gruesa.

Una vez que el parche con la yema se ha removido debe insertarse de inmediato en el patrón, el cual deberá estar ya preparado, necesitando sólo remover la sección de corteza. El parche procedente de injerto deberá ajustar apretadamente arriba y abajo de la abertura hecha en el patrón, ya que ambos cortes transversales se han hecho con la misma navaja. Es más importante que la sección de corteza quede bien ajustada arriba y abajo que en los lados. Estos procedimientos se ilustran en las Figs. 13-9, 13-10 y 13-11.

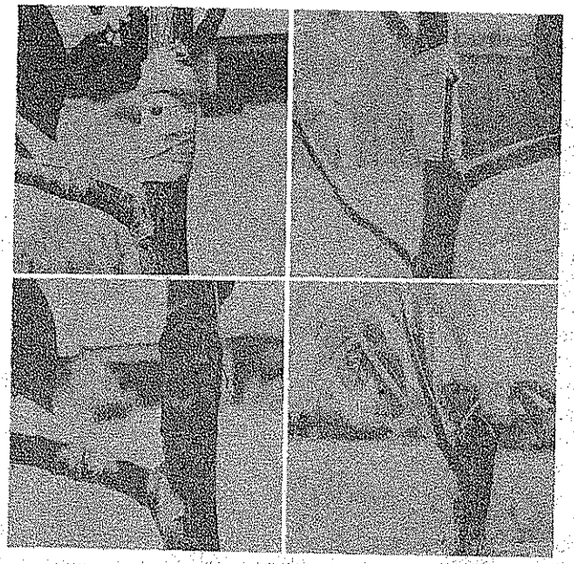


Fig. 13-10 Pasos para la ejecución de un injerto de parche. *Arriba, izquierda:* el parche con yema después de insertado y envuelto con cinta para injertos. *Arriba, derecha:* alrededor de 10 días después, se corta la cinta en el lado opuesto al injerto para evitar cualquier presión constrictiva. *Abajo, izquierda:* después de 3 semanas se remueve por completo la cinta. Para este tiempo el parche debe haber cicatrizado por completo en su sitio. *Abajo, derecha:* el corte del patrón encima del injerto, fuerza el crecimiento de la yema insertada.

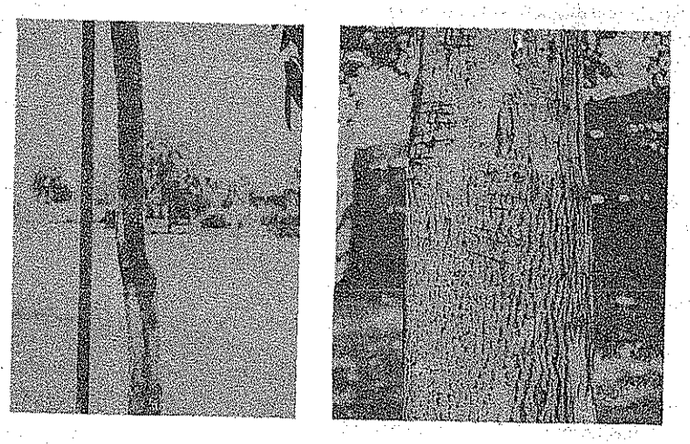


Fig. 13-11 *Izquierda:* tronco desarrollado de la operación de injerto de parche después de 2 años de crecimiento. *Derecha:* unión de injerto fuerte y lisa que se desarrolló después de 14 años. *Juglans regia* "Hartley" sobre patrón Paradoja (*Juglans regia X J. hindsii*).

Así, el parche insertado queda listo para ser amarrado. En ocasiones la corteza del patrón es más gruesa que la corteza del parche insertado de modo que al envolverlo es imposible que el material de envoltura mantenga el parche bien apretado contra el patrón. En este caso es necesario rebajar alrededor del injerto la corteza del patrón, de modo que quede del mismo grueso o de preferencia ligeramente más delgado que la corteza del parche de injerto. De esta manera el material de amarre podrá mantener el parche con la yema bien apretado en su sitio.

En casos donde se encuentre dificultad para obtener con este método uniones prendidas, puede ayudar el hacer en el patrón los cuatro cortes del rectángulo una o tres semanas antes que se vaya a insertar la yema. Este parche de corteza no se remueve del patrón, sino hasta que el parche que contiene la yema esté listo para ser insertado. Cuando los cortes se hacen con anticipación, la cicatrización hace que se inicie el proceso de encallecimiento, de manera que cuando se inserta el nuevo parche de corteza, cicatriza con mucha rapidez.

Al envolver el parche con la yema se debe usar un material que no sólo sostenga la corteza firmemente en su lugar, sino que también cubra todas las superficies cortadas para evitar la entrada del aire debajo del parche, con la consiguiente desecación y muerte de los tejidos. La yema misma no se deberá cubrir al envolver el injerto. El material más satisfactorio es la cinta adhesiva para viveristas. Otro método es amarrar el parche con hilo grueso de algodón y cubrir los bordes cortados con cera para injertos.

En el injerto de parche, sobre todo en los nogales, es importante que la envoltura no ocasione una constricción en la unión del injerto. Cuando el patrón está creciendo rápidamente, se hace necesario cortar la cinta unos 10 días después del injerto. Un solo corte vertical en el lado opuesto a la yema es suficiente, pero se debe tener cuidado de que el corte no llegue a la corteza. A veces, antes de efectuar el corte se coloca verticalmente una tira extra de cinta para proteger a la corteza cuando se corta la cinta que envuelve al injerto.

El injerto de parche se ejecuta mejor a fines del verano cuando tanto la plántula patrón como la fuente de ramas con yemas están creciendo con rapidez y su corteza se desprende con facilidad. A las ramas que se van a usar para injertos de parche se les deben cortar los limbos de las hojas de 2 o 3 semanas antes de que se remuevan del árbol. El pecíolo se deja en la base de la yema, pero para cuando se toma la rama, éste ya se habrá caído o se remueve con facilidad.

El injerto de parche también se puede hacer en la primavera, después de que han aparecido en el patrón los nuevos brotes y que se ha determinado que la corteza se despega. En este caso, sin embargo, se presenta el problema de lograr yemas satisfactorias en esa época del año, ya que es necesario que la corteza se separe fácilmente de las ramas con yemas. Al mismo tiempo, las yemas no deben haber empezado a hincharse. Hay dos métodos por los cuales se pueden obtener yemas satisafactorias para el injerto de parche en primavera. En uno, las ramas con yemas se seleccionan durante el periodo de reposo invernal y se almacenan a bajas temperaturas (alrededor de 2 °C), envueltos en musgo sphagnum o en musgo turboso húmedo para evitar que se sequen. Luego unas 2 ó 3 semanas antes del tiempo en que se va a ejecutar el injerto de primavera se llevan a un cuarto templado y se les coloca con sus bases en un recipiente con agua, o bien, se pueden dejar empacados en el musgo húmedo. El aumento de temperatura hará que la capa de cámbium entre en actividad y pronto la corteza resbalará lo suficiente como para que se puedan usar las yemas. Aunque algunas de las yemas más terminales en cada rama pueden haber empezado a hincharse y no se pueden usar, habrá una gran cantidad de yemas que se encuentran en condición satisfactoria.

El segundo método de cómo obtener yemas para el injerto de parche en primavera, es conseguirlas directamente del árbol que es la fuente de ramas con yemas, pero al tiempo en que se va a ejecutar el injerto. Si los árboles se inspeccionan con cuidado, se observa que no todas las yemas empiezan a reventar al mismo tiempo. Las yemas terminales generalmente están más

avanzadas que las yemas basales. Hay un periodo durante el cual la madera se desprende con facilidad del ramo que contiene las yemas deseadas, y en que todavía sólo unas cuantas yemas han avanzado tanto en su desarrollo como para no poder usarlas. El resto de las yemas que están aún latentes, pero sobre corteza que se desprende fácilmente, pueden tomarse y usarse de inmediato para injertar. Es más fácil obtener yemas apropiadas de árboles jóvenes que tuvieron un desarrollo vigoroso de ramas el año anterior que de árboles viejos. La época en que se haga el injerto estará, por consiguiente, regida por el estado de desarrollo de las yemas. Esto varía considerablemente en las diversas especies y variedades que se usen. El estado de desarrollo del patrón no es tan crítico. Su corteza se deberá desprender bien y el injerto deberá hacerse antes que la planta patrón haya efectuado mucho crecimiento nuevo.

Injerto en I

En este tipo de injerto, la yema se prepara como para un injerto de parche; esto es, en forma de cuadrado o rectángulo. Usando luego la misma navaja de hojas paralelas, se hacen dos cortes transversales en la corteza del patrón. Estos se unen en su parte media por un solo corte vertical, para producir la figura de I. Los dos labios de la corteza pueden entonces levantarse para insertar debajo de ellos el parche con la yema. Se puede lograr un mejor ensamble si a los lados del parche se les da cierta inclinación. Al amarrar la yema en la I, se debe tener cuidado de que el parche con yema no salte hacia arriba y que pudiera quedar despegado del patrón (ver Fig. 13-12).

Este método debe tenerse en consideración para usarlo cuando la corteza del patrón es mucho más gruesa que la del parche de yema. En tales casos, si se usara el injerto de parche habría que rebajar considerablemente la corteza del patrón alrededor del parche de injerto. Esta operación es innecesaria si se usa el método de injerto de yema en I (Fig. 13-12).

Injerto de flauta e injerto de anillo

Véanse los detalles en la Fig. 13-12.

Injerto de astilla

El injerto de astilla se puede ejecutar en épocas en que la corteza no se desprende, como al comienzo de la primavera antes de que se inicie el crecimiento o durante el verano cuando el crecimiento activo ha cesado prematuramente debido a falta de agua o alguna otra causa. El injerto de astilla se usa, por lo general, con material pequeño, de 13 a 25 mm/diá. Este injerto de ordinario no es tan fácil ni tan simple como el injerto en T. Sin embargo, durante muchos años, con el injerto de astilla practicado en el otoño se han obtenido excelentes resultados para injertar cultivares de vid en patrones resistentes a la filoxera o a los nematodos. (*5, 8*) El injerto de astilla se utiliza también en árboles frutales deciduos, en particular en Gran Bretaña, (6, 7) en donde se ha obtenido un crecimiento inicial más vigoroso con injertos de astilla que con injertos en T (Fig. 13-13). Algunos estudios (*3*) han mostrado que el injerto de astilla es también bastante satisfactorio para propagar rosales de campos mediante injertos de banco bajo techo en patrones de estacas no enraizadas.

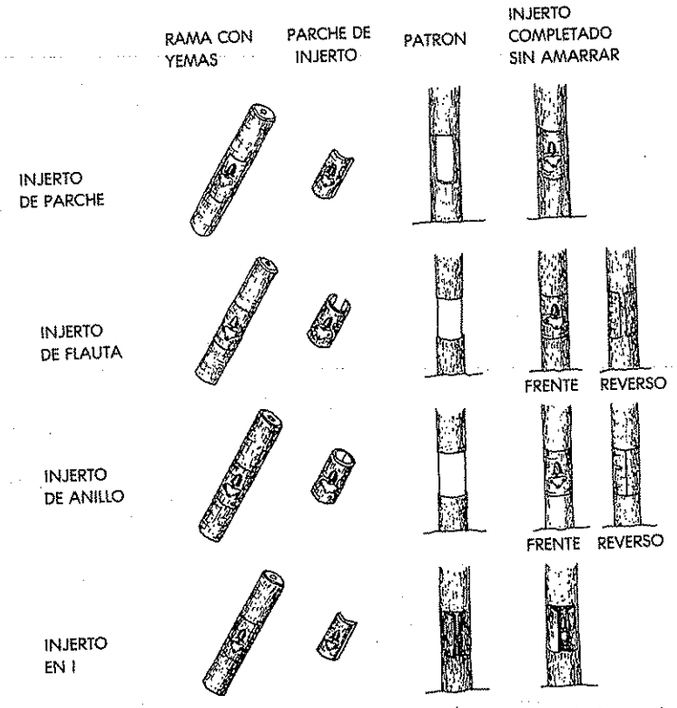


Fig. 13-12 En el injerto de parche hay muchas variaciones, algunas de las cuales se muestran aquí. La denominación de estos métodos es algo confusa, pero se han dado los nombres más generalmente aceptados.

Como se ilustra en la Fig. 13-14, en el patrón, de un lugar liso situado entre nudos y cercano a la base, se remueve una astilla de corteza y se reemplaza con otra astilla de la misma forma y tamaño tomada de la vareta de injerto, que contiene una yema de la variedad deseada. Las astillas se cortan en la misma forma tanto en el patrón como en la vareta. En ésta, el primer corte se hace justo abajo de la yema y hasta la madera con una inclinación de 30 a 45 °C. El segundo corte se inicia unos 25 mm arriba de la yema, practicándolo hacia adentro y hacia abajo hasta que se intersecta con el primer corte. (El orden de ejecución de estos cortes puede invertirse.) La astilla se remueve del patrón y se reemplaza por la obtenida de la vareta de injerto. Para obtener un buen ajuste, las dos astillas deben ser de la misma forma y tamaño. La capa de cámbium debe colocarse de manera que coincida con la del patrón, de preferencia en ambos lados del tallo, pero si no, cuando menos en uno.

En el injerto de yema de astilla no hay aletas de corteza protectoras que impidan la desecación de la yema insertada, como sucede en el injerto en T. Por tanto, es muy importante que la yema con astilla se envuelva para sellar los bordes cortados; así como mantener la yema firmemente ajustada al patrón. La cinta adhesiva para viveristas sirve bien para estos fines; aunque con más frecuencia se usa cinta plástica blanca o transparente cubriendo la yema. Cuando

Fig. 13-13 *Arriba:* un bloque de patrones de manzano clonales que han sido injertados en Inglaterra con la cultivar deseada usando el método de astilla. Las flechas señalan el sitio de inserción de la yema. *Abajo,* acercamiento a dos tallos en cada uno de los cuales se han insertado dos astillas con yema. En ambos casos, las yemas superiores se han cubierto con cinta de plástico transparente. Las yemas inferiores se han cubierto con cinta opaca blanca. Las yemas se cubrieron por completo con cinta, la cual se quitó después que se completó la cicatrización.

ésta empieza a crecer, se corta la cinta. La yema debe ser envuelta inmediatamente después de insertarla a fin de que no se seque. (*1*)

En la propagación de vides, si la yema se inserta en el patrón cerca del suelo, el secado puede impedirse envolviendo la yema con caucho para injertos y cubriendo inmediatamente toda la unión con tierra húmeda, finamente pulverizada. Como las bandas de caucho se pu-

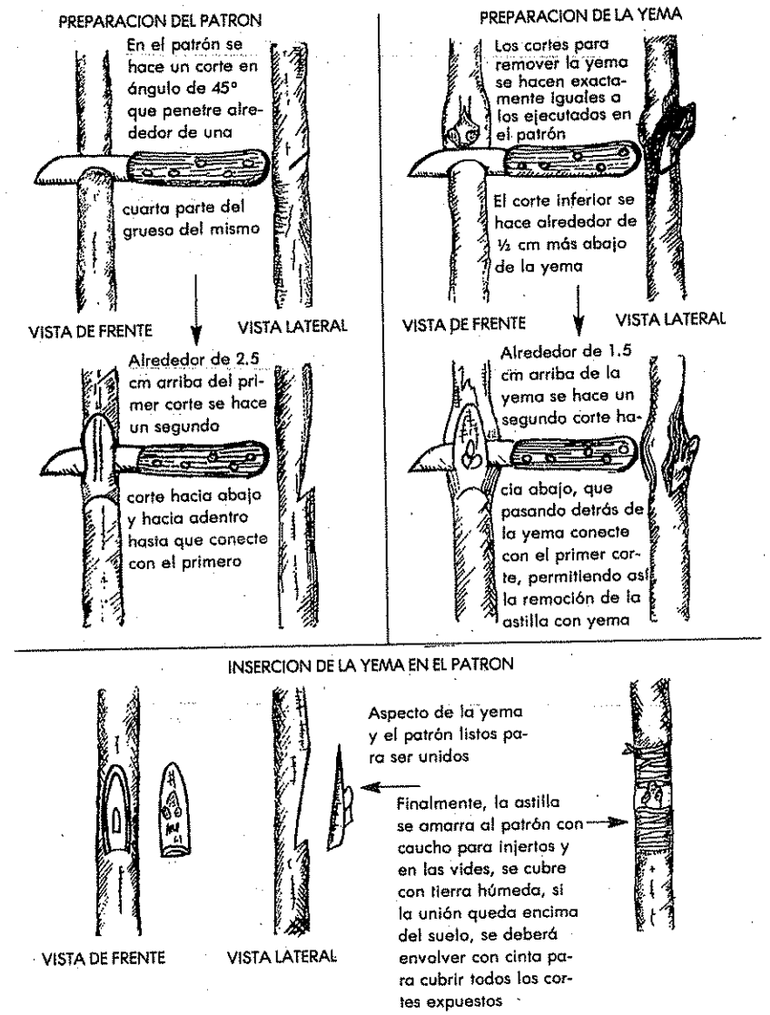


Fig. 13-14 El injerto de yema con astilla es en realidad una variación del método en enchapado de costado, en el cual la púa se reduce a una porción pequeña de madera que contiene una sola yema. El injerto de astilla se usa mucho para propagar vides de tipo vinífera sobre patrones resistentes a nematodos y a la filoxera. También se usa con éxito en la propagación de árboles frutales, dejando la porción que lleva la yema más delgada de lo que aquí se muestra y cubriéndolos por completo con cinta de plástico ancha o con cinta de caucho delgada.

dren con lentitud en el suelo, se les debe remover o cortar antes de que ocasionen constricciones.

En el injerto de astilla, como en los otros métodos, el patrón no se corta arriba de la yema sino hasta que la unión se ha completado. Si el injerto se hace en el otoño, el patrón se corta justo al iniciarse el crecimiento en la primavera próxima. Si se hace en primavera, el patrón se corta 10 días después de haber insertado la púa.

INJERTO DE COPA CON YEMAS

En árboles jóvenes en los que se dispone de un amplio número de ramas vigorosas a una altura de 1.20 a 1.80 m, el injerto de yema es un método rápido y seguro para la reconstrucción de la copa (Fig. 13-15). Se puede usar también en árboles más viejos, si se cortan severamente el año anterior para que produzcan un número de chupones vigorosos bastante cerca del suelo.

Dependiendo del tamaño del árbol, se colocan de 10 a 15 yemas en ramas de crecimiento vigoroso de 6 a 19 mm de diámetro, colocadas en la parte superior del árbol, a la altura aproximada del hombro. Aunque se pueden poner varias yemas en una sola rama, generalmente se deja una sola para que se convierta en ramas secundarias, las cuales formarán la nueva copa permanente del árbol. Para especies de corteza delgada se usa el método de injerto en T y en especies de corteza gruesa se usa el método de injerto de parche.

El injerto de reconstrucción de yema, generalmente se hace a mediados del verano, tan pronto como se puedan conseguir yemas en madera bien madurada y mientras el patrón todavía se encuentra en crecimiento activo de la corteza, separándose con facilidad. Los árboles

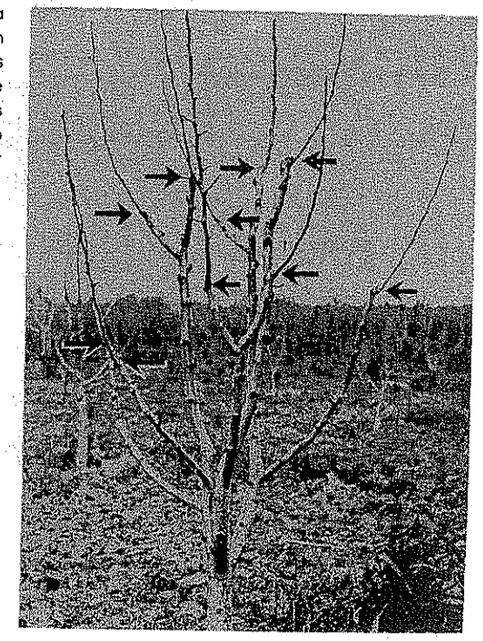


Fig. 13-15 Arbol joven injertado en la copa por medio de injertos de yema en escudete, que fueron insertadas en los puntos señalados por las flechas y que han crecido durante una estación. Todas las otras ramas se han removido. Tomado de L. H. Day, "Apple, Quince and Pear Rootstocks in California". *Calif. Agr. Exp. Sta. Bul. 700.*

de huerto generalmente dejan de crecer más pronto en la estación, que los árboles jóvenes de vivero; por lo mismo, el injerto debe hacerse más pronto. Cuando el injerto de reconstrucción de yema se hace en esta época del año, por lo general las yemas permanecen inactivas hasta la primavera siguiente. En esa época, justo antes de que se inicie el desarrollo vegetativo, se cortan las ramas del patrón, cabalmente encima de las yemas injertadas. Esto fuerza a las yemas a entrar en desarrollo activo y para fines del verano deberán haber formado ramas de buen tamaño. Al cortar las ramas encima de las yemas, también se deberán remover del tronco todas las ramas no injertadas. Es importante que durante el verano se inspeccione cuidadosamente el árbol y que se remuevan todas las ramas que no salgan de las yemas insertadas.

El injerto de reconstrucción de yema también puede hacerse en la primavera, justo cuando se inicia el crecimiento en el árbol a injertar y la corteza se desprende con facilidad. Se usan las técnicas descritas para el injerto de primavera de material de vivero. Aunque comúnmente no se hace, también puede usarse para el injerto de reconstrucción de yema, el injerto de yema de junio.

INJERTO DOBLE DE YEMA

Al propagar árboles en el vivero, se pueden usar algunos métodos de injerto de yema para producir áboles con injerto doble.

El patrón intermedio puede injertarse de yema en los patrones; luego, al año siguiente se injerta la cultivar deseada en el patrón intermedio. Aunque es un procedimiento bastante efectivo es más bien tardado, pues toma 3 años. Como se ilustra en la Fig. 13-16, es posible

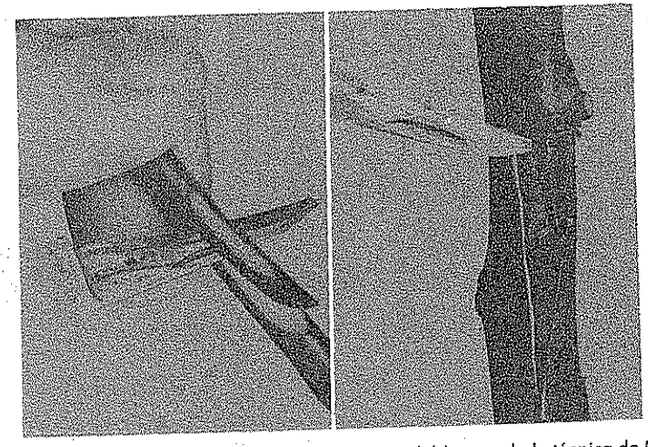


Fig. 13-16 Pasos para la ejecución de un injerto de yema doble usando la técnica de Nicolin. (10) *Izquierda:* corte de la sección ovalada de corteza del patrón intermedio de una variedad mutuamente compatible. *Derecha:* colocación del escudete de la cultivar encima de la sección ovalada de corteza previamente insertada. Ahora el injerto está listo para ser atado con una banda de caucho para injertos. Tomado de K. D. Brase y R. D. Way, "Rootstocks and Methods Used for Dwarfing Fruit Trees", *N. Y. State Agr. Exp. Sta. Bul. 783.* Cortesía del Prof. Karl Brase.

obtener un árbol con doble injerto en una operación en 1 año empleando el método de injerto de yema de escudete doble. (*2, 4, 6,*) Se utiliza una yema en T, pero justo detrás y abajo de ella se inserta un escudete delgado sin yema del patrón intetmedio deseado.

MICROINJERTO DE YEMA

Este tipo de injerto de yema se ha usado con éxito en la propagación de cítricos y es probable que se pueda utilizar también en otras especies de árboles y arbustos. Ha tenido importancia comercial en los distritos de cítricos del sureste de Australia. (*13*) De acuerdo como aquí se describe no se hace en condiciones asépticas. El microinjerto de yema es muy similar al injerto ordinario de yema en T, excepto que la porción correspondiente a la púa es de tamaño muy reducido. Se corta el pecíolo justo arriba de la yema y luego ésta se remueve de la vareta haciendo un corte plano justo debajo de la yema con una navaja muy afilada. Sólo se utiliza la yema en sí y una porción muy pequeña de la madera que está debajo de ella. En el patrón, se hace un corte en T invertida y se inserta en ella la microyema, con la polaridad correcta. Todo el corte en T, incluso la yema, se cubren con una cinta de plástico delgada. Esta cinta se deja de 10 a 14 días para los injertos de primavera y 3 semanas para los injertos de otoño, después de lo cual se remueve cortándola con una navaja. Para este tiempo, las yemas ya deben haber cicatrizado en su sitio. El manejo subsecuente es similar al que se da a los injertos en T convencionales.

BIBLIOGRAFIA

1. Bremer, A. H. 1977. Chip budding on a commercial scale. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 27:366–67.
2. Bryden, J. D. 1957. Use of plastic ties in fruit tree budding. *Agr. Gaz. New S. Wales (Austral.)* 68:87–88.
3. Davies, F. T., Jr., Y. Fann, and J. E. Lazante. 1980. Bench chip budding of field roses. *HortScience.* 15(6):817–18.
4. Garner, R. J. 1953. Double-working pears at budding time. *Ann. Rpt. E. Malling Res. Sta. for 1952,* pp. 174–75.
5. Harmon, F. N., and J. H. Weinberger. 1969. The chip-bud method of propagating vinifera grape varieties on rootstocks. *U. S. Dept. Agr. Leaflet 513.*
6. Howard, B. H., D. S. Skene, and J. S. Coles. 1974. The effect of different grafting methods upon the development of one-year-old nursery apple trees. *Jour. Hort. Sci.* 49:287–95.
7. Howard, B. H. 1977. Chip budding fruit and ornamental trees. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 27:357–64.
8. Lider, L. A. 1963. Field budding and the care of the budded grapevine. *Calif. Agr. Ext. Ser. Leaflet 153.*
9. Mertz, W. 1964. Deciduous June-bud fruit trees. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 14:255–59.
10. Nicolin, P. 1953. Nicolieren: A new method of grafting. *Deutsche Baumschule* 5:186–87.
11. Smith, N. G., R. J. Garner, and W. S. Rogers. 1962. Delayed growth of apple scions in relation to early budding, bud constriction, and some other factors. *Ann. Rpt. E. Malling Res. Sta. for 1961,* pp. 51–56.

12. Taylor, R. M. 1972. Influence of gibberellic acid on early patch budding of pecan seedlings. *Jour. Amer. Soc. Hort. Sci.* 97(5):677–79.
13. Wishart, R. D. A. 1961. Microbudding of citrus. *S. Austral. Dept. Agr. Leaflet 3660.*

LECTURAS COMPLEMENTARIAS

BALTET, C. 1910. *The art of grafting and budding* (6th ed.). London: Crosby, Lockwood.

BRASE, K. D. 1952. Propagation of fruit trees by budding. *Farm Res.* (N.Y. Agr. Exp. Sta.) Vol. 18. No. 3.

CARLSON, R. F., and A. E. MITCHELL. 1971. Budding and grafting fruit trees. *Mich. Agr. Ext. Bul. 508.*

GARNER, R. J. 1979. *The grafter's handbook* (4th ed.). New York: Oxford University Press.

HARTMANN, H. T., and J. A. BEUTEL. 1979. Propagation of temperate zone fruit plants. *Calif. Agr. Exp. Sta. Leaflet 21103.*

INTERNATIONAL PLANT PROPAGATORS' SOCIETY. Proceedings of annual meetings.

PLATT, R. G., and K. W. OPITZ. 1973. Propagation of citrus. In *The citrus industry,* vol. 3, W. Reuther, ed. Berkeley: Univ. of Calif. Press.

pecan seed-

let 3660.

Lockwood.

Agr. Exp.

ees. *Mich.*

University

uit plants.

ings.

ndustry, vol.

14

Acodamiento y sus Modificaciones Naturales

El acodamiento es un método de propagación mediante el cual se provoca la formación de raíces adventicias en un tallo que está todavía adherido a la planta madre. El tallo enraizado o acodado se separa para convertirse en una nueva planta que crece en sus propias raíces. El acodamiento puede ser un medio natural de reproducción como en las frambuesas negras o puede ser inducido en muchas otras especies.

FACTORES QUE AFECTAN LA REGENERACION DE PLANTAS POR ACODAMIENTO

Nutrición. El tallo permanente adherido a la planta durante el enraizamiento y es aprovisionado continuamente de agua y minerales a través del xilema intacto. La inducción de raíces adventicias en tallos intactos es afectada por varios factores significativos:

Tratamientos al tallo. Se induce la formación de raíces adventicias en tallos adheridos mediante diversas manipulaciones de los mismos (como se muestra en la Fig. 14-1) que ocasionan una interrupción en la translocación hacia abajo de materiales orgánicos: carbohidratos, auxinas y otros factores de crecimiento de las hojas y de las puntas en crecimiento de las ramas. Estos materiales se acumulan cerca del punto de tratamiento y ocurre el enraizamiento como lo haría en una estaca de tallo (véase Cap. 9).

Exclusión de la luz. La exclusión de la luz de la parte del tallo en que se van a desarrollar raíces, es una características común de todos los métodos de acodamiento. Se debe hacer una distinción entre **blanqueamiento,** ocasionado por la cobertura de un tallo intacto después de que se ha formado y el **ahilamiento,** que es el efecto producido al alargarse un tallo en ausencia de luz. (*16*) Los tallos intactos de algunas plantas sólo pueden producir raíces después del blanqueamiento, pero en otros también puede necesitarse la interrupción del floema. Sin embargo, el estímulo más grande a la producción de raíces se presenta cuando los tallos inicialmente en crecimiento se cubren continuamente con el medio de enraizamiento, como en el acodamiento de trinchera, de manera que aproximadamente unos 2.5 cm de la base de los

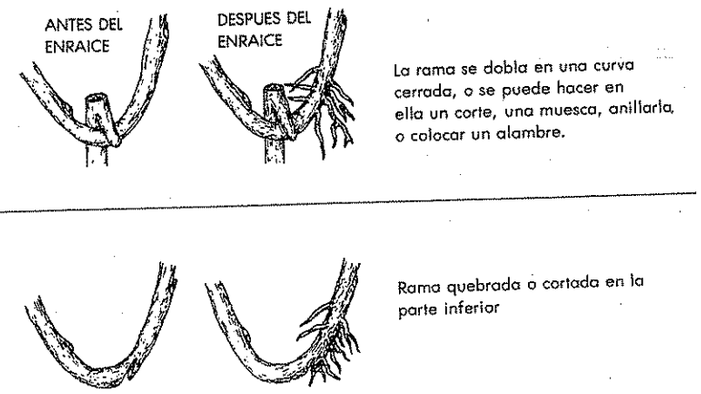


Fig. 14-1 Tratamientos usados para estimular el enraizamiento durante el acodado.

tallos acordados nunca son expuestos a la luz. (*16*) En gran parte el éxito de hacer enraizar por acodamiento plantas que son difíciles de producir raíces aparentemente se debe al ahilamiento y al blanqueado.

Acondicionamiento fisiológico. La inducción del enraizamiento en el acodamiento puede estar asociada con alguna condición fisiológica específica del tallo asociada con la época del año. En muchos tipos de acodos, la época apropiada está asociada con el movimiento de carbohidratos y otras sustancias hacia las raíces al final de un ciclo estacional de crecimiento.

Rejuvenecimiento. El corte de las ramas en los métodos de acodado de montículo y de trinchera y la regeneración de nuevos brotes anuales de la base tiene un paralelo en los métodos de aporcado usados para rejuvenecer las plantas patrones para mejorar el enraizamiento de las estacas que se toman de ellas.

Los procedimientos que se utilizan para mejorar el enraizamiento de las estacas también se aplican en el acodado. Por ejemplo, el uso de sustancias estimuladoras del enraizamiento, como el ácido indolbutírico, durante el acodado a menudo es benéfico, al igual que para las estacas, aunque los métodos de aplicación son un poco diferentes. (*9, 18, 38, 39, 44*) La aplicación de material para anillar estacas, en forma de polvo, lanolina o en una solución en alcohol al 50% puede utilizarse efectivamente.

La formación de raíces en los acodos depende del aprovisionamiento continuo de humedad, buena aeración y temperaturas moderadas a la zona de enraizamiento. (*32, 41, 43*)

Usos del acodamiento

Hay 4 usos principales del acodamiento:

1. La propagación de especies de plantas como las frambuesas negras y las zarzamoras rastreras que se reproducen naturalmente por este método.
2. La propagación de clones de plantas cuyas estacas no enraizan con facilidad, pero que son suficientemente valiosos como para justificar el costo y el trabajo requeridos para acodarlos. Por

ejemplo, los avellanos se propagan por acodado simple y las vides muscadina (*Vitis rotundifolia*), por acodos compuestos. Se reproducen por acodamiento en montículo o trinchera, patrones clonales específicos que controlan el tamaño de manzanos, perales y otros árboles frutales. Ciertos frutales tropicales, como el mango y el litchi se propagan por acodo aéreo.

3. El acodamiento es útil para producir plantas de tamaño grande en un tiempo corto. (*24*) El acodo aéreo se usa en los invernaderos para propagar ejemplares relativamente grandes de la planta de caucho (*Ficus elástica*) (Fig. 14-6) y de croton. La Dieffenbachia y plantas similares se pueden propagar por acodado simple (Fig. 14-4).

4. El acodado, simple o aéreo, es valioso para producir un número relativamente grande de plantas de buen tamaño con un mínimo de instalaciones de propagación.

Como método de propagación comercial, el acodamiento requiere considerable mano de obra y es laborioso y caro. Se han establecido camas especiales para acodar o *camas de banquillos*, pero su manejo es algo difícil. Sin embargo, para aquellas plantas que requieren acodado, los viveros han desarrollado técnicas de manejo efectivas. (*8, 10, 48*) No obstante, las tendencias en propagación se han orientado a cambiar el acodamiento por otros procedimientos a medida que se desarrollan. El acodamiento de los manzanos puede ser sustituido con procedimientos mejorados para la propagación de estacas de madera dura. De manera más significativa, las técnicas de micropropagación (véase Cap. 17) pueden reemplazar muchos procedimientos de acodado ahora en uso.

PROCEDIMIENTOS PARA EL ACODAMIENTO

Acodamiento de punta

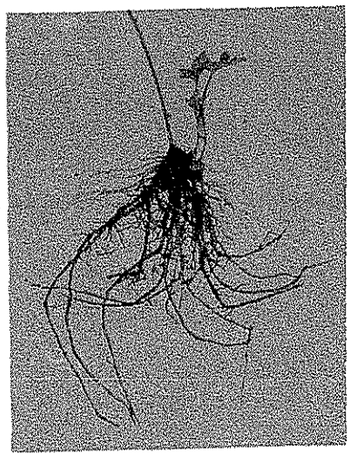
El acodamiento de punta es un método de reproducción natural característico de las zarzamoras rastreras, de las frambuesas rojas y negras y de especie de *Rubus* (dewberries).

Los tallos de estas plantas son bienales en cuanto que sus varas son vegetativas durante el primer año, fructifican en el segundo y son podadas después de la fructificación. En el vivero es aconsejable mantener separadas plantas madres destinadas solamente a propagación. Para dejar espacio para el acodado subsecuente, se establecen plantas jóvenes y sanas a una distancia de 3.6 m entre sí. Tan pronto como se plantan, se recortan a unos 23 cm arriba del suelo. Las varas jóvenes vigorosas se despuntan en el verano, cortando de sus puntas de 7.6 a 9.2 cm después que han crecido a una altura de 45 a 76 cm. Lo anterior estimula el número de acodos de punta potenciales y también la fructificación del año siguiente. Para fines del verano, las varas empiezan a encorvarse y sus puntas adquieren un aspecto característico en cuanto a que las puntas terminales se alargan y producen hojas pequeñas y enrolladas que les dan una apariencia de "colas de ratas". El mejor tiempo para hacer el acodado es cuando sólo una parte de las puntas laterales han tomado ese aspecto. Si la operación se hace demasiado temprano, las varas seguirán creciendo en lugar de formar una yema terminal. Si se hace demasiado tarde, el sistema radical será pequeño.

El enraizamiento se efectúa cerca de la punta del crecimiento de la estación en curso. La punta de la rama se encorva hacia arriba para producir una vuelta pronunciada en el tallo, de la cual se desarrollan las raíces.

Las puntas se acodan a mano, usando una pala o una cuchara para hacer un hoyo con un lado vertical y otro inclinado ligeramente hacia la planta madre. La punta se coloca en el hoyo

Fig. 14-2 Acodo de punta de boysenberry.



con la rama apoyada en el lado inclinado y se regresa la tierra extraída apretándola firmemente a la rama. Al colocarla así, la rama no puede seguir creciendo y se vuelve "telescopiada", formando con prontitud un sistema radical abundante y desarrollando un brote vertical vigoroso.

Para fines de la estación las plantas están listas para sacarse. La punta enraizada está formada por una yema terminal, una gran masa de raíces y de 15 a 20 cm de la vara vieja que sirve como "mango" y para señalar el sitio de la nueva planta (Fig. 14-2). Como las puntas acodadas son tiernas, se dañan con facilidad y están expuestas a secarse; la extracción debe hacerse de preferencia justo antes de replantarlas. El resto de las ramas acodadas adheridas a la planta madre se recortan hasta unos 23 cm de altura como en el primer año. En esta forma se pueden producir cantidades económicas de ramas anualmente hasta por unos 10 años. Los acodos enraizados de punta se plantan a fines de otoño al inicio de la primavera. Las nuevas varas se desarrollan con rapidez durante la primera estación.

Acodado simple

El acodado simple se ilustra en las Figs. 14-3, 14-4 y 14-5. El tiempo usual para acodar es el comienzo de la primavera y para ello se usan ramas durmientes de un año de edad, escogiendo las ramas bajas y flexibles de la planta, que se puedan doblar con facilidad hasta el suelo.

Las ramas acodadas en primavera de ordinario habrán enraizado adecuadamente para fines de la primera estación de crecimiento y se pueden remover, ya sea en el otoño, o en la primavera siguiente, antes de que se inicie el crecimiento. Las ramas maduras acodadas en el verano se deben dejar durante el invierno y separarse ya sea en la primavera siguiente antes de que se inicie el crecimiento o dejarse hasta el final de la segunda estación de crecimiento. Cuando se separa de la planta un acodo enraizado, se le trata esencialmente como a una estaca enraizada de la misma planta. (*11*)

Se puede obtener una provisión de acodos enraizados durante unos años estableciendo una cama de banquillos de plantas madres separados entre sí lo suficiente como para permitir acodar todos los brotes. Este procedimiento se ha usado comercialmente para propagar algunos arbustos difíciles de hacer enraizar (*10, 25*) así como avellanos (Fig. 14-5).

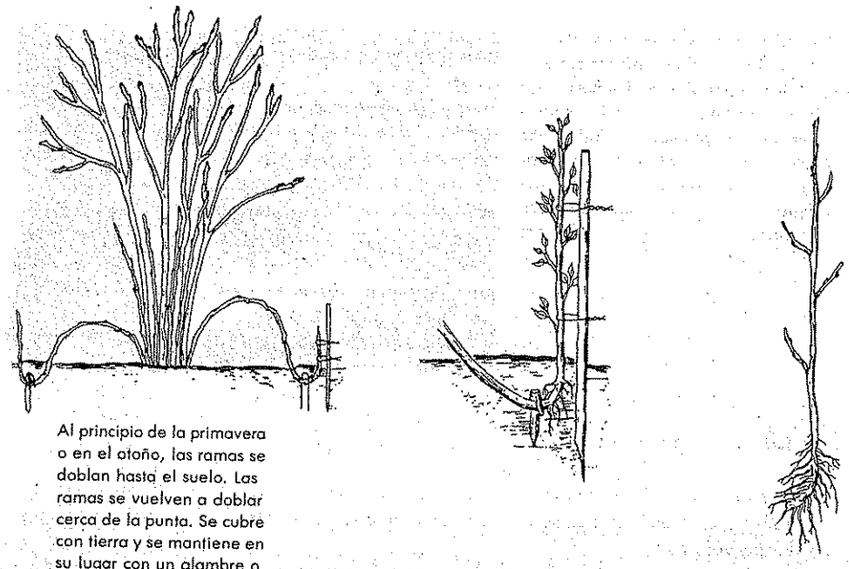


Fig. 14-3 Pasos seguidos en la propagación por acodado simple.

Fig. 14-4 Propagación de dos plantas de Dieffenbachia por acodado simple. Los tallos largos se doblaron y colocaron en macetas con tierra. Después de varios meses, en la porción encorvada de los tallos se habían formado sistemas radicales fuertes (derecha); las nuevas plantas se separan de la planta madre para que crezcan independientes.

Fig. 14-5 Propagación de avellanos en Oregon por acodamiento simple. La hilera central está formada por plantas madres. Las dos hileras laterales son de plantas acodadas, las cuales se sacarán al final de la estación de crecimiento. Las flechas señalan las ramas de la planta madre que han sido dobladas y colocadas bajo tierra para que enraicen, según se mostró en la Fig. 14-3.

Acodado compuesto o serpentino

El acodado compuesto es, en esencia, igual al acodado simple, excepto que la rama es cubierta y expuesta alternadamente en su extensión, con lo cual es posible obtener varias nuevas plantas de una sola rama.

Este método se usa para propagar plantas que tienen ramas largas y flexibles, como las vides Muscadine. Las enredaderas ornamentales, como *Wisteria* y *Clematis* también se pueden propagar en esta forma, aunque este método lo usan con más frecuencia los aficionados que los propagadores comerciales.

Acodado aéreo (acodo Chino, acodo de maceta, circumposición, marcottage, gootee)

El acodado aéreo se usa para propagar diversos árboles y arbustos tropicales y subtropicales, (*31, 46*) incluyendo el litchi (*17*) y el limón persa (*Citrus aurantifolia*). (*40*) Se utiliza en los invernaderos para especies de *Ficus,* croton, *Monstera* y filodendro para producir con rapidez plantas grandes. (*24, 34*) El acodado aéreo también es efectivo para hacer enraizar pinos maduros. (*2, 6, 19, 29*) Usando como envoltura película de polietileno, es posible hacer acodados aéreos de plantas a la intemperie (Fig. 14-6). (*15, 17, 47*).

Los acodados aéreos se hacen en la primavera en madera del año anterior o, en algunos casos, a fines del verano en ramas parcialmente endurecidas. En algunas ocasiones pueden usarse tallos mayores de 1 año, pero el enraizamiento es menos satisfactorio y las plantas grandes que se producen son algo más difíciles de manejar después del enraizamiento. En los tallos acodados, la presencia de numerosas hojas activas acelera la formación de raíces. En plantas tropicales de invernadero, el acodamiento debe hacerse después de que se hayan desarrollado varias hojas durante un periodo de crecimiento.

El primer paso en un acodo aéreo es anillar o cortar la corteza del tallo (véase Fig. 14-6), y dependiendo de la clase de planta, se quita por completo de alrededor del tallo una tira de corteza de 1.8 a 2.5 cm de ancho. Para retardar la cicatrización es aconsejable raspar la superficie expuesta para asegurarse de la remoción completa del floema y del cámbium. Otro procedimiento consiste en hacer cortes inclinados hacia arriba en uno o ambos lados del tallo, de unos 3 cm de largo, manteniendo las dos superficies separadas con musgo esfagníneo o un trozo de madera. En *Ficus* (*5*), se ha mostrado que el anillado ocasiona déficit de agua y manchas

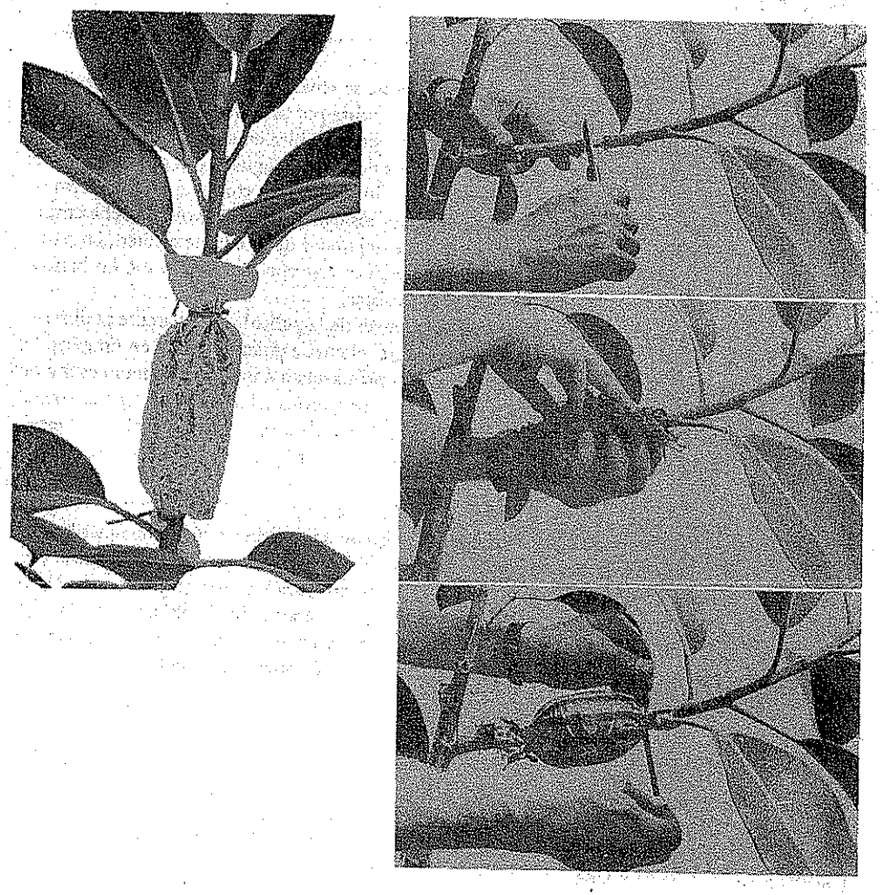


Fig. 14-6 Pasos seguidos en la ejecución de un acodado aéreo en una planta de *Ficus elastica* usando película de polietileno. *Izquierda:* raíces de un acodo aéreo de *Ficus elastica* que se ven a través de la cubierta de plástico transparente. En este estado el acodo está listo para ser separado de la planta madre y colocado en maceta. *Derecha (arriba):* el tallo debe anillarse en una extensión de 2.5 cm para inducir la formación de raíces adventicias arriba del corte. Alrededor de la sección anillada se coloca una bola de musgo esfagníneo ligeramente húmedo (*en medio*). Alrededor del musgo se coloca una envoltura de película de polietileno y se ata en cada extremo (*abajo*).

en las hojas, mientras que los cortes no los provocan. Para reducir el déficit de agua también resulta efectivo proporcionar un 50% de sombra. La aplicación de un material estimulador del enraizamiento, como ácido indolbutírico, a la herida expuesta resulta benéfico. Aumentando la concentración hasta el 4% de IBA en talco, se ha obtenido un aumento en el enraizamiento y supervivencia de acodos aéreos de pecanero. (*39*) Para encerrar las superficies expuestas, se colocan alrededor del tallo unos dos puñados de musgo esfagníneo humedecido, del que se

haya quitado el exceso de humedad apretándolo en las manos. Si el contenido de humedad del musgo es muy alto, el tallo se pudre.

El musgo esfagníneo colocado alrededor de la rama se envuelve en cuadro de película de polietileno de unos 20 × 25 cm, en tal forma que lo cubra por completo. Los extremos de la cubierta se deben doblar (como al envolver la carne), con el doblez en el lado inferior. Los dos extremos deben torcerse para asegurarse de que no puede penetrar agua al interior. El papel de aluminio también es útil para estos fines. (*6, 45*) La cinta adhesiva, como aquella impermeable que usan los electricistas, sirve bien para envolver los extremos. La envoltura debe empezarse bastante arriba del extremo de la cubierta para asegurarse de que la cierra bien, en particular el extremo superior. Otros materiales que pueden usarse con este objeto son las bandas de caucho para injertos y las cintas que usan los floristas.

El acodo se separa de la planta madre cuando a través de la película transparente se observa que han crecido raíces (Fig. 14-6). En algunas plantas, el enraizamiento ocurre en un periodo de 2 a 3 meses o menos. Los acodos que se hagan en primavera o a inicios del verano es mejor que se dejen en su sitio hasta que las ramas entren en descanso en el otoño y se separan en esa época. El acebo, las lilas, las azaleas y las magnolias deben dejarse cuando menos por 2 estaciones. (*11*) En general, es conveniente separar el acodo para trasplante cuando no esté en crecimiento activo.

De ordinario es aconsejable podar para reducir la copa en proporción a las raíces. Póngase el acodo enraizado en un recipiente adecuado y colóquese bajo niebla o en condiciones frescas y húmedas, como en una estructura cerrada, en donde las plantas puedan ser asperjadas frecuentemente con agua. Si se coloca en macetas en el otoño, para primavera, por lo general, se ha desarrollado un sistema radical suficientemente grande para permitir cultivarlo con éxito a la intemperie. Probablemente el procedimiento más satisfactorio es colocar el acodo enraizado bajo niebla durante varias semanas, seguido por un endurecimiento gradual. (*35*)

Acodado en montículo o banquillo

El acodado en montículo o banquillo se usa comercialmente en forma principal para producir varios patrones clonales de manzano y de peral así como patrones de membrillero, uva crespa, y grosella (*Ribes*) (véanse Figs. 14-7 y 14-8). (*4, 7, 14, 16*)

Una cama de banquillos se establece plantando material materno sano de tamaño adecuado (de 8 a 10 mm de diámetro), en un suelo fértil, suelto, bien drenado, un año antes de que se vaya a empezar la propagación. Las plantas madres se deben colocar en el surco a una distancia de 30 a 38 cm, pero el espaciamiento entre surcos varía con las diversas condiciones y el tipo de equipo de vivero que se use. La anchura o separación de los surcos debe ser la suficiente para permitir ejecutar en primavera y verano las operaciones de escarda y aporcado. En Inglaterra se recomiendan surcos de 1 m de ancho (*16*), pero en Nueva York se ha encontrado conveniente una separación de 2.4 m. (*4*)

Antes de que se inicie el crecimiento nuevo de la primavera siguiente, todas las plantas se recortan hasta unos 2.5 cm arriba del suelo. En el segundo año usualmente se desarrollan de la corona de dos a cinco brotes, pero en los años siguientes se producen más. Cuando los brotes han alcanzado una altura de 7.6 a 12.7 cm, se aporcan con tierra suelta, serrín o una mezcla de tierra y serrín hasta la mitad de su altura. Una vez que alcanzan de 19 a 25 cm de alto, se hace un segundo aporcado. Se va añadiendo medio de enraizamiento adicional alrededor de las bases de las ramas, pero siempre no más de la mitad de su altura total. A mediados del verano se

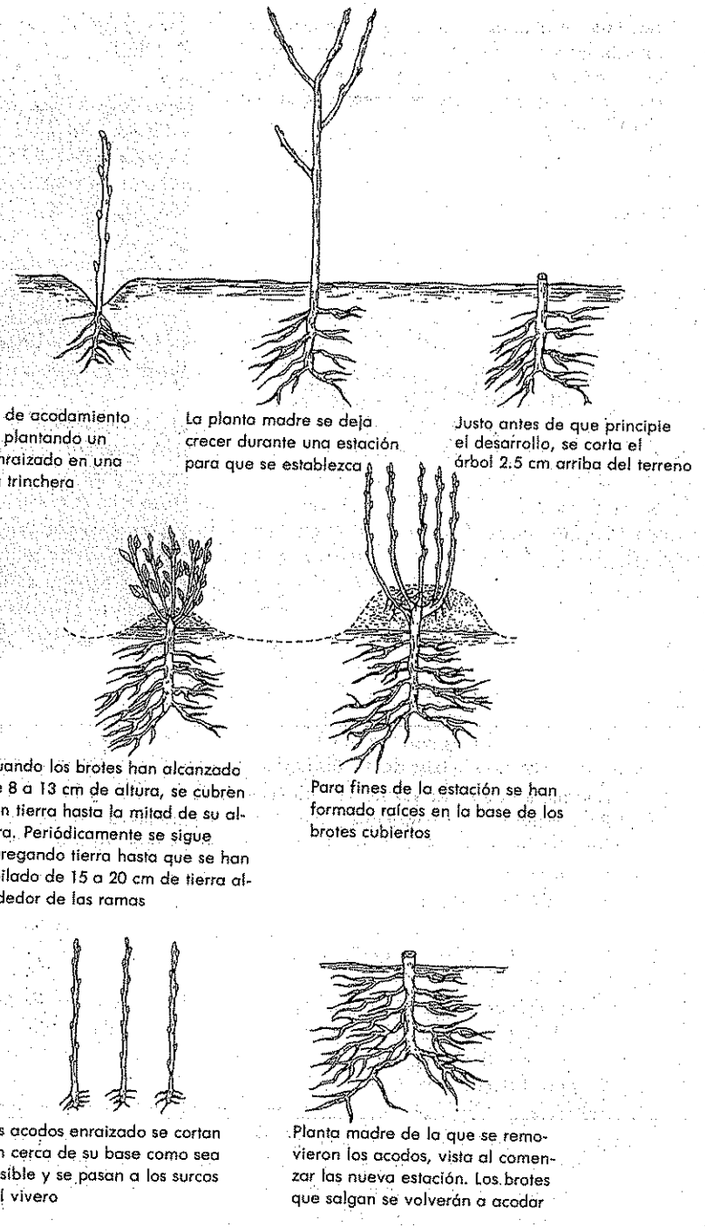
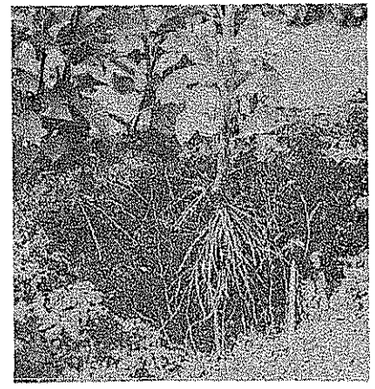
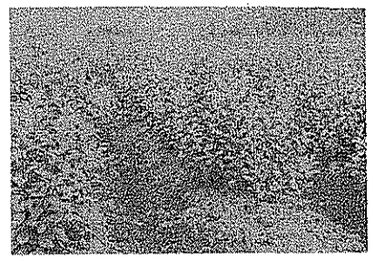


Fig. 14-7 Pasos seguidos en la propagación por acodado en montículo (o banquillo).

Fig. 14-8 *Arriba:* medio de enraice formado por viruta de madera y tierra, separado para mostrar la producción de raíces para fines de verano. *Abajo:* cama de banquillos usada para propagar patrones clonales de manzano.





hace un tercer (y último) aporcado, cuando las ramas han llegado a una altura aproximada de 45 cm. Para entonces la base de las mismas estará cubierta con tierra a una altura de 15 a 20 cm.

Las ramas acodadas de plantas de propagación fácil deben haber enraizado lo suficiente al final de la estación de crecimiento como para ser separadas del banquillo materno y pasarse a los surcos del vivero. Los acodos enraizados se cortan cerca de su base para conservar baja la altura del banquillo materno. Estos acodos enraizados se manejan como plántulas enraizadas y se trasplantan directamente a los surcos del vivero.

Después de haber cortado las ramas, los banquillos maternos quedan expuestos hasta que las nuevas ramas han crecido de 7.6 a 12.7 cm, que es cuando se da principio a los aporques para el año siguiente.

El corte total de las plantas, seguido por el acodado de montículo de las ramas vigorosas juveniles, se ha descrito como un método para hacer enraizar plantas de cajú (nuez de la India) de 6 a 7 años de edad (*33*), pecaneros procedentes de semilla de 1 y 2 años de edad (*28*) y de otras plantas difíciles de hacer enraizar.

Con manejo apropiado, una cama de banquillo puede usarse durante 15 a 20 años, siempre que se mantenga en condición vigorosa y se controlen enfermedades, insectos y malezas.

En muchas plantas, el anillado de las bases de las ramas mediante la colocación de un alambre durante unas 6 semanas después de que ha empezado su crecimiento ha estimulado el enraizamiento. (*15, 23, 26, 31, 37*) En acodos de manzano, el tamaño del sistema radical se ha incrementado en ramas que han crecido a través de los espacios de una malla de alambre galvanizado de 45 cm de ancho y con aberturas de 0.5 cm por lado colocada en el surco encima de

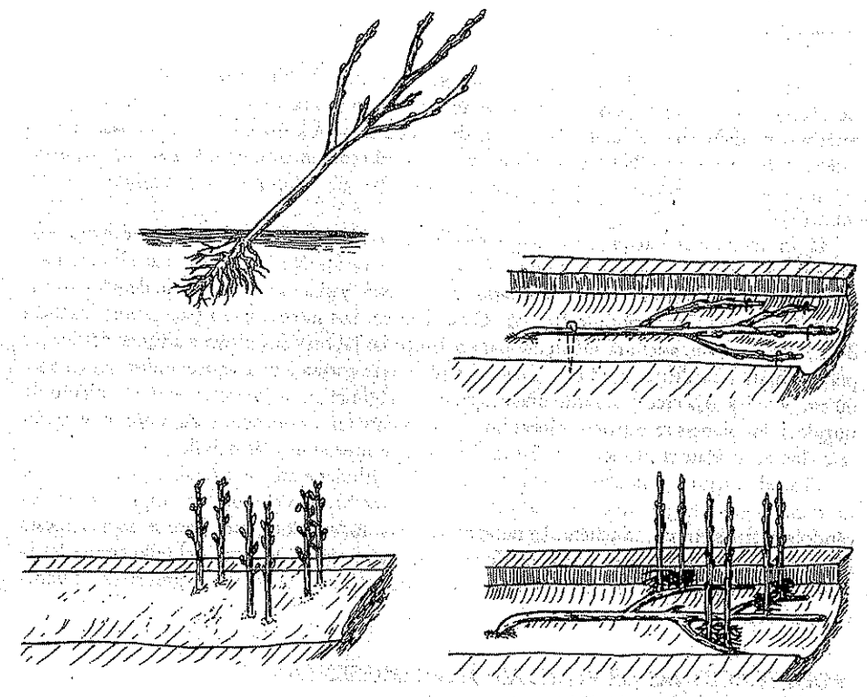


Fig. 14-9 Pasos que se siguen para el acodamiento en trinchera. *Arriba, izquierda:* planta madre después de un año de crecimiento en vivero. Los árboles se plantaron en el surco con una inclinación de 30 a 45 ° y a una distancia de 46 a 78 cm entre sí. *Arriba, derecha:* justo antes de que se inicie el crecimiento, la planta se coloca plana en el fondo de una trinchera de unos 5 cm de profundidad. Las ramas se recortan un poco y las ramas débiles se eliminan. El árbol debe quedar completamente plano, asegurado con clavijas de madera o sujetadores de metal. *Abajo, izquierda:* a intervalos se añade un medio de enraizamiento, como musgo turboso o serrín, para producir ahilamiento en unos 7.5 cm de la base de las ramas en desarrollo. Apliquese primero una capa de 2.5 a 5 cm antes de que se hinchen las yemas. Repita la aplicación a medida que salen los brotes y antes de que se expandan. Las coberturas posteriores se hacen con menos frecuencia y sólo se cubre la mitad del brote. El medio final debe tener de 15 a 19 cm de grueso. *Abajo, derecha:* al final de la estación se quita el medio y los acodos enraizados se cortan cerca de la planta madre. El acodamiento puede repetirse cada año.

los tocones cortados. Las nuevas ramas que crecen a través de la malla se anillan poco a poco a medida que avanza la estación. (*22*) Las raíces se forman en el tallo arriba de la malla de alambre.

Se han producido plantas injertadas de yema de manzano y de cítricos, (*13, 27*) injertando el acodo en su sitio en la cama. Esto puede hacerse a mediados de la estación de crecimiento, trasplantando después los acodos en el otoño a los surcos del vivero para que crezcan durante otra estación.

Acodamiento en trinchera

El acodado en trinchera (método de **ahilamiento**), consiste en cultivar una planta o una rama de planta en posición horizontal en el fondo de una trinchera y cubrir con tierra los brotes nuevos a medida que se desarrollan, de manera que se ahilen sus bases. En las bases de los nuevos brotes se desarrollan raíces (véase Fig. 14-9). El acodamiento en trinchera se usa, principalmente, para especies leñosas que son difíciles de propagar por acodamiento en montículo.

El primer paso de este procedimiento implica el establecimiento de la cama madre que, como en el acodado de montículo, puede usarse durante varios años. Se plantan acodos enraizados o árboles de vivero de 1 año, injertados de púa o de yema, a una distancia de 45 a 76 cm entre sí, con una inclinación de 30 a 45 °C en el surco. Los surcos deben estar a una distancia de 1.2 a 1.5 m, con anchura suficiente para permitir las labores de cultivo y arrimar tierra a las plantas hasta una altura de 15 cm. Luego, las plantas se cortan a una altura uniforme, de 45 a 60 cm, y se les deja crecer durante una estación. En algunos casos (como en el acodamiento de nogales), las plantas se pueden colocar horizontalmente en la trinchera y los brotes que se desarrollan se acodan el primer año. En la Fig. 14-9 se muestran más detalles.

El acodamiento en trinchera puede practicarse en árboles o arbustos establecidos encorvando ramas o guías largas, flexibles hasta el suelo como se hace en el acodado simple, pero colocándolas planas en una trinchera. La rama se cubre en toda su longitud, pero se deja expuesta la punta. Los nuevos brotes que salen de las yemas que están a lo largo del tallo crecen hacia arriba a través del suelo, formando raíces en sus bases. A este último procedimiento se le llama **acodamiento continuo.**

MODIFICACIONES DE PLANTAS QUE REPRESENTAN ACODAMIENTO NATURAL

Algunas plantas presentan modificaciones de su estructura vegetativa o su método de crecimiento que conducen a su incremento natural en forma vegetativa. Las que se enumeran a continuación se pueden considerar como formas naturales de acodamiento y a menudo se utilizan para la propagación.

Latiguillos

Un **latiguillo** es un tallo especializado que se desarrolla de la axila de una hoja en la corona de la planta, crece horizontalmente sobre el terreno y forma una nueva planta en uno de los nudos. La fresa es una planta característica de las propagadas en esta forma, (Fig. 14-10). Entre otras plantas que se propagan también por latiguillos se encuentra el pinillo (*Ajuga*), el geranio fresa (*Saxifraga sarmentosa*) y (*Duchesnea indica*), que se emplea como cubierta del suelo. Las plantas de estas especies al crecer forman una roseta o corona. Algunos helechos, como el helecho de Boston (*Nephrolepsis*) produce ramas semejantes a latiguillos. Los latiguillos de la planta araña (*Chlorophytum comosum*) se muestran en la Fig. 14-11.

En la mayoría de las cultivares de fresa, la formación de los latiguillos está relacionada con la longitud del día y con la temperatura. Los latiguillos son producidos en días largos, de 12 a 14 h o más, con las temperaturas elevadas de mediados del verano. Las nuevas plantas se producen en nudos alternados. Estas producen raíces pero quedan por cierto tiempo pegadas a la

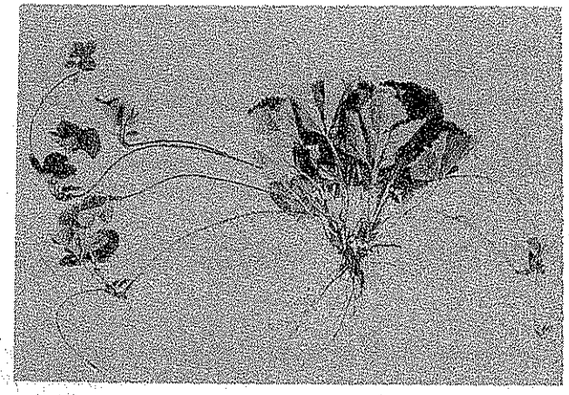


Fig. 14-10 Latiguillos saliendo de la corona de una planta de fresa. Las nuevas plantas se producen en cada segundo nudo. Las plantas hijas a su vez producen latiguillos adicionales y nuevas plantas.

planta madre. Las nuevas plantas producen a su vez latiguillos. Los tallos de unión mueren a fin del otoño o del invierno y cada planta hija queda separada de las otras.

En la propagación por latiguillos, las plantas hijas se sacan una vez que tienen una buena formación de raíces y se trasplantan al sitio deseado. Las plantas de fresa también se multiplican por micropropagación. (*3, 12*)

Estolones

Los **estolones** son tallos especiales modificados, producidos por algunas plantas, que crecen en el terreno en forma horizontal. Pueden ser tallos postrados o desparramados que crecen sobre el

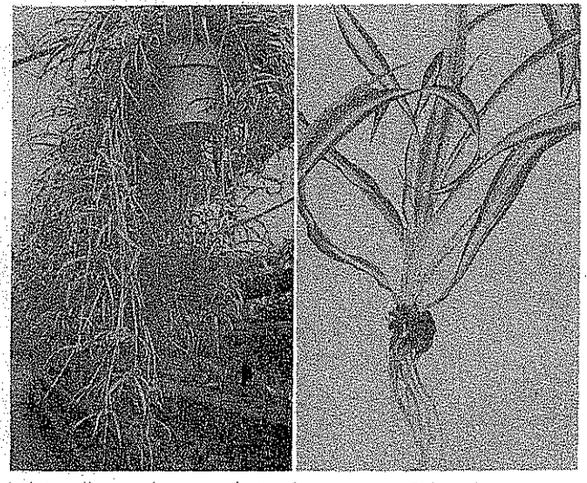


Fig. 14-11 *Izquierda:* masas de latiguillos que han crecido en plantas araña (*Chlorophytum comosum*). *Derecha:* las plantitas enraizadas que se encuentran al final de los latiguillos se pueden cortar y plantar.

terreno, como se encuentra en algunas especies leñosas tales como *Cornus stolonifera*. El término describe también las estructuras horizontales de tallo que presentan en el pasto Bermuda (*Cynodon dactylis*) en *Ajuga*, en la menta (*Mentha*) y en *Stachys*. (*36*) En la tuberización intervienen tallos subterráneos semejantes a estolones siendo los que se desarrollan a formar un túbero de patata.

Los estolones pueden tratarse como acodos enraizados de ocurrencia natural y pueden cortarse de la planta madre y plantarse.

Hijuelos

Un **hijuelo** es un tipo característico de brote lateral o rama que se desarrolla de la base del tallo principal de ciertas plantas. Este término se aplica generalmente al tallo engrosado, acortado y con aspecto de roseta. Muchos bulbos (véase Cap. 15 para detalles) se reproducen produciendo en su base bulbillos que son hijuelos típicos. El término hijuelo (o **macollo** como algunas veces se le llama) se aplica también a las ramas laterales que salen en el tallo de las monocotiledóneas como la palma datilera, la piña o el banano (véase Cap. 18) (Fig. 14-12).

Los hijuelos se separan cortándolos con una navaja afilada, haciendo el corte pegado al tallo principal. Si está bien enraizado, el hijuelo puede ponerse en maceta, como se hace con cualquier estaca enraizada. Si tiene raíces insuficientes, se coloca en un medio favorable para su enraizamiento y se trata como una estaca de tallo con hojas.

En los casos en que el desarrollo de los hijuelos es escaso, cortando la roseta principal puede estimularse el desarrollo de los hijuelos del tallo viejo, en la misma forma en que la remoción de la yema terminal estimula el desarrollo de brotes laterales en cualquier otro tipo de planta.

Fig. 14-12 Remoción de un hijuelo de palma datilera usando cincel y mazo. Tomado de R. W. Nixon, "Date Culture in the United States". *Circular del Depto. de Agricultura de los Estados Unidos, No. 728.*

El incremento natural por medio de hijuelos tiende a ser lento y no es apropiado para la propagación comercial. Sin embargo, en muchas de estas monocotiledóneas la tasa natural de reproducción puede ser estimulada grandemente con el empleo de técnicas de multiplicación usadas en la micropropagación en cultivos asépticos (véanse Caps. 16 y 17). Con el desarrollo de estos procedimientos, se ha incrementado mucho la propagación comercial de plantas convenientes de este grupo. El incremento de ramas se efectúa ya sea por la estimulación de la ramificación axilar o por la inducción de brotes adventicios.

Los hijuelos de la palma datilera no enraizan con facilidad si se separan de la planta madre. Usualmente se les acoda durante 1 año antes de separarlos. Para multiplicar vegetativamente clones específicos se dispone de métodos alternos en los que se recurre a la micropropagación de puntas de ramas o yemas laterales en cultivos asépticos. Es posible producir plantitas de embriones somáticos obtenidos de callo o de la proliferación y enraizamiento de puntas de ramas y yemas laterales, aunque las tasas de producción pueden ser relativamente bajas. (*43*)

Vástagos o chupones

Un **vástago** es un brote que se origina en una planta debajo de la superficie del suelo, como se muestra en la Fig. 14-13. El uso más preciso para este término es para designar un brote que sale de una yema adventicia en una raíz. Sin embargo, en la práctica, a los brotes que se originan en la cercanía de la corona, también se les llama *vástagos* aunque se originan en tejido de tallo. En un árbol injertado, los viveristas generalmente llaman vástagos a los brotes que salen del patrón abajo de la unión del injerto. En contraste, a un brote que salga de una yema latente de un tallo de varios años de edad, por ejemplo, en el tronco o ramas principales, se les debe llamar **chupón.**

Los vástagos se desentierran y se cortan para separarlos de la planta madre. En algunos casos se puede retener parte de la raíz vieja, aunque la mayoría de las nuevas raíces saldrá de la base del vástago. Es importante desenterrar el vástago más bien que tratar de arrancarlo, para evitar lesionar su base. En caso de que los vástagos hayan formado escasa o ninguna raíz, se les trata como a los acodos o a las estacas. Generalmente se extraen en la estación de reposo.

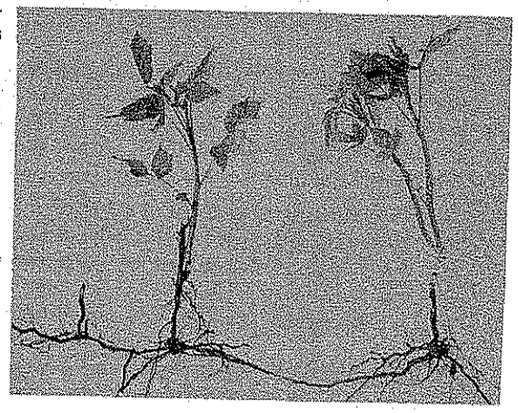


Fig. 14-13 Chupones que salen como brotes adventicios de las raíces de una planta de frambuesa roja. Una vez bien enraizados, los chupones pueden separarse de la planta madre y trasplantarse a su sitio permanente.

División de coronas

En horticultura el término **corona** se usa generalmente para designar en la planta aquella parte del tallo, localizada en el suelo o debajo de su superficie, de la que se originan nuevos brotes. En árboles y arbustos con un solo tallo, la corona es principalmente un punto de referencia cercano a la superficie del suelo, que marca la zona general de transición entre la raíz y el tallo. En las herbáceas perennes la corona es la parte de la planta de la que anualmente salen nuevos brotes. La corona de muchas herbáceas perennes está formada por muchas ramas, cada una de las cuales es la base del tallo de la estación en curso, el cual se originó de la base de las ramas del año anterior. El crecimiento de estos nuevos brotes es estimulado a medida que los tallos viejos mueren después de florear. A lo largo de la base de estos nuevos tallos se forman raíces adventicias. Estos nuevos tallos finalmente florean, ya sea el mismo año en que son producidos o al siguiente. Como resultado de la producción anual de nuevos brotes y de la muerte de los brotes viejos, en unos cuantos años la corona puede alcanzar bastante extensión y es posible que se necesite dividirla para evitar que se apretujen demasiado.

Los arbustos leñosos de muchas ramas pueden formar coronas extensas. Aunque un tallo leñoso individual puede persistir durante un número de años, continuamente se forman nuevos brotes, de la corona, los que acaban por desplazar a los brotes más viejos. Las coronas de esos arbustos se pueden dividir en la estación de reposo y tratarse como si fuera una estaca enraizada grande.

La **división de la corona** es un método importante para la propagación de herbáceas perennes y, en cierto grado, de arbustos leñosos, debido a que es un método sencillo y digno de confianza. Tales características hacen que este método sea muy útil al aficionado y al jardinero profesional, a los que generalmente les interesa sólo un incremento modesto de una planta en particular.

Las coronas de plantas herbáceas perennes que se cultivan a la intemperie usualmente se dividen en la primavera justo antes de que empiece el crecimiento o a fines de verano, o en otoño, al final de la estación de crecimiento. Como regla general, las plantas que florean en primavera y en verano y crecen poco después de la floración se deben dividir en el otoño. Aquellas que florean en el verano y el otoño y crecen poco o nada hasta la primavera se deben dividir al inicio de la primavera. Las plantas cultivadas en maceta se dividen cuando se vuelven muy grandes para el recipiente en que están creciendo. La división es necesaria para mantener la forma variegada de algunas plantas que de ordinario se propagan por estacas de hoja, como *Sanseviera*. (*20*)

En la división de coronas, las plantas se sacan de la tierra y se cortan en secciones con una navaja. En herbáceas perennes, como la margarita Shasta (*Chrysantemum superbum*) o el lirio de día (*Hemerocallis*) (véase la Fig. 14-14), en que de la corona se produce una abundancia de hijuelos, cada uno de ellos puede ser separado del grupo viejo y ser plantado por separado, descartando las partes más viejas del conjunto de plantas.

Para la producción comercial de cultivares mejoradas, la multiplicación es muy lenta. Se puede obtener un incremento en la producción de brotes para enraizar cortando al ras la corona al principio de la primavera después de que se inicia el nuevo crecimiento y tratándola con citokinina. (*1*) Una propagación más rápida se obtiene mediante la propagación por cultivo de tejidos, regenerando plantas del callo producido en pétalos y sépalos (*21, 30*) (véanse Caps. 16 y 17).

Las herbáceas perennes, generalmente propagadas por división, pueden también ser propagadas con facilidad mediante micropropagación en sistemas asépticos de cultivo. (*49*) La ra-

Fig. 14-14 La propagación por división de coronas ilustrada con la división de un macollo de lirio del día (*Hemerocallis*).

mificación axilar se aumenta mucho y la multiplicación puede lograrse en una tasa muy elevada con un mínimo de plantas madres.

BIBLIOGRAFIA

1. Apps, D. A., and C. W. Heuser. 1975. Vegetative propagation of *Hemerocallis*—including tissue culture. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 25:362–67.
2. Barnes, R. D. 1974. Air-layering of grafts to overcome incompatibility problems in propagating old pine trees. *New Zealand Jour. For. Sci.* 4(2):120–26.
3. Boxus, P., M. Quoirin, and J. M. Laine. 1977. Large scale propagation of strawberry plants from tissue culture. In *Applied and fundamental aspects of plant cell, tissue and organ culture,* J. Reinert and Y. P. S. Bajaj, eds. New York: Springer-Verlag, pp. 130–43.
4. Brase, K. D., and R. D. Way. 1959. Rootstocks and methods used for dwarfing fruit trees. *N.Y. Agr. Exp. Sta. Bul. 783.*
5. Broschat, T. K., and H. M. Donselman. 1981. Effects of light intensity, air layering, and water stress on leaf diffusive resistance and incidence of leaf spotting in *Ficus elastica. HortScience* 16(2):211–12.
6. Cameron, R. J. 1968. The leaching of auxin from air layers. *New Zealand Jour. Bot.* 6(2):237–39.
7. Carlson, R. F., and H. B. Tukey. 1955. Cultural practices in propagating dwarfing rootstocks in Michigan. *Mich. Agr. Exp. Sta. Quart. Bul.* 37:492–97.
8. Chase, H. H. 1964. Propagation of oriental magnolias by layering. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 14:67–69.
9. Ching, F., C. L. Hamner, and F. Widmoyer. 1956. Air-layering with polyethylene film. *Mich. Agr. Exp. Sta. Quart. Bul. 39*:3–9.
10. Congdon, M. L. 1954. Mass production of deciduous shrubs by layering. *Proc. Plant Prop. Soc.* 4:39–45.

11. Creech, J. L. 1954. Layering. *Nat. Hort. Mag.* 33:37–43.
12. Damiano, C. 1980. Strawberry micropropagation. In *Proc. conf. on nursery production of fruit plants through tissue culture; Applications and feasibility,* R. H. Zimmerman, ed. U.S. Dept. of Agr. Sci. and Education Administration ARR-NE-11, pp. 11–22.
13. Duarte, O., and C. Medina. 1971. Propagation of citrus by improved mound layering. *HortScience* 6:567.
14. Dunn, N. D. 1979. Commercial propagation of fruit tree rootstocks. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 29:187–90.
15. Du Preez, D. 1954. Propagation of guavas. *Farming in South Africa* 29:297–99.
16. Garner, R. J. 1979. *The grafter's handbook* (4th ed.). New York: Oxford University Press.
17. Grove, W. R. 1947. Wrapping air layers with rubber plastic. *Proc. Fla. State Hort. Soc.* 60:184–89.
18. Hanger, F. E. W., and A. Ravenscroft. 1954. Air layering experiments at Wisley. *Jour. Roy. Hort. Soc.* 79:111–16.
19. Hare, R. C. 1979. Modular air-layering and chemical treatments improve rooting of loblolly pine. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 29:446–54.
20. Henley, R. W. 1979. Tropical foliage plants for propagation. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 29:454–67.
21. Heuser, C. W., and J. Harker. 1976. Tissue culture propagation of daylilies. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 25:269–72.
22. Hogue, E. J., and R. L. Granger. 1969. A new method of stool bed layering. *HortScience* 4:29–30.
23. Hostermann, G. 1930. Versuche zur vegetativen Vermehrung von Gehozen nach dem Dahlemer Drahtungsverfahren. *Ber. Deutsch. Bot. Ges.* 48:66–70.
24. Joiner, J. N., ed. 1981. *Foliage plant production.* Englewood Cliffs, N.J.: Prentice-Hall.
25. Knight, F. P. 1945. The vegetative propagation of flowering trees and shrubs. *Jour. Roy. Hort. Soc.* 70:319–30.
26. Maurer, K. J. 1950. Möglichkeiten der vegetativen Vermehrung der Walnuss. *Schweiz. Z. Obst. V. Weinb.* 59:136–37.
27. Medina, C., and O. Duarte. 1971. Propagating apples in Peru by an improved mound layering method. *Jour. Amer. Soc. Hort. Sci.* 96:150–51.
28. Medina, J. P. 1981. Studies of clonal propagation on pecans at Ica, Peru. *The Plant Propagator* 27(2):10–11.
29. Mergen, F. 1955. Air layering of slash pine. *Jour. For.* 53:265–70.
30. Meyer, M. M. 1976. Propagation of daylilies by tissue culture. *HortScience* 11:485–87.
31. Mowry, H., L. R. Toy, and H. S. Wolfe. 1953. Miscellaneous tropical and subtropical Florida fruits. *Fla. Agr. Ext. Ser. Bul. 156,* pp. 1–110.
32. Modlibowska, I., and C. P. Field. 1942. Winter injury to fruit trees by frost in England (1939–1940). *Jour. Pom. Hort. Sci.* 19:197–207.
33. Nagabhushanam, S., and M. A. Menon. 1980. Propagation of cashew (*Anacardium occidentale* L.) by etiolation, girdling and stooling. *The Plant Propagator* 26:11–13.
34. Neel, P. L. 1979. Macropropagation of tropical plants as practiced in Florida. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 29:468–80.
35. Nelson, R. 1953. High humidity treatment for air layers of lychee. *Proc. Fla. State Hort. Soc.* 66:198–99.

36. Nitsch, J. P. 1971. Perennation through seeds and other structures. In *Plant physiology*, Vol. 6A, F. C. Steward, ed. New York: Academic Press, pp. 413–79.

37. Oppenheim, J. E. 1932. A new system of citrus layers. *Hadar* 5:2–4.

38. Singh, L. B. 1960. *The mango.* London: Leonard Hill.

39. Sparks, D., and J. W. Chapman. 1970. The effect of indole-3-butyric acid on rooting and survival of air-layered branches of the pecan, *Carya illinoensis* Koch, cv. 'Stuart'. *HortScience* 5(5):445–46.

40. Sutton, N. E. 1954. Marcotting of Persian limes. *Proc. Fla. State Hort. Soc.* 67:219–20.

41. Thomas, L. A. 1938. Stock and scion investigations. II. The propagation of own-rooted apple trees. *Jour. Counc. Sci. Industr. Res. Org., Austral.* 11:175–79.

42. Tisserat, B. 1981. Date palm tissue culture. *USDA, Agri. Res. Serv., Adv. in Agr. Tech., Western Series No. 17,* pp. 1–50.

43. Tukey, H. B., and K. Brase. 1930. Granulated peat moss in field propagation of apple and quince stocks. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 27:106–13.

44. Vieitez, E. 1974. Vegetative propagation of chestnut. *New Zealand Jour. For. Sci.* 4(2):242–52.

45. Vinzant, K. L. 1978. Propagation of *Schefflera arboricola* by air layerage and factors affecting long term storage. *The Plant Propagator* 24(1):5–6.

46. Watkins, J. V. 1952. Propagation of ornamental plants. *Fla. Agr. Exp. Sta. Bul. 150,* pp. 1–15.

47. Wyman, D. 1952. Air layering with polyethylene films. *Jour. Roy. Hort. Soc.* 77:135–40.

48. ———. 1953. Layering plants in Holland. *Arnoldia* 13:25–28.

49. Zilis, M., D. Zwagerman, D. Lamberts, and L. Kurtz. 1979. Commercial propagation of herbaceous perennials by tissue culture. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 29:404–13.

LECTURAS COMPLEMENTARIAS

GARNER, R. J. 1979. *The grafter's handbook* (4th ed.). New York: Oxford University Press.

GARNER, R. J., and S. A. CHAUDHRI. 1976. *The propagation of tropical fruit trees.* Hort. Rev. No. 4. Commonwealth Bureau of Hort. and Plant. Crops. East Malling, Maidstone, Kent.

MCMILLAN-BROWSE, P. D. A. 1979. *Plant propagation.* New York: Simon and Schuster.

MINISTRY OF AGRICULTURE, FISHERIES AND FOOD (London). 1969. Fruit tree raising—rootstocks and propagation (5th ed.). *Bul. 135.*

TUKEY, H. B. 1964. *Dwarfed fruit trees.* New York: Macmillan.

15

Propagación por Medio de Tallos y Raíces Especializados

Los bulbos, cormos, tubérculos, raíces y tallos tuberosos, rizomas y seudobulbos son estructuras vegetativas especializadas que funcionan principalmente en el almacenamiento de alimento para la planta en condiciones adversas. Las plantas que poseen estas partes vegetales modificadas, por lo general son herbáceas perennes en las cuales el tallo muere al final de la estación de crecimiento y la planta sobrevive en el terreno como un órgano carnoso, durmiente, que tiene yemas para producir tallos en la siguiente estación. Esas plantas están bien adecuadas para soportar condiciones adversas de crecimiento en su ciclo anual. Los dos ciclos climatológicos para los cuales está adaptado ese comportamiento son el ciclo cálido-frío de las zonas templadas y el húmedo-seco de las regiones tropicales y subtropicales.

Estos órganos especializados también funcionan en la reproducción vegetativa. El procedimiento de propagación que utiliza la producción de estructuras naturalmente separables, como el bulbo y el cormo, por lo general, es llamado **separación.** En casos en que la planta se corta en secciones, como se hace con los rizomas, tubérculos y raíces tuberosas, el proceso es llamado **división.**

BULBOS

Definición y estructura

Un **bulbo** es un órgano subterráneo especializado consistente en un tallo axial corto, carnoso, usualmente vertical (**placa basal**) que lleva en su ápice un meristema o primordio floral encerrado por escamas gruesas y carnosas (Fig. 15-1). Los bulbos son producidos por plantas monocotiledóneas, en las cuales la estructura usual de la planta se ha modificado para almacenamiento y reproducción.

La mayor parte del bulbo está formado por **escamas bulbares,** las cuales morfológicamente son las bases continuas y envolventes de las hojas (véase Fig. 15-2). Las escamas exteriores del bulbo, por lo general, son carnosas y contienen materiales nutrientes de reserva, mientras que las escamas que se encuentran hacia el centro funcionan menos como órganos de almacena-

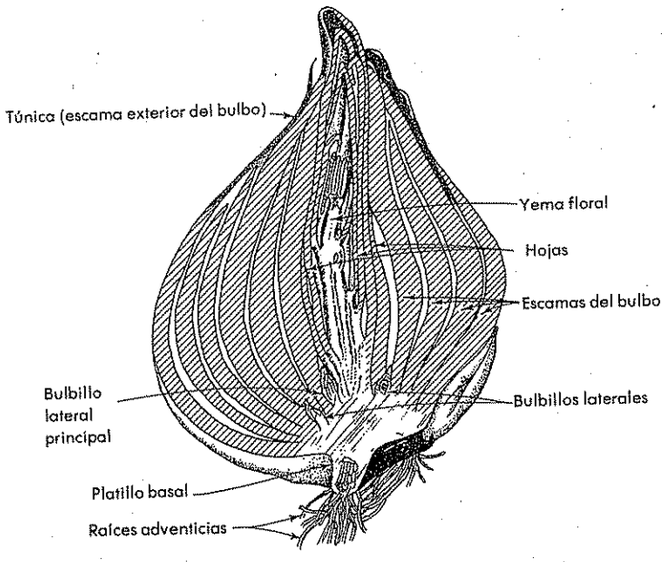


Fig. 15-1 Estructura de un bulbo de tulipán, ejemplo de un bulbo **tunicado laminado.** Corte longitudinal que representa la etapa de desarrollo poco después de que el bulbo se ha plantado en el otoño. Reproducido de Mulder y Luyten. (41)

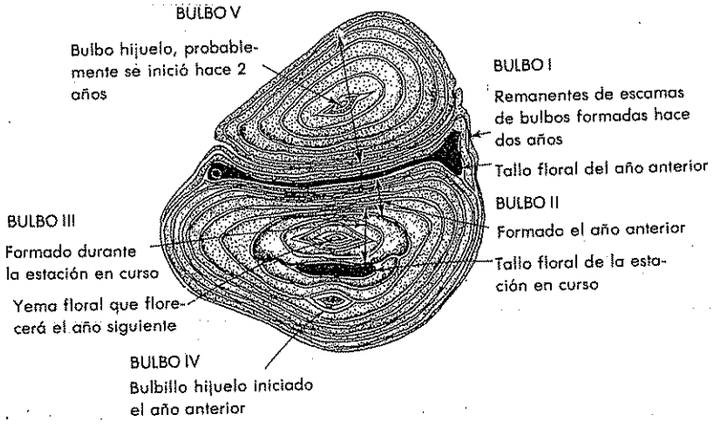


Fig. 15-2 Corte transversal de un bulbo de narciso. Se muestran las escamas foliares continuas, concéntricas que se encuentran en el bulbo laminado. También se muestra la naturaleza perenne del bulbo de narciso, el cual continúa para producir anualmente un nuevo bulbo en el meristema principal. También produce bulbos **hijuelos** laterales. Aquí se muestran partes de cinco bulbos individuales de diferente edad. Reproducido de Huisman y Hartsema. (27)

miento y son más semejantes a hojas. En el centro del bulbo se encuentra ya sea un meristema vegetativo o un tallo floral sin expandir. En las axilas de esas escamas se desarrollan meristemas que producen bulbos en miniatura, llamados **bulbillos**, que cuando alcanzan su tamaño completo son llamados **hijuelos**. En varias especies de lirios se pueden formar bulbillos en las axilas de las hojas, ya sea en la porción aérea o en la parte subterránea del tallo. Los bulbillos aéreos son denominados **bulbillos**, mientras que los órganos subterráneos reciben el nombre de **bulbillos del tallo**. Hay dos clases de bulbos:

BULBOS TUNICADOS

Los bulbos **tunicados (laminados)** están representados por la cebolla, el narciso y el tulipán. Estos bulbos tienen escamas exteriores secas y membranosas. Esta cubierta o **túnica** protege al bulbo contra las lesiones mecánicas y la desecación. Las escamas carnosas se encuentran en capas continuas, concéntricas o **lámina**, de manera que la estructura es más o menos sólida.

Hay tres estructuras básicas de bulbos, definidas por el tipo de escamas y su patrón de crecimiento. El amarilis (*Hippeastrum*) es ejemplo de un tipo en el cual las bases de las escamas están expandidas (Fig. 15-3).

Un segundo tipo que incluye a *Narcissus*, tiene tanto bases de las hojas expandidas como escamas verdaderas. El tulipán es un ejemplo del tercer tipo de bulbo, el cual sólo tiene escamas verdaderas, produciendo hojas en el tallo floral o vegetativo. (*45*)

En el bulbo almacenado, en reposo, hay presentes primordios radicales, los cuales no crecen sino hasta que se plantan en condiciones adecuadas y en el tiempo apropiado. Se encuentran en una faja estrecha situada alrededor del borde exterior en el fondo de la placa basal.

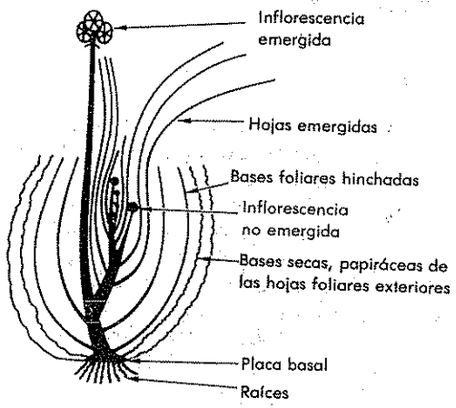


Fig. 15-3 Diagrama que muestra la morfología y el ciclo de crecimiento del bulbo de *Hippeastrum*. Del centro se desarrollan continuamente nuevos bulbos en un ciclo de cuatro hojas y una inflorescencia. Las bases de esas hojas se ensanchan para convertirse en las escamas que contienen alimento almacenado. Las escamas más viejas se desintegran. Tomado de A. R. Rees, *The growth of bulbs*, Academic Press, 1972.

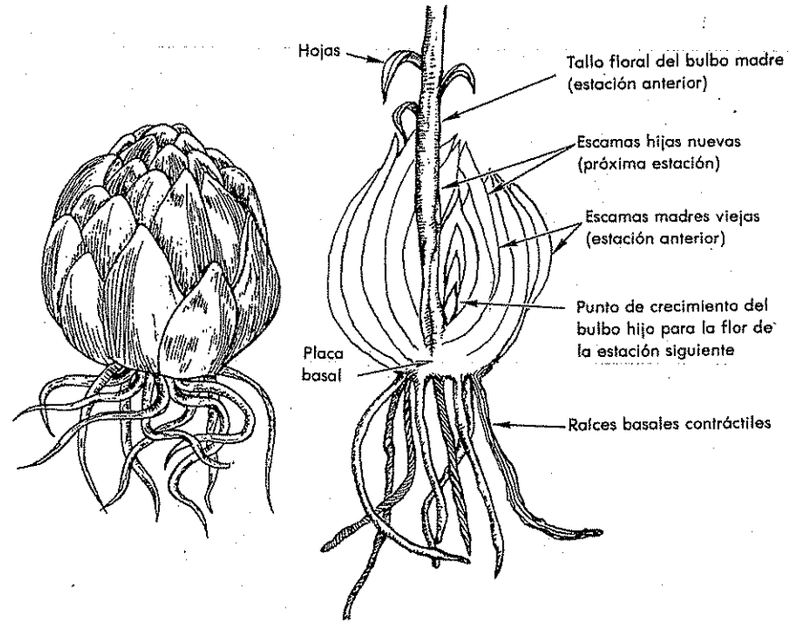


Fig. 15-4 *Izquierda:* aspecto externo de un bulbo **escamoso** de lirio (*Lilium hollandicum*). *Derecha:* corte longitudinal de un bulbo del *L. longiflorum* "Ace", después de su etapa de floración, mostrando las escamas del bulbo madre viejo y aquellas del bulbo hijo nuevo. Bulbo logrado en el otoño, cerca de la época de extracción. (*11*)

BULBOS NO TUNICADOS

Los bulbos **no tunicados (escamosos)** están representados por el lirio (Fig. 15-4). Estos bulbos no tienen la cubierta seca envolvente. Las escamas están separadas y adheridas a la placa basal. En general, los bulbos no tunicados se dañan con facilidad y es necesario manejarlos con más cuidado que los bulbos tunicados debiéndoseles conservar continuamente húmedos debido a que los perjudica la desecación. En el bulbo de lirio no tunicado se producen nuevas raíces a mediados del verano o después y persisten durante el año siguiente. (*49*) En la mayoría de especies de lirios también se forman raíces en el tallo, arriba del bulbo.

En muchas especies se presentan raíces engrosadas **contráctiles** que se acortan y jalan el bulbo a un nivel dado en el terreno. (*45, 58*) Los tulipanes no producen raíces contráctiles sino producen estructuras de tipo **estolón** (droppers), (*45*) que crecen del bulbo y producen un bulbo en su punta.

Patrón de crecimiento

Un bulbo individual pasa por un ciclo de desarrollo característico que comienza con su iniciación como un meristema y termina en su floración y producción de semilla. Este ciclo gene-

ral de desarrollo está formado por dos fases fundamentales: (a) la fase vegetativa y (b) la fase reproductiva. En la fase vegetativa los bulbillos crecen hasta llegar al tamaño para florecer alcanzando su peso máximo. La fase reproductiva subsecuente comprende la inducción de la floración, la diferenciación de las partes florales, el alargamiento del tallo floral y, finalmente, la floración (y a veces) la producción de semilla. Varias especies de bulbos tienen exigencias ambientales específicas para las fases individuales de este ciclo, las cuales determinan su comportamiento estacional, su adaptación ambiental y sus métodos de manejo. Estas especies de bulbos pueden agruparse en clases, dependientes de su época de floración y método de manejo.

BULBOS QUE FLOREAN EN PRIMAVERA

En este grupo se encuentran grupos comercialmente importantes como los tulipanes, narcisos, jacintos e iris de bulbo, aunque en los jardines también se cultivan otras especies.

Formación de los bulbos. La fase vegetativa principia con la iniciación del bulbillo sobre el platillo basal en la axila de una escama bulbar. En este periodo inicial que, por lo general, dura una sola estación de crecimiento, el bulbillo es relativamente insignificante, ya que se encuentra presente dentro de otro bulbo en crecimiento y sólo puede observarse haciendo la disección del bulbo. Su subsiguiente modo de desarrollo y el tiempo requerido para que el bulbillo llegue al tamaño de florear es algo diferente en las diversas especies. El bulbo del tulipán y del iris del bulbo, por ejemplo, se desintegran al florear, pero dejan un racimo de nuevos bulbos y bulbillos que se iniciaron en la estación anterior. El más grande de éstos puede para esta época haber alcanzado el tamaño suficiente para florecer, pero los más pequeños necesitarán varios años adicionales de crecimiento (véanse Figs. 15-1 y 15-5). En el narciso, el bulbo que florea continua creciendo del centro año tras año, produciendo varios hijuelos que pueden quedar adheridos por varios años (véanse Figs. 15-2 y 15-5). El bulbo de jacinto también continúa creciendo año con año, pero debido a que el número de hijuelos que produce es limitado, generalmente se usan métodos artificiales de propagación.

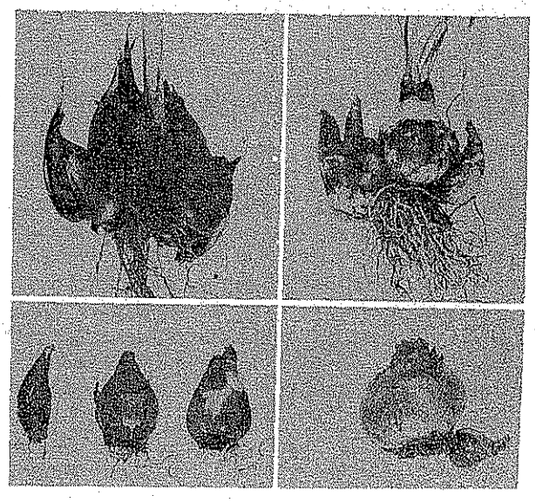


Fig. 15-5 Propagación por bulbos hijuelos. *Arriba, izquierda:* iris con bulbos. El bulbo viejo se desintegra, dejando un racimo de bulbos. *Arriba derecha:* narciso. El bulbo continúa creciendo desde el interior cada año, pero continuamente produce bulbos laterales que al final se separan. *Abajo, izquierda:* narciso. Tres tipos de bulbos: "raja", "bulbo", y de "nariz doble"; *Abajo, derecha:* jacinto. Produjo bulbos laterales pero el bulbo viejo continúa desarrollándose desde su interior.

El tamaño del bulbo y la cantidad de reserva alimenticia que contenga, determinan directamente el tamaño y calidad de la flor. En consecuencia, el valor comercial del bulbo se determina en gran parte por su tamaño. (*3*) Aunque también son importantes otros factores tales como la condición del bulbo y la ausencia de enfermedades.

El incremento en peso y tamaño del bulbo en desarrollo se efectúa durante y (principalmente) después de la floración, en tanto el follaje permanezca en buenas condiciones. (*10*) Las operaciones culturales que favorecen el desarrollo vegetativo comprenden riego, control de malezas, control de enfermedades y de insectos, y fertilización, pero el mayor beneficio de ellas se notará en las flores del año siguiente, debido a que se producen bulbos más grandes. Recíprocamente, las condiciones adversas, tales como malas condiciones de desarrollo, remoción de las hojas, extracción prematura de bulbos, etc., conducen a la producción de bulbos más chicos y una cantidad menor de flores.

Las temperaturas moderadamente frescas tienden a prolongar el periodo vegetativo, mientras que temperaturas más altas pueden ocasionar que cese la fase vegetativa y que se inicie la fase reproductiva. Así pues, un cambio de temperaturas frescas a temperaturas más cálidas al principio de la primavera, como sucede en los climas benignos, acortará el periodo vegetativo, produciendo bulbos más pequeños y, en consecuencia, flores inferiores en el año siguiente. (*45*) Las áreas para la producción comercial de bulbos rústicos que florean en primavera se encuentran situadas principalmente en regiones de primavera y verano frescos, tales como Holanda y la zona noroeste del Pacífico en los EUA.

En la mayoría de las especies, aparentemente la longitud relativa del fotoperiodo no es un factor importante que afecte la formación de bulbos. Sin embargo, se ha demostrado que es significativo en algunas especies de *Allium,* como el ajo y la cebolla. (*26, 36*)

Formación de la yema floral y florecimiento. La iniciación de la fase reproductiva y el término de la fase vegetativa son indicadas por el secamiento del follaje y la maduración del bulbo. Desde ese periodo, los bulbos ya no aumentan ni en peso ni en tamaño. Las raíces se desintegran y el bulbo entra en un periodo aparente de "reposo". Sin embargo, en el interior del bulbo están ocurriendo cambios importantes: el meristema vegetativo está efectuando una transición a brote floral. En la naturaleza toda la actividad de ese periodo se efectúa bajo tierra. En la práctica hortícola, los bulbos se sacan, se almacenan y distribuyen en ese periodo de 3 a 4 meses.

La temperatura controla el avance del estado vegetativo al de floración. (*25, 26*) En el grupo que florea en primavera, la diferenciación de los primordios florales se efectúa con temperaturas moderadamente cálidas a fines de verano o principios de otoño, tanto en el suelo como en almacén. Para estimular la elongación del tallo florífero se requiere una exposición posterior a temperaturas más bajas pero superiores a 0 °C. A medida que en primavera aumentan las temperaturas, el tallo floral se alarga y subsecuentemente la planta de bulbo florece. El iris bulboso es una excepción en cuanto a que la inducción floral se efectúa con las temperaturas bajas del otoño y de inicios del invierno. Para las especies de los grupos II y III, la inducción ocurre en primavera, después del periodo de almacenamiento.

Para esas fases de desarrollo se ha establecido la temperatura óptima, determinada por el tiempo más corto en que el bulbo florece en las especies importantes, como tulipán, (*57*) jacinto (*9*) o narciso, (*57*) dependiendo también de la cultivar. Esta información es de importancia para el establecimiento de los programas de forzamiento para la producción de flores para venta al menudeo. (*5*) Manteniendo los bulbos continuamente a temperaturas elevadas (de 30 a 32 °C) o a temperaturas cercanas a 0 °C, se inhibe o retrasa el desarrollo floral y ello puede usarse para alargar el periodo requerido para la floración. Con un cambio a temperaturas favorables, continúa el desarrollo de la yema floral. Este tratamiento (abajo o arriba del óptimo)

puede usarse cuando se envían bulbos de países del Hemisferio Norte a naciones del Hemisferio Sur.

BULBOS QUE FLOREAN EN VERANO

Los lirios son plantas importantes que tienen un ciclo de crecimiento ajustado al patrón estacional de ciclos de temperaturas de verano-invierno de la zona templada. Sus bulbos no tunicados no entran en "reposo" a fines del verano y en el otoño como lo hacen aquellos de tipo tunicado, pero tienen características únicas que deben comprenderse para su manejo apropiado. Aunque las diferentes especies de lirios tienen métodos de reproducción algo distintos, (*49, 59*) puede servir como modelo el patrón determinado para el lirio de Pascua (*Lilium longiflorum*). (*6, 11*)

Los lirios florean a fines de la primavera o a inicios del verano, en el ápice del eje caulinar que porta las hojas. El bulbo productor de flor se conoce como **bulbo madre** y está formado por el plato basal, las escamas carnosas y el eje floral (Fig. 15-3). Antes de la floración, dentro del bulbo madre se encuentra en desarrollo un nuevo bulbo (o bulbos) hijos, el cual se había iniciado en el otoño e invierno previos, a partir de un meristema situado en la axila de una escama en la base del tallo caulinar. Durante la primavera el bulbo hijo inicia nuevas escamas y primordios florales en el punto de crecimiento. Los inhibidores químicos naturales presentes en las escamas hijas impiden el alargamiento del tallo hijo que se queda latente, pero cuyo desarrollo puede promoverse mediante exposición elevada (37.5 °), a temperatura baja (4.5 °) o con un tratamiento con ácido giberélico. (*54*)

Después de la floración del bulbo madre, el bulbo hijo ya no produce escamas sino que aumenta en tamaño (circunferencia) y peso hasta que iguala al peso del bulbo madre al cual rodea. El efecto inhibidor de las escamas hijas disminuye al igual que la respuesta a los tratamientos para romper el letargo. (*54*) En el bulbo madre las raíces basales carnosas persisten durante todo el año y el invierno y, a fines del verano y en el otoño, se desarrollan nuevas raíces adventicias en el platillo basal. Las temperaturas cálidas estimulan la formación de raíces. (*12*) Los bulbos se deben extraer para su trasplante a medida que "maduran" en el otoño. La parte aérea puede o no haber muerto. Los bulbos se deben manejar con cuidado para impedir lesiones y evitar desecación. El valor comercial de los bulbos depende de sú tamaño (circunferencia transversal) y su peso en la época en que se les extrae del suelo, (*34*) así como de la condición de las raíces carnosas y la ausencia de enfermedades en el bulbo.

La transición del meristema a brote floral no se efectúa sino hasta que, primero, el eje del tallo haya salido a través de la "nariz" del bulbo (*6*) y, segundo, que éste se haya sometido a temperaturas de enfriamiento. (*32*) Las temperaturas críticas son de 15.5 a 18.5 °C o menos, y el enfriamiento se vuelve efectivo hasta temperaturas de 2 a 4.5 °C. El almacenamiento de los bulbos a temperaturas elevadas (21 °C o más) o bajas (—0.5 °C) los mantiene latentes y retarda la floración. (*53*) El contenido de humedad del medio de almacenamiento es importante: si es muy seco el bulbo se deteriora y si es muy húmedo, el bulbo se pudre.

Después de la etapa de inducción de la flor y con el inicio de las temperaturas elevadas, el tallo se alarga, inicia las primeras hojas y luego florea. Las escamas externas del bulbo madre "viejo" se desintegran con rapidez al comienzo de la primavera al producir la flor el nuevo bulbo madre.

Se pueden desarrollar bulbillos en las axilas de las hojas que están bajo tierra o en algunas especies se pueden originar sobre el suelo. Estos aparecen alrededor del tiempo de la floración.

Es posible regular dentro de límites estrechos la época de floración, el tamaño y la calidad de la flor del lirio de Pascua, manipulando la temperatura en diversas etapas después de desenterrar los bulbos en el otoño. (*11*) La longitud del día también influye en el desarrollo, pero en menor grado. (*55*)

BULBOS DELICADOS, QUE FLORECEN EN INVIERNO

Hay cierto número de bulbos de flores, procedentes de regiones tropicales, cuyo ciclo de desarrollo está condicionado a un ciclo climatológico húmedo-seco, en lugar de estarlo a un ciclo de temperaturas frío-cálido. El amarilis (*Hippeastrum vittata*) es un ejemplo de esta clase de bulbos (Fig. 15-4). (*25, 27*) Su bulbo es perenne y su crecimiento se continúa por el centro, desintegrándose las escamas exteriores. Una serie continua de hojas nuevas se produce desde el centro del bulbo durante el periodo vegetativo, que se extiende a fines de invierno hasta el siguiente verano. En la axila de cada cuarta hoja (o escama) que se desarrolla, se inicia un punto meristemático. Así pues, durante el periodo vegetativo se producen una serie de hijuelos vegetativos. Para el otoño (de agosto a octubre), las hojas maduran y el bulbo entra en reposo. Durante este tiempo el bulbo debe estar en condiciones secas. En la duración de este periodo, el *cuarto* meristema a partir del centro y cualquier extremo a éste, cambia a yemas floríferas y el brote inicia un alargamiento lento. Después de 2 a 3 meses de almacenamiento en seco, pueden regarse los bulbos, lo cual hace que los tallos floríferos se alarguen rápidamente, floreciendo a mediados de invierno. Para producir un bulbo que tenga el tamaño suficiente y así formar un brote florífero es esencial que se obtenga un máximo desarrollo del follaje y crecimiento de los bulbos.

Propagación

HIJUELOS

Los hijuelos se utilizan para propagar muchas clases de bulbos. Este método es lo suficiente rápido para la producción comercial de tulipanes, narcisos, iris bulboso y jacinto de racimo, pero, en general, es demasiado lento para lirios, jacintos y amarilis.

Si se les deja sin disturbar, los hijuelos pueden permanecer adheridos al bulbo madre durante varios años. También se les puede remover en la época en que se sacan los bulbos y plantarlos en camas o surcos del vivero para que crezcan hasta el tamaño adecuado para florecer. Esto puede requerir varias estaciones de crecimiento, dependiendo de la clase de los bulbos y el tamaño de los hijuelos.

Tulipán. La plantación de bulbos se hace en el otoño. (*9, 17*) Para ello se emplean dos sistemas: el de camas que se usa mucho en Holanda y el de surcos o de campo, que se utiliza en su mayor parte en los EUA y en Inglaterra. Las camas tienen, por lo general, 1 m de ancho y están separadas por 31 a 45 cm. El suelo se remueve hasta una profundidad de 9 cm, se colocan los bulbos en surcos a 15 cm de distancia y se cubren con la tierra que se sacó. En el otro sistema, se usan surcos sencillos o dobles, a distancia suficiente como para permitir el uso de máquinas. Para mejorar el drenaje se puede plantar en camellón dos o tres surcos juntos. Los bulbos se colocan en los surcos espaciándolos entre ellos de 1 a 2 cm. Los bulbos pequeños simplemente se reparten a lo largo del surco. Después de plantar, se les puede aplicar mantillo, removiéndolos en la primavera siguiente, antes que principie el crecimiento.

El material de siembra consiste en aquellos bulbos de tamaño mínimo para florear (de 9 a 10 cm de circunferencia o más pequeños). Como el tiempo requerido para producir tamaños que floreen varía con el tamaño del bulbo, el material para siembra, se deberá clasificar en forma tal, que se siembren juntos bulbos del mismo tamaño. Por ejemplo, un bulbo de 8 cm de circunferencia o mayor normalmente requerirá una sola estación para alcanzar tamaño florífero, un bulbo de 5 a 7 cm necesitará dos estaciones y aquellos de 5 cm o menos, 3 años. (*17*)

Durante la floración y el periodo subsiguiente de crecimiento de los bulbos, se les deben proporcionar buenas condiciones de desarrollo, para que el tamaño y peso de los nuevos bulbos sea el máximo. El follaje no deberá removerse sino hasta que se seque o madure. Las operaciones importantes de cultivo incluyen la remoción de malezas, riego, aspersiones, fungicidas para controlar el *tizón Botrytis* (*15*) y la fertilización. Las camas se deben inspeccionar para detectar presencia de enfermedades al principio de la estación y para fidelidad a las características del cultivar en la época de floración. Deben eliminarse todas las plantas enfermas o fuera de tipo. (*23*) En esta época es aconsejable remover las flores, debido a que pueden servir como fuente de infección de *Botrytis* y pueden hacer que baje el peso de los bulbos. (*1*)

Los bulbos se extraen a mediados del verano cuando las hojas se han vuelto amarillas o las capas exteriores del bulbo han tomado color café oscuro. En el noroeste del Pacífico de los EUA y donde las temperaturas son frescas y las hojas permanecen verdes durante un periodo más largo, la extracción de los bulbos puede hacerse antes que se sequen las hojas. Si los bulbos se extraen demasiado pronto, o si el tiempo cálido ocasiona una maduración precoz, pueden resultar de tamaño pequeño. Los bulbos se extraen con máquinas o a mano, con una pala de mango corto. Después que se les ha sacudido la tierra suelta, se guardan en charolas, en almacenes bien ventilados, para su secado, limpieza, separación y clasificación. Las temperaturas generales de almacenamiento son de 18 a 20 °C. Para una floración temprana forzada los bulbos deben mantenerse a 20 °C durante 3 a 5 semanas y luego colocarse a 9 °C durante 8 semanas. Una floración tardía puede lograrse manteniendo los bulbos a 22 °C durante 10 semanas. Para embarcar del Hemisferio Norte a países del Hemisferio Sur, los bulbos pueden mantenerse a —1 °C hasta fines de diciembre, cambiándolos entonces a una temperatura superior (25.5 °C). (*9*)

Narciso. Los bulbos de narciso son perennes y cada año producen en su centro un punto meristemático. (*18*) Además, produce hijuelos que aumentan de tamaño durante varios años hasta que se separan del bulbo original, aunque todavía quedan adheridos al platillo basal. Al hijuelo del bulbo cuando ya se separa de la planta madre, se le conoce con el nombre de "raja", "cuchara" o "costero" y pueden separarse del bulbo madre y plantarse. Dentro del término de un año se convierte en un bulbo "redondo" o de "nariz simple", que contiene una sola yema floral. Un año más tarde, se deberá ver un nuevo hijuelo encerrado entre las escamas del bulbo original, indicando la presencia de dos yemas florales. Al bulbo en este estado se le llama de "nariz doble". Para el año siguiente, el hijuelo se separa y el bulbo pasa a ser un "bulbo madre". La clasificación de los narcisos se hace principalmente por edad, esto es, se clasifican en rajas, redondos, de nariz doble y bulbos madre. Las clases que se venden comercialmente son los bulbos redondos, de nariz doble y madre. Los bulbos madre se usan como material de plantación para producir más hijuelos y sólo se venden los sobrantes. Los hijuelos o rajas se vuelven a plantar para que sigan creciendo.

El almacenamiento debe hacerse a temperatura de 13 a 16 °C, con una humedad relativa de 75%. Para floración forzada precoz, se les puede almacenar a 9 °C durante 8 semanas. Para una floración retardada, se almacenan a 22 °C durante 13 a 15 semanas. Para enviar al Hemisferio Sur, los bulbos pueden almacenarse a 30 °C hasta el mes de octubre y se colocan a -1 °C hasta el fin de diciembre y luego a 25 °C. (*9*)

El tratamiento con agua caliente y con un fungicida es importante para controlar el nematodo del tallo y del bulbo. (*23*) Se emplea un tratamiento de 3 a 4 h a 43 °C, pero esa temperatura debe mantenerse con todo cuidado o los bulbos pueden dañarse.

Lirios. Los lirios se multiplican en forma natural, pero, excepto en unas cuantas especies, este incremento es lento y de valor limitado en la propagación, salvo para huertos caseros. (*20, 49, 59*) Entre las diferentes especies se encuentran diversos métodos de incrementación de bulbos. Por ejemplo, *Lilium concolor, L. hansonii, L. henryi* y *L. regale,* se multiplican por división de bulbos. Cerca de la base del bulbo madre se inician de 2 a 4 bulbillos laterales. Durante este proceso se desintegra el bulbo madre dejando un racimo apretado de bulbos nuevos. *Lilium bulbiferum, L. canadense, L. pardalinum, L. parryi, L. superbum* y *L. tigrinum,* se multiplican por medio de bulbillos laterales producidos del bulbo rizomatoso. A esto a veces se le llama "yemar".

FORMACIÓN DE BULBILLOS EN LOS TALLOS

Para propagar el lirio de Pascua (*Lilium longiflorum*) y algunas otras especies de lirios (Fig. 15-6) se usan *bulbillos subterráneos de tallo.* En el campo, la floración del lirio de Pascua ocurre a principios de verano. Desde la primavera hasta el otoño se forman bulbillos y aumentan de tamaño. (*6, 48*) En el Hemisferio Norte, entre mediados de agosto y mediados de septiembre, se arrancan los tallos de los bulbos, se juntan y se colocan parados en haces en el campo. Las rociaduras periódicas evitan que los tallos y bulbillos se sequen. De manera similar, también se puede enterrar la base de los tallos a un ángulo de 30 a 45 °C o colocarse horizontalmente en charolas con humedad elevada.

A mediados de octubre, los bulbillos se plantan en el campo a una profundidad de 10 cm y a 2.5 cm de distancia entre sí, en surcos dobles espaciados 91 cm. Aquí se les deja para la siguiente estación. Se sacan en septiembre como bulbos de un año y se replantan, esta vez en surcos simples, a una profundidad de 12.5 cm y de 10 a 12.5 cm de distancia entre sí. Al final del segundo año se sacan y se venden como bulbos comerciales.

La extracción se hace en septiembre, después que se ha arrancado el tallo. Los bulbos se clasifican, se empacan en musgo húmedo y se embarcan. Los bulbos comerciales tienen un tamaño mínimo de 17 a 20 cm de circunferencia. Los bulbos de los lirios deben manejarse cuidado-

Fig. 15-6 Dos métodos de propagación para lirios. *Izquierda:* en la base de las escamas individuales del bulbo se producen bulbillos. En este método de propagación es posible en casi todas las especies de lirios. *Derecha:* bulbillos sobre el tallo subterráneo. Estos se producen sólo en algunas especies de lirios.

samente de modo de no lesionarlos y de evitar que se desequen. Las raíces carnosas también deben conservarse en buenas condiciones. Para almacenamiento por tiempo largo que impida la floración, los bulbos se deben empacar en cajas forradas con película de polietileno que contengan musgo turboso con un 30 a 50% de humedad y almacenar a -1 °C. (*53*)

En la propagación de bulbos es importante el control de virus, enfermedades fungosas y nematodos. Entre los métodos de control se comprende el empleo de material libre de agentes patógenos para la propagación, (*4, 48*) el cultivo de plantas en sitios sin agentes patógenos con buenos procedimientos sanitarios y el tratamiento de los bulbos con fungicidas.

En algunas especies de lirios, tales como *Lilium bulbiferum, L. sargentiae, L. sulphureum* y *L. tigrinum*, se forman en las axilas de las hojas *bulbillos aéreos del tallo*, conocidos comúnmente como *bulbilos*. Los bulbilos se forman al principio de la estación y caen al suelo varias semanas después que la planta favorece. Se cosechan poco tiempo antes que caigan en forma natural y luego se manejan prácticamente en la misma forma que los bulbillos subterráneos de tallo. Se puede inducir un aumento en la producción de bulbilos suprimiendo la yema floral tan pronto como se forme. De manera semejante, en algunas especies de lirios que no forman bulbilos se puede inducir su formación suprimiendo las yemas florales y cortando una semana más tarde la mitad superior de los tallos. Entre las especies que responden a este último procedimiento se encuentran *Lilium candidum, L. chalcedonicum, L. hollandicum, L. maculatum y L. testaceum*. (*49*)

ESTACAS DE TALLO

Los lirios pueden propagarse por estacas de tallo. Las estacas se hacen al poco tiempo después de la floración. Las estacas, en lugar de formar raíces y ramas, como sucede en otras plantas, en las axilas de las hojas se forman bulbillos que producen raíces y brotes pequeños estando en la estaca.

En la propagación de ciertas especies de lirios se pueden usar estacas foliares con yema, consistentes en una hoja y un pequeño talón del tallo viejo. En la axila de la hoja se forma un pequeño bulbillo. Se le maneja en la misma forma que se ha descrito en los otros métodos.

FORMACIÓN DE BULBILLOS EN ESCAMAS (ESCAMADO)

En el **escamado**, se separan del bulbo madre las escamas individuales del bulbo y se colocan en condiciones de crecimiento adecuadas, formándose bulbillos adventicios en la base de cada escama (Fig. 15-6). En cada escama se desarrollan de 3 a 5 bulbillos. Este método es en particular útil para incrementar con rapidez los ejemplares de una nueva cultivar o para obtener material libre de organismos patógenos. Casi cualquier especie de lirio es apropiada para el escamado. (*20, 21*)

El escamado se hace a mediados del verano, poco después de la floración, aunque puede hacerse a fines del otoño o aun a mediados de invierno. Se sacan los bulbos, se quitan las dos capas de escamas exteriores y se replanta el bulbo madre para que continúe creciendo. Es posible quitar las escamas hasta el corazón del bulbo, pero esto reduce el crecimiento subsecuente del bulbo madre. Se debe evitar que las escamas se sequen y se deben manejar en forma tal que se evite lesionarlos. Aquellas escamas que tengan señales de pudrición se deben desechar y

las restantes se deben espolvorear o sumergir en un fungicida. El ácido naftalenacético (a razón de 1 ppm) estimula la formación de bulbillos.

Las escamas se manejan por varios métodos: (a) Se les puede plantar en el campo en camas o cajas a una profundidad no mayor de 6.25 cm. Durante el primer año se forma en la escama bulbillos llamados **primales**. Estos se replantan durante un tercer año para producir los **comerciales**. (b) Se pueden colocar las escamas en charolas o cajas de arena húmeda, musgo turboso, musgo esfagníneo o vermiculita, durante 6 semanas a 18 -21 °C. Las escamas se insertan verticalmente hasta la mitad de su longitud. En el transcurso de 3 a 6 semanas se deben formar en su base bulbillos pequeños y raíces. Las escamas se trasplantan ya sea a campo abierto o en macetas o cajas con tierra y luego se plantan en el campo en la primavera siguiente. El tratamiento posterior es igual al que se describió para bulbillos subterráneos. (c) Las escamas se pueden empacar en capas de vermiculita colocada en cajas forradas con plástico. Se incuban de 6 a 12 semanas a temperaturas de 15 a 26 °C. La temperatura más baja estimula el enraizamiento. Luego, las cajas se colocan en invierno a temperaturas bajas y en la primavera se plantan en surcos. Se requieren 2 años para que alcancen el tamaño adecuado para plantarse. (*39*)

Un método simple para propagar lirios por escamas es como sigue: después de remover las escamas del bulbo se espolvorean con un fungicida y se colocan de manera que no se toquen entre sí en vermiculita húmeda contenidad en una bolsa de polietileno. La bolsa se cierra y amarra y luego se coloca durante 6 a 8 semanas en un sitio en que la temperatura sea bastante constante, de unos 21 °C. Después de que en la base de las escamas los bulbillos han alcanzado un buen desarrollo, la bolsa que contiene las escamas se debe refrigerar entre 2 y 4.5 °C durante cuando menos 8 semanas para superar el letargo. Después, los bulbillos se pueden plantar en macetas y colocarse en el invernadero, o a la intemperie, para que sigan creciendo.

Se ha utilizado el cultivo de tejidos con técnicas asépticas como medio de escamado, principalmente para obtener, mantener y multiplicar material libre de virus (véanse Caps. 16 y 17).

ESTACAS BASALES

El jacinto es la planta principal que se propaga por este método, aunque puede aplicarse a otras, como *Scilla*. Los métodos específicos se denominan "ahuecado" y "división". (*9, 19*). Estos métodos todos se aplican a bulbos que se han extraído después de que se ha secado el follaje y que tienen de 17 a 18 cm o más de circunferencia. En el **ahuecado**, el plato basal completo se saca con un escalpelo especial de hoja curva, una cuchara de forma redonda o una navaja pequeña. En la base de las escamas expuestas se forman los bulbillos adventicios. La profundidad del corte debe ser suficiente para destruir el brote principal. En la **división**, se hacen con una navaja tres cortes en el bulbo como se muestra en la Fig. 15-7, cada uno de ellos a profundidad suficiente para que pase a través del platillo basal y del punto de crecimiento. Los meristemas situados en las axilas de las escamas del bulbo se desarrollan para formar bulbillos.

Para combatir las pudriciones que pudieran desarrollarse durante el periodo posterior de incubación se deberá descartar cualquier bulbo infectado, desinfectar con frecuencia la herramienta con alcohol, formalina o una solución ligera de ácido fénico y espolvorear los bulbos cortados con un fungicida. Es de gran importancia dejar que los bulbos encallezcan a unos 21 °C por un periodo de unos cuantos días a unas semanas, dejándolos en arena o tierra seca o en charolas, con el lado cortado hacia abajo. Después del encallecimiento, los bulbos se incuban en cajas o charolas, en la oscuridad o con luz difusa, a 21 °C, temperatura que se aumenta de

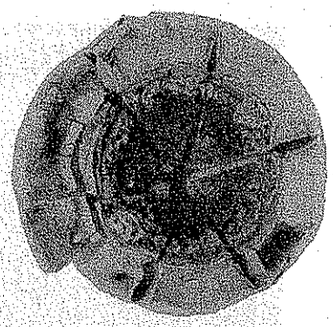


Fig. 15-7 Estacas basales. Bulbo de jacinto que se ha dividido. Obsérvese cómo empiezan a aparecer los bulbillos.

29.5 a 32 °C durante 2 semanas y se les mantiene con humedad relativa elevada (85%) durante 2 1/2 a 3 meses.

En el otoño los bulbos madres se plantan a una profundidad de alrededor de 10 cm en las camas del vivero. En la primavera siguiente los bulbillos producen hojas con profusión. Normalmente, el bulbo madre se desintegra durante el primer verano y se requiere la extracción y replantación anual de bulbillos clasificados por tamaño hasta que lleguen al tamaño de floración. Los bulbos para forzar en el invernadero deben tener una circunferencia de 17 cm o más. Para sembrarlos en camas deben alcanzar una circunferencia de 14 a 17 cm. (*3*) En promedio, un bulbo ahuecado produce unos 60 bulbillos, pero se requieren de 4 a 5 años para que alcancen el tamaño necesario para florear. Un bulbo dividido produce 60 bulbillos, los cuales tardan de 3 a 4 años en llegar al tamaño adecuado para su floración. (*9*)

Se ha reportado que el tratamiento de agua caliente que se aplica a los bulbos de jacinto para controlar *Xanthomonas hyacinthi* induce la formación de bulbillos y puede sustituir a las estacas basales. (*2*) Los bulbos deben tener cuando menos 1.5 cm de circunferencia y ser tratados de mediados de julio a principios de septiembre. El tratamiento se hace a 43 °C durante 4 días o a 38 °C por 30 días con humedad relativa de 60 a 70%.

ESTACAS FOLIARES

Este método se ha aplicado con éxito en el lirio sanguíneo (*Haemanthus*), jacinto, jacinto racimoso (*Muscari*) y *Lachenalia*, (*13*) aunque el número de especies en que puede aplicarse es probable que sea mayor.

Las hojas se toman en una época en que estén bien desarrolladas y verdes. De la parte superior de un bulbo se toma una hoja completa, la cual puede dividirse en dos o tres partes. Cada sección se coloca en un medio de enraice, colocando el extremo basal varios centímetros abajo de la superficie, como se describió en el enraizamiento de estacas. Las hojas no se deben dejar secar y es recomendable aplicar calor en el fondo. En unas 2 a 4 semanas se forman bulbillos en la base de las hojas, desarrollándose raíces. En ese estado de desarrollo los bulbillos se plantan en el suelo.

ESTACAS DE BULBO

Entre las plantas que se han reportado que se propagan por este método, se encuentran *Albuca, Chasmanthe, Cooperia, Haemanthus, Hippeastrum, Hymenocallis, Lycoris, Narcissus, Nerine, Pancratium, Scilla, Sprekelia* y *Urceolina.* (*13*)

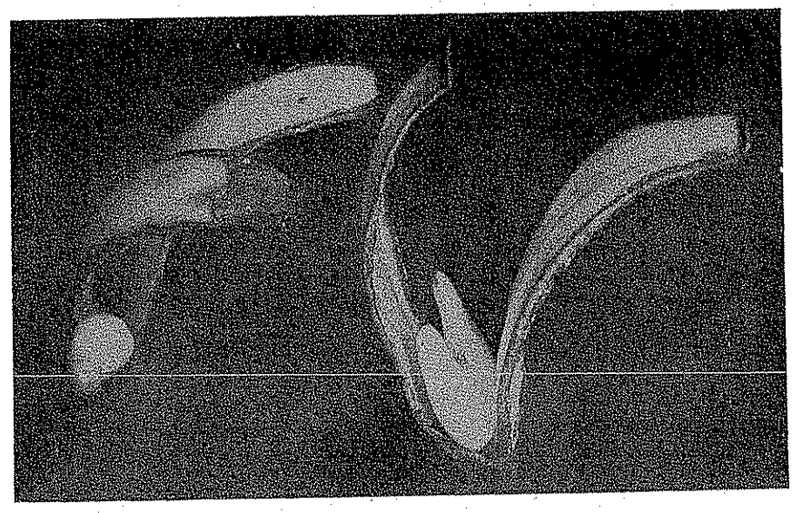


Fig. 15-8 Propagación de escamas dobles de narciso cortada del bulbo entero y mantenidas a 23 °C en vermiculita húmeda durante 2 meses. Tomada de A.R. Rees, *The growth of bulbs,* Academic Press, 1972.

Se corta un bulbo maduro en una serie de 8 a 10 secciones verticales, cada una de ellas con una parte del plato basal. Estas secciones se subdividen pasando la navaja entre cada tercer o cuarto par de anillos concéntricos de escamas hasta cortar el platillo basal. Cada una de estas secciones constituye una estaca de bulbo formada por una sección de plato basal y segmentos de 3 o 4 escamas.

Las estacas de bulbo se plantan verticalmente en un medio de enraice, tal como musgo turboso y arena, enterrándolas hasta que en la superficie sólo asome la punta. La técnica de manejo subsiguiente es la misma que para las estacas foliares ordinarias. Se requiere una temperatura moderadamente templada, algo superior a la que se requiere para bulbos maduros de esa clase. En unas cuantas semanas, del plato basal, entre las escamas, se forman tanto nuevos bulbillos como raíces nuevas. En esta época se les transfiere a cajas de invernadero o al terreno para que continúen su desarrollo.

A una variante de este método se le llama de **escamado doble** (*46, 51*) e implica dividir los bulbos en porciones, conteniendo cada una un par de escamas de bulbo y una porción del plato basal. Esas se conservan en bolsas de plástico con vermiculita húmeda (12 partes de vermiculita × 1 parte de agua), durante 3 a 4 semanas a 21 °C.

Micropropagación por cultivo de tejidos

Muchas especies de bulbo están altamente, adaptadas para las técnicas de micropropagación, utilizando el estímulo de la formación de brotes axilares, la formación de tallos adventicios, la inducción de bulbillos en escamas, o con mucha frecuencia, escapos florales. Estos métodos son en especial valiosos para multiplicar con rapidez nuevas cultivares y para desarrollar, man-

tener y multiplicar el material inicial de material específico probado respecto a virus. Tales métodos se describen en los Caps. 16 y 17.

CORMOS

Definición y estructuras

Un **cormo** es la base hinchada de un vástago de tallo, envuelto por hojas secas de aspecto de escamas. En contraste con el bulbo, que está formado primordialmente por escamas foliares, el cormo es una estructura sólida, de tallo, con nudos y entrenudos bien definidos. La mayor parte del cormo consiste en tejido de reserva formado por células de parénquima. En el cormo maduro, las bases secas de las hojas persisten en cada uno de esos nudos y envuelven el cormo. Esta cubierta, conocida como **túnica**, lo protege de lesiones y contra la pérdida de agua. En el ápice del cormo hay una yema vegetativa terminal, la cual se desarrollará para formar las hojas y el ramo florífero. En cada uno de los nudos se producen yemas axilares.

En un cormo grande, varias de las yemas superiores pueden desarrollarse en ramos florales, pero el crecimiento de aquellas yemas cercanas a la base del cormo es generalmente inhibido. Sin embargo, si algo impide que crezcan las yemas principales, estas yemas laterales pueden producir un brote. (Véanse Figs. 15-9 y 15-10).

En un cormo se producen dos clases de raíces: un sistema radical *fibroso* que se desarrolla de la base del cormo madre y raíces engrosadas, carnosas y *contráctiles* en la base del cormo nuevo. Aparentemente, estas últimas raíces se desarrollan en respuesta a las temperaturas fluctuantes que se registran cerca de la superficie del suelo y con la exposición de las hojas a la luz. A mayores profundidades en el suelo, la fluctuación de la temperatura disminuye. (*29*) Y la contracción cesa una vez que el cormo se encuentra a una profundidad dada.

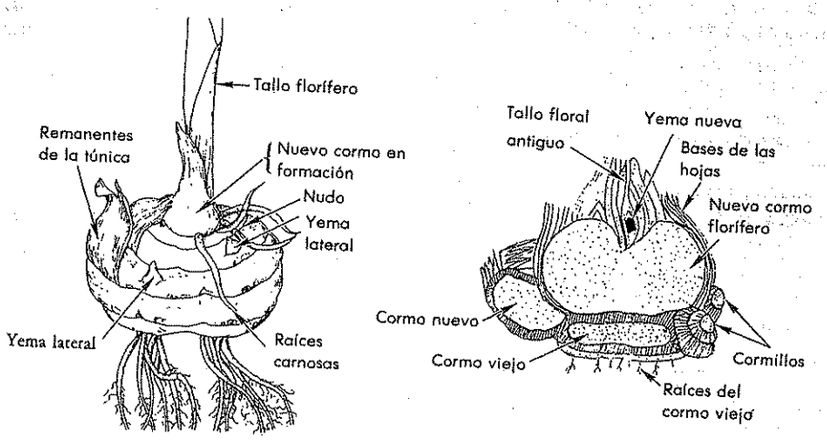


Fig. 15-9 Cormo de gladiolo. *Izquierda:* apariencia externa. *Derecha:* sección longitudinal que muestra la estructura sólida del tallo.

Fig. 15-10 Fases en el desarrollo de cormos de gladiolo en la parte más avanzada de la estación de crecimiento. Los remanentes de la forma plantada originalmente (véase la flecha) son evidentes, justo abajo del cormo de nueva formación. También se han producidos muchos cormillos nuevos, blancos.

Patrón de crecimiento

Los gladiolos y los crocus son plantas cormosas típicas. El gladiolo es una planta de semirrústica a delicada, que en áreas con inviernos crudos se debe almacenar en el invierno y plantarse de nuevo en primavera. En la época de plantación el cormo es una estructura vegetativa. (*24, 44*) De la base del cormo se forman nuevas raíces y una o más de las yemas principian a desarrollar hojas. La diferenciación de la inflorescencia se efectúa en el término de unas cuantas semanas después que la yema principia a crecer. Al mismo tiempo la base del brote axial se engruesa y encima del cormo viejo se empieza a formar un nuevo cormo para el año siguiente. De la base del nuevo cormo se desarrollan estructuras semejantes a raíces que llevan en su ápice cormos en miniatura o **cormillos**. El nuevo cormo sigue agrandándose y el cormo viejo se chupa y se desintegra a medida que su contenido se utiliza para la producción de la flor. Después de la floración, el follaje continúa manufacturando materiales nutrientes, los que son almacenados en el nuevo cormo. Al fin del verano, cuando se seca el follaje, ya hay uno o más nuevos cormos y tal vez un número mayor de cormillos. Los cormos se sacan y se almacenan durante el invierno hasta su plantación en la siguiente primavera.

Propagación

NUEVOS CORMOS

La propagación de plantas cormosas se hace principalmente por medio del incremento natural de nuevos cormos. En los cormos como en los bulbos, la producción floral depende de los ma-

teriales nutrientes almacenados en el cormo en la estación previa, particularmente en el periodo que sigue a la floración. En los gladiolos, las noches frías y los periodos largos de crecimiento son favorables para la producción de cormos muy grandes. La fertilización y las buenas prácticas de manejo durante la floración, tendrán su mayor efecto en las flores del siguiente año. Las plantas se dejan en el terreno hasta 2 meses después que han floreado o hasta que se hiela la parte aérea. Después de extraídas, las plantas se colocan en charolas con fondo de malla o de rejilla arreglado de modo que permita la circulación del aire entre ellos y se curan a temperaturas de alrededor de 32 °C, con humedad relativa de 80 a 85 %. Puede resultar útil la exposición por unas cuantas horas a una temperatura de 35 °C. Así, los nuevos cormos, los cormos viejos, los cormillos y las partes superiores, pueden separarse con facilidad. Los cormos se clasifican de acuerdo con su tamaño, se escogen para eliminar los enfermos, se tratan con un fungicida y se vuelven a colocar a una temperatura de 35 °C durante una semana más. Este proceso suberiza las heridas y ayuda a combatir la infección de *Fusarium*. Después, los cormos se almacenan en cuartos bien ventilados a 5 °C y con humedad relativa de 70 a 80 % para evitar un desecamiento excesivo. También, inmediatamente antes de plantarlos, es recomendable tratarlos con un fungicida adecuado. (*35*)

CORMILLOS

Estos son cormos en miniatura que se desarrollan entre el cormo viejo y los cormos nuevos. Se requiere un crecimiento de uno a dos años para que alcancen un tamaño florífero. Con la plantación superficial de los cormos, a sólo unos cuantos centímetros de profundidad, se logra una mayor producción de cormillos; aumentando la profundidad de siembra, la producción de cormillos disminuye.

Los cormillos se separan del cormo madre y se almacenan durante el invierno para plantarlos en primavera. Los cormillos secos se vuelven muy duros y pueden germinar con lentitud en la primavera siguiente, pero si se les almacena a una temperatura de alrededor de 5 °C en musgo turboso, ligeramente húmedo, se mantendrán henchidos y en buenas condiciones; Remojando los cormillos secos en agua corriente fresca durante 1 o 2 días y manteniéndolos húmedos para plantarlos cuando muestren la primera señal de desarrollo de las raíces, se acelera la iniciación del crecimiento.

Por medio de tratamiento con agua caliente se pueden producir cormillos libres de enfermedades. El tratamiento debe hacerse entre los 2 y 4 meses después de haberlos sacado. Los cormillos se remojan en agua a temperatura ambiente durante 2 días; se colocan luego por 4 h en una solución de 1:200 de formaldehído comercial al 37 % y después se sumergen en un baño de agua a 57 °C durante 30 min. El baño deberá mantenerse a 0.5 °C más o menos, alrededor de esa temperatura. Al término del tratamiento, se enfrían con rapidez los cormillos, se les saca de inmediato y se almacenan a 5 °C en un lugar limpio y bien ventilado.

Los cormillos se plantan en el campo en surcos, a una profundidad de alrededor de 5 cm, en la misma forma en que se siembran semillas grandes. En la primera estación sólo producen un follaje con aspecto de gramínea. El cormillo no aumenta de tamaño, pero produce un nuevo cormo en la base del eje del tallo, en la misma forma descrita para los cormos de tamaño grande. Al final de la primera estación de crecimiento se remueven las camas y los cormos se separan por tamaños. Unos cuantos cormos pueden haber alcanzado tamaño florífero, pero la mayoría necesitará un año más de crecimiento.

En gladiolos, las clases comerciales de los cormos se determinan por el diámetro. Hay siete clases o grados, la más pequeña de 0.9 a 1.2 cm/diá y la mayor de 5 cm o más. (*3*)

DIVISIÓN DEL CORMO

Los cormos grandes pueden dividirse en secciones, reteniendo una yema en cada sección. Cada sección deberá formar un nuevo cormo. Los segmentos se deberán espolvorear con un fungicida debido a las grandes probabilidades de pudrición de las superficies expuestas.

TUBERCULOS

Definición y estructura

Un **tubérculo** es un tipo especial de estructura de tallo modificada, hinchada, que funciona como un órgano de almacenamiento subterráneo (Fig. 15-11). La patata (*Solanum tuberosum*) es un ejemplo notable de una planta productora de tubérculos, al igual que *Caladium*, que se cultiva por su follaje vistoso y la alcachofa de Jerusalem (*Helianthus tuberosus*).

Un tubérculo tiene todas las partes de un tallo típico, pero está muy hinchado. Los ojos presentes en su superficie en un orden regular representan nudos, formado cada uno de ellos por una o más yemas pequeñas subtendidas por una cicatriz foliar. Los nudos están dispuestos en una espiral que comienza en la yema terminal situada en el extremo opuesto a la cicatriz que queda en el lugar que se fija al estolón. La yema terminal es el extremo apical del tubérculo, situado en la parte más alejada (distal) de la corona de la planta. En consecuencia, los tubérculos muestran la misma dominancia apical que cualquier tallo.

Internamente, un tubérculo de patata está formado por células agrandadas de tipo parénquima, que contienen cantidades grandes de almidón. Tiene la misma estructura interna que cualquier tallo con medula, áreas vasculares y corteza.

Patrones de crecimiento

Un tubérculo es un órgano de almacenamiento que se produce en una estación de crecimiento, permanece durmiente durante el invierno y luego funciona para regenerar nuevos brotes en la primavera siguiente. Después de que inicia un nuevo ciclo estacional, los brotes utilizan el alimento almacenado en el tubérculo viejo, que posteriormente se desintegra. (*7, 16, 52*) A medida que se desarrolla el nuevo tallo, se inician en la base raíces adventicias y las yemas laterales crecen horizontalmente en el suelo para producir tallos largos y ahilados (*estolones*), como se muestra en la Fig. 15-12. El alargamiento continuado de los estolones se efectúa con fotoperiodos largos y está asociado con la presencia de auxina y de una concentración elevada de

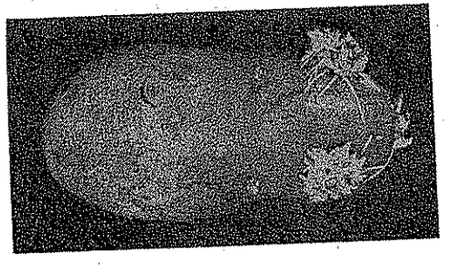


Fig. 15-11 Tubérculo de patata. Obsérvense los ojos (yemas axilares). Aquellos del extremo terminal (distal) están empezando a crecer para formar nuevas ramas, las cuales ya están produciendo raíces adventicias. El extremo basal (proximal) del tubérculo, que estuvo adherido al estolón, se encuentra a la izquierda.

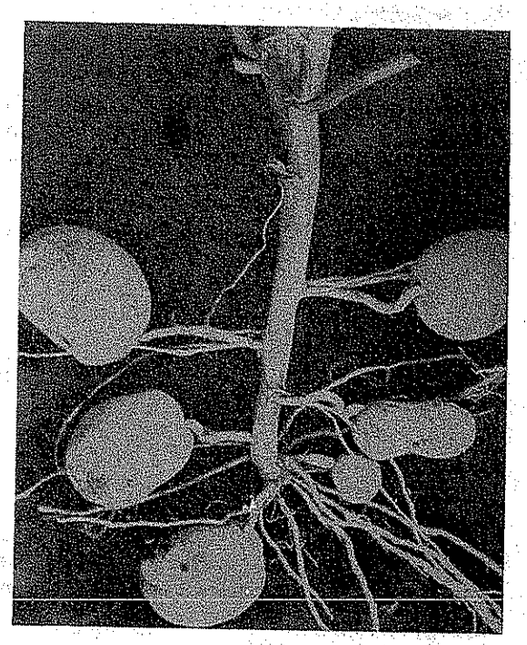


Fig. 15-12 Tubérculos de patata blanca que muestran su desarrollo de estolones que se originan de tejido de tallo. Obsérvese el sistema radical adventicio que se origina del tallo principal de la planta. El tubérculo está fijado al estolón en el extremo morfológicamente basal (proximal) del mismo.

giberelina. La tuberización se inicia con la inhibición del crecimiento terminal y la iniciación del agrandamiento y división de las células en la región subapical de los estolones. Este proceso está asociado con la ocurrencia de días de longitud corta o intermedia, reducción de la temperatura (en especial en la noche), alta intensidad luminosa, contenido bajo de minerales y una reducción en el contenido de giberelina de la planta.

La tuberización es causada por la producción de una sustancia inductora de tubérculos que se produce en las hojas y en el tubérculo madre. (*43*) Al parecer es necesario que la punta del estolón haya alcanzado una edad fisiológica específica. El agrandamiento de los tubérculos depende de la continuidad de una provisión adecuada de fotosintatos. Las condiciones que favorecen el crecimiento rápido y exhuberante de la parte aérea de la planta, como una abundancia de nitrógeno o temperaturas elevadas, no son conducentes a la formación de tubérculos. (*37*) En el otoño, la parte aérea de la planta muere y se sacan los tubérculos. En ese tiempo, las yemas de los tubérculos de la patata están en reposo durante 6 a 8 semanas. Para que broten, esa condición debe desaparecer.

Propagación

DIVISION

La propagación de los tubérculos puede hacerse ya sea plantando el tubérculo entero o cortándolo en secciones, cada una de ellas con una o más yemas u "ojos". A estas pequeñas porciones de tubérculos que se van a usar en la propagación de la patata, comúnmente se les llama

"semilla". Para que una porción de tubérculo proporcione suficiente alimento almacenado para el establecimiento de una nueva planta debe pesar de 28 a 56 g.

La división de los tubérculos se hace poco antes de la plantación usando una navaja bien afilada. Las porciones cortadas deben almacenarse a temperaturas cálidas (20 °C) y con humedad relativamente elevada (90%) durante 2 ó 3 días antes de plantarlos. Durante este tiempo, las superficies cortadas cicatrizan (**suberización**) y la porción de semilla está protegida en forma efectiva contra la desecación y la pudrición. Antes de cortar los tubérculos, es aconsejable tratarlos para controlar la *Rhizoctonia* y la roña o sarna. (*37*) En florida, se producen comercialmente tubérculos de caladium. (*50*) Los tubérculos se cortan en secciones, de ordinario con dos yemas cada una. Estas secciones se plantan en surcos separados entre sí de 45 a 60 cm, a una profundidad de 7.6 a 9 cm y a una distancia de 9 a 15 cm en el surco. La cosecha se inicia en noviembre. Después de la cosecha, los tubérculos se secan en galpones abiertos durante 6 semanas, o artificialmente durante 48 h. El almacenamiento posterior debe hacerse a más de 16 °C.

BULBOS (TUBERCULOS) AEREOS

Begonia evansiana y la papa caribe (*Dioscorea batatas*) producen en las axilas de las hojas pequeños bulbos, llamados a veces también **tubérculos aéreos.** Estos se pueden recoger en el otoño, almacenarse durante el invierno y plantarse en primavera. (*13*) Los días cortos inducen la tuberización. (*43*)

RAICES Y TALLOS TUBEROSOS

Definición y estructura

La clase de raíces y tallos tuberosos comprende varios tipos de estructuras con crecimientos tuberosos engrosados que funcionan como órganos de almacenamiento. Botánicamente difieren de los tubérculos verdaderos, aunque en el uso hortícola a veces se aplica a todos ellos el término "tubérculo".

Raíces tuberosas. Varias especies herbáceas perennes producen raíces secundarias con grandes engrosamientos. Ejemplos típicos de ellas son la batata (camote) (*Ipomoea batatus*) (Figs. 15-13 y 15-14) y *Dahlia* (Figs. 15-13 y 15-15). La estructura interna y externa de esos engrosamientos es aquella de las raíces. No hay presentes nudos o entrenudos y las yemas sólo se producen en el extremo de la corona o tallo (*proximal*); las raíces fibrosas, por lo general sólo se producen en el extremo opuesto (*distal*). La polaridad es inversa a la de un tubérculo verdadero.

Tallos tuberosos. Los **tallos tuberosos** son producidos por el engrosamiento de la porción hipocotílica de la planta procedente de semilla, pero puede incluir los primeros nudos de epicótilo y la sección superior de la raíz primaria. (*22, 28, 47*) Como plantas típicas que presentan esta estructura se encuentra a la begonia tuberosa (*Begonia X tuberhybrida*) y al ciclamen (*Cyclamen persicum*). Estas estructuras tienen una orientación vertical, produciendo una o más yemas vegetativas en el extremo superior o corona. En la parte basal de la estructura producen raíces fibrosas.

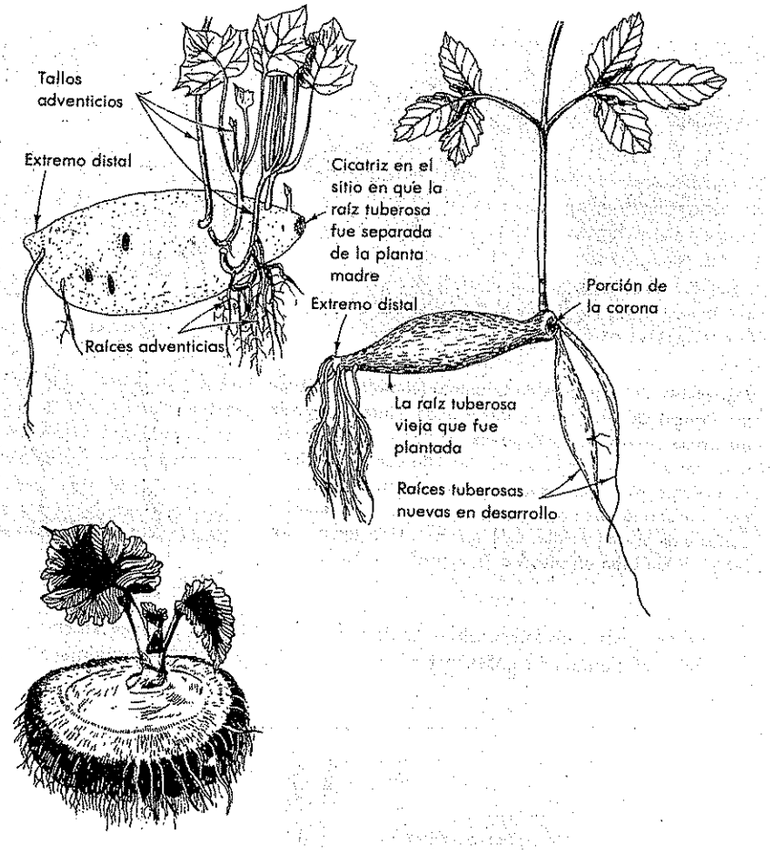


Fig. 15-13 Tipos de raíces y tallos tuberosos. *Arriba, izquierda:* batata (camote) mostrando tallos adventicios. *Arriba, derecha:* Dalia durante los primeros periodos de crecimiento. La porción de raíz vieja se desintegrará al producir la nueva planta. Las raíces nuevas pueden usarse para propagación. *Abajo, izquierda:* Begonia tuberosa, mostrando su orientación vertical. Este tipo continúa engrosando cada año.

Patrón de crecimiento

Las raíces tuberosas son bienales; se producen en una estación, después de la cual se quedan durmientes al morir el brote herbáceo. Funcionan como órganos de almacenamiento que permite a la planta sobrevivir al periodo de reposo. En la primavera siguiente, las yemas de la corona producen nuevos brotes, los cuales durante su crecimiento inicial utilizan el material alimenticio procedente de la raíz vieja. Luego, la raíz vieja se desintegra y se producen nuevas raíces tuberosas que a su vez mantienen a la planta durante el siguiente periodo de reposo. (*16, 33, 40*)

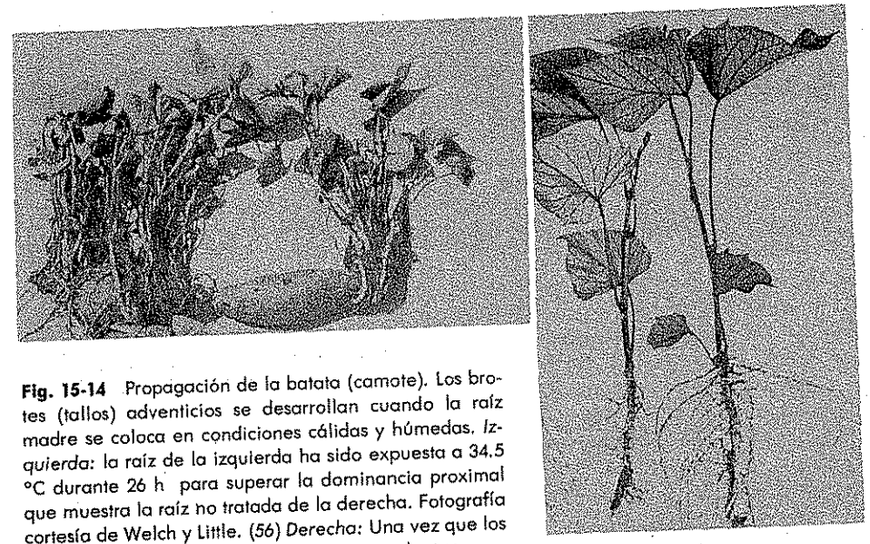


Fig. 15-14 Propagación de la batata (camote). Los brotes (tallos) adventicios se desarrollan cuando la raíz madre se coloca en condiciones cálidas y húmedas. *Izquierda:* la raíz de la izquierda ha sido expuesta a 34.5 °C durante 26 h para superar la dominancia proximal que muestra la raíz no tratada de la derecha. Fotografía cortesía de Welch y Little. (*56*) *Derecha:* Una vez que los brotes están bien enraizados se separan y plantan.

Por otra parte, los tallos tuberosos de la begonia tuberosa y del ciclamen son perennes y continúan creciendo para ensancharse lateralmente cada año. (*22*) Normalmente estas especies

Fig. 15-15 Propagación de *Dalia*. Para producir una nueva planta, cada raíz tuberosa individual debe llevar una sección de corona que tenga una yema de tallo, como lo muestra la raíz separada de la izquierda.

se propagan por semilla, pero se puede extraer el "tubérculo", almacenarse y usarlo para la propagación anual durante varios años.

Propagación

DIVISIÓN

El método usual de propagación de raíces tuberosas es dividir la corona en tal forma que cada sección lleve una yema de tallo. La dalia, por ejemplo, se saca con su racimo de raíces intacto, se seca durante unos días y se almacena a temperaturas de 4 a 10 °C en serrín o vermiculita. El almacenamiento sin cubrir puede conducir a la desecación. El racimo de raíces se divide a fines del invierno o poco tiempo antes de plantar. En condiciones cálidas y húmedas las yemas empiezan a crecer y los tubérculos se pueden dividir, asegurándose que cada sección lleve una yema.

Los tallos tuberosos de las begonias tuberosas pueden dividirse poco después de que se inicie el crecimiento en primavera en tanto cada sección tenga una yema. Para combatir la pudrición, la superficie cortada debe espolvorearse con un fungicida y cada sección se debe dejar secar varios días después de cortarla y antes de colocarla en un medio húmedo.

TALLOS ADVENTICIOS

Las raíces carnosas de algunas especies, como la batata, tienen capacidad para producir brotes si se les coloca en las condiciones adecuadas. Las raíces se colocan en arena en tal forma que no se toquen entre sí y se cubren a una profundidad de unos 5 cm. La cama se mantiene húmeda. La temperatura debe ser de unos 27 °C al principio y de 21 a 24 °C después que se ha iniciado el brote. A medida que los nuevos brotes o pies salen a través de la cubierta, se agrega más arena, de manera que finalmente los tallos tendrán una cubierta de 10 a 12.5 cm. En la base de esos tallos adventicios se forman raíces. Una vez que los pies están bien enraizados, se les separa de la planta madre y se trasplantan. (*37*) Si las raíces de batata se cortan en mitades y las partes se someten a 43 °C durante unas 26 h, aumenta la producción de pies. Con este procedimiento se supera la dominancia apical y también se controlan nematodos y enfermedades fungosas. (*56*) (Véase Fig. 15-14.) En ciertas cultivares de batata este procedimiento puede modificarse dividiendo las raíces tuberosas en porciones de 20 a 25 g, y antes de plantarlas se tratan con un fungicida y se les somete a un tratamiento de prebrotación durante 4 semanas a 26.5 °C con 90% de humedad relativa. (*8*)

El ciclamen puede ser multiplicado vegetativamente cortando el tercio superior del tallo tuberoso y rayando la superficie en cuadros de 1 cm^2. Se desarrollan brotes adventicios (12 a 13 por tubérculo) y se pueden usar en la propagación. (*42*)

ESTACAS FOLIOSAS

En plantas de este grupo, como las dalias o las begonias tuberosas, la propagación vegetativa a menudo es más satisfactoria usando estacas de tallo, de hoja o de hoja con yema. La estacas forman raíces en sus bases. Este proceso puede estimularse si las estacas de tallo incluyen inicialmente una pequeña porción de la raíz o tallo carnoso. En la propagación de batatas, también pueden usarse estacas de las guías de los cultivos establecidos.

RIZOMAS

Estructura

Un **rizoma** es una estructura de tallo especializada en la cual el eje principal de la planta crece horizontalmente, justo abajo o sobre la superficie del suelo. Varias plantas de importancia económica como el bambú, la caña de azúcar, el bananero y muchas gramíneas forrajeras, así como diversas ornamentales, como los *Iris* rizomatosos y el lirio del valle tienen rizomas. La mayor parte de ellas son monocotiledóneas, aunque una cuantas dicotiledóneas, como el arándano azul de mata baja (*Vaccinium angustifolium*) tienen tallos subterráneos análogos que se clasifican como rizomas. La mayor parte de los helechos y de los grupos de plantas inferiores tienen rizomas o estructuras semejantes a éstos.

En la Fig. 15-16 se muestran las características estructurales de un rizoma. (*60*) El tallo aparece segmentado debido a que está compuesto por nudos y entrenudos. En cada nudo se inserta una *vaina* de aspecto foliar; envuelve al tallo y al expandirse forma el follaje de la planta. Cuando las hojas y las vainas se desintegran, dejan una cicatriz en el punto de inserción, identificando al nudo y dando una apariencia segmentada. En las cercanías del nudo se desarrollan raíces adventicias y puntos de crecimiento lateral. Los brotes erectos, aéreos, que crecen sobre el nivel del suelo así como los tallos floríferos (*culmos*) se producen, ya sea terminalmente en la punta de rizoma o a partir de ramas laterales.

Se encuentran dos tipos generales de rizomas. (*38*) El primero (**paquimorfo**), se ilustra con el de *Iris* en la Fig. 15-17 y el gengibre en la Fig. 15-18. Este rizoma es grueso, carnoso y acortado con relación a su longitud. Se ve como un macollo de muchas ramas formado por secciones individuales cortas. Es determinado; esto es, cada macollo termina en un tallo florífero y el crecimiento continúa sólo de ramas laterales. El rizoma tiende a quedar orientado horizontalmente saliendo las raíces de su cara inferior.

El segundo tipo (**leptomorfo**), se ilustra con el lirio del valle en la Fig. 15-16. El rizoma es delgado con entrenudos largos. Es indeterminado; esto es, crece continuamente en longitud en el ápice terminal y por ramificación lateral. El tallo es simétrico y tiene yemas laterales en la mayoría de los nudos, los cuales casi todos quedan durmientes. Este tipo no produce un macollo sino que se extiende con amplitud sobre un área.

Existen tipos intermedios entre los mencionados a los cuales se les denomina **mesomorfos.** (*38*)

Patrón de crecimiento

Los rizomas crecen por alargamiento de los puntos de crecimiento producidos en el extremo terminal y en las ramas laterales. Su longitud aumenta también por el crecimiento en los meristemas intercalares situados en la parte inferior de los entrenudos. A medida que la planta continúa su crecimiento y la parte más vieja muere, las diversas ramas que se originan de una planta pueden finalmente quedar separadas para formar plantas individuales de un solo clon.

Los rizomas muestran estados consecutivos de crecimiento vegetativo y reproducción, pero los ciclos de desarrollo difieren algo en los dos tipos descritos. En el rizoma paquimorfo del *Iris* (Fig. 15-17) un ciclo de crecimiento principia en una sección florífera con la iniciación y crecimiento de una rama lateral. El tallo florífero muere, pero esas nuevas ramas laterales producen hojas y crecen vegetativamente durante el resto de la estación. El crecimiento continuado de

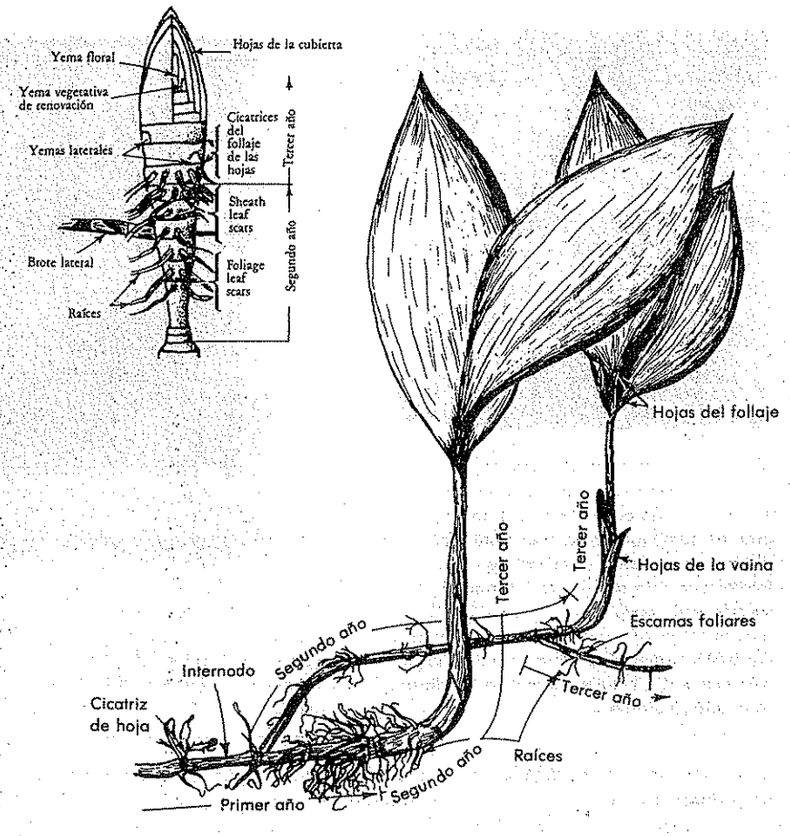


Fig. 15-16 Estructura y ciclo de desarrollo del lirio del valle (*Convallaria majalis*). *Derecha:* sección de rizoma como aparece al fin de la primavera o al principio del verano con ramas de 1, 2 y 3 años de edad. Una nueva rama del rizoma se empieza a alargar al comienzo de la primavera y termina en el otoño en una yema de brote vegetativo. En la primavera siguiente las hojas de la yema se abren, las materias nutrientes producidas por fotosíntesis en las hojas se acumulan en el rizoma. El crecimiento en la segunda estación es de nuevo vegetativo. A principio de la tercera estación se empieza a formar una yema floral y al mismo tiempo se forma un meristema vegetativo en la axila de la última hoja. *Arriba, izquierda:* sección de una rama de 3 años de edad mostrando la yema floral terminal y la yema del brote lateral encerrado en cubierta de hojas. Esta sección se llama a veces **corona** y se fuerza para que florée en primavera. Al principio de la primavera el brote floral se expande, florece y luego muere, iniciando la yema de brote vegetativo un nuevo ciclo de desarrollo. Reproducido de Zweede. (*60*)

un tallo subterráneo, el almacenamiento de alimentos y la producción de una buena yema floral al terminar el periodo vegetativo, dependen de la fotosíntesis. En consecuencia, en ese periodo no se deben remover hojas. En la primavera siguiente se produce un tallo florífero y no

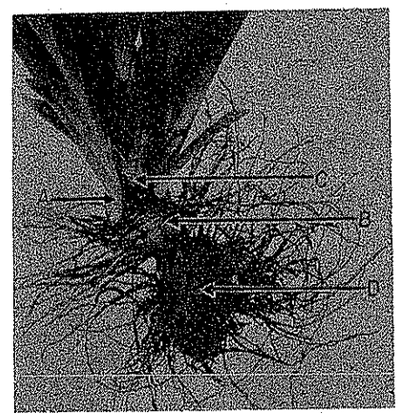


Fig. 15-17 Estructura de una planta de iris (de tipo rizomatoso), según aparece en la época de su floración. Una sección vieja de 2 años de edad que floreó el año anterior y que ahora está muriendo se muestra en D. La rama lateral que sale de ella está formada por la sección vegetativa de 1 año de edad (B); ramas vegetativas laterales de la estación en curso (A); y rama florífera terminal de la estación actual (C). El tallo vegetativo (A) florecerá el año siguiente.

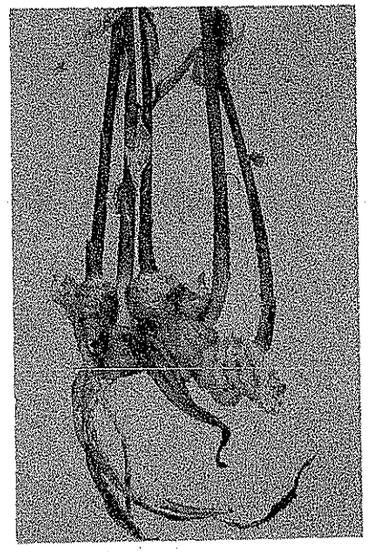


Fig. 15-18 Rizoma tuberoso de la planta de jenjibre tropical (*Zingiber officinale*). Se propaga con facilidad por división del grueso rizoma, el cual es la fuente del jenjibre comercial.

puede efectuarse más crecimiento terminal. En general, las plantas con esta estructura florean en primavera y crecen vegetativamente durante el verano y el otoño.

Como regla general, las plantas con hábito leptomorfo (con excepciones) crecen en forma vegetativa al principio de la estación de desarrollo y florecen más tarde en el mismo periodo. La longitud del tiempo en que un rizoma individual permanece vegetativo varía en las diferentes especies de plantas. Por ejemplo, una rama individual del lirio del valle en la Fig. 15-16 dura 3 años en estado vegetativo antes que se forme una yema florífera. Algunas especies de bambúes permanecen vegetativas por muchos años, cambiando luego abruptamente y toda la planta produce flores.

En algunas plantas rizomatosas, como en el arándolo azul, el desarrollo de rizoma se incrementa por medio de las temperaturas elevadas y un fotoperiodo largo, estando correlacionado con un crecimiento vigoroso de la parte aérea. (*30*)

Propagación

DIVISIÓN DE MACOLLOS Y RIZOMAS

La división es el procedimiento ordinario para propagar plantas que tienen una estructura rizomatosa, pero dicho procedimiento puede variar algo en los dos tipos. En rizomas paquimorfos,

se cortan en secciones individuales (o culmos) en su punto de unión con el rizoma, se recorta la parte aérea y la sección obtenida se trasplanta a un nuevo lugar. Los rizomas leptomorfos pueden en realidad manejarse en la misma forma, removiendo del rizoma un solo brote lateral y trasplantándolo. La punta del rizoma del lirio del valle que porta una yema florífera denominada "corona" (véase Fig. 15-16) se remueve junto con la sección inferior enraizada y se trasplanta.

En general, la división se efectúa al comienzo del periodo de crecimiento (como al inicio de la primavera) o casi al final del mismo (esto es, a fines del verano o en otoño).

La propagación se efectúa cortando el rizoma en secciones, asegurándose de que cada una de ellas tiene cuando menos una yema lateral u "ojo", siendo en esencia una estaca de tallo. Los bananeros, por ejemplo, se propagan en esta forma. Este método general sirve bien para rizomas leptomorfos en los cuales en la mayoría de los nudos se presenta un punto de crecimiento lateral durmiente. Los rizomas se cortan o se dividen en secciones y de los nudos se desarrollan nuevos tallos y raíces adventicias. En el caso de las gramíneas para prados y pistas que producen rizomas, se cortan secciones de los mismos y se trasplantan los pedazos individuales. Con este método pueden establecerse con facilidad plantas nuevas.

ESTACAS DE CULMOS

En plantas grandes productoras de rizomas como en los bambúes, el tallo aéreo o culmo puede usarse para estacas. Esas estacas pueden consistir en culmos enteros, en cuyo caso todo el brote aéreo se coloca horizontalmente en un surco o zanja. Nuevas ramas aparecen en los nudos. Un procedimiento alterno más común es cortar el tallo en secciones de 3 a 4 nudos y colocarlas verticalmente en el terreno como se hace con una estaca ordinaria de tallo.

SEUDOBULBOS

Definición y estructuras

Un **seudobulbo,** (literalmente un "falso bulbo") es una estructura especializada de almacenamiento, que consiste en una sección engrosada, carnosa de tallo, formada por uno o varios nudos, producida por muchas especies de orquídeas (véase Fig. 15-19). En general, la apariencia de los seudobulbos varía con las diferentes especies de orquídeas, siendo estas diferencias lo suficientemente características como para ayudar en la identificación de especies.

Patrón de crecimiento

Estos seudobulbos salen durante la estación de crecimiento en brotes verticales que se desarrollan lateral o terminalmente del rizoma horizontal. Las hojas y flores se forman, ya sea en el extremo terminal o en la base del seudobulbo, dependiendo de la especie. Durante el periodo de crecimiento acumulan reserva de nutrientes y agua y ayudan a la planta a subsistir durante el periodo subsiguiente de reposo.

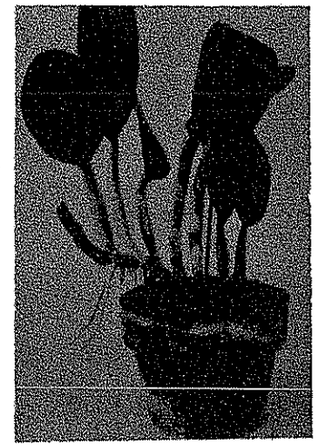


Fig. 15-19 Orquídea *Cattleya*, mostrando la estructura de rizoma y seudobulbos erectos y alargados como parte basal de los tallos.

Propagación

HIJUELOS

En unas cuantas orquídeas, como en las especies *Dendrobium,* el seudobulbo es largo y articulado, estando formado por muchos nudos en los cuales se desarrollan hijuelos. De la base de estos hijuelos se desarrollan raíces. Los hijuelos enraizados se cortan de la planta madre y se colocan en macetas.

DIVISIÓN

Las especies de orquídeas de mayor importancia comercial, tales como *Cattleya, Laelia, Miltonia* y *Odontoglossum,* pueden propagarse por división del rizoma en secciones, dependiendo el procedimiento exacto de la clase de orquídea en particular. La división se hace durante el periodo de reposo, de preferencia justo antes que se inicie un nuevo periodo de crecimiento. Con una navaja afilada se corta el rizoma a distancia suficiente del extremo terminal como para incluir en la nueva sección de 4 a 5 seudobulbos, dejando la sección vieja del rizoma con cierto número de seudobulbos viejos o "bulbos traseros", de los cuales se han caído las hojas. La sección se coloca en macetas y de la base de los bulbos y en los nudos empiezan en ellas en seguida el crecimiento. Removiendo de la parte vieja las partes nuevas del rizoma, se estimulan nuevos crecimientos. Estas nuevas partes crecen durante una estación y pueden removerse el año siguiente.

Un procedimiento alternativo es hacer cortes parciales en el rizoma y dejarlos por 1 año. En esta forma se originan nuevos crecimientos que después se pueden remover y ponerse en maceta.

BULBOS TRASEROS Y BULBOS VERDES

Los **bulbos traseros** (es decir, aquellos sin follaje) se usan comúnmente para propagar clones de *Cymbidium.* Estos bulbos se remueven de la planta, la superficie cortada se pinta con algún

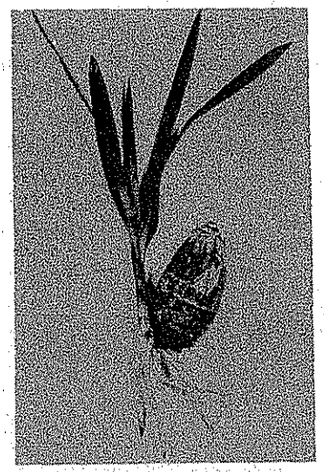


Fig. 15-20 "Bulbo trasero" de una orquídea *Cymbidium* que fue removido de la planta madre y colocado en un medio de enraizamiento, habiéndose desarrollado el brote que aquí se muestra. Este brote ahora está listo para ser separado y colocarlo en maceta. Cuando se hace esto, debe aparecer un segundo brote. Cortesía de A. Kofranek.

compuesto para injertos y se colocan en un medio de enraice para que se formen nuevos brotes. Cuando han alcanzado la fase que se muestra en la Fig. 15-20 se puede separar el brote del bulbo y poner en maceta. Este bulbo trasero puede volverse a propagar formándose de él un segundo brote.

En la propagación de *Cymbidium* también se pueden usar **bulbos verdes** (es decir, aquellos que tienen hojas). Se ha demostrado que el tratamiento con ácido indolbutírico, ya sea por remojo o untándoles como pasta, es benéfico. (*31*)

BIBLIOGRAFIA

1. Allen, R. C. 1937. Factors affecting the growth of tulips and narcissi in relation to garden practice. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 35:825–29.
2. Amano, N., and K. Tsutsui. 1980. Propagation of hyacinth by hot water treatment. *Acta Hort.* 109:279–87.
3. Amer. Assoc. Nurserymen, Inc., Comm. on Hort. Stand. 1980. *American standard for nursery stock.* Washington, D.C.: Amer. Assoc. Nurs., Inc.
4. Baker, K. F., and P. A. Chandler. 1957. Development and maintenance of healthy planting stock. Sect. 13 in *Calif. Agr. Exp. Sta. Man. 23.*
5. Ball, V., ed. 1972. *The Ball red book.* (12th ed.) Chicago: Geo. J. Ball, Inc.
6. Blaney, L. T., and A. N. Roberts. 1966. Growth and development of the Easter lily bulb *Lilium longiflorum* Thunb. 'Croft'. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 89:643–50.
7. Booth, A. 1963. The role of growth substances in the development of stolons. In *The growth of the potato,* J. D. Ivins and F. L. Milthorpe, eds. London: Butterworth, pp. 99–113.
8. Bouwkamp, J. C., and L. D. Scott. 1972. Production of sweet potatoes from root pieces. *HortScience* 7(3):271–72.

9. Crossley, J. H. 1957. Hyacinth culture; narcissus culture; tulip culture. *Handbook on bulb growing and forcing.* Northwest Bulb Growers Assoc., pp. 79–84, 99–104, 139–44.
10. Curtis, A. H. 1938. Growth studies of King Alfred narcissus bulbs. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 36:781–82.
11. De Hertogh, A. A., A. N. Roberts, N. W. Stuart, R. W. Langhans, P. G. Linderman, R. H. Lawson, H. F. Wilkins, and D. C. Kiplinger. 1971. A guide to terminology for the Easter lily. *HortScience* 6:121–23.
12. De Hertogh, A. A., and N. Blakely. 1972. The influence of temperature and storage time on growth of basal roots of nonprecooled and precooled bulbs of *Lilium longiflorum* Thunb. cv. 'Ace'. *HortScience* 74:409–10.
13. Everett, T. H. 1954. *The American gardener's book of bulbs.* New York: Random House.
14. Genders, R. 1973. *Bulbs.* New York: Bobbs-Merrill.
15. Gould, C. J. 1953. Blights of lilies and tulips. *Plant Diseases: USDA yearbook of agriculture.* Washington, D.C.: U.S. Govt. Printing Office, pp. 611–16.
16. Gregory, L. E. 1965. Physiology of tuberization in plants (tubers and tuberous roots). In *Encyclopedia of Plant Physiology,* vol. 15 Berlin: Springer-Verlag, pp. 1328–54.
17. Griffiths, D. 1922. The production of tulip bulbs. *USDA Bul. 1082.*
18. ——. 1930. Daffodils. *USDA Cir. 122.*
19. ——. 1930. The production of hyacinth bulbs. *USDA Cir. 112.*
20. ——. 1930. The production of lily bulbs. *USDA Cir. 102.*
21. ——. 1932. Artificial propagation of the lily. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 29:519–21.
22. Haegeman, J. 1979. *Tuberous begonias.* A. R. Gantner Verlag K.-G., FL–9490 Vaduz.
23. Harrison, A. D. 1964. Bulb and corm production. London: *Bul. 62, Minist. Agr., Fish. and Foods,* pp. 1–84.
24. Hartsema, A. M. 1937. Periodieke ontwikkeling van *Gladiolus hybridum* var. Vesuvius. *Verh. Koninkl. Ned. Akad. van Wet.* 36(3):1–34.
25. ——. 1961. Influence of temperatures on flower formation and flowering of bulbous and tuberous plants. In *Encyclopedia of Plant Physiology,* vol. 16. Berlin: Springer-Verlag, pp. 123–67.
26. Heath, O. V., and M. Holdsworth. 1948. Morphologenic factors as exemplified by the onion plant. *Symposia for the Soc. Exp. Biol.* II:326–50.
27. Huisman, E., and A. M. Hartsema. 1933. De periodieke ontwikkeling van *Narcissus pseudonarcissus* L. *Meded. Landbouwhoogesch., Wageningen,* DL. 37 (Meded. No. 38, Lab. v. Plantenphys. onderz., Wageningen).
28. Jacobi, E. F. 1950. *Plantkunde voor tuinbouwscholen.* Zwolle, The Netherlands: W. E. J. Tjeenk Willink.
29. Jacoby, B., and A. H. Halevy. 1970. Participation of light and temperature fluctuations in the induction of contractile roots of gladiolus. *Bot. Gaz.* 131(1):74–77.
30. Kender, W. J. 1967. Rhizome development in the lowbush blueberry as influenced by temperature and photoperiod. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 90:144–48.
31. Kofranek, A. M., and G. Barstow. 1955. The use of rooting substances in *Cymbidium* green bulb propagation. *Amer. Orch. Soc. Bul.* 24(11):751–53.
32. Langhans, R. W., and T. C. Weiler. 1968. Vernalization in Easter lilies. *HortScience* 3:280–82.

33. Lewis, C. A. 1951. Some effects of daylength on tuberization, flowering, and vegetative growth of tuberous-rooted begonias. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 57:376–78.

34. Lin, P. C., and A. N. Roberts. 1970. Scale function in growth and flowering of *Lilium longiflorum,* Thunb. 'Nellie White'. *Jour. Amer. Soc. Hort. Sci.* 95(5):559–61.

35. Magie, R. O. 1953. Some fungi that attack gladioli. *Plant Diseases: USDA yearbook of agriculture.* Washington, D.C.: U.S. Govt. Printing Office, pp. 601–7.

36. Mann, L. K. 1952. Anatomy of the garlic bulb and factors affecting bulb development. *Hilgardia* 21:195–251.

37. MacGillivray, J. H. 1953. *Vegetable production.* New York: Blakiston.

38. McClure, F. A. 1966. *The bamboos: A fresh perspective.* Cambridge, Mass.: Harvard University Press.

39. McRae, E. A. 1978. Commercial propagation of lilies. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 28:166–69.

40. Moser, B. C., and C. E. Hess. 1968. The physiology of tuberous root development in dahlia. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 93:595–603.

41. Mulder, R., and I. Luyten. 1928. De periodieke ontwikkeling van der Darwin tulip. *Verh. Koninkl. Ned. Akad. van Wet.* 26:1–64.

42. Nakayama, M. 1980. Vegetative propagation of cyclamen by notching of tuber. II. Effect of scooping size and notching size on the regeneration of cyclamen tuber. *Jour. Japan. Soc. Hort. Sci.* 49(2):228–34.

43. Nitsch, J. P. 1971. Perennation through seeds and other structures. In *Plant physiology,* vol. 6A, F. C. Steward, ed. New York: Academic Press, pp. 413–79.

44. Pfieffer, N. E. 1931. A morphological study of *Gladiolus. Contrib. Boyce Thomp. Inst.* 3:173–95.

45. Rees, A. R. 1972. *The growth of bulbs.* New York: Academic Press.

46. Rees, A. R., and G. R. Hanks. 1980. The twin-scaling technique for narcissus propagation. *Acta Hort.* 109:211–16.

47. Reinders, E., and R. Prakken. 1964. *Leerboek der Plantkunde.* Amsterdam: Scheltema & Holkema N. V.

48. Roberts, A. N., and L. T. Blaney. 1957. Easter lilies: Culture. *Handbook on bulb growing and forcing.* Northwest Bulb Growers Assoc., pp. 35–43.

49. Rockwell, F. F., E. C. Grayson, and J. de Graaf. 1961. *The complete book of lilies.* Garden City, N.Y.: Doubleday.

50. Sheehan, T. J. 1955. Caladium production in Florida. *Fla. Agr. Ext. Circ. 128.*

51. Skelmersdale, L. 1978. Propagation of bulbous and bulbous-like plants. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 28:209–15.

52. Slater, J. W. 1963. Mechanisms of tuber initiation. In *The growth of the potato,* J. D. Ivins and F. L. Milthorpe, eds. London: Butterworth, pp. 114–20.

53. Stuart, N. W. 1954. Moisture content of packing medium, temperature and duration of storage as factors in forcing lily bulbs. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 63:488–94.

54. Wang, S. Y., and A. N. Roberts. 1970. Physiology of dormancy in *Lilium longiflorum* Thunb. 'Ace'. *Jour. Amer. Soc. Hort. Sci.* 95(5):554–58.

55. Weiler, T. C., and R. W. Langhans. 1972. Growth and flowering responses of *Lilium longiflorum* Thunb. 'Ace' to different day lengths. *Jour. Amer. Soc. Hort. Sci.* 97(2):176–77.

56. Welch, N. C., and T. M. Little. 1967. Heat treatment and cutting for increased sweet potato slip production. *Calif. Agr.* 21(5):4–5.

57. Went, F. W. 1948. Thermoperiodicity. In *Vernalization and photoperiodism,* A. E. Murneck and R. O. Whyte, eds. Waltham, Mass.: Chronica Botanica.

58. Wilson, K., and J. N. Honey. 1966. Root contraction in *Hyacinthus orientalis. Ann. Bot.* 30:47–61.

59. Woodcock, H. B. D., and H. T. Stearn. 1950. *Lilies of the world.* New York: Scribner's.

60. Zweede, A. K. 1930. De periodieke ontwikkeling van *Convallaria majalis. Verh. Koninkl. Ned. Akad. van Wet.* 27:1–72.

LECTURAS COMPLEMENTARIAS

Crockett, J. V. 1971. *Bulbs.* New York: Time-Life Books.

Daffodil handbook. 1966. *American Horticultural Magazine* 45 (1):227.

Everett, T. H. 1954. *The American gardener's book of bulbs.* New York: Random House.

Genders, R. 1973. *Bulbs, a complete handbook.* New York: The Bobbs-Merrill Company.

Gould, C. J. 1959. The flower bulb industry. *Wash. Agr. Exp. Sta. Cir. 318,* pp. 1–59.

Harrison, A. D. 1964. Bulb and corm production. London: *Ministry of Agriculture, Fisheries, and Food Bul. No. 62,* pp. 1–84.

Hartsema, A. M. 1961. Influence of temperatures on flower formation and flowering of bulbous and tuberous plants. In *Encyclopedia of plant physiology,* Vol. 16, W. Ruhland, ed. Berlin: Springer-Verlag, pp. 123–67.

Ivins, J. D., and F. L. Milthorpe, eds. 1963. *The growth of the potato.* London: Butterworth & Co., Ltd.

Kiplinger, D. C., and R. W. Langhans, eds. 1967. *Easter lilies, the culture, diseases, insects and economics of Easter lilies.* Columbus: Ohio State Univ.; and Ithaca, N.Y.: Cornell Univ.

N. A. Gladiolus Council. 1972. *The world of the gladiolus.* Edgewood, Md.: Edgewood Press.

Rees, A. R. 1972. *The growth of bulbs.* London: Academic Press.

———. 1966. The physiology of ornamental bulbous plants. *Bot. Rev.* 32:1–22.

Third international symposium on flower bulbs. 1980. *Acta Hort.* 109:1–533.

16

Principios de Cultivo de Tejidos para Micropropagación

La **micropropagación** consiste en producir plantas a partir de porciones muy pequeñas de ellas, de tejidos o células cultivadas asépticamente en un tubo de ensaye o en otro recipiente en que se puedan controlar estrictamente las condiciones de ambiente y la nutrición. La capacidad de ciertos tejidos vegetales, como el callo y las suspensiones de células, así como aquella de varios órganos de plantas tales como tallos, flores, raíces y embriones de crecer de manera más o menos indefinida, se ha utilizado durante muchas décadas en los laboratorios científicos como un instrumento de investigación por genetistas, botánicos y fitopatólogos. A estos métodos se les ha llamado colectivamente **cultivo de tejidos**, una expresión que en ocasiones se usa como sinónimo de micropropagación. Los procedimientos de cultivo de tejidos utilizan un **sistema de producción in vitro** que requiere instalaciones de tipo laboratorio y técnicas asépticas similares a las empleadas para cultivar hongos, bacterias y otros microorganismos.

HISTORIA

Cultivo de tejidos

El establecimiento de los principios biológicos del cultivo de órganos y tejidos ha sido acreditado al alemán Haberlandt, fisiólogo vegetal, quien los enunció por primera vez en 1902. (*45*) Para 1934, P. R. White (*164*) pudo cultivar raíces de tomate continuamente *in vitro* proporcionándoles extracto de levadura. Los ingredientes esenciales resultaron ser algunas vitaminas B, en especial la B_1 (tiamina). En 1939, 3 investigadores: Nobecourt y Gautheret en Francia y White en los EUA, reportaron en forma independiente el cultivo indefinido de tejido de callo vegetal en un medio sintético. (*164*) El descubrimiento de las citokininas y del control hormonal de la regeneración de tallos y raíces logradas de callo de tabaco por Skoog (*138*) y sus colaboradores en 1948 en la Universidad de Wisconsin estableció las bases para manipular la iniciación de órganos y proporcionó el principio en que se basa toda la micropropagación. Otro avance importante fue el logro de la regeneración de estructuras de tipo embrión (**embriones somáticos o embrioides**) de suspensiones de células de callos. (*46, 128, 144*) Otros progresos

importantes comprendieron el descubrimiento de la formación de plantas haploides a partir de granos de polen en desarrollo, (*15, 44, 114*) el aislamiento de protoplastos vegetales (*30, 39*) y la hibridación artificial (parasexual) de protoplastos vegetales en cultivos asépticos. (*24*)

Micropropagación

La aplicación de las técnicas de cultivo de tejidos a la regeneración y propagación comercial de plantas enteras es un desarrollo más reciente que se ha convertido en una alternativa importante de los métodos convencionales de propagación en una amplia gama de especies de plantas.

El descubrimiento de la micropropagación mediante el cultivo de puntas de tallo resultó de los intentos de obtener plantas libres de virus a través del aislamiento de meristemas no infectados. (*55, 123, 147*) Usando este procedimiento para las orquídeas *Cymbidium*, Morel. (*100*) descubrió que las puntas de tallo proliferaban para formar masas de protocormos, los cuales podían ser divididos y vueltos a cultivar para producir nuevas plantas. Como la multiplicación tradicional de clones de orquídeas por división es muy lento, el potencial de la propagación vegetativa se aumentó grandemente. (*101, 165*) A partir de entonces, los procedimientos de Morel se han aplicado a muchas otras especies vegetales. (*49, 104, 106, 120*)

USOS

En propagación, los sistemas de cultivos de tejidos tienen dos usos principales 1) la propagación rápida en masa de clones y 2) el desarrollo, mantenimiento y distribución de clones específicos probados para organismos patógenos (SPT).

Secundariamente, los sistemas de cultivo in vitro tienen potencial para hacer embarques de material de propagación a distancias grandes y el almacenamiento a largo plazo de material clonal. (*6, 72, 162*)

En forma paralela a estos usos, en propagación, los sistemas de cultivo de tejidos tienen potencial para la producción de varios productos secundarios, como sustancias farmacéuticas en suspensiones de sistemas de células (*37*) y muchas aplicaciones en la crianza de plantas. (*43, 160*)

Propagación en masa

La propagación en masa se caracteriza por las tasas potencialmente altas de multiplicación de clones que pueden lograrse en un tiempo relativamente corto. Las tasas teóricas son muy grandes. Empezando con una sola plantita en cultivo y multiplicándola geométricamente a intervalos mensuales con una tasa de 10 por cultivo, se puede predecir la producción de 1 millón de plantas en 6 meses. Aunque esas tasas no son alcanzables en la práctica, las que se han obtenido son impresionantes. Algunos laboratorios comerciales en operación pueden producir de 1 a 3 millones de plantas por año (véase Cap. 17). Como ejemplos de plantas en esta categoría se pueden citar el helecho de Boston (*Nephrolepis*), la fresa (*Fragaria*), el lirio (*Lilium*), *Gerbera*, las orquídeas *Cymbiudium*, *Anthurium* y *Philodendron*. (*145*)

En un caso, empezando con 30 cultivos, en 8 meses se produjeron 20 mil plantas de *Hemerocallis* en un espacio de 1.85 m^2. Para producir plantas listas para la venta se necesitó otro

año. Con los métodos convencionales en este mismo periodo se hubieran producido, tal vez, unas 1500 plantas, requiriéndose mucho más espacio para manipular las plantas madres. (*116, 117*) Estas tasas de operación del vivero requieren una cuidadosa programación para dar lugar al flujo de material durante todo el año en varias etapas de desarrollo.

Estos incrementos rápidos tienen aplicación particular en especies que se multiplican lentamente con los métodos convencionales de propagación como división, separación o hijuelos. (*145*) Ejemplos de ello incluyen a las orquídeas, el helecho de Boston, muchas plantas de follaje, la palma datilera y otras. Otro uso importante es la multiplicación rápida de (a) cultivares nuevas o mejoradas que se introducen al comercio procedentes de programas de fitomejoramiento. (*53*) (b) material madre probado para organismos patógenos en programas de control de enfermedades (*21, 34*) y (c) material materno para producción de semilla híbrida, (*3, 166*) siendo posible producir en un solo año suficiente material básico en vez de hacerlo en 4 o 5 años.

La propagación continua durante todo el año de material en multiplicación es una ventaja potencial. Convencionalmente, la mayoría de las plantas herbáceas y leñosas perennes se propagan con relación a la estación. La micropropagación permite a los propagadores operar durante todo el año con la producción programada en forma más ajustada a las ventas. Esta ventaja se aplica aun a plantas que se propagan con facilidad con los métodos convencionales.

Control de organismos patógenos

El control de organismos patógenos en las plantas madres se facilita con los sistemas *in vitro*, pero se deben incluir como parte del procedimiento las pruebas necesarias para detectar organismos patógenos conocidos, como virus y bacterias. Una aplicación principal de los sistemas *in vitro* es la combinación de la multiplicación rápida con programas de control de organismos patógenos.

DESVENTAJAS DE LA MICROPROPAGACION

Sin embargo, la micropropagación tiene sus problemas. Las instalaciones necesarias son costosas y en muchas especies de plantas las consideraciones económicas es posible que no justifiquen su empleo comercial. Para efectuar las operaciones se necesita adiestramiento específico. Los errores en identidad, introducción de organismos patógenos desconocidos o la aparición de un mutante desapercibido pueden multiplicarse a una escala considerable en un tiempo muy corto. Se requiere una verificación de la cultivar que se maneje.

En algunas cultivares y con ciertos sistemas de cultivo se pueden originar clases específicas de modificaciones genéticas y epigenéticas que pueden alterar las plantas producidas. En un programa dado de micropropagación se debe tener conocimiento de estos problemas potenciales y efectuar una evaluación de sus efectos en la producción de ciertas cultivares.

TIPOS DE REGENERACION

En los sistemas de cultivos de tejidos hay cinco tipos fundamentales de regeneración vegetativa: (a) alargamiento de las puntas meristemáticas, (b) producción axilar de ramas, (c) iniciación adventicia de ramas, (d) organogénesis y (e) embriogénesis.

Alargamiento de las puntas meristemáticas

Un punto de crecimiento está formado esencialmente por el **meristema apical** situado en la punta de un tallo comprimido formado por nudos y entrenudos. En cada nudo ocurren hojas rudimentarias y no desarrolladas con **meristemas laterales** en sus axilas.

El alargamiento de una punta meristemática se efectúa cuando el meristema apical de una punta de tallo continúa creciendo en cultivo y se hace enraizar para producir una planta diminuta. Este procedimiento se emplea principalmente para producir plantas "libres de virus", (*123*) para lo cual sólo se remueve el meristema apical (menos de 0.5 mm) con unas cuantas hojas subtendientes. Si no se pueden producir raíces en el explante, entonces se puede efectuar un **microinjerto** en una planta procedente de semilla o en una plantita patrón enraizada en cultivo aséptico. La regeneración se efectúa por alargamiento del meristema apical. Con este método se produce sólo una planta por cada cultivo.

Proliferación de ramas axilares

En la formación de ramas axilares se estimula el crecimiento de puntos de crecimiento laterales que hay en el explante en los nudos que se encuentran abajo del meristema apical y se inhibe el crecimiento de éste. El crecimiento que se obtiene de las ramas axilares proporciona material para un sistema de multiplicación rápido en el cual el número de plantas potenciales se aumenta exponencialmente en cultivos sucesivos.

Iniciación de ramas (tallos) adventicios

La inducción de la producción de tallos o ramas adventicias directamente de raíces, hojas, escamas de bulbos y de otros órganos de plantas intactas es un método común de propagación (véanse los Caps. 9 y 10). Por otra parte, la regeneración de ramas adventicias de tallos intactos de plantas dicotiledóneas es relativamente rara, aunque en ocasiones se presentan en ciertas plantas formaciones naturales conocidas como **esferoblastos**, (*1487* o como regeneración de masas de callo después de ser lesionadas. (*130*) Sin embargo, en medios de cultivo es posible inducir la formación de brotes adventicios en partes separadas de plantas con altas tasas de éxito. El procedimiento no sólo es útil para la micropropagación de plantas que tradicionalmente se multiplican por brotes adventicios como la violeta africana (*Saintpaulia*), sino también en una amplia diversidad de otras especies.

Los brotes adventicios se pueden desarrollar, ya sea *directamente* en el mismo explante o *indirectamente* en masas no organizadas de tejido de callo. (*52*)

Organogénesis en cultivos de callo

La **organogénesis** se refiere a la iniciación de tallos y raíces adventicias dentro de masas de células de callo. (*41, 154*) Estas masas de células de callo muy vacuoladas y en gran parte parenquimatosas pueden desarrollar **meristemoides**, que en condiciones específicas de cultivo inician órganos. El proceso es similar al de la iniciación de brotes adventicios en explantes, excepto que ha ocurrido un periodo intermedio de crecimiento independiente de callo.

Embriogénesis

En el ciclo normal de una plántula, la embriogénesis prosigue de un cigoto unicelular hacia la iniciación y desarrollo de un embrión. Un descubrimiento importante fue que células de zanahoria (*Daucus*) propagadas en un cultivo de suspensión con agua de coco no tratada en autoclave y auxina y después colocada en un medio de cultivo libre de hormonas podía desarrollarse a formar millones de embriones individuales.

Estas estructuras han sido llamadas **embrioides** o **embriones somáticos** para distinguirlos de los embriones *sexuales* o *apomícticos* producidos de manera natural. Se han realizado considerables progresos en las técnicas de **embriogénesis somática** como un procedimiento de propagación potencial. (*133, 150, 157, 163*)

MICROPROPAGACION Y SISTEMAS DE CULTIVO DE TEJIDOS

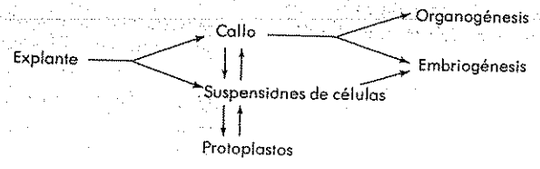
Toda micropropagación y cultivo de tejidos empieza por la excisión de una pequeña porción de planta, su liberación o eliminación de microorganismos contaminantes y su plantación en un medio de cultivo. La parte de la planta que se usa para iniciar el proceso se llama **explante**, siendo la unidad básica en la propagación por cultivo de tejidos y se corresponde con términos como estaca, acodo, púa, injerto o semilla.

Los nuevos brotes o callos que producen este explante por proliferación son divididos en **propágulos**, que se vuelven a cultivar para su multiplicación. Finalmente se desarrollan nuevas raíces o nuevos tallos y raíces, de manera que se obtienen **plantitas**.

Una clasificación general de los sistemas de micropropagación y de cultivo de tejidos utilizando sistemas asépticos de cultivo *in vitro* es la siguiente:

Clase I. Regeneración de nuevas plantas a partir de estructuras vegetativas o tejidos.
1. Cultivo de puntas meristemáticas.
2. Microinjerto.
3. Cultivo de puntas de tallo.
4. Cultivo de ramas o tallos adventicios.
5. Cultivo de tejidos y de células.
   a. Cultivo de callo.
   b. Suspensiones de células.
   c. Cultivo de protoplastos.

Las relaciones entre callo, células y protoplastos y su capacidad para regenerar plantas completas se muestra como sigue:



Clase II. Reproducción de plántulas por escisión de estructuras reproductivas existentes.
1. Cultivo de anteras y de polen.
2. Cultivo de óvulos.
3. Cultivo de embriones.
4. Cultivo de semillas.
5. Cultivo de esporas.

Clase I. Explantes vegetativos

CULTIVO DE PUNTAS MERISTEMÁTICAS

En este procedimiento se separa como explante la parte más pequeña de la punta del tallo, que comprende sólo el domo meristemático y unas cuantas hojas subtendientes (Véase Fig. 16-1). El objeto es producir una plantita pequeña, alargada, con raíces que estén libres de hongos, bacterias, virus y enfermedades virosas que es posible que no estén presentes en el meristema. El tamaño puede ser de 0.25 a 1.00 mm o aún menor. Entre menor sea el tamaño, más e es el procedimiento para eliminar organismos patógenos. (*105*) Por otra parte, entre mé queña sea la porción, el manejo resulta más difícil y menor la tasa de supervivencia. En (*89*), el tamaño óptimo para lograr tanto la regeneración de la planta como la eliminac organismo patógeno se encontró que era de 0.5 a 0.9 mm. Las condiciones de cultivo y e dio usado son similares a aquellas descritas para otros tipos de cultivos (véase Cap. 17). Po general, se añade una pequeña concentración de citokinina y una cantidad moderada de aux na, aunque la transferencia a un medio libre de auxina puede necesitarse para mejorar el desarrollo de las raíces. La adición de cantidades pequeñas de ácido giberélico (0.1 mg/L) es útil en algunos casos, pero una cantidad excesiva puede inhibir el enraizamiento.

Este procedimiento se ha empleado con gran éxito en plantas herbáceas como claveles (véase Fig. 16-2), patatas, crisantemos y orquídeas que enraizan con relativa facilidad en el medio de cultivo. (*55, 69, 92, 123, 139, 140, 147*) Debido a que la reproducción se hace con ápices tan pequeños, ha sido más difícil aplicarlo a plantas leñosas, en las cuales se ha sustituido por el microinjerto. (*58, 109*)

INJERTOS DE PUNTAS DE TALLO

El injerto de puntas de tallo, en el cual la púa está formada por puntas de tallo muy pequeñas consistentes del meristemo y 3 primordios foliares (de 0.14 a 0.18 mm), se ha utilizado *in vitro*

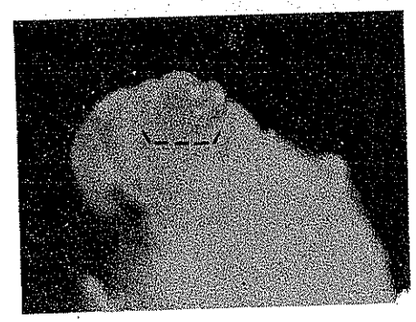


Fig. 16-1 Punta de un tallo de clavel a la que se han quitado las hojas exteriores, que muestra los meristemas (puntos de crecimiento) apical y laterales. Las líneas indican la parte de la punta que se va a remover para cultivo. Cortesía de W. P. Hackett.

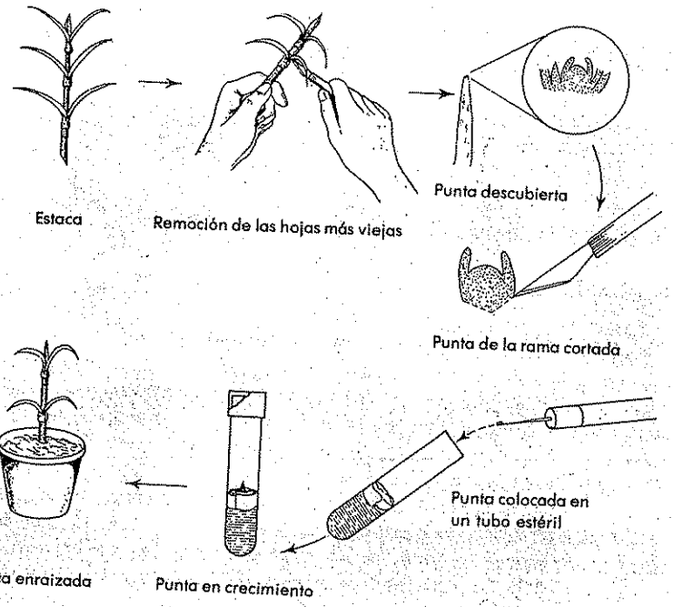


Fig. 16-2 Cultivo de puntas de ramas de claveles. Siguiendo las flechas: se obtiene la estaca de clavel, se remueven las hojas más viejas y luego se quitan las hojas pequeñas y envolventes del extremo del ápice para exponer el punto de crecimiento. Ese punto y los primordios de las hojas subtendientes próximas se remueven con un escalpelo y se colocan en la superficie de una mecha de papel en un tubo de ensayo con medio nutriente. La punta de la rama crece en el medio hasta alcanzar tamaño suficiente para ser trasplantada a una maceta. En el extremo inferior izquierdo se muestra una planta completamente desarrollada. Reproducida de Holley y Baker. (*54*)

en patrones procedentes de semilla (plántulas) para propagar plantas de cítricos, (*110*) manzano (*59*) y *Prunus*. (*111*) El uso principal de esta técnica es para producir plantas "libres de virus" de especies de plantas leñosas que no regeneran con facilidad tallos y raíces en cultivos de puntas de tallo. Para cítricos, este método se ha empleado para producir plantas en estado adulto y saltar así las características de crecimiento juvenil vigoroso que resulta cuando se usan plántulas nucelares para producir fuentes de plantas "libres de virus" de cultivares establecidas.

CULTIVO DE PUNTAS DE TALLO

El **cultivo de puntas de tallo** tiene paralelismo con la propagación estándar por estacas (véanse Caps. 9 y 10), pero emplea una estaca de tallo miniaturizada y comprende altas tasas de multiplicación (Fig. 16-3). El éxito varía según los explantes que se utilicen y depende de la aplicación de las hormonas apropiadas. El explante puede consistir en todo o parte de un punto de crecimiento apical o lateral de un tallo o puede ser una porción de tallo con varios nudos. (*49, 104, 105, 168*) El tamaño de los explantes varía. Los tamaños más pequeños, descritos para

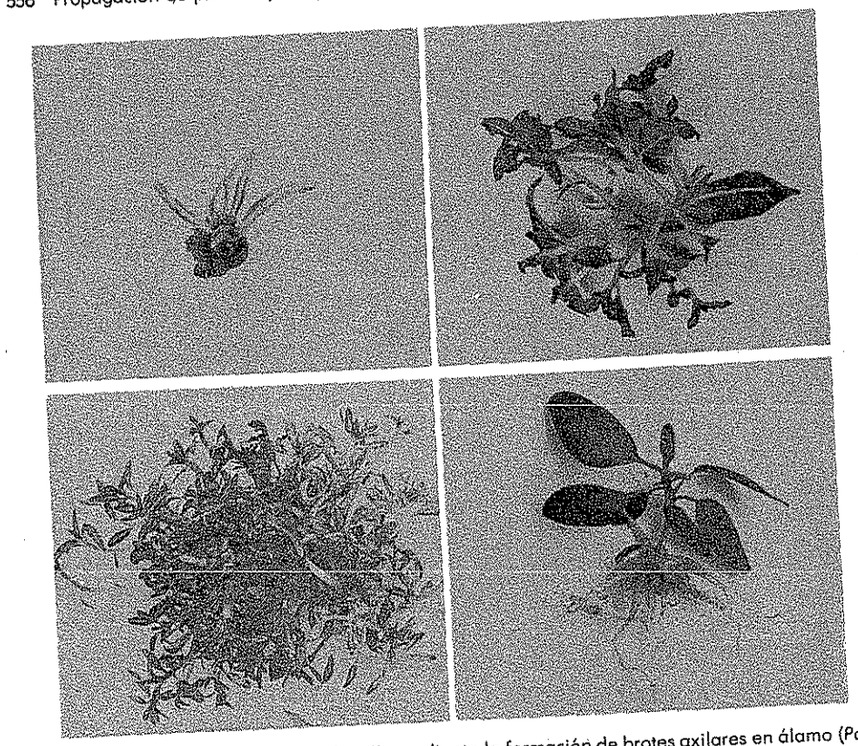


Fig. 16-3 Propagación de puntas de tallo mediante la formación de brotes axilares en álamo (*Populus*). *Arriba, izquierda:* explante de una yema vegetativa después de 2 semanas en cultivo (3 mm/diá). *Arriba, derecha:* yemas axilares formadas en el explante después de 4 a 6 semanas (15 mm/diá). *Abajo, izquierda:* proliferación avanzada de brotes en un propágulo (5 cm/diá). *Abajo, derecha:* plantita enraizada. Cortesía de C. B. Christie. (29)

cultivo de puntas meristemáticas (de 0.1 a 0.5 mm), normalmente no se utilizan en la propagación debido a las dificultades que ofrece su escisión.

Un tipo más común es una punta de tallo no expandida, con longitud de 0.5 a 2.0 mm. Aunque este tamaño de explante es más cómodo para la propagación, es posible que no esté libre de virus y de otros organismos patógenos sistémicos que los tamaños más pequeños.

En un tercer tipo se utilizan secciones de punta de tallo inmaturo en expansión de 1.0 a 2.0 cm o mayores, incluyendo hojas inmaturas. Este tipo resulta cómodo para la propagación, pero en el mismo es aún más posible que esté contaminado por organismos patógenos. Los explantes de puntas de tallo se pueden tomar también de segmentos de yemas laterales, que esencialmente son estacas de un solo nudo.

Los explantes de un solo nudo se establecen mediante el alargamiento del meristema terminal, acompañado por un desarrollo limitado de los meristemas axilares. Las fases de multiplicación resultan de la supresión del meristema terminal y de la estimulación de las yemas axilares para que crezcan y se alarguen. La división repetida y la transferencia de los propágulos

Injerto de puntas de tallo *in vitro* (Fig. 16-4)

Los embriones de *Citrus* se separan de las semillas del patrón, se esteriliza su superficie y se plantan en un medio estándar de sales inorgánicas con 1% de agar. (*109, 110*) Los embriones germinan en la oscuridad durante 2 semanas. Luego, se sacan las plántulas y se decapitan a dejarlas de 1 a 1.5 cm de largo. Los cotiledones y las yemas laterales se separan con una navaja de afeitar montada. Como púa se utiliza una punta de 0.14 a 0.18 mm con 3 primordios foliares. Con esto se obtiene un éxito razonable y el uso de puntas cortas elimina los virus.

En la plántula patrón se hace un corte en T invertida, cortando 1 mm hacia abajo del tallo, seguido por un corte horizontal en la base. La punta de tallo separada se coloca debajo de la aleta cerca del cámbium. Las plantas injertadas se colocan en un medio líquido. El tallo se sostiene con un puente de papel filtro con un agujero en el centro. Los cultivos se mantienen en la luz de 3 a 5 semanas para su cicatrización. Las plantas injertadas se trasplantan cuando en la púa aparecen 2 hojas expandidas.

Se ha utilizado un procedimiento similar para manzanos (*59*) y ciruelos. (*111*) Como patrones se emplean plantas procedentes de semilla o tallos enraizados. Al tomar las puntas de tallo que se utilizan como púas de plantas cultivadas en medios de cultivo se reducen los problemas de contaminación.

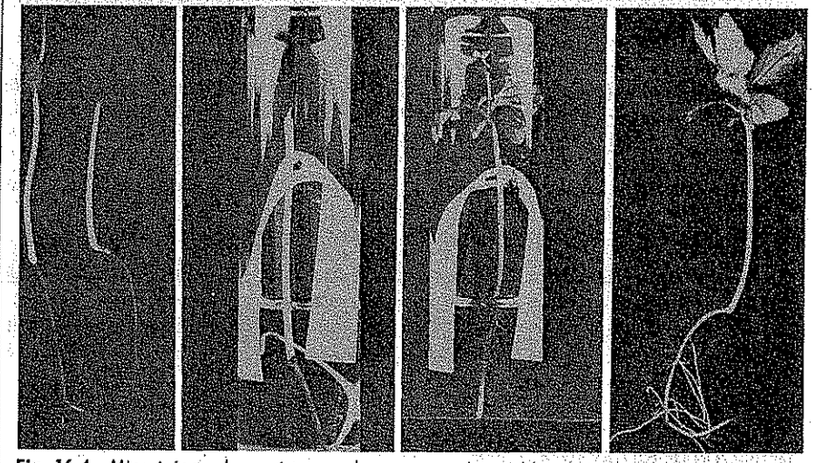


Fig. 16-4 Microinjerto de meristemas de manzano. *Izquierda:* secciones de hipocótilos obtenidos de semilla, antes y después de la decapitación. *Centro, izquierda:* planta injertada 1 semana después de haber hecho el injerto. *Centro, derecha:* planta injertada después de 6 semanas de la operación, en la cual está creciendo la púa. *Derecha:* 8 semanas después de injertada, lista para el trasplante. Cortesía de D. F. Millikan y S. C. Huang. (59)

a nuevo medio de cultivo conduce a un considerable incremento, pero la cantidad está limitada por el número de yemas axilares presentes en el explante o propágulo.

La producción de brotes axilares puede ir acompañada de la proliferación de yemas adventicias del callo que se forme en la base del propágulo. (*1*) En esos casos, se pueden obtener tasas de multiplicación más elevadas ya que el incremento no depende del número de nudos (Fig. 16-5).

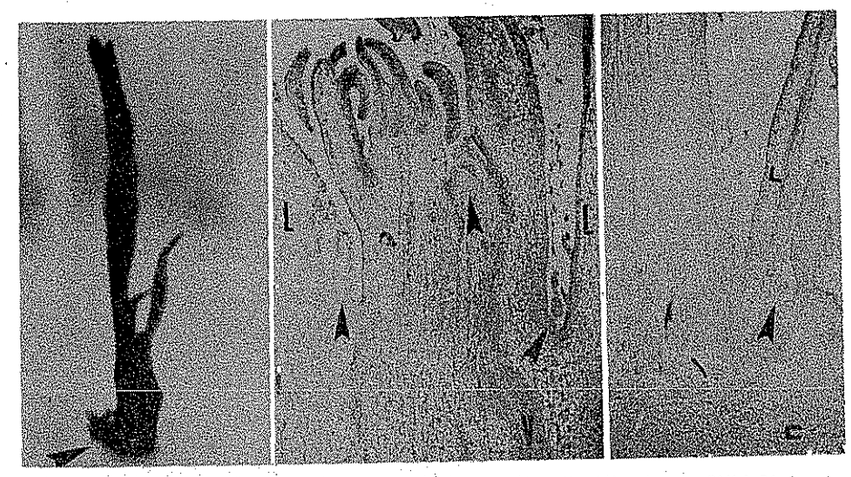


Fig. 16-5 Multiplicación del tallo en un cultivo de puntas de tallo del manzano EMLA 26. *Izquierda:* propágulo 10 días después de injertado formado por brotes adventicios apical, axilar y basal. *Centro:* porción apical del cultivo de la punta de tallo de la izquierda después de 6 semanas. Las flechas señalan los brotes *axilares*. *Derecha:* el brote basal axilar mostrado a la derecha 6 semanas después. Muestra que el brote es *adventicio* y se origina de una masa de callo basal (C). La letra L indica primordios foliares. El área vascular está identificada por (V). Cortesía de Neil Miles. Tomada de Nasir, F.R. y N. Miles, 1981. Histological origin of EMLA 26 apple shoots generated during micropropagation. *HortScience* 16:53.

La propagación por puntas de tallo se adapta para la propagación *in vitro* de casi cualquier especie de planta si se conocen o determinan la secuencias y los requerimientos de cultivo apropiados. A menudo este sistema se prefiere a otros métodos debido a que es más similar a los métodos convencionales de propagación por estacas y tiene menos probabilidades de producir cambios genéticos.

INICIACIÓN DE BROTES ADVENTICIOS

Se pueden iniciar nuevos ápices de ramas o brotes ya sea (a) directamente del explante o (b) indirectamente del callo que se forma en la superficie cortada del explante. (*52*) Los 2 factores más importantes que afectan la iniciación de brotes adventicios son: (a) la selección del explante y (b) el régimen de hormonas a que se sometan las plantas.

Entre los tipos de explantes hay los siguientes:

Porciones de hoja, que se usan en plantas como *Saintpaulia*. (*13*) *Salpiglossis* (*83*) y rábano picante, (*96*) que de manera natural se regeneran en esta forma. Experimentalmente, se han regenerado plantas enteras de tiras de epidermis o de otras capas más profundas. (*159*) Una variación interesante es el "cultivo de ápices de tallo fragmentados", (*9, 10*) en el cual ápices de tallo de 0.1 mm de largo se han cortado en 2 o 4 segmentos y cultivados en gotas del medio. Estos pequeños segmentos proliferan a formar pequeñas estructuras foliosas que pueden desarrollarse hasta formar plantas completas.

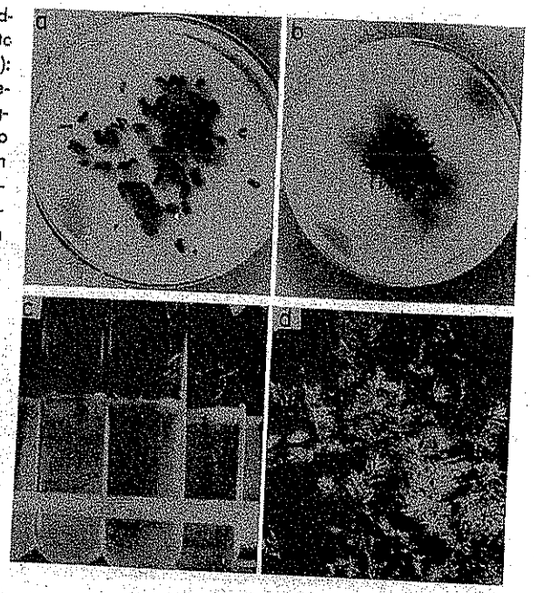


Fig. 16-6 Formación de yemas adventicias en cotiledones de abeto Douglas (*Pseudotsuga menzesii*). (a): los cotiledones se separan de semillas germinadas, se cortan en segmentos y se colocan en un medio con 1 ppm de BAP más de 0.001 ppm de NAA para iniciar yemas adventicias. (b): el medio se cambia omitiendo las hormonas; se desarrollan masas de brotes. (c): se separan brotes individuales y se hacen enraizar en un medio de cultivo con 0.001 ppm de NAA, 0.5% de sucrosa y con la temperatura reducida a 19 °C. (d): plántulas en crecimiento en invernadero. Cortesía del Dr. Tsai-Ying Cheng. (26)

Se utilizan **explantes de puntas de tallo** en varias especies, como en orquídeas y helechos, en los cuales se desarrollan masas de tejido de tipo callo y regeneran a un gran número de brotes. Con el tiempo, las plantas iniciadas de puntas de tallo con el propósito inicial de formación de brotes axilares, pueden revertir a formar altos porcentajes de brotes adventicios. (*1*)

Cotiledones, hipocótilos y otras estructuras de plántulas han sido en particular útiles como material inicial (Fig. 16-6) para coníferas, en las cuales se puede usar segmentos de cotiledones separados para regenerar nuevos brotes, en presencia de citokinina. (*23, 28, 31*)

Se han usado **fascículos de agujas jóvenes** procedentes de árboles coníferos viejos para regenerar tallos. (*31*) Los explantes obtenidos de tejidos vegetales que han sido rejuvenecidos a un estado juvenil han sido en particular responsivos. (*14*)

Los **segmentos de inflorescencias inmaturas de escapos florales** tienen alta capacidad de regeneración en algunas especies, en particular en algunas monocotiledóneas, como *Gladiolus*, (*169*) *Hemerocallis*, (*51*) Iris, (*97*) *Hosta* (*121*) y *Freesia*, (*121*) así como en algunas dicotiledóneas como *Gerbera* (*122*) o *Chrisanthemum*. (*129*)

Las **escamas de bulbos** de varias plantas monocotiledóneas (*60, 61, 62*) característicamente tienen tejidos meristemáticos en la base, cerca de la placa basal (véase Cap. 15). Cuando se toman explantes y se colocan en medio de cultivo, se desarrollan brotes adventicios directamente de ellos.

Los **discos de tejidos** de tubérculo de patata (un tallo modificado), separados de la corteza justo en el interior o en el exterior del anillo vascular tienen capacidad para regenerar brotes adventicios, (*66*) pero no así aquellos procedentes de la medula.

La **iniciación directa** principia con células de parénquima que están situadas ya sea en la epidermis o justo abajo de la superficie del tallo; algunas de esas células se vuelven meristemáticas y se desarrollan grupos de células pequeñas, que se tiñen intensamente, llamadas **meristemoides** (*52*) las cuales aparentemente se originan de células individuales.

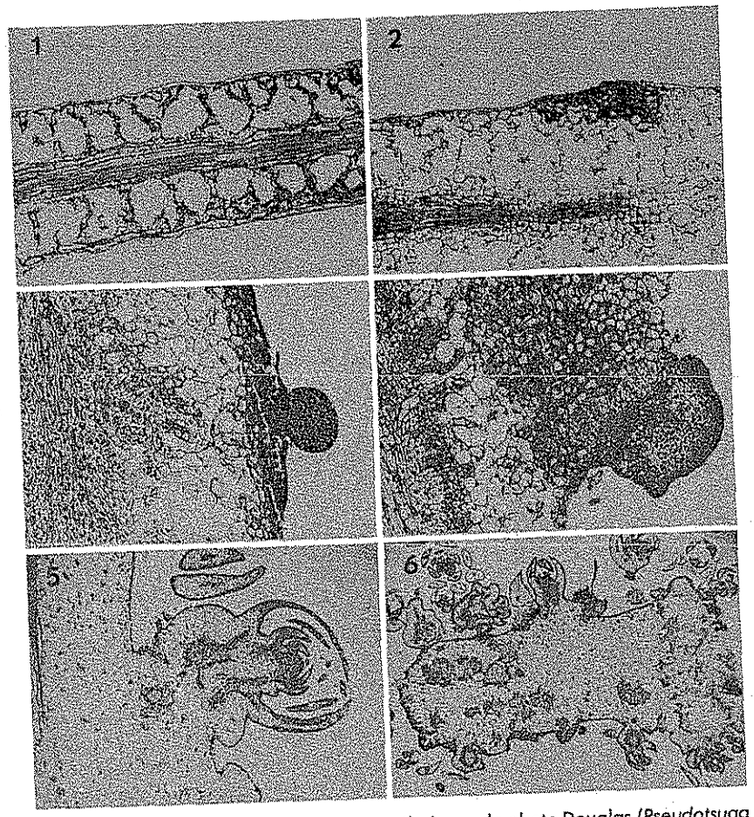


Fig. 16-7 Iniciación de brotes adventicios en cotiledones de abeto Douglas (*Pseudotsuga menzesii*). *Arriba, izquierda:* corte transversal del cotiledón antes del cultivo. *Arriba, derecha:* iniciación de un *meristemoide* en la superficie del cotiledón. *Centro, izquierda:* desarrollo de un meristemoide de una pequeña masa globular de tejido. *Centro, derecha:* diferenciación de un primordio de brote. *Abajo, izquierda:* una punta de tallo completamente desarrollada. *Abajo, derecha:* cotiledones que muestran masas de puntas de brotes adventicios. Cortesía del Dr. Tsai-Ying Cheng. (*25*)

Sin embargo, la respuesta de los explantes depende de la concentración de hormonas (Fig. 16-7). En un estudio de la iniciación de brotes en cotiledones de abeto Douglas (*25*) se necesitó la citokinina (BAP5 mM) para inducir la formación de yemas adventicias, pero resultaron 3 patrones de respuesta, dependiendo del nivel de auxina también proporcionado. Con baja concentración de auxina (NAA 5mM) sólo se desarrollaron brotes. Con cantidades mayores de auxina (NAA 5mM) los cotiledones produjeron callo y muchos brotes. Cuando sólo se añadió auxina (NAA 5mM), sólo se formó callo.

El desarrollo **indirecto** de brotes adventicios implica, primero la iniciación de callo basal de los brotes separados en cultivo. (*1*) Los brotes se originan en la periferia del callo e inicialmente

no están conectados al tejido vascular del explante. De manera similar, en plantas intactas, si se aplica citokinina en bloques de agar cilíndricos pueden originarse brotes del callo formado en el ápice de epicótilos decapitados. (*130*)

En general, la formación de brotes adventicios puede conducir a tasas muy elevadas de multiplicación, más altas que las que se obtienen de ramas axilares. Por otra parte, los brotes adventicios pueden aumentar las tasas de producción de plantas aberrantes, resultantes de la partición de quimeras que en algunas cultivares resulta en la pérdida de la variegación y en reversiones a una condición más juvenil. (*85*) Cuando se use este sistema, las plantas producidas deben evaluarse cuidadosamente respecto a la posible variación.

SISTEMAS DE CULTIVOS DE TEJIDOS Y DE CÉLULAS

El cultivo de células de plantas, ya sea como tejido de callo (Fig. 16-8) o en suspensiones líquidas (Fig. 16-9) proporciona una técnica importante que puede ser un paso preliminar para la regeneración de plantas completas. Sin embargo, debido a la variabilidad genética potencial asociada con estos sistemas, el cultivo de células y de tejidos es de menos importancia en la propagación de cultivares que en actividades de genética, mejoramiento de plantas y de ingeniería genética. Por otra parte, la propagación en masa de embriones somáticos que incorpore técnicas de propagación de semillas como la siembra fluida descrita en el Cap. 7, puede convertirse en un procedimiento factible en algunas plantas.

El cultivo en masa de células vegetales para la producción industrial de compuestos secundarios, como sustancias farmacéuticas, puede ser factible. (*11, 37*)

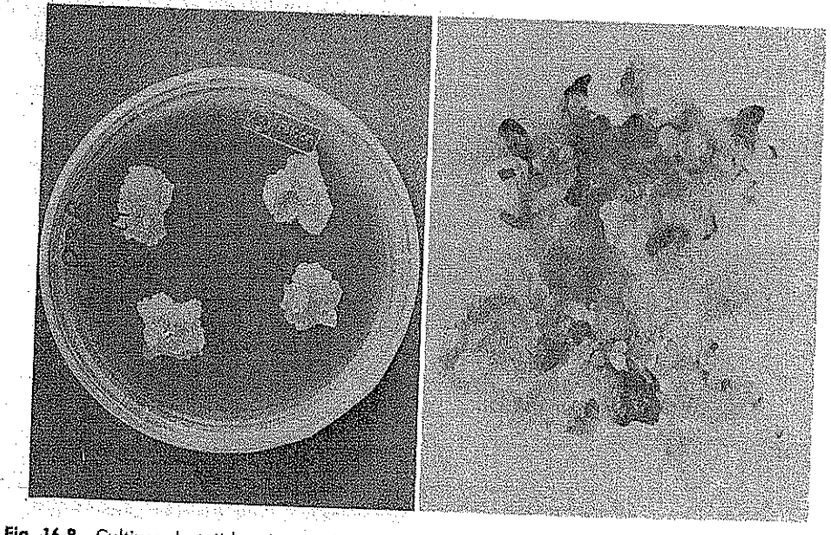


Fig. 16-8 Cultivos de tejidos. *Izquierda:* callo de tomate (*Lycopersicon esculentum*) no diferenciado, desarrollándose *in vitro*. *Derecha:* callo de maíz (*Zea mays*) que muestra manchas oscuras, las cuales son áreas verdes productoras de meristemoides que iniciarán brotes. Cortesía, Dra. Carole Meredith.

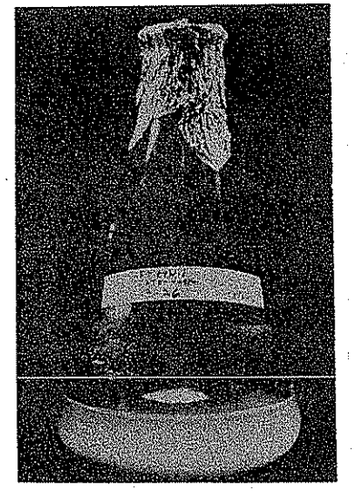


Fig. 16-9 Cultivo de suspensión de células de apio (*Apium graveolens* L.) Cortesía, Dr. Lawrence Rappaport.

Cultivo de callo. El **callo** es producido en los explantes *in vitro* como resultado de las lesiones y en respuesta a hormonas ya sea endógenas o proporcionadas en el medio de cultivo. Los explantes de casi cualquier estructura o parte de planta, como semillas, tallos, raíces, hojas, órganos de almacenamiento o frutos, pueden ser separados, desinfectados y colocados en la superficie de un medio de cultivo para producir callo. (*151, 155*) Los subcultivos de estas masas de callo se pueden continuar durante periodos largos separados del explante original (Fig. 16-8).

Para el cultivo de callo, los diversos investigadores han usado varios medios de cultivo diferentes, pero el más común es el **medio Murashige-Skoog (MS),** desarrollado especialmente para callo de tabaco. (*107*) Este medio es rico en macroelementos, en particular nitrógeno, incluyendo iones tanto de nitrato (NO_3) como de amonio (NH_4), sucrosa y ciertas vitaminas. La iniciación de la división celular y la subsiguiente producción de callo requieren que se adicionen en las proporciones adecuadas una citokinina y una auxina. (*138*) La auxina, en concentraciones de moderadas a elevadas, es la hormona primaria que se usa para producir callo. Las principales auxinas incluyen al ácido indolacético (IAA,) ácido naftalenacético (NAA) y el ácido 2,4-dicloro-fenoxiacético (2,4-D), en orden creciente de efectividad. La citokinina, como kinetina o benciladenina (BA) es proporcionada en una cantidad menor si no está presente en cantidad adecuada dentro del explante.

Aunque exteriormente los cultivos de masas de callo pueden aparecer como masas de células uniformes, en realidad su estructura es relativamente compleja con considerable variación morfológica, fisiológica y genética dentro del callo. (*151*) El crecimiento sigue un patrón logarítmico típico, presentándose: (a) un periodo lento de *inducción* de división celular que requiere auxina (b) una fase de *división* celular rápida que implica la síntesis activa de ADN, ARN y proteína, seguida por (c) una *cesasión* gradual de la división celular con (d) *diferenciación* en células de parénquima más grandes y en células de tipo vascular. La división celular no se efectúa en toda la masa en cultivo sino que se localiza principalmente en una capa meristemática en la periferia exterior de las células. Las partes interiores del callo permanecen como una masa no dividida del tejido viejo y, a su tiempo, pueden diferir fisiológica y genéticamente de las células de la capa exterior; en la cual la división disminuye y el callo puede tomar un

aspecto bulboso a medida que las divisiones celulares se restringen a islas específicas de células. Así, dentro de la masa de tejido en cultivo pueden ocurrir variaciones en edad y tipo de células. (*158*) Las células interiores son más viejas y las exteriores más nuevas en tanto persiste una región meristemática en la periferia de la masa de callo.

Suspensiones de células. Un cultivo de **suspensión de células** es una extensión del cultivo de callo o de tejidos, consistente en células y/o grupos de ellas dispersas y que están creciendo en un medio de cultivo líquido aerado. (*151, 153*)

Las suspensiones de células tienen ventajas sobre los cultivos de callo en cuanto las células se desarrollan más o menos individualmente, las células tienen más acceso nutritivo al medio de cultivo y se evitan algunos de los gradientes y variaciones fisiológicas de los cultivos de callo.

Un cultivo de suspensión se inicia colocando una porción de callo friable o de tejido homogeneizado en un medio líquido, de manera que las células se separen entre sí. Estas células se cultivan en varios aparatos (Fig. 16-9). En uno de ellos (**cultivo por lotes**), las células se hacen crecer en un matraz colocado en un dispositivo agitador que permite que se mezclen el aire y el líquido. Hay disponibles aparatos giratorios que bañan continuamente al tejido. Otro dispositivo llamado **quimiostato** o **turbidostato**, hace circular el medio a través del cultivo de células esencialmente en la misma forma que en un cultivo de microorganismos. En un tercer método, las células puestas en una **capa de papel filtro** se colocan en una caja de petri con una capa delgada de medio de cultivo (*56*), sin dar agitación.

El crecimiento de las células sigue un patrón típico basado en cambios en las tasas de división celular. Primero, las células se dividen con lentitud (*fase de retardo*), luego con más rapidez (*exponencial*) incrementando a un estado constante (*lineal*) seguido por una tasa declinante (*desaceleración*), hasta que se llega a un estado *estacionario*. A este patrón se le llama **curva de crecimiento logarítmico**. Si a un nuevo medio de cultivo líquido se transfiere una pequeña cantidad de inoculum de líquido con células nuevas, el proceso se repite. En condiciones ambientales apropiadas, con control del medio de cultivo, el proceso puede proseguir indefinidamente.

Los medios de cultivo usualmente son similares a aquellos que se utilizan para cultivos de tejidos de callo e incluyen una gama completa de ingredientes: sales inorgánicas, sucrosa, vitaminas y un equilibrio apropiado de las cantidades de hormonas.

Cultivo de protoplastos. Los **protoplastos** son las partes vivientes de las células que contienen el núcleo, citoplasma, vacuola y varias estructuras celulares rodeadas por una membrana semipermeable. La célula vegetal, en contraste con la animal, está circundada por una pared celular maciza no viviente formada por celulosa y hemicelulosa y mantenida unida por materiales pécticos.

El principal avance que permitió hacer cultivos de protoplastos (*30, 151*) fue el descubrimiento de que las paredes celulares de las células vegetales podían ser removidas por enzimas que digieren la pectina y permiten que sobreviva el protoplasto circundado por la membrana celular (Fig. 16-10). Para este propósito se dispone de preparaciones comerciales que contienen complejos de celulasas. Es necesario mantener una presión osmótica adecuada para evitar la disrupción de las membranas para lo cual ha resultado útil el manitol (0.45 a 0.8 M).

Los protoplastos se cultivan en medios similares a los usados para las células, excepto por la presencia de enzimas y el osmotizante. Una vez que se suprime la enzima, la regeneración de las paredes celulares se efectúa con rápidez en unos cuantos días. Una vez que se han producido las nuevas paredes celulares, las células regeneradas se pueden usar para iniciar cultivos de tejidos o de suspensiones de células. En esta etapa se pueden regenerar nuevas plantas.

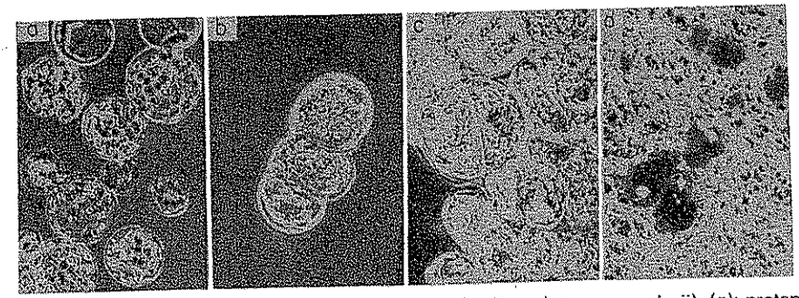


Fig. 16-10 Protoplastos de cotiledones de abeto Douglas (*Pseudotsuga menziesii*). (a): protoplastos recién aislados en los cuales se ha removido la pared celular. (b): estado de 4 células después que el protoplasto ha vuelto a sintetizar una pared celular y se ha dividido 2 veces. (c): células de una colonia. (d): formación de callo. Cortesía, Dr. Tsai-Ying Cheng. (26)

El cultivo de protoplastos es de significancia en la biología vegetal debido a que con su empleo se han podido manipular las células en muchas formas, (*17, 134, 151, 155*) una vez que se han eliminado las paredes celulares que las encierran. Se facilita la investigación en fitopatología debido a que los virus pueden ser incorporados con más facilidad en los protoplastos. Se ha logrado la fusión de pro oplastos de 2 genotipos diferentes, como de 2 especies, combinándose 2 núcleos y 2 citoplasmas en un proceso llamado de **hibridación somática (o parasexual)**. (*24*) Los protoplastos pueden absorber ADN, proteínas y otras macromoléculas en tal forma que permite la incorporación directa de nuevo material genético a las células de un organismo. Este procedimiento es llamado **transformación**. Los protoplastos aislados también tienen la capacidad de incorporar núcleos y cloroplastos (**transferencia de organelos**). Todos estos procedimientos son técnicas importantes de **ingeniería genética**, la cual, sin embargo, requiere la regeneración subsecuente de las plantas enteras seguida por su propagación en masa en una forma estable.

Diferenciación. La inducción de raíces, tallos o embrioides empieza con la desdiferenciación de grupos de células de parénquima para producir centros de actividad meristemática. En el caso de la organogénesis se les ha llamado **meristemoides** (*86, 154, 159*) y en el de la embriogénesis **masas preembriónicas** (*PEM*). (*41, 133, 163*) El que ocurra organogénesis o embriogénesis depende en gran parte de la fuente del explante, pero los procesos pueden ser dirigidos en cierto grado con las manipulaciones de ingredientes del sistema de cultivo. Para cualquier especie o cultivar, se deben efectuar experimentos para determinar la mejor fuente de explantes y las condiciones óptimas de cultivo. En los primeros estudios, el callo de tabaco producía brotes (*138*) si se proporcionaba una cantidad relativamente elevada de citokinina, con cantidades correspondientemente bajas o ausencia completa de auxina (Fig. 16-11). La adenina ha sido sinérgica con la citokinina y un incremento en la cantidad de fosfato orgánico (PO_4) ha resultado útil. Aunque en la mayoría de las otras plantas tiende a presentarse el mismo patrón, para cada especie o cultivar se necesita una fórmula exacta para optimizar las condiciones requeridas.

Se han producido **embriones somáticos** empleando 2 procesos generales (Fig. 16-12).

El de *embriogénesis directa*, en el cual se utilizan como explantes tejidos que de inmediato son capaces de producir embriones somáticos. Ejemplos de ello son el tejido nucelar de cultivares de cítricos poliembriónicos, (*20*) óvulos de vid (*Vitis*) (*102*) y embriones inmaturos de cacao

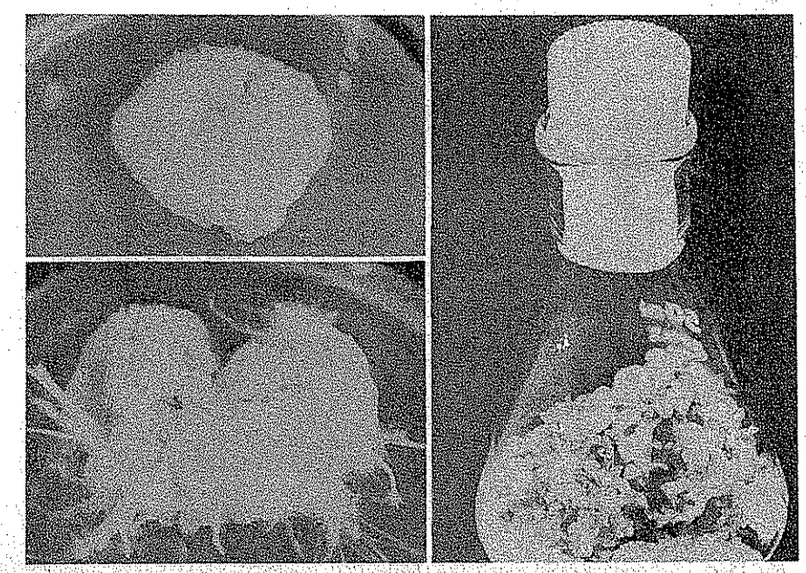


Fig. 16-11 Organogénesis en callo de tabaco. *Arriba, izquierda:* tejido de callo no diferenciado desarrollado de una célula individual de medula, producido con la técnica de cultivo nodriza. *Abajo, izquierda:* en el cultivo de callo se desarrollan raíces adventicias cuando se cultiva en un medio rico en auxina (IAA) y pobre en kinina (kinetina). *Derecha:* cuando el callo se cultiva en un medio pobre de IAA y rico en kinetina se desarrollan tallos y hojas. Con el equilibrio apropiado del medio, se desarrollan raíces y tallos y se obtienen nuevas plantas. Cortesía, T. Murashige.

(*Theobroma*), (*119*) aunque este tipo de embriogénesis puede implicar también cierta formación de callo. Se dice que estos explantes tienen células preembriónicamente determinadas (**PEDC**).

En la *embriogénesis indirecta* se utiliza un estado intermedio del desarrollo del callo o un cultivo de suspensión de células durante el cual se induce un cambio en la potencialidad de las células. Estos embriones somáticos se describen como **células determinadas embriónicamente inducidas (IEDC)**. (*133*) Otros puntos de vista favorecen la idea de que los 2 procesos en realidad son el mismo y que los embriones somáticos se originan de la continuación de células especiales que estaban presentes en el explante original. (*150*) En ambos casos, el callo productor de embriones (**embriogénico**), una vez desarrollado continúa produciendo embriones. (*78, 79*) Los embriones somáticos se originan de células individuale situadas dentro de grupos de células meristemáticas, tanto en la masa de callo como en la suspensión de células. Esas células se desarrollan para formar proembriones con polaridad, siguiendo un patrón que tiende a repetir el patrón general asociado como el desarrollo de embriones en el óvulo (véase Cap. 3). (*163*)

En ambos casos la embriogénesis sigue en proceso de 2 pasos en el cafeto, (*131*) la palma datilera (*156*) y la vid. (*78, 79*) El primer paso (**acondicionamiento**) implica un periodo de formación de callo en el cual se proporcionan concentraciones relativamente elevadas de auxina. El 2,4-D ha tenido éxito en esta operación. El segundo paso (**inducción**) implica el cambio a un medio de cultivo libre de auxina y otras hormonas pero con una elevada provisión de nitrógeno.

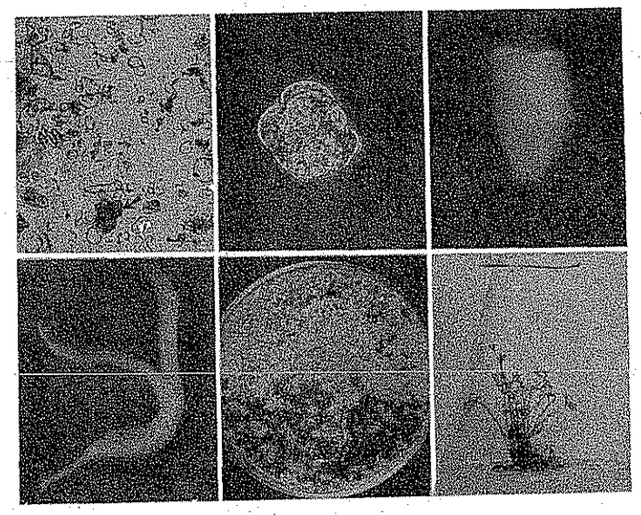


Fig. 16-12 Embriogénesis en zanahoria. (*144*) *Arriba, izquierda:* vista bastante ampliada de células suspendidas y de grupos de células derivadas del cultivo de tejidos de zanahoria en un medio líquido. La flecha señala un grupo de células, el estado inicial para un embrioide. *Arriba, centro:* grupo individual de células (con mayor aumento) que ilustra el estado globular de desarrollo. *Arriba, derecha:* un estado más avanzado del desarrollo del embrioide, acorazonado. *Abajo, izquierda:* embrioide maduro que se desarrolló en forma continua del estado globular, a través de los estados acorazonado y de torpedo (no mostrado). *Abajo, centro:* miles de plantitas de zanahoria que se desarrollaron como embrioides. *Abajo, derecha:* planta individual de zanahoria que creció de un embrioide individual trasplantado de una etapa de crecimiento anterior. Cortesía, F. C. Steward y M. O. Mapes.

Explantes reproductivos

CULTIVO DE ANTERAS Y DE POLEN

En algunas especies de plantas se han producido plantas completas mediante la diferenciación de granos de polen inmaturos para producir ya sea un pequeño embrión por **embriogénesis** (*32, 112, 114*) o una masa de callo que a su vez pasa a un proceso de organogénesis. (*135, 152*) El cultivo de anteras tiene significación en el mejoramiento para producir plantas haploides en las cuales subsecuentemente se pueden duplicar los cromosomas, produciendo así líneas isogénicas, homocigotas (Fig. 16-13). (*18*)

Embriogénesis en el cafeto

En un medio de cultivo simple (minerales y azúcar) se colocaron en la oscuridad durante 36 h explantes (de 7mm^2) cortados de hojas maduras de cafeto obtenidas de ramas laterales. Luego los explantes sanos se transfirieron a un medio de acondicionamiento: medio de cultivo MS con tiamina (30 uM), L-cisteína (210 uM), mesoinositol (117 uM), sucrosa, agar de 0.8 al 1.0% kinetina (20 uM) y 2,4-D (5 uM). El material se incubó en la oscuridad por 45 a 50 días en cuyo lapso se desarrollaron callos típicos, blancos, masivos. (*131*) Estos callos fueron entonces transferidos al medio de inducción y cultivados en luz. Este medio fue MS al 50% de su concentración, excepto que se incrementó el KNO_3 e incluyó kinetina (2.5 uM) y NAA (0.5 uM). En el medio de inducción el callo lentamente tomó un color pardo. En 13 a 15 semanas empezaron a aparecer embriones somáticos, pero con una frecuencia baja (de 1 a 20 por cultivo).

En 16 a 19 semanas de las masas pardas de callo se empezaron a desarrollar *masas proembriónicas* o PEMs, pequeñas, blancas, globulares. Estos nuevos tejidos finalmente se desarrollaron a formar alrededor de unos 100 embriones somáticos. En una etapa adicional, los PEMs fueron transferidos a un medio de cultivo líquido de la misma composición pero sin kinetina y cultivados con luz durante 4 a 6 semanas. Entonces, los embrioides y las plantitas se pudieron plantar en un medio de sales inorgánicas y azúcar (0.5 a 1.0%) y cultivar en la luz, siendo transferidos después a recipientes y colocados en una cámara con humedad elevada.

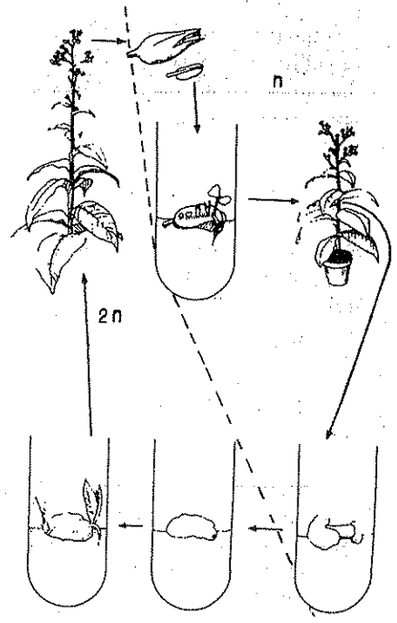


Fig. 16-13 Cultivo de anteras. Procedimiento para obtener plantas haploides y de ellas plantas diploides de *Nicotiana tabacum*. De una planta en floración se separa un botón floral en el estado apropiado (*arriba, izquierda*). Se saca el estambre inmaturo y se planta asépticamente en el medio nutritivo adecuado. Los granos de polen que se encuentran en la etapa de microsporas uninucleadas, se desarrollan a formar embriones haploides, que crecen y forman plantitas. Las plantas haploides florean en abundancia pero no forman semilla ya que contienen sólo el número *1n* de cromosomas por célula. En un segundo paso, se esterilizan las superficies de secciones de tallos de las plantas haploides y luego se plantan asépticamente en un medio nutriente que favorezca la proliferación de callo (*abajo, derecha*). Este callo puede ser transferido al mismo medio a fin de eliminar el explante original y dejar que el proceso de endomitosis produzca células diploides. El callo luego se transfiere a un nuevo medio que favorezca la producción de brotes adventicios (*abajo, izquierda*), de los cuales pueden obtenerse por cultivo plantas enteras, la mayoría de las cuales son diploides y pueden producir semillas. Cortesía, J. P. Nitsch. (*114*)

Los resultados obtenidos con esta técnica han variado grandemente entre los diferentes géneros y cultivares, (*136, 160*) de manera que para aplicarla a cualquier especie vegetal dada es posible que se necesiten realizar investigaciones previas considerables. Se ha tenido éxito en la producción de plantitas enteras con *Datura, Nicotiana, Hyoscyamus, Solanum, Brassica, Pelargomiun* y algunas especies de gramíneas. En otros casos sólo se han producido proembriones parcialmente desarrollados o callo (Gramineae, *Anemone, Peonia* y en la mayoría de las plantas leñosas probadas). En vides, se ha tenido éxito en una sola cultivar, (*102, 125*) lo cual ilustra la fuerte influencia del control genético.

Sin embargo, se pueden establecer ciertos principios para orientar el cultivo de anteras de otras plantas. Aparentemente el grado de desarrollo de la microspora en el ciclo de formación del grano de polen resulta ser crítico, ya que la secuencia normal de desarrollo sólo puede ser desviada de polen a embrión si el proceso no ha avanzado demasiado. En la planta, el proceso normal de desarrollo del polen puede ser descrito en 3 etapas:

a. Meiosis, que resulta en la formación de una *tétrade* de células haploides.
b. Separación de las 4 microsporas entre sí dentro de la antera, cada una de ellas con un solo núcleo (*uninucleada*).
c. División del núcleo a una fase *binucleada*, seguida por cambios en el citoplasma y la pared celular para formar el grano de polen maduro.

Para desviar a la producción de embriones, el callo no debe haber avanzado más allá del estado uninucleado.

Sin embargo, se puede desarrollar callo de la microspora más avanzada, la cual si es haploide, se puede usar en la iniciación posterior de embrioides. Algunas de las condiciones que han sido útiles en la producción de embriogénesis en el cultivo de anteras son el uso de un medio de cultivo líquido, la separación de las paredes circundantes de la antera utilizando en el medio carbón activado, el preenfriamiento (por ejemplo de 4 a 8 °C durante 4 días) y el uso de aminoácidos como glutamina. (*112*)

CULTIVO DE OVARIOS (FRUTO) Y DE ÓVULOS (SEMILLA)

En la flor, el ovario es el fruto inmaturo y el óvulo fecundado es la semilla inmatura (véase Cap. 3). En algunas especies se han separado estos órganos en la floración o poco después y se han cultivado hasta su madurez en un medio de cultivo aséptico. En experimentos con tomate, pepino de las Antillas, (*113*) fresa, (*7*) cebolla, (*67*) eneldo, (*68*) algodón, (*12*) y otras especies se han producido embriones que posteriormente han germinado y crecido.

En otros experimentos se han separado embriones no fecundados, se han hecho crecer en medio de cultivo, luego se les ha proporcionado polen y se ha obtenido la fecundación subsiguiente *in vitro*. (*127*) Esta técnica tiene aplicaciones potenciales para producir híbridos que no sería posible obtener con medios convencionales, (*167*) incluyendo la recuperación del producto de cruzamiento de especies genéticamente distantes, (*63, 64*) así como la autofecundación de especies autoincompatibles. (*36*) Estos procedimientos se han usado con más éxito en plantas que tienen frutos múltiples. El polen puede colocarse directamente en la placenta dentro del óvulo, en donde se pueden desarrollar tubos polínicos y crecer de inmediato hasta el óvulo sin pasar por el estilo.

La técnica para cultivar ovarios y óvulos en medios de cultivo estériles no es difícil, pero para su éxito requiere una cuidadosa sincronización con relación a la floración.

Las flores se esterilizan usando los mismos procedimientos que para cualquier otro explante. Generalmente se usa un medio de cultivo de agar, pero en el algodonero los óvulos se dejan flotar en un medio líquido. Se utilizan algunas modificaciones del medio estándar de cultivo. El nitrógeno nítrico (NO_3) es preferible al amónico (NH_4) el cual tiende a ser tóxico. Los aminoácidos, como los proporcionados por el hidrolizado de caseína, la glutationa, la glutamina y la asparragina son útiles. Una solución de jugo de tomate (rojo o verde) al 25% v/v ha estimulado el crecimiento del ovario al igual que el agua de coco. Para el desarrollo del fruto son esenciales tanto la giberelina (GA_3 a razón de 10 a 40 ppm).

El tratamiento del fruto en desarrollo con auxina ha ocasionado la producción de raíces. La presencia de esas raíces en el cultivo resultó en particular estimuladora del crecimiento del fruto. (*113*)

CULTIVO DE EMBRIONES

Los embriones se pueden separar en varias etapas de su desarrollo y ser puestos a germinar asépticamente en un medio estéril. Esta técnica se puede emplear para rescatar embriones que habrían abortado en su secuencia normal en la planta, (*48*) pero dichos embriones deben ser separados lo suficiente para rescatarlos para la germinación. (*108, 115, 167*) Pueden presentarse abortos en híbridos de cruzamiento interespecíficos (*17*) o de la maduración temprana del fruto antes de que él esté completamente formado como ocurre en muchas cultivares de *Prunus*. (*73*)

Las etapas de desarrollo del embrión se describen en el Cap. 3. Los intentos para cultivar y hacer germinar embriones que se encuentran en la Etapa 1 han fracasado en muchas, si no en la mayoría de las especies. Los embriones empiezan a adquirir capacidad para germinar y sobrevivir en cultivo aséptico temprano en la Etapa II, cuando han alcanzado de un tercio a la mitad de su tamaño.

El cultivo de embriones en estados inmaturos requiere condiciones que estimulen una embriogénesis continuada en vez de germinación precoz. Estas condiciones pueden incluir concentraciones elevadas de sucrosa (del 8 al 18%), hidrolizado de caseína (5 a 30%), agua de coco (1 a 15%) y glutamina en el medio. La presión osmótica elevada estimula el desarrollo pero puede (*22*) o no (*143*) ser esencial. El nitrógeno en formas reducidas (amoniacales o aminas) es necesario. El papel de las hormonas reguladoras en el desarrollo de las semillas ha sido bien reconocido (véanse Caps. 3 y 6), pero su empleo en cultivos asépticos no está en claro. Es posible que resulte necesario probar combinaciones de GA, ABA y citokinina. (*115*) El ABA tal vez desempeñe un papel de importancia particular en la regularización del desarrollo de embriones *in vitro*. El enfriamiento a 2 °C de embriones parcialmente desarrollados durante 1 a 3 meses, ha estimulado la germinación normal en especies de *Prunus*. (*50*)

En una etapa más avanzada del desarrollo del embrión, aproximadamente cuando tiene de la mitad a su tamaño completo (o en la Etapa III), puede ser adecuado un medio simple que contenga sólo sucrosa y minerales. Es aconsejable disminuir las concentraciones de sucrosa al avanzar el desarrollo.

El cultivo de embriones también es útil para inducir la pronta germinación de semillas maduras en letargo y acortar con ello los ciclos de crianza. (*80*) Empleando embriones separados se pueden eliminar las restricciones debidas a las cubiertas circundantes de la semilla o del endospermo, como se ha hecho en *Iris*, (*126, 146*) *Maranta*, (*48*) durazno, (*73, 80*) rosa, (*5*) y olivo. Sin embargo, es posible que se necesite un manejo especial para proporcionar las secuencias ambientales más apropiadas necesarias para embriones con letargo interno del epicótilo, como en *Paeonia* (*94*) (Fig. 16-14).

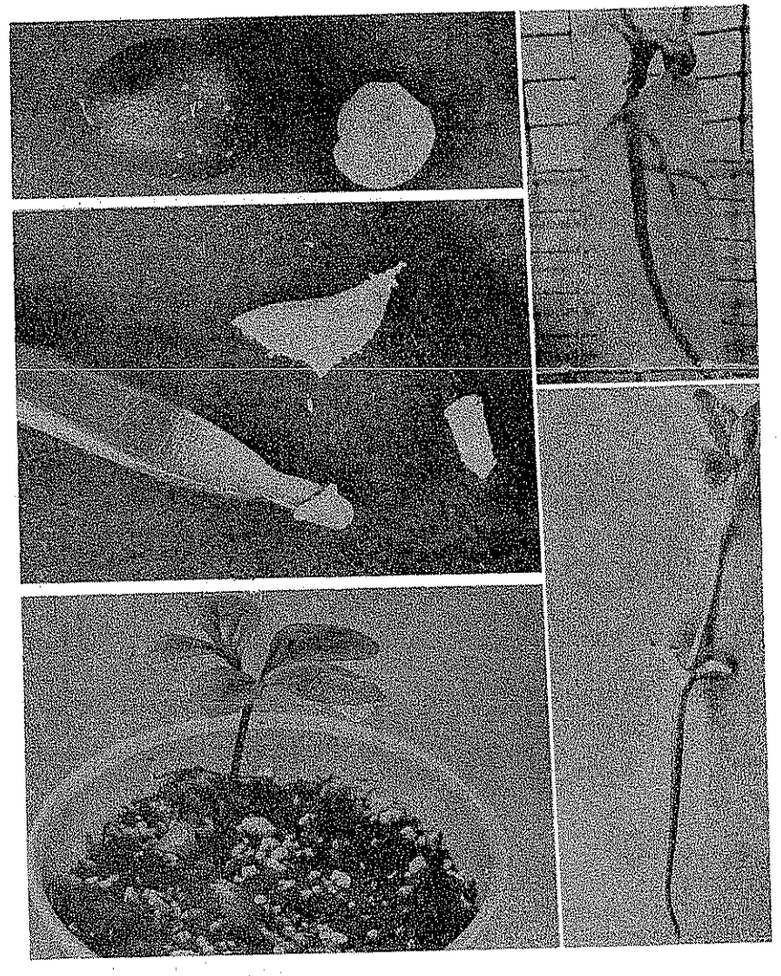


Fig. 16-14 Cultivo de embriones de la semilla de peonía (*Paeonia*) con letargo del epicótilo. *Arriba, izquierda:* semilla (izquierda). Se ha removido la cubierta de la semilla (a la derecha) para mostrar el endospermo masivo. *Centro, izquierda:* el embrión rudimentario, muy pequeño está situado dentro de la base en el endospermo. Se muestra el corte de secciones del endospermo para extraer el embrión deseado. *Arriba, derecha:* primera etapa de la germinación del embrión después de haber permanecido 2 meses en un tubo de ensaye en un medio de agar de sales minerales (medio de cultivo MS; véase Cap. 17) y 4% de sucrosa. Con temperaturas cálidas sólo crece la raíz. *Abajo, derecha:* un tratamiento subsecuente de enfriamiento estimula al epicótilo a que crezca. Muestra la plántula después de haber sido cultivada durante 7 semanas a 27 °C, 5 semanas a 3 °C y 4 semanas a 27 °C en la luz. *Abajo, izquierda:* plántula trasplantada a un medio de crecimiento. Cortesía, M. M. Meyer, Jr. Reimpreso del *Amer. Peony Soc. Bul* 217, 1976. (*94*)

CULTIVO DE SEMILLAS

El uso del cultivo *in vitro* para hacer germinar semillas enteras puede ser práctico con semillas muy pequeñas. Un ejemplo de ello se encuentra en las orquídeas, en las cuales los sistemas de cultivo aséptico se han usado comercialmente desde hace años como un procedimiento de propagación estándar. Las semillas de las orquídeas son muy pequeñas, tienen apariencia de polvo y poseen embriones que no están desarrollados por completo. (*4*) En la naturaleza, para obtener la nutrición necesaria estas semillas dependen de relaciones simbióticas con ciertos microorganismos presentes en las cortezas de los árboles. En 1922, Knudson (*76, 77*) reportó que estos organismos podían ser reemplazados por un sistema de cultivo *in vitro* utilizando un medio simple de sales minerales y sucrosa, revolucionando así la producción de orquídeas. El procedimiento se describe en el Cap. 17.

Se han cultivado semillas de bromealiáceas en la forma descrita para las orquídeas, excepto que las semillas se colocan en un medio de cultivo líquido en un agitador, cambiando el medio cada 7 días, hasta que germinan. (*99*)

CULTIVO DE ESPORAS

Las esporas de los helechos son las estructuras reproductivas de la regeneración esporofítica, producidas en el envés de las hojas. Estas esporas son haploides y producen la generación gametofítica, la cual crece como una estructura separada llamada protalo. Las esporas son descargadas y "germinan" en un medio húmedo. Para mejorar el sistema natural de producción de esporas se pueden usar métodos de cultivo *in vitro*. Los procedimientos se describen en el Cap. 17.

FACTORES QUE AFECTAN EL EXITO EN LA PRODUCCION DE PLANTAS POR MICROPROPAGACION

En los sistemas de micropropagación se reconocen 4 estados secuenciales: (I) establecimiento, (II) multiplicación, (III) pretrasplante y (IV) trasplante. (*2, 104, 105, 106*) En algunas especies resulta esencial apegarse estrictamente a esta secuencia, mientras que en otras la secuencia puede variarse para adaptarla a los requerimientos de las especies y a las necesidades del propagador.

El medio de cultivo tiene 2 funciones principales. La primera, es proporcionar los nutrientes básicos para el crecimiento continuado de los explantes asilados y los propágulos subsiguientes (véase Cap. 17).

La segunda función es dirigir el crecimiento y desarrollo mediante *control hormonal*. Las clases primarias de hormonas son *auxinas* y *citokinina*, pero en situaciones específicas se utilizan las *giberelinas* y el *ácido abscísico*. el control hormonal se realiza por:

a. La clase de hormona o regulador del crecimiento.
b. La concentración.
c. La secuencia en que se proporcionen.

Las diferentes plantas pueden responder en un modo distinto a las diversas citokininas y auxinas, en parte debido a su control hormonal natural.

Una secuencia apropiada de hormonas es de importancia particular en cuanto a que una hormona puede tener un efecto inductor pero debe estar ausente o en cantidad reducida para que crezca el órgano. Por ejemplo, las concentraciones elevadas de citokininas estimularon la iniciación de yemas ramales en los cotiledones de abeto Douglas, pero tuvieron que ser removidas pera el desarrollo subsecuente de los brotes. (*28*) En forma similar, la auxina estimula la iniciación de raíces en tallos, pero puede inhibir o reducir el crecimiento subsecuente de las raíces. La secuencia debe ser establecida empíricamente para las diversas especies de plantas.

Etapa 1: Establecimiento

La función de esta etapa es establecer un explante estéril en un medio de cultivo. Los factores que afectan el éxito de esta etapa incluyen la selección del explante, la eliminación de contaminantes del mismo y las condiciones de cultivo, comprendieron ingredientes, luz, temperatura y selección del sostén del explante. Tal vez la selección del explante es el más crítico ya que debe ser fisiológicamente competente para sobrevivir el cultivo inicial y provocar la respuesta apropiada. Aunque en este capítulo se describen los tipos de explantes y las clases de regeneración que se pueden utilizar y es posible derivar información acerca del uso del explante apropiado del conocimiento de la especie de la planta y sus cultivares, tal vez el propagador tenga que obtener datos adicionales probando sistemáticamente diferentes explantes y procedimientos de manejo.

En general, los tejidos más jóvenes, como las puntas de brotes terminales o axilares se regeneran mejor que otros tejidos del tallo más viejos y maduros. Las yemas florales y las inflorescencias inmaturas a menudo se regeneran con bastante facilidad. En relación a las yemas y a los órganos de almacenamiento se deben tomar en consideración los patrones de letargo estacional.

Debido a que la capacidad de varios tejidos para responder en ciertas formas específicas parece ser debida a capacidades internas inherentes, obviamente la selección del explante es de gran importancia en la determinación del éxito de la operación.

El manejo apropiado de las plantas madres puede ser importante para obtener una regeneración exitosa y reducir la contaminación. Puede resultar útil cultivar las plantas madres en condiciones de luz y temperatura controlada a fin de producir desarrollo de material en el estado fisiológico adecuado. También puede ser de utilidad la inducción de brotes adventicios, como en estacas de raíz. En plantas leñosas, es probable que llegue a requerirse el rejuvenecimiento de los árboles madres para inducir desarrollo juvenil o seleccionar material juvenil (véase Cap. 8). Es indispensable que se tenga un método para desinfectar el tejido de hongos, bacterias y otros contaminantes sin dañar la capacidad de regeneración del explante.

En general, los ingredientes del medio de cultivo en la primera etapa están determinados por la clase de respuesta que se necesite. Por ejemplo, la formación de brotes axilares usualmente requiere de concentraciones relativamente bajas tanto de auxina como de citokinina. La iniciación de brotes adventicios necesita una concentración más elevada de citokinina, más una cantidad aproximadamente igual de auxina. Para la producción de callo, se combinan mayores concentraciones de auxina con dosis menores de citokinina.

Los explantes de algunas especies contienen sustancias endógenas que exudan de las superficies cortadas al medio de cultivo y que inhiben el desarrollo. Esos exudados se pueden lixiviar o lavar con cambios frecuentes de agua. Esta inhibición se puede contrarrestar empleando un medio de cultivo líquido o una recultivación frecuente. También se han usado antioxidantes como el ácido ascórbico o el ácido cítrico ya sea como una solución de lavado preliminar o en el

medio de cultivo mismo. Igualmente, puede colocarse en el medio un material absorbente como carbón activado.

En algunos casos, en particular con explantes de especies leñosas se efectúa una preselección inicial o se utiliza una sustancia "condicionadora" durante 1 a 2 semanas. (*26, 27, 28*) Los explantes se cultivan primero en un medio simple sin hormonas; el uso de este tratamiento permite (a) la detección de explantes obviamente contaminados; (b) efectuar la selección de los brotes de crecimiento más activo y más sanos para multiplicación posterior y (c) efectuar cierto "acondicionamiento" de las plantitas, aunque las bases fisiológicas de este acondicionamiento no están esclarecidas.

De ordinario la luz y la temperatura no son factores críticos en la etapa de establecimiento. Por lo general, se utiliza una intensidad luminosa de alrededor de 1000 lux, ya sea con luz continua o un fotoperiodo requerido para el crecimiento óptimo de la especie que se trata. Se usan por lo común temperaturas de 20 a 25 °C.

La etapa de establecimiento usualmente dura de 4 a 6 semanas. Durante este periodo el explante crece a formar una estructura pequeña, foliosa, tal vez de 1 cm de largo con varias ramas axilares.

Etapa II: Multiplicación

La función de la etapa de multiplicación es incrementar el número de propágulos para su enraizamiento posterior hasta el estado de plantitas. Los explantes expandidos de la Etapa I se cortan y los propágulos se vuelven a cultivar en un nuevo medio. La multiplicación de brotes vegetativos depende ya sea de la producción continuada de brotes axilares o de la iniciación de brotes adventicios en la masa de tejido de tipo callo que está en la base de los tallos.

La multiplicación se repite con intervalos regulares. En etapas consecutivas de multiplicación, las tasas de multiplicación pueden variar de 5 a 50, dependiendo de la especie y del método de reproducción. En condiciones ideales de cultivo, las tasas de incremento pueden ser muy elevadas. El éxito de la multiplicación estriba en que se produzcan plantitas uniformes sin enraizar, del tamaño apropiado, que se recuperen con prontitud después de su transferencia y que empiecen a crecer de inmediato. Para ello, deben establecerse la masa crítica mínima de tejido, el método para dividir la masa en proliferación, y la colocación del propágulo en el medio de la posición apropiada. Con frecuencia una masa proliferante de tallos tiene un brote alargado que tiende a inhibir al número mayor de brotes más cortos. Ese brote alargado se puede remover y colocar horizontalmente a un nuevo medio para multiplicación posterior o dividir en sus nudos separados. La masa basal de propágulos puede, entonces, dividirse y transferir a un nuevo medio.

La frecuencia de las transferencias es importante. Si se difiere la transferencia, a menudo se presenta deterioración y recuperación lenta. Es posible que sea necesario hacer transferencias con intervalos de 3 a 4 semanas y de manera ideal deben hacerse cuando los brotes empiecen a aumentar de longitud. (*106*) El registro y análisis de la cronología de la producción de brotes, junto con las observaciones sobre la sanidad de los cultivos resulta útil para determinar las condiciones óptimas. (*2*)

El tamaño de los recipientes de cultivo depende de la clase de plantitas que se produzcan y del espacio requerido para la proliferación. Se necesita escoger entre agar y un medio líquido, aunque de ordinario se usa una solución de agar diluida. El agar proporciona sostén y permite aeración, pero puede reducir el contacto del propágulo para la absorción de nutrientes. Entre

las modificaciones que se pueden introducir para resolver el último problema se encuentran las siguientes:

a. El empleo de una solución de agar muy diluida (de 0.3 a 0.4%) en la cual las plantitas en crecimiento se hunden gradualmente.
b. El empleo de una capa delgada de líquido en el recipiente, con o sin agitación.
c. Dar vuelta a los cultivos líquidos en una rueda con una velocidad de aproximadamente 1 rpm.

La última se ha usado, por ejemplo, en las orquídeas, para bañar continuamente el tejido con la solución nutritiva.

Para obtener una producción máxima de plantitas uniformes resulta esencial seleccionar el nivel óptimo de hormonas en el medio. Para muchas especies de plantas, esta información puede obtenerse de los resultados de investigaciones o de experiencia comercial. Sin embargo, para algunas especies la optimización de las diversas condiciones del medio de cultivo y de otros factores puede requerir una experimentación sistemática. Como una guía general, si se desean obtener brotes axilares con un mínimo de callo, entonces se necesita una alta proporción de citokinina a auxina, como de 100:1. Si se necesitan brotes adventicios, se usan cantidades casi iguales en concentraciones bajas.

Para estudiar los requerimientos de medio de cultivo se han propuesto varios procedimientos. De Fossard ha descrito un "experimento de espectro amplio" para emplearlo en la iniciación de estudios con una especie dada. (*35*)

Anderson (*2*) describió un sistema factorial para establecer los requerimientos de medio de cultivo. Primero se adopta un solo medio básico para un crecimiento adecuado y se produce suficiente material para obtener 100 propágulos para definir los requerimientos de auxina y citokinina. En la primera prueba se mantiene una concentración constante de auxina (por ejemplo de 1 ppm), mientras que se varían las concentraciones de citokininas disponibles (kinetina, BAP y 2iP) (por ejemplo, 1,5 y 10 ppm) (Fig. 16-15). Usando como control un tratamiento "sin citokinina", más 3 clases de citokininas y 3 concentraciones, se tienen 10 tratamientos, cada uno con 10 repetidores. Usando el tratamiento óptimo que se determine en esta prueba, se

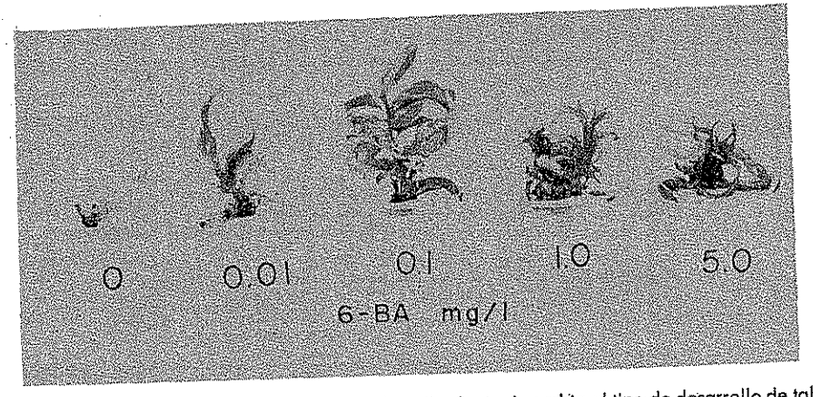


Fig. 16-15 La concentración de citokinina (6-bencil-adenina) cambia el tipo de desarrollo de tallo en la etapa de multiplicación. Con 0.1 mg/L, el brote terminal se alarga; con 1.0 mg/L, se desarrollan brotes laterales y el brote terminal es inhibido. Los propágulos son de un híbrido de almendro-durazno.

prepara un segundo experimento para determinar los requerimientos de auxina. Primero, todos los cultivos se deben hacer pasar por un cultivo de transferencia para igualar el crecimiento. En la prueba se comparan auxinas (IAA, NAA e IBA), en concentraciones de 1, 2.5 y 5 ppm, pero manteniendo constante el mejor tratamiento de citokinina. Un estudio posterior se efectúa con un experimento en el que se prueban las mejores fuentes de auxina y de citokinina en la gama de concentraciones y en todas las combinaciones.

Es necesario efectuar estudios para las diferentes cultivares. (*81*) De ordinario, la auxina y la citokinina serán las mismas, pero las concentraciones óptimas pueden ser diferentes.

Empleando los procedimientos arriba descritos, se deben estudiar otros factores de cultivo.

Etapa III: Pretrasplante

La función del pretrasplante es preparar a la plantita para su plantación y establecimiento fuera del medio artificial, cerrado, del recipiente de cultivo. En la etapa de multiplicación la planta esta acondicionada en un medio rico en citokinina, para favorecer la proliferación de los brotes más bien que su alargamiento. La iniciación de la raíz se inhibe.

En consecuencia, un cambio principal en la etapa de pretrasplante es el cambio a condiciones que favorecen la iniciación de las raíces y el alargamiento del tallo. Por ejemplo, la concentración de citokinina se reduce por completo y se aumenta la provisión de auxina. En este medio de cultivo modificado el propágulo puede pasar de 2 a 4 semanas para permitir que se desarrollen las raíces, o el periodo de tratamiento con auxina puede reducirse a un lapso más corto, de unos cuantos días a una semana, después del cual el propágulo se transfiere a un medio libre de auxina para que las raíces crezcan, o bien los brotes pueden ser separados como pequeñas estacas, tratadas con auxina y colocadas en una cámara con humedad elevada para su enraizamiento.

Durante el cultivo, otras condiciones pueden favorecer la iniciación de raíces, en particular en las plantas que enraizan con dificultad. En diversas plantas, la reducción de la concentración de sales inorgánicas puede ser de importancia. (*142*) La adición de floroglucinol y de floridzina ha mejorado el enraizamiento y reducido el encallecimiento. (*65, 70*) El floroglucinol puede actuar sinérgicamente con la auxina. Es efectivo en algunas cultivares de manzano y de ciruelo y actuá como estimulador dentro de ciertas concentraciones de auxina, pero en otras se muestra como inhibidor. (*161*) Su empleo debe efectuarse haciendo pruebas en cada cultivar.

En algunas especies el crecimiento de los brotes se inhibe en la Etapa II debido a las elevadas concentraciones de citokinina. En muchos casos resulta útil un solo cambio a un medio sin citokinina o con bajas concentraciones de la misma, combinado con aplicación de ácido giberélico (1 ppm), como en *Prunus*. (*47, 170*)

Otra característica de la planta en etapa de multiplicación es que como fuente de su energía depende de la sucrosa del medio más bien que de su propia elaboración. Aunque las hojas pueden estar verdes, en realidad no son capaces de efectuar fotosíntesis. Esta condición es descrita como **heterótrofa** en contraste con la **autótrofa**, en la cual la fuente de energía proviene de la fotosíntesis y la planta es independiente de una fuente artificial. Así, uno de los cambios que deben efectuarse en el establecimiento del propágulo en la Etapa IV es el cambio de la existencia heterótrofa a la autótrofa (de vida independiente). Este proceso implica que la plantita inicie nuevas hojas *después* de que ha sido removida del ambiente del medio de cultivo. Por tanto, puede ser de importancia conservar el brote en estado de crecimiento activo. Si la plantita ha entrado en letargo, muestra alguna inhibición del crecimiento o ha perdido ho-

jas, su establecimiento puede resultar difícil. Este problema puede ser intensificado con periodos de cultivo excesivamente largos.

Otras características de las plantas que crecen en un medio de cultivo artificial altamente protegido es su sensibilidad a la escasez de humedad y su susceptibilidad al ataque de organismos patógenos. La susceptibilidad a la escasez de agua aparentemente es debida en parte a la falta de cutícula en las hojas. (*153*) Las hojas de esas plantas pueden presentar el aspecto de *no glaucas* (esto es lisas, brillantes), en comparación del aspecto *glauco* (ceroso) de las hojas con cutícula. Además, las hojas pueden ser delgadas, sus estomas no funcionan efectivamente y pueden ser muy sensibles a la deshidratación. (*16, 42*)

En la etapa III se ha usado un aumento en la concentración del agar (de 1.0 a 1.2%) para mejorar la supervivencia de plantas herbáceas perennes después del trasplante. (*168*) Este efecto está asociado con una disminución de la tasa de crecimiento y un aumento en su resistencia.

Etapa IV: Trasplante

La etapa de trasplante abarca la transferencia de la plantita del medio aséptico de cultivo al ambiente de vida natural en el invernadero y luego en su sitio final. Al principio de esta etapa la plantita puede estar enraizada o no. En cualquiera de los casos, para que puedan sobrevivir, la plantita o el propágulo deben pasar por un periodo de **aclimatación.** Por tanto, se deben volver autótrofas, tienen que desarrollar raíces, brotes funcionales y aumentar su resistencia a la desecación y al ataque de organismos patógenos.

Durante el periodo inicial que sigue al trasplante, son esenciales varias condiciones ambientales. (*14*) Una de ellas es el mantenimiento elevado de humedad relativa (del 50 al 100%) durante 2 a 3 semanas para proteger la planta de la desecación y permitir que inicie nuevas raíces y brotes. El segundo requerimiento es un medio de enraice suelo, aerado, bien drenado, que permita que las raíces se desarrollen con rapidez. Otro es la protección contra diversos organismos patógenos hasta que haya adquirido algo de resistencia. Otro más el control del crecimiento durante el trasplante para superar o evitar el letargo y la falta de crecimiento resultante. Como un ejemplo del manejo del crecimiento se puede citar el cultivo de plantitas de ciruelo producidas en cultivo aséptico cuyo desarrollo fue estimulado enfriándolas durante 2 meses a 0 °C para superar un periodo de reposo después de colocarlas en macetas o un tratamiento con ácido giberélico (200 ppm) también después de pasarlas a macetas. (*57*)

CONTROL DE ORGANISMOS PATOGENOS DURANTE LA MICROPROPAGACION

Un aspecto principal de la micropropagación es el control de los organismos patógenos. Para obtener un cultivo completamente estéril se deben eliminar los organismos patógenos presentes en el explante.

También se deben eliminar los organismos patógenos internos endógenos en la fuente específica de material, pero es posible que estos no se detecten mientras el explante y los propágulos subsiguientes estén creciendo en los medios de cultivo.

Organismos patógenos externos

Los contaminadores externos incluyen hongos, mohos, bacterias, levaduras y otros microorganismos, que se encuentran presentes literalmente en todas partes: en el aire y en la superficie

de las plantas, mesas, manos y demás. Las esporas de esos organismos se mueven en las corrientes de aire, en particular sobre las partículas de polvo. Para controlar esos organismos, se deben desinfestar los explantes, las herramientas y las áreas de trabajo para remover tales contaminantes de sus superficies. Todo este trabajo debe hacerse en áreas especiales de transferencia en la cual se eliminen todos esos contaminantes y se hayan tomado precauciones para prevenir la recontaminación.

La reducción de los contaminantes superficiales comienza con el control de las plantas madres utilizadas como fuentes de explantes. De ordinario los contaminantes están presentes sólo en la superficie de las partes de plantas, aunque pueden estar alojados en grietas, entre las escamas de las yemas o en otras partes y a veces resulta bastante difícil eliminarlos. Las estructuras internas, como los puntos de crecimiento de las yemas, el interior de semillas y frutos, tienden a estar relativamente libres de organismos patógenos. Sin embargo, si la planta está creciendo en una atmósfera húmeda, los micelios pueden invadir el interior de la misma y convertirse en un problema persistente.

La reducción de los contaminantes superficiales de las plantas madres ayuda en los intentos posteriores de desinfección. (*48*) En general, las plantas madres cultivadas en macetas en el medio protegido de un invernadero son mejores fuentes de explantes que las cultivadas a la intemperie. Se debe evitar el riego por arriba, las aspersiones o cualquier actividad que aumente la humedad alrededor de la planta. De manera similar, las porciones de plantas que se vayan a utilizar se deben mantener fuera de contacto con el suelo y hay que evitar el empleo de raíces o de partes subterráneas de plantas como fuente de explantes. Las poblaciones de insectos y de ácaros deben controlarse con aspersiones. En un caso, para reducir los contaminantes presentes en *Dieffenbachia* fue necesario suspender el riego y mantener las plantas frescas y secas durante 3 semanas, aún, en el interior de un invernadero. (*74*) Si las plantas se están cultivando al exterior, puede resultar útil cubrir los brotes con bolsas de plástico o asperjarlos con fungicidas. (*35*)

La desinfestación requiere el empleo de materiales químicos que son tóxicos para los microorganismos pero relativamente inocuos para el material vegetal. El cultivo de tejidos se volvió posible con el descubrimiento de desinfestantes efectivos y de empleo cómodo, tales como los hipocloritos de calcio y de sodio (en la actualidad ampliamente disponibles con diferentes marcas comerciales como blanqueadores de uso doméstico). Tanto la efectividad del tratamiento como el daño al tejido viviente aumentan como respuestas al tiempo-dosis, de manera que se debe buscar un equilibrio efectivo de esos factores.

Algunos alcoholes (etílico, metílico o isopropílico) en concentraciones del 70 al 75% se emplean ampliamente como desinfestantes, pero son muy tóxicos para el material vegetal, de manera que su empleo está restringido a enjuagues de corta duración y a la esterilización de superficies externas de donde se obtienen los explantes del interior del órgano.

Se ha probado agregar antibióticos como la estreptomicina al medio de cultivo (*88*) para inhibir a los microorganismos, pero con diversos grados de éxito.

Organismos patógenos internos

Los organismos que están presentes en el interior del tejido del explante en la época en que se va a cultivar presentan un problema más serio. Una de las razones primordiales para el empleo de procedimientos de micropropagación es la posibilidad de producir materiales libres de organismos patógenos. Sin embargo, diversos investigadores de este campo han prevenido que no se debe dar por descontado que los materiales están exentos de organismos patógenos a menos que se utilice un procedimiento específico de catalogación o de otro tipo de detección como parte del procedimiento.

VIRUS Y ORGANISMOS DE TIPO VIRUS

Los virus y los organismos de tipo virus pueden estar presentes en los tejidos de las plantas, sin que se muestren síntomas específicos (*82, 105*). Algunos virus como el del taro en *Dieffenbachia,* han inhibido fuertemente su crecimiento en medios de cultivo. (*49*) Por tanto, donde sea posible los explantes se deben obtener de plantas madres probadas para virus, como aquellas inscritas en un Programa de Registro o Certificación (véase Cap. 8). Para separar los explantes de los virus que haya en el resto de la planta, se toman las puntas meristemáticas de los brotes. Este procedimiento se puede combinar con tratamientos con calor y otros procedimientos de descontaminación.

CONTAMINANTES BACTERIANOS Y FUNGOSOS

Ciertos contaminantes bacterianos, como *Bacillus subtilis* (*145*), *Erwinia* (*74, 75*) o *Pseudomonas* (*74*) algunas veces están presentes en el interior de la plantita pero no crecen con facilidad en el medio de cultivo ya sea porque éste se ha vuelto más ácido (*49*) o porque la citokinina que hay en el medio reduce su crecimiento. (*53*) Estos contaminantes puede inhibir grandemente el potencial de crecimiento y enraice (*49*) o pueden permanecer suprimidos sin efecto hasta que el explante es transferido a un nuevo medio de cultivo. (*53*)

Un procedimiento útil es efectuar cultivos de catalogación de porciones de plantitas individuales y eliminar aquellas cuyos recipientes muestran resultados positivos para la presencia de organismos patógenos. Sin embargo, aplicando este procedimiento en la etapa inicial de explante, no siempre se logra identificar todos los contaminantes potenciales. (*49*)

VARIACION GENETICA, QUIMERICA Y EPIGENETICA EN LAS PLANTAS DURANTE LA MICROPROPAGACION

En el Cap. 8 se describieron 3 fuentes generales de variantes en clones propagados vegetativamente: *genética, quimérica* y *epigenética.* Dado que estas variantes se originan a nivel celular, su impacto puede ser de significación en la micropropagación y el cultivo de tejidos en los cuales las células constituyen el material inicial de nuevas plantas. Estas variantes pueden ser tanto benéficas como perjudiciales en la micropropagación. Por una parte, el éxito en la dirección del desarrollo en sistemas de cultivo se basa, en parte, en controlar el estado epigenético del explante, el propágulo y la plantita. Por otra parte, debido a cambios genéticos y epigenéticos, el producto final pueden ser plantas de aspecto o comportamiento diferentes a las comparables, producidas con métodos de propagación tradicionales. Es posible que en los nuevos sistemas de cultivo se presente cierta proporción de plantas aberrantes, fuera de tipo que deben eliminarse y se requieran sistemas de inspección y vigilancia como parte de la secuencia de propagación.

Tipos de variación

VARIACIÓN GENÉTICA

Los cambios genéticos, como se describieron en el Cap. 8, son cambios permanentes en el genoma o plastoma que dan origen a plantas mutantes. Los mutantes que controlan la clorofila y

Fig. 16-16 Plantita albina que apareció en una violeta africana (*Saintpaulia*) después de micropropagación. Es posible que se haya originado de una sola célula, por lo cual resultó un mutante de color sólido.

que conducen a la aparición de plantas albinas (Fig. 16-16) o a sectores albinos de las hojas son bastante comunes pero de ordinario se pueden identificar con facilidad (*34, 84*). Otros tipos de mutantes que afectan el hábito de crecimiento (Fig. 16-17), el vigor o la productividad es posible que no se puedan identificar con tanta facilidad, o no se logre hacerlo sino hasta que la planta ha crecido en su sitio definitivo. Usualmente, esas plantas fuera de tipo aparecen como individuos aislados y con una frecuencia relativamente baja.

Los cambios grandes que tienden a ocurrir en los genotipos de las células, como poliploidía o aneuploidía, de manera característica están asociados con sistemas celulares no organizados, como cultivos de tejidos o de suspensiones de células y su tasa de aparición puede aumentar con el tiempo y con el número de transferencias. (*106*) En algunos casos, las variantes pueden resultar de cambios celulares que ya habían ocurrido en la planta madre. En ciertas plantas intactas, se ha encontrado que se desarrollan células con mayor número de cromosomas durante la transición de células meristemáticas a células de parénquima duras. (*33*)

Aunque en las poblaciones de células que se forman en los cultivos asépticos la variabilidad genética o inducida puede ser un motivo de riesgo, dicha variabilidad es potencialmente valiosa en el mejoramiento de las plantas. En un estudio (*137*) se regeneraron plantas de geranio llamadas **callclones**, de callo producido en diversas cultivares de geranio. La población de nuevas plantas mostró una gama de variabilidad más grande en comparación con plantas de las mismas cultivares propagadas con estacas convencionales de tallo, raíz o pecíolo.

Las variantes pueden haber resultado de la segregación de células procedentes de diversos sectores quiméricos en las cultivares maternas. En un estudio algo similar en patata (*134*) se ha obtenido una serie de variantes intraclonales a las que se ha llamado **protoclones**. Se cultivan separando entre sí protoplastos de hojas de la patata "Burbank", una cultivar que se ha propagado vegetativamente desde hace más de 100 años. Se produjo callo de los protoplastos y se regeneraron nuevas plantas. Algunas de las nuevas variantes intraclonales presentaron características económicas útiles, tales como tamaño o floración y se ha sugerido a los fitomejoradores el empleo de este método.

Fig. 16-17 Variación genética en 2 plantas de tabaco que se originaron de células individuales. Se desarrolló callo y ocurrió organogénesis, como se describió en la Fig. 16-11. *Izquierda:* planta normal. *Derecha:* planta variante. Cortesía, T. Murashige.

QUIMERAS

Las plantas quiméricas están formadas por tejidos de genotipos diferentes que crecen adyacentes entre sí. Se presentan en diversos patrones celulares y varían respecto a su estabilidad en propagación vegetativa.

La estabilidad de las cultivares quiméricas reproducidas por micropropagación depende de la naturaleza de la quimera y del tipo de sistema de cultivo que se emplee. Como la variante está presente en el explante original en forma de quimera, las mejores posibilidades de mantener la naturaleza quimérica de las cultivares se tienen mediante la regeneración por alargamiento de las puntas de tallos o por yemas axilares. (*21*) Si en el explante se inician directamente brotes adventicios, es probable que ocurra segregación entre los genotipos representados en la quimera, dependiendo del genotipo presente en las células de las que se originó el brote adventicio. (*19*) Los brotes adventicios se originan, principalmente, de una sola o de unas cuantas células situadas cerca de la superficie del órgano del que se toma el explante. Si entre la selección del explante y la regeneración de la plantita transcurre un periodo de encallecimiento, las posibilidades de que se deshaga la quimera son lo suficiente grandes como para excluir el empleo de métodos en los cuales el encallecimiento forma parte del proceso.

En tejidos somáticos ocurren, con frecuencia regular, mutaciones espontáneas para la propagación de cultivares quiméricas conocidas. Algunas veces 2 "nuevos" genotipos se originan por *entrecruzamiento somático* (*40*) para dar origen a sectores "gemelos" que difieren del tejido circundante. La aparición de plantas aberrantes en estos sistemas de cultivo puede, en rea

lidad, no representar un incremento anormal sobre las expectaciones. Más bien, el gran número de plantas involucradas en micropropagación y el estímulo de muchos brotes axilares puede constituir un sistema eficiente de detección.

A menudo los nuevos mutantes aparecen temprano como listas o sectores visibles en las hojas. Con la formación de brotes adventicios, en la cual participan una célula individual o un número limitado de ellas, se puede esperar la recuperación de plantas enteras mutantes. De manera similar, la regeneración por organogénesis en callo o la embriogénesis a partir de callo es probable que dé origen a plantas completas mutantes. (*20*) Las variaciones que afectan el crecimiento o la productividad es posible que no se detecten sino en etapas mucho más tardías.

Con los sistemas de cultivo de callo se ha mostrado que las tasas de mutaciones espontáneas y de incremento del número de cromosomas aumentan con relación a las que se observan en células de tejidos organizados y que ese número aumenta con las veces que se transfiere el cultivo. (*105*) En consecuencia, para fines de propagación, por lo general, se evita el uso de fases intermediarias de callo. De ser necesario, el periodo de tiempo, en término de número de trasplantes debe mantenerse al mínimo.

VARIACIÓN EPIGENÉTICA

Las variantes epigenéticas son aquellas que se muestran más o menos constantes, persistiendo en una propagación vegetativa continuada (*90, 91*) pero no implican un cambio permanente en el genotipo. Esta distinción tan precisa entre variantes genéticas y epigenéticas es difícil de demostrar (*93*) y a menudo se supone que existe con base en pruebas indirectas. La prueba directa de una variante genética debe ser la transmisión del carácter a la generación de plantas obtenidas de semilla o la demostración de segregación con pruebas genéticas clásicas. Las variantes epigenéticas no se transmiten durante la formación del embrión mientras que los caracteres genéticos sí deben ser transmitidos.

Las diferencias epigenéticas pueden deberse a variación entre diferentes explantes tomados de plantas intactas. El control de los cambios de la fase juvenil a la madura se ha descrito como epigenético (véase el Cap. 8). Los explantes tomados de diferentes partes y órganos de la planta pueden representar diferentes estados epigenéticos. Por ejemplo, en los cultivos de callo iniciados de las fases juvenil y adulta de la hiedra inglesa (*Hedera*), se han presentado características de crecimiento que han persistido después de muchas transferencias. (*149*) Cuando se regeneraron nuevas plantas, el callo "adulto" pasó a embriogénesis, mientras que el callo "joven" entró en organogénesis. Sin embargo, todas las plantitas producidas fueron juveniles, indicando que se había efectuado la reversión y pérdida del estado epigenético. (*8*)

En plantas anuales procedentes de semilla como el tabaco, y otras (*132, 159*), la capa de explantes de células obtenidos consecutivamente de la base al ápice del tallo mostraron un gradiente en el cual los explantes basales regeneraron brotes vegetativos y los nudos apicales brotes florales, indicando así que las diferentes partes de la planta estaban programadas en una dirección morfológica específica.

Los cultivos de punta de tallo (*85, 103*) a menudo producen plantitas que tienden a mostrar desarrollo juvenil. En parte, esta tendencia puede estar asociada con la producción de brotes adventicios que es sabido que conduce a reversión (véase Cap. 8). En otros casos, como en un clon de vid de 1000 años de edad, se ha producido reversión a un estado juvenil mediante subcultivos consecutivos de puntas de tallo en cultivo aséptico. (*103*) Se ha reportado que

plantas leñosas producidas después de pasar varias veces por cultivo y luego de plantarse en el campo, han producido estacas que enraizan con facilidad. (*14*)

La embriogénesis depende de alcanzar el estado epigenético apropiado en *callo embriogénico* específico. Esta potencialidad depende de la parte de la planta usada como explante original así como de la secuencia de manejo de cultivo. Sin embargo, una vez que se ha producido un callo de ese tipo, se mantiene embriogénico y continúa produciendo embriones somáticos (*78*)

Las células que se cultivan ya sea en suspensiones o como callo es común que cambien sus características de crecimiento con los pasos consecutivos de cultivo. Por lo general, se registra una mejoría gradual en su capacidad para crecer. Esta tendencia representa la selección de las células más adaptadas para desarrollarse en cultivo. Si este fenómeno representa una selección de variantes genéticas o de cambios epigenéticos es difícil de definir.

Con el cultivo continuado, muy a menudo las células pierden su capacidad para entrar en organogénesis o en embriogénesis. Esta pérdida ha sido asociada con cambios en su nivel de ploidía indicando que se han registrado cambios genéticos. (*33, 158*) En otros casos, el cambio ha revertido, sugiriendo que es un cambio epigenético. (*150*)

En algunos casos se ha encontrado que los tejidos de cultivos pierden sus requerimientos de hormonas de crecimiento específicas, como citokinina y auxina. (*90*) Este proceso se ha llamado **habituación.**

De manera similar, se ha mostrado que los cambios en tumores de células vegetales han resultado de efectos epigenéticos más bien que de efectos genéticos. (*151*)

Vigilancia de la Variación en la Micropropagación

En el manejo del material micropropagado, para reducir al mínimo la variación no deseada y la producción de plantas aberrantes o de aquellas que no se comportan conforme a las necesidades del propagador, hay que seguir ciertas prácticas como las que se sugieren a continuación. Un programa de esta naturaleza debe ser parte del proceso de adaptar los métodos de micropropagación a especies o cultivares dadas y debe proseguirse con la evaluación del material propagado. El control de la variación puede llevarse en cuatro pasos: (a) selección de la cultivar; (b) selección del explante específico y su fuente; (c) selección del procedimiento de propagación, y; (d) observación de las plantas propagadas.

En el caso de las plantas micropropagadas se debe:

1. Conocer la naturaleza de la cultivar con relación a su quimerismo, caracteres genéticos y similares. Este procedimiento puede determinar el sistema de propagación que se escoja.
2. Asegurarse de que la planta utilizada como fuente de material es de la cultivar correcta y que ella misma no es una variante. De ser posible, úsese una planta madre que con anterioridad haya sido catalogada respecto a virus u otros organismos patógenos internos. De no ser así debe efectuarse la catalogación. El empleo de un explante meristemático muy pequeño ayuda a eliminar virus pero no garantiza un estado libre de organismos patógenos sin confirmarlo mediante las pruebas apropiadas.
3. Usar un procedimiento de propagación adecuado. En general, los explantes con puntas de crecimiento, terminales o axilares, se prefieren a la formación de brotes adventicios. Excepto en situaciones especiales, se debe evitar una etapa intermedia de encallecimiento. Si el encallecimiento forma parte del método, limítese a 3 el número de transferencias y luego empiece con nuevos

explantes. En cada caso, desde luego, el método a emplear debe ser investigado de acuerdo con el paso 5.

4. Al final de la etapa de multiplicación, compruébese por inspección la existencia de plantas aberrantes o fuera de tipo y elimínense. Esta inspección debe hacerse, desde luego, en todo tiempo. En esta época, se pueden clasificar por uniformidad las plantitas que deben pasar a la etapa de pretrasplante.
5. Efectuar *pruebas de descendencia* del material propagado en las zonas finales de su cultivo para determinar que las plantas producidas son apropiadas para el propósito a que se destinan.
6. Desarrollar un sistema para mantener la *identidad de la fuente* de las plantas que se manejan en el proceso de propagación. Este sistema hace que sea posible identificar el origen de algún problema.

BIBLIOGRAFIA

1. Abbott, A. J., and E. Whiteley. 1976. Culture of *Malus* tissues in vitro. I. Multiplication of apple plants from isolated shoot apices. *Scient. Hort.* 4:183–89.
2. Anderson, W. C. 1980. Mass propagation by tissue cultures: Principles and techniques. In *Proc. conf. on nursery production of fruit plants: Applications and feasibility,* R. H. Zimmerman, ed. USDA ARR-NE-11, pp. 1–14.
3. Anderson, W. C., and J. B. Carstens. 1977. Tissue culture propagation of broccoli, *Brassica oleracea* (Italian group) for use in F_1 hybrid seed production. *Jour. Amer. Soc. Hort. Sci.* 102(1):69–73.
4. Arditti, J. 1967. Factors affecting the germination of orchid seeds. *Bot. Rev.* 33(1):1–97.
5. Asen, S., and R. E. Larson. 1951. Artificial culturing of rose embryos. Pennsylvania State College School of Agriculture, Agr. Exp. Sta. *Progress Report* 40:1–4.
6. Bajaj, Y. P. S. 1979. Establishment of germ plasma banks through freeze storage of plant tissue culture and their application to agriculture. In *Plant cell tissue culture: Principles and application,* W. R. Sharp et al., eds. Columbus: Ohio State Univ., pp. 745–74.
7. Bajaj, Y. P. S., and W. B. Collins. 1968. Some factors affecting the in vitro development of strawberry fruits. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 93:326–33.
8. Banks, M. S. 1979. Plant regeneration from callus from two growth phases of English ivy, *Hedera helix* L. *Zeits. fur Pflanzenphys.* 92:349–53.
9. Barlass, M., and K. G. M. Skene. 1980. Studies on the fragmented shoot apex of grapevine. I. The regenerative capacity of leaf primordial fragments in vitro. *Jour. Exp. Bot.* 31(121):483–88.
10. ———. 1980. Studies on the fragmented shoot apex of grapevine. II. Factors affecting growth and differentiation *in vitro. Jour. Exp. Bot.* 31(121):489–95.
11. Barz, W., E. Reinhard, and M. H. Zenk, eds. 1977. *Plant tissue culture and its biotechnological applications.* Berlin: Springer-Verlag.
12. Beasley, C. A. 1977. Ovule culture: Fundamental and pragmatic research for the cotton industry. In *Plant cell, tissue and organ culture,* J. Reinert and Y. P. S. Bajaj, eds. Berlin: Springer-Verlag, pp. 160–78.
13. Bilkey, P. C., B. H. McCown, and A. C. Hildebrandt. 1978. Micropropagation of African violet from petiole cross-sections. *HortScience* 13(1):37–38.
14. Boulay, M., H. Chaperon, and A. David. 1979. *Micropropagation d'arbres forestiers: Etudes et recherches.* Nangis, France: Association foret-cellulose domain de'etaneon.

15. Bourgin, J. P., and J. P. Nitsch. 1967. Obtention de Nicotiana haploides a'partir d'elamines cultivees *in vitro. Ann. Phys. Veg.* 9:377–82.
16. Brainerd, K. E., L. H. Fuchigami, S. Kwiatkowski, and C. S. Clark. 1981. Leaf anatomy and water stress of aseptically cultured 'Pixy' plum grown under different environments. *HortScience* 16(2):173–75.
17. Brettell, R. I. S., and D. S. Ingram. 1979. Tissue culture in the production of novel disease-resistant crop plants. *Bio. Rev.* 54:329–45.
18. Burk, L. G., G. R. Gwynn, and J. R. Chaplin. 1972. Diploidized haploids from aseptically cultured anthers of *Nicotiana tabacum. Jour. Hered.* 63(6):355–60.
19. Bush, S. R., E. D. Earle, and R. W. Langhans. 1976. Plantlets from petal segments, petal epidermis, and shoot tips of the periclinal chimera, *Chrysanthemum morifolium* 'Indianapolis'. *Amer. Jour. Bot.* 63(6):729–37.
20. Button, J., and J. Kochba. 1977. Tissue culture in the citrus industry. In *Plant cell, tissue and organ culture,* J. Reinert and Y. P. S. Bajaj, eds. Berlin: Springer-Verlag, pp. 70–92.
21. Boxus, P. H., M. Quoirin, and J. M. Laine. 1977. Large scale propagation of strawberry plants from tissue culture. In *Plant cell, tissue and organ culture,* J. Reinert and Y. P. S. Bajaj, eds. Berlin: Springer-Verlag, pp. 131–43.
22. Cameron-Mills, V., and C. M. Duffus. 1977. The *in vitro* culture of immature barley embryos on different culture media. *Ann. Bot.* 41:1117–27.
23. Campbell, R. A., and D. S. Durzan. 1975. Induction of multiple buds and needles in tissue cultures of *Picea glauca. Can. Jour. Bot.* 53:1652–57.
24. Carlson, P. S., H. H. Smith, and R. D. Dearing. 1972. Parasexual interspecific plant hybridization. *Proc. Nat. Acad. Sci. USA* 69(8):2292–94.
25. Cheah, Kheng-Tuan, and Tsai-Ying Cheng. 1978. Histological analysis of adventitious bud formation in cultured Douglas fir cotyledon. *Amer. Jour. Bot.* 65(8):845–49.
26. Cheng, Tsai-Ying. 1978. Clonal propagation of woody plant species through tissue culture techniques. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 28:139–55.
27. ———. 1978. Propagating woody plants through tissue culture. *Amer. Nurs.* 147(10):7–8, 94–102.
28. Cheng, Tsai-Ying, and Thanh H. Voqui. 1977. Regeneration of Douglas fir plantlets through tissue culture. *Science* 198:306–7.
29. Christie, C. B. 1978. Rapid propagation of aspens and silver poplars using tissue culture techniques. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 28:255–60.
30. Cocking, E. C. 1960. A method for the isolation of plant protoplasts and vacuoles. *Nature* 187:927–29.
31. Coleman, W. K., and T. A. Thorpe. 1977. *In vitro* culture of western red-cedar (*Thuja plicata* Donn). I. Plantlet formation. *Bot. Gaz.* 138(3):298–304.
32. Collins, G. B. 1978. Pollen and anther culture: Progress and application. In *Propagation of higher plants through tissue culture,* K. W. Hughes, R. Henke, and M. Constantin, eds. U.S. Dept. of Energy Tech. Information Center, pp. 179–88.
33. D'Amato, F. 1977. Cytogenetics of differentiation in tissue and cell cultures. In *Plant cell, tissue and organ cultures,* J. Reinert and Y. P. S. Bajaj, eds. Berlin: Springer-Verlag, pp. 343–57.
34. Damiano, C. 1980. Strawberry micropropagation. In *Proc. of the conf. on nursery production of fruit plants through tissue culture: Applications and feasibility,* R. H. Zimmerman, ed. Beltsville, Md.: USDA ARR-NE-11, pp. 11–22.

35. de Fossard, R. A. 1976. *Tissue culture for plant propagators.* Armidale, N.S.W., Aust.: Univ. of New England Printery.

36. de Nettencourt, D., and M. Deuvreaux. 1977. Incompatibility and *in vitro* cultures. In *Plant cell, tissue and organ cultures,* J. Reinert and Y. P. S. Bajaj, eds. Berlin: Springer-Verlag, pp. 426–35.

37. Dougall, D. K. 1979. Factors affecting yields of secondary products in plant tissue cultures. In *Plant cell and tissue cultures: Principles and applications,* W. R. Sharp et al., eds. Columbus: Ohio State Univ. Press, pp. 727–44.

38. Dunstan, D. I. 1981. Transplantation and post-transplantation of micropropagated tree-fruit rootstocks. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 31:39–45.

39. Eriksson, T., and K. Jonasson. 1969. Nuclear division in isolated protoplasts from cells of higher plants grown *in vitro. Planta* 89:85–89.

40. Evans, D. A., and E. F. Haddock. 1978. Mitotic crossing-over in higher plants. In *Plant cell and tissue culture: Principles and applications,* R. W. Sharp et al., eds. Columbus: Ohio State Univ. Press, pp. 315–52.

41. Evans, D. A., W. R. Sharp, and C. E. Flick. 1981. Plant regeneration from cell cultures. *Hort. Rev.* 3:214–314.

42. Fuchigami, L. H., T. Y. Cheng, and A. Soeldner. 1981. Abaxial transpiration and water loss in aseptically cultured plum. *Jour. Amer. Soc. Hort. Sci.* 106(4):519–22.

43. Gamborg, O. L., K. Ohyama, L. E. Pletcher, L. C. Fowke, K. Kartha, F. Constabel, and K. Kao. 1979. Genetic modification of plants. In *Plant cell and tissue culture: Principles and applications,* W. R. Sharp et al., eds. Columbus: Ohio State Univ. Press, pp. 371–98.

44. Guha, S., and S. C. Maheshwari. 1964. *In vitro* production of embryos from anthers of *Datura. Nature* 204:497.

45. Haberlandt, G. 1902. Kulturversuche mit isolierten Pflanzenzellsn. *Sitzungsber. Akad. der Wiss. Wien, Math.-Naturwiss.* K1. 111:69–92.

46. Halperin, W., and D. F. Wetherell. 1964. Adventive embryony in tissue cultures of the wild carrot, *Daucus carota. Amer. Jour. Bot.* 51:274–83.

47. Hammerschlag, F. 1980. Peach micropropagation. In *Proc. of conf. on nursery production of fruit plants through tissue culture.* USDA. Arr-NE-11, pp. 48–52.

48. Henny, R. J. 1980. *In vitro* germination of *Maranta leuconeura* embryos. *HortScience* 15(2):198–200.

49. Henny, R. J., J. F. Knauss, and A. Donnan, Jr. 1981. Foliage plant tissue culture. In *Foliage plant production,* J. Joiner, ed. Englewood Cliffs, N.J.: Prentice-Hall.

50. Hesse, C., and D. E. Kester. 1955. Germination of embryos of *Prunus* related to degree of embryo development and method of handling. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 65:251–64

51. Heuser, C. W., and J. Horker. 1976. Tissue culture propagation of daylilies. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 26:269–72.

52. Hicks, G. S. 1980. Patterns of organ development in plant tissue culture and the problem of organ determination. *Bot. Rev.* 46:1–23.

53. Holdgate, D. P., and J. S. Aynsley. 1977. The development and establishment of a commercial tissue culture laboratory. *Acta Hort.* 78:31–36.

54. Holley, W. D., and R. Baker. 1963. *Carnation production.* Dubuque, Iowa: William C. Brown.

55. Hollings, M. 1965. Disease control through virus-free stock. *Ann. Rev. Phytopath.* 3:367–96.

56. Horsch, R. B., J. King, and G. E. Jones. 1980. Measurement of cultured plant cell growth on filter paper discs. *Can. Jour. Bot.* 58:2402–6.

57. Howard, B. H., and V. H. Oehl. 1981. Improved establishment of *in vitro* propagated plum micropropagules following treatment with GA_3 or prior chilling. *Jour. Hort. Sci.* 56(1):1–7.

58. Huang, Shu-Ching, and D. F. Millikan. 1979. Disease-free plants through micropropagation. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 29:393–98.

59. ———. 1980. *In vitro* micrografting of apple shoot-tips. *HortScience* 15:741–43.

60. Hussey, G. 1976. *In vitro* release of axillary shoots from apical dominance in monocotyledonous plantlets. *Ann. Bot.* 40:1323–25.

61. ———. 1977. *In vitro* propagation of some members of the Liliaceae, Iridaceae and Amaryllidaceae. *Acta Hort.* 78:303–9.

62. Hussey, G., and A. Falavigna. 1980. Origin and production of *in vitro* adventitious shoots in the onion, *Allium cepa* L. *Jour. Exp. Bot.* 31(125):1675–86.

63. Inomata, N. 1978. Production of interspecific hybrids in *Brassica campestris* × *B. oleracea* by culture *in vitro* of excised ovaries. I. Development of excised ovaries in the crosses of various cultivars. *Japan. Jour. Genetics* 53(3):161–73.

64. ———. 1978. Production of interspecific hybrids between *Brassica campestris* × *Brassica oleracea* by culture *in vitro* of excised ovaries. II. Effects of cocoanut milk and casein hydrolysate on the development of excised ovaries. *Japan. Jour. Genetics* 53:1–11.

65. James, D. J., and Isobel J. Thurbon. 1979. Rapid *in vitro* rooting of the apple rootstock M.9. *Jour. Hort. Sci.* 54(4):309–11.

66. Jarret, R. L., P. M. Hasegawa, and H. T. Erickson. 1980. Factors affecting shoot initiation from tuber discs of potato (*Solanum tuberosum*). *Phys. Plant.* 49:177–84.

67. Johri, B. M., and S. Guha. 1963. *In vitro* development of onion plants from flowers. In *Plant tissue and organ culture,* P. Maheshwari and N. S. Rangaswamy, eds. Delhi: Inter. Soc. of Plant Morph., Univ. of Delhi, pp. 215–23.

68. Johri, B. M., and C. B. Sehgal. 1963. Growth of ovaries of *Anethum graveolens* L. In *Plant tissue and organ culture,* P. Maheshwari and N. S. Rangaswamy, eds. Delhi: Int. Soc. of Plant Morph., Univ. of Delhi.

69. Jones, J. B. 1979. Commercial use of tissue culture for the production of disease-free plants. In *Plant cell and tissue culture: Principles and applications,* W. R. Sharp et al., eds. Columbus: Ohio State Univ. Press, pp. 441–52.

70. Jones, O. P. 1976. Effect of phloridzin and phloroglucinol on apple shoots. *Nature* 262(5567):392–93.

71. ———. 1979. Propagation in vitro of apple trees and other woody fruit plants: Methods and applications. *Sci. Hort.* 30:44–48.

72. Kartha, K. K., N. L. Leung, and K. Pahl. 1980. Cryopreservation of strawberry meristem and mass propagation of plantlets. *Amer. Soc. Hort. Sci.* 105:481–84.

73. Kester, D. E., and C. O. Hesse. 1955. Embryo culture of peach varieties in relation to season of ripening. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 65:265–73.

74. Knauss, J. F. 1976. A tissue culture method of producing *Dieffenbachia picta* cv. Perfection free of fungi and bacteria. *Proc. Fla. State Hort. Soc.* 89:293–96.

75. Knauss, J. F., and J. W. Miller. 1978. A contaminant, *Erwinia carotovera,* affecting commercial plant tissue culture. *In Vitro* 14:754–56.

76. Knudson, L. 1922. Non-symbiotic germination of orchid seeds. *Bot. Gaz.* 73:1–25.

77. ———. 1951. Nutrient solutions for orchids. *Bot. Gaz.* 112:528–32.

78. Krul, W. R., and J. Myerson. 1980. *In vitro* propagation of grape. In *Proc. conf. on nursery production of fruit plants through tissue culture: Applications and feasibility,* R. H. Zimmerman, ed. USDA ARR-NE-11, pp. 35–43.

79. Krul, W. R., and J. F. Worley. 1977. Formation of adventitious embryos in callus cultures of 'Seyval', a French hybrid grape. *Jour. Amer. Soc. Hort. Sci.* 102:360–63.

80. Lammerts, W. E. 1942. Embryo culture, an effective technique for shortening the breeding cycle of deciduous trees and increasing germination of hybrid seed. *Amer. Jour. Bot.* 29:166–171.

81. Lane, W. D. 1982. Plant manipulation *in vitro* with hormones. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 31:101–8.

82. Langhans, R. W., R. K. Horst, and E. D. Earle. 1977. Disease-free plants via tissue culture propagation. *HortScience* 12:149–50.

83. Lee, C. W., R. M. Skirvin, A. I. Soltero, and J. Janick. 1977. Tissue culture of *Salpiglossis sinuata* L. from leaf discs. *HortScience* 12(6):547–49.

84. Lo, P. F., C. H. Chen, and J. G. Ross. 1980. Vegetative propagation of temperate forage grasses through callus culture. *Crop. Sci.* 20:363–67.

85. Lyrene, P. M. 1981. Juvenility and production of fast-rooting cuttings from blueberry shoot cultures. *Jour. Amer. Soc. Hort. Sci.* 106:396–98.

86. Maeda, E., and T. A. Thorpe. 1979. Shoot histogenesis in tobacco callus cultures. *In vitro* 15(6):415–24.

87. Maheshwari, P., and N. S. Rangaswamy. 1963. Plant tissue and organ culture from the viewpoint of an embryologist. In *Plant tissue and organ culture,* P. Maheshwari and N. S. Rangaswamy, eds. Delhi: Inter. Soc. of Plant Morph., Univ. of Delhi, pp. 390–420.

88. McGarrity, G. L. 1975. Control of microbiological contamination. *Tissue Culture Assn. Man.* 1:181–85.

89. McGrew, J. R. 1980. Meristem culture for production of virus-free strawberries. In *Proc. conf. on nursery production of fruit plants through tissue culture: Applications and feasibility,* R. H. Zimmerman, ed. USDA. ARR-NE-11, pp. 80–85.

90. Meins, F., Jr., and A. N. Binns. 1978. Epigenetic clonal variation in the requirements of plant cells for cytokinins. In *The clonal basis of development,* S. Subtelny and I. M. Sussex, eds. New York: Academic Press, pp. 185–201.

91. ———. 1979. Cell determination in plant development. *BioScience* 29:221–25.

92. Mellor, F. C., and R. Stace-Smith. 1977. Virus-free potatoes by tissue culture. In *Plant cell, tissue and organ culture,* J. Reinert and Y. P. S. Bajaj, eds. Berlin: Springer-Verlag, pp. 616–35.

93. Meredith, C., and P. S. Carlson. 1978. Genetic variation in cultured plant cells. In *Propagation of higher plants through tissue culture,* K. W. Hughes, R. Henke, and M. Constantin, eds. U.S. Dept. of Energy, Tech. Information Center, pp. 166–76.

94. Meyer, M. M., Jr. 1976. Culture of Paeonia embryos by *in vitro* techniques. *Amer. Peony Soc. Bul.* 217:32–35.

95. ———. 1980. *In vitro* propagation of *Hosta sieboldiana. HortScience* 15:737–38.

96. Meyer, M. M., and G. M. Milbrath. 1977. *In vitro* propagation of horseradish with leaf pieces. *HortScience* 12(6):544–45.

97. Meyer, M. M., Jr., L. H. Fuchigami, and A. N. Roberts. 1975. Propagation of tall bearded irises by tissue culture. *HortScience* 10:479–80.

98. Meyer, M. M., Jr. 1976. Propagation of daylilies by tissue culture. *HortScience* 11(5): 485–87.

99. Miyata, N. S. 1978. Embryo culture of bromeliad seed. *The Plant Propagator* 24(1):5.

100. Morel, G. M. 1960. Producing virus-free cymbidiums. *Amer. Orch. Soc. Bul.* 29:495–97.

101. ———. 1964. Tissue culture: A new means of clonal propagation of orchids. *Amer. Orch. Soc. Bul.* 33:473–78.

102. Mullins, M. G., and C. Srinivasan. 1976. Somatic embryos and plantlets from an ancient clone of the grapevine (cv. Cabernet-Sauvignon) by apomixis *in vitro. Jour. Exp. Bot.* 27(100):1022–30.

103. Mullins, M. G., G. Y. Nair, and P. Sampet. 1979. Rejuvenation *in vitro:* Induction of juvenile characters in an adult clone of *Vitis vinifera* L. *Ann. Bot.* 44:623–27.

104. Murashige, T. 1974. Plant propagation through tissue cultures. *Ann. Rev. Plant Phys.* 25:135–66.

105. ———. 1977. Plant cell and organ cultures as horticultural practices. *Acta Hort.* 78:17–30.

106. ———. 1978. Principles of rapid propagation. In *Propagation of higher plants through tissue culture,* K. M. Hughes, R. Henke, and M. Constantin, eds. U.S. Dept. of Energy, Tech. Information Center, pp. 14–24.

107. Murashige, T., and F. Skoog. 1962. A revised medium for rapid growth and bioassays with tobacco tissue cultures. *Phys. Plant.* 15:473–97.

108. Narayanaswami, S., and K. Norstog. 1964. Plant embryo culture. *Bot. Rev.* 30(4): 587–625.

109. Navarro, L., and J. Juarez. 1977. Tissue culture techniques used in Spain to recover virus-free citrus plants. *Acta Hort.* 78:425–35.

110. Navarro, L., C. N. Roistacher, and T. Murashige. 1975. Improvement of shoot-tip grafting *in vitro* for virus-free citrus. *Jour. Amer. Soc. Hort. Sci.* 100:471–79.

111. Negueroles, J., and O. P. Jones. 1979. Production *in vitro* of rootstock/scion combinations of *Prunus* cultivars. *Jour. Hort. Sci.* 54(4):279–81.

112. Nitsch, C. 1981. Production of isogenic lines: Basic technical aspects of androgenesis. In *Plant tissue culture: Methods and applications in agriculture,* T. Thorp, ed. New York: Academic Press, pp. 241–52.

113. Nitsch, J. P. 1963. *In vitro* culture of flowers and fruit. In *Plant tissue and cell culture,* P. Maheshwari and N. S. Rangaswamy, eds. Delhi: Inter. Soc. of Plant Morph., Univ. of Delhi, pp. 198–214.

114. Nitsch, J. P., and C. Nitsch. 1969. Haploid plants from pollen grains. *Science* 163:85–87.

115. Norstog, K. 1977. Embryo culture as a tool in the study of comparative and developmental morphology. In *Plant cell, tissue and organ culture,* J. Reinert and Y. P. S. Bajaj, eds. Berlin: Springer-Verlag, pp. 190–202.

116. Oglesby, R. P. 1978. Tissue culture of ornamentals and flowers: Problems and perspectives. In *Propagation of higher plants through tissue culture,* K. M. Hughes, R. Henke, and M. Constantin, eds. U.S. Dept. of Energy, Tech. Information Center, pp. 59–61.

117. Oglesby, R. P., and R. E. Strode. 1979. Commercial tissue culturing at Oglesby Nursery. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 29:341–44.

118. Papachatzi, M., P. A. Hammer, and P. M. Hasegawa. 1980. *In vitro* propagation of *Hosta plantaginea. HortScience* 15(4):506–7.

119. Pence, V. C., P. M. Hasegawa, and J. Janick. 1979. Asexual embryogenesis in *Theobroma cacao* L. *Jour. Amer. Soc. Hort. Sci.* 104(2):145–48.

120. Pierik, R. L. M. 1979. *In vitro culture of higher plants.* Amsterdam: Posen en Looyen.

121. Pierik, R. L. M., and H. H. M. Steegmans. 1976. Vegetative propagation of Freesia through the isolation of shoots *in vitro. Neth. Jour. Agr. Sci.* 24:274–77.

122. Pierik, R. L. M., J. L. M. Jansen, A. Maasdam, and C. M. Binnendijk. 1975. Optimalization of *Gerbera* plantlet production from excised capitulum explants. *Sci. Hort.* 3:351–57.

123. Quak, F. 1977. Meristem culture and virus-free plants. In *Plant cell, tissue and organ culture,* J. Reinert and Y. P. S. Bajaj, eds. Berlin: Springer-Verlag, pp. 598–615.

124. Quoirin, M., P. Boxus, and T. Gaspar. 1974. Root initiation and isoperoxidases of stem tip cuttings from mature *Prunus* plants. *Phys. Veg.* 12(2):165–74.

125. Rajasekaran, K., and M. G. Mullins. 1979. Embryos and plantlets from cultured anthers of hybrid grapevines. *Jour. Exp. Bot.* 30(116):399–407.

126. Randolph, L. F., and L. G. Cox. 1943. Factors influencing the germination of *Iris* seed and the relation of inhibiting substances to embryo dormancy. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 43:284–300.

127. Rangaswamy, N. S. 1977. Application of *in vitro* pollination and *in vitro* fertilization. In *Plant cell, tissue and organ culture,* J. Reinert and Y. P. S. Bajaj, eds. Berlin: Springer-Verlag, pp. 412–25.

128. Reinert, J. 1959. Über die kontrolle de morphogenese und die induktion von adventiveembryonen an gewebekulturen aus karotten. *Planta* 53:318–33.

129. Roest, S., and G. S. Bokelmann. 1973. Vegetative propagation of *Chrysanthemum cinerariaefolium in vitro. Sci. Hort.* 1:120–22.

130. Salomon, E. 1976. Formation of adventitious buds in decapitated citrus seedlings and the effect of some growth regulators. *Jour. Exp. Bot.* 27:69–75.

131. Sandahl, M. R., and W. R. Sharp. 1979. Research in coffee sp. and applications of tissue culture methods. In *Plant cell and tissue culture: Principles and applications,* W. R. Sharp et al., eds. Columbus: Ohio State Univ. Press, pp. 527–84.

132. Scorza, R., and J. Janick. 1980. *In vitro* flowering of *Passiflora suberosa* L. *Jour. Amer. Soc. Hort. Sci.* 105:892–97.

133. Sharp, W. R., M. R. Sandahl, L. S. Caldas, and S. B. Maraffa. 1980. The physiology of in vitro asexual embryogenesis. *Hort. Rev.* 2:268–309.

134. Shepard, J. F., D. Bidney, and E. Shakin. 1980. Potato protoplasts in crop improvement. *Science* 208:17–24.

135. Sinha, S., R. P. Roy, and K. K. Jha. 1979. Callus formation and shoot bud differentiation in anther culture of *Solanum surattense. Can. Jour. Bot.* 57:2524–27.

136. Sink, K. C., Jr., and V. Padmanabhan. 1977. Anther and pollen culture to produce haploids: Progress and application for the plant breeder. *HortScience* 12:19–23.

137. Skirvin, R. M., and J. Janick. 1976. Tissue culture-induced variation in scented *Pelargonium* spp. *Jour. Amer. Soc. Hort. Sci.* 101(3):281–90.

138. Skoog, F., and C. O. Miller. 1957. Chemical regulation of growth and organ formation in plant tissues cultured *in vitro. Symp. Soc. for Exp. Biol.* 11:118–31.

139. Slack, S. A. 1980. Pathogen-free plants: Meristem-tip culture. *Plant Disease* 64(1): 15–17.

140. Smith, S. H., and W. A. Oglevee-O'Donovan. 1979. Meristem-tip culture from virus-infected plant material and commercial implications. In *Plant cell and tissue culture: Principles and applications,* W. R. Sharp et al., eds. Columbus; Ohio State Univ. Press, pp. 453–60.

141. Smith, W. A. 1981. The aftermath of the test tube. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 31:47–49.

142. Sriskandarajal, C., and M. G. Mullins. 1981. Micropropagation of Granny Smith apple: Factors affecting root formation *in vitro. Jour. Hort. Sci.* 56:71–76.

143. Stafford, A., and D. R. Davies. 1979. The culture of immature pea embryos. *Ann. Bot.* 44:315–21.

144. Steward, F. C., M. O. Mapes, A. E. Kent, and R. D. Holstein. 1964. Growth and development of cultured plant cells. *Science* 143:20–27.

145. Stokes, M. J. 1980. Current aspects of commercial micropropagation. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 30:255–67.

146. Stoltz, L. P. 1971. Agar restriction of the growth of excised mature iris embryos. *Jour. Amer. Soc. Hort. Sci.* 96:611–84.

147. Stone, O. M. 1978. The production and propagation of disease-free plants. In *Propagation of higher plants through tissue culture,* K. M. Hughes, R. Henke, and M. Constantin, eds. U.S. Dept. of Energy, Tech. Information Center, pp. 25–34.

148. Stoutemyer, V. T. 1957. Regeneration in various types of apple wood. *Iowa Agr. Exp. Sta. Res. Bul.* 220:308–52.

149. Stoutemyer, V. T., and O. K. Britt. 1969. Growth and habituation in tissue cultures of English ivy, *Hedera helix. Amer. Jour. Bot.* 56(2):222–26.

150. Street, H. E. 1977. Embryogenesis and chemically induced organogenesis. In *Plant cell and tissue culture: Principles and applications,* W. R. Sharp et al., eds. Columbus: Ohio State Univ. Press, pp. 123–54.

151. ———, ed. 1977. *Plant tissue and cell culture.* Berkeley, Calif.: Univ. of Calif. Press.

152. Sunderland, N., and J. M. Dunwell. 1977. Anther and pollen culture. In *Plant tissue and cell culture,* H. E. Street, ed. Berkeley, Calif.: Univ. of Calif. Press, pp. 223–66.

153. Sutter, E., and R. W. Langhans. 1979. Epicuticular wax formation on carnation plantlets regenerated from shoot-tip culture. *Jour. Amer. Soc. Hort. Sci.* 104(4):493–96.

154. Thorpe, T. A. 1979. Regulation of organogenesis *in vitro.* In *Propagation of higher plants through tissue culture,* K. W. Hughes, R. Henke, and M. Constantin, eds. Springfield, Va.: Natl Tech. Inf. Ser. U.S. Dept. of Commerce, pp. 87–101.

155. ———, ed. 1981. *Plant tissue culture: Methods and applications in agriculture.* New York: Academic Press.

156. Tisserat, B. 1981. *Date palm tissue culture.* USDA Agr. Res. Ser., Adv. in Agr. Tech., Western Series No. 17, pp. 1–50.

157. Tisserat, B., E. B. Esan, and T. Murashige. 1979. Somatic embryogenesis in angiosperms. *Hort. Rev.* 1:1–78.

158. Torrey, J. G. 1977. Cytodifferentiation in cultured cells and tissues. *HortScience* 12(2): 14–15.

159. Tran Thank Van, K., and H. Trinh. 1978. Plant propagation: Non-identical and identical copies. In *Propagation of higher plants through tissue culture,* K. W. Hughes, R. Henke, and M. Constantin, eds. Springfield, Va.: Natl. Tech. Inf. Ser., U.S. Dept. of Commerce, pp. 134–58.

160. Vasil, I. K., M. R. Ahuja, and V. Vasil. 1979. Plant tissue cultures in genetics and plant breeding. *Advances in Genetics* 20:127–215.

161. Welander, M., and I. Huntrieser. 1981. The rooting ability of shoots raised *in vitro* from the apple rootstock A2 in juvenile and in adult growth phase. *Phys. Plant.* 81:36–41.

162. Westcott, R. J., G. G. Henshaw, B. W. W. Grout, and W. M. Roca. 1977. Tissue culture methods and germ plasm storage in potato. *Acta Hort.* 78:45–49.

163. Wetherell, D. F. 1978. *In vitro* embryoid formation of cells derived from somatic plant tissues. In *Propagation of higher plants through tissue culture,* K. M. Hughes, R. Henke, and H. Constantin, eds. Springfield, Va.: Natl. Tech. Inf. Ser., U.S. Dept. of Commerce, pp. 102–24.

164. White, P. R. 1963. *The cultivation of animal and plant cells* (2nd ed.). New York: Ronald Press.

165. Wimber, D. E. 1963. Clonal multiplication of cymbidiums through tissue culture of the shoot meristem. *Amer. Orch. Soc. Bul.,* pp. 105–7.

166. Yang, H. 1977. Tissue culture technique developed for asparagus propagation. *HortScience* 12(2):16–17.

167. Yeung, E. C., T. A. Thorpe, and C. J. Jensen. 1981. *In vitro* fertilization and embryo culture. In *Plant tissue culture: Methods and applications in agriculture,* T. A. Thorpe, ed. New York: Academic Press, pp. 253–71.

168. Zilis, M., D. Zwagerman, D. Lamberts, and L. Kurtz. 1979. Commercial propagation of herbaceous perennials by tissue culture. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 29:404–13.

169. Ziv, M., A. H. Halevy, and R. Shilo. 1970. Organs and plantlets regeneration of *Gladiolus* through tissue culture. *Ann. Bot.* 34:671–76.

170. Zuccherelli, G. 1979. Moltiplicazione *in vitro* dei Portainnesti clonali del pesco. *Frutticoltura* XLI(2):15–20.

LECTURAS COMPLEMENTARIAS

Barz, W., E. Reinhard, and M. H. Zenk, eds. 1977. *Plant tissue culture and its biotechnological applications.* Berlin: Springer-Verlag.

Bonga, J. M., and D. J. Durzan. 1982. *Tissue culture of forest trees.* Amsterdam: Elsevier.

Chaleff, R. S. 1981. *Genetics of higher plants: Applications of cell culture.* Cambridge: Cambridge Univ. Press.

Connor, A. J., and M.B. Thomas: 1981.Re-establishing plantlets from tissue culture: a review. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 31:342–57.

Constantin, M. J., R. P. Hencke, K. W. Hughes, and B. V. Conger, eds. 1982. Propagation of higher plants through tissue culture. *Env. and Exp. Bot.* 21 (3/4):1–452.

Hughes, K. W., R. Renke, and M. Constantin, eds. 1977. *Propagation of higher plants through tissue culture: A bridge between research and application.* Washington D.C.: U.S. Dept. of Energy, Tech. Information Center.

Kosuge, T., C. Meredith, and A. Hollaender, eds. 1983. *Genetic engineering in plants.* New York: Plenum Publishing Corporation.

Sala, F., B. Parisi, R. Cella, and O. Ciferri, eds. 1980. *Plant cell cultures: Results and perspectives.* Amsterdam: Elsevier North Holland Bio-Medical Press.

Sharp, W. R., P. O. Larsen, E. F. Paddock, and V. Raghavan, eds. 1979. *Plant cell and tissue culture: Principles and applications.* Columbus: Ohio State Univ. Press.

Thorpe, T. A., ed. 1978. *Frontiers of plant tissue culture.* Calgary: Univ. of Calgary Press.

Tissue Culture Association. *In Vitro.* (Series)

University of California, Division of Agricultural Sciences. 1982. Genetic engineering in plants. *Calif. Agr.* (special issue) 36(8):1–35.

Vasil, I. K. 1980. *Perspectives in plant cell and tissue culture. Inter. Rev. Cytol. Suppl. 11B.* New York: Academic Press.

———. 1979. Plant tissue cultures in genetics and plant breeding. *Adv. in Gen.* 20:127–215.

17

Técnicas de Micropropagación *in Vitro*

La micropropagación tiene usos significativos en la propagación vegetativa de especies y cultivares de importancia hortícola. Es de esperarse que la lista de plantas propagadas por este método aumente a medida que se registren avances tecnológicos. Este capítulo se concentra de manera principal en los procedimientos usados para la reproducción *in vitro* de cultivares específicas para su propagación. Estos procedimientos tienen una amplia gama de otras aplicaciones (*52, 65*) que implican manipulación y regeneración usando callo, células o protoplastos. Tales operaciones son herramientas importantes en fitomejoramiento, genética y en estudios de fisiología (véase Cap. 16).

Se dispone de considerable información acerca de los requerimientos para la propagación *in vitro* de plantas específicas (véase la Bibliografía general). No obstante, las nuevas incursiones en los sistemas de micropropagación y su extensión a nuevas especies y cultivares, requieren un esfuerzo considerable de investigación empírica para establecer la factibilidad y las condiciones óptimas de cultivo y manejo. Esta fase de ensayos debe incluir una evaluación de la calidad genética de las plantas resultantes en el sistema de producción en que se van a utilizar.

Para obtener éxito en la micropropagación existen varios requerimientos específicos.

Instalaciones. Se debe disponer de instalaciones especiales de tipo laboratorio para preparar los cultivos, producir y mantener condiciones estériles y proporcionar las condiciones de crecimiento adecuadas.

Selección. Se debe hacer una selección de las partes de planta que se van a utilizar como explantes y también de las condiciones de cultivo requeridas, tales como esterilización, medio de cultivo y condiciones ambientales, las cuales varían con las diferentes cultivares y especies de plantas. Para adaptar cualquier cultivar al sistema es necesario efectuar pruebas empíricas sistemáticas.

Eliminación de contaminantes. Los contaminantes que invariablemente están presentes en la superficie de las partes de las plantas se deben eliminar por desinfestación. Todos los medios de cultivo deben esterilizarse y los cuartos en donde se van a preparar y a mantener los cultivos deben mantenerse tan libres de contaminantes como sea posible. Se toman precauciones

especiales para evitar que los cultivos se vuelvan a contaminar con microorganismos que están presentes en todas partes: en el material vegetal, en las superficies del equipo y de los bancos, en las manos, en la ropa de los operarios y en las partículas de polvo llevadas por las corrientes de aire. Aun con estas precauciones, pueden penetrar algunos contaminantes no detectados y es posible que para hacerlo sea necesario incorporar a los procedimientos pruebas de catalogación de enfermedades.

Secuenciamiento. La mayoría de las especies, una vez establecidas en un cultivo estéril, son llevadas a través de una serie de etapas de desarrollo. La secuencia general se caracteriza: (a) por el establecimiento del explante (b) multiplicación, (c) pretrasplante (incluyendo iniciación de las raíces y aclimatación) y finalmente (d) trasplante. Entre los diferentes propagadores puede existir una variación en el manejo actual en esta secuencia según las diferentes especies involucradas.

Trasplante. Se deben aplicar los procedimientos adecuados para permitir que la planta sea transferida con éxito del medio estéril, artificial, del recipiente de cultivo a las condiciones más rigurosas del invernadero abierto o del vivero.

INSTALACIONES Y EQUIPO

Las instalaciones para cultivo de tejido pueden clasificarse en 3 categorías, de acuerdo con su objetivo, refininamiento y costo. (*6*) Estas categorías son las siguientes: (a) instalaciones de investigación, en las que se efectúan trabajos de mucha precisión, que exigen equipo muy especializado y técnicamente avanzado, (21, 36, 61) (b) instalaciones comerciales grandes, en las cuales se puedan producir en masa millones de plantas al año, (*9, 15, 23, 27, 48, 69, 70*) y (c) instalaciones limitadas para laboratorios pequeños de investigación, para viveros individuales o para aficionados en las cuales se maneja un volumen de material relativamente pequeño. (*14, 42, 60*) Existe una gran variación en los tipos de instalaciones y en oportunidades para reducir costos, pero se deben apegar a los principios básicos de los cultivos *in vitro*. (*16, 17, 25, 60*) En cualquier caso, por razones económicas, se debe hacer una consideración cuidadosa de los costos y mano de obra requeridos. (*4, 8, 42, 47, 49, 52, 59*)

No importando cual sea su tamaño, la instalación debe contar con 3 componentes básicos: (a) área de preparación, (b) área de transferencia y (c) área de cultivo. (*14, 24, 55*) Es aconsejable separar estas instalaciones del área regular de vivero e invernaderos y mantener la entrada restringida a ellas para evitar introducir contaminantes a los cuartos de cultivo. (*15, 26, 62*) Los pisos, bancos y cubiertas de las mesas se deben conservar con la misma limpieza que si fueran de un hospital. Los técnicos deben usar batas de laboratorio limpias, cubiertas para los zapatos, redecillas para el cabello y equipo semejante adecuado.

Area de preparación

El área de preparación esencialmente es una cocina con 3 funciones básicas: (a) limpiar los objetos de vidrio, (b) preparar y esterilizar el medio de cultivo y (c) guardar la vidriería y los suministros.

Se necesita un método de lavado eficiente, ya sea a mano o en máquina. El lavado normal va seguido por un enjuague en ácido diluido y luego otro en agua destilada o desionizada. Se

necesita disponer de un fregadero, agua corriente y una salida de gas para calentar y a menudo resultan útiles tuberías de aire o vacío. Las superficies de las mesas deben ser de materiales que se puedan limpiar con facilidad.

En el área de preparación se necesita el equipo siguiente:

1. Refrigerador para guardar sustancias químicas, soluciones concentradas y cantidades pequeñas del medio de cultivo.
2. Báscula o balanza analítica, de preferencia que se cargue por arriba.
3. Autoclave que pueda llegar a 120 °C. Para esterilizar cantidades pequeñas de medio de cultivo se puede usar una olla de presión doméstica.
4. Medidor de pH. En trabajos menos precisos se pueden usar como sustitutos papeles indicadores.
5. Parrilla de gas o eléctrica.
6. Filtros para esterilizar ingredientes que no se pueden tratar en la autoclave. Estos son unidades especiales de tipo embudo que llevan una membrana a prueba de bacterias, a través de la cual la solución es succionada por vacío o pasada bajo presión positiva. Hay disponibles varios tipos comerciales.
7. Equipo para purificar agua, ya sea un alambique de vidrio o un intercambiador de iones. En operaciones más pequeñas se puede comprar el agua destilada y almacenarla en recipientes de plástico.

Se debe disponer de espacio para frascos, botellas y otros utensilios.

Area de transferencia

El área de trasferencia es un lugar estéril en el cual los explantes se introducen al medio de cultivo y se vuelven a cultivar las plantitas resultantes. Este proceso se efectúa de una manera más cómoda y conveniente en una **campana con flujo de aire laminar** que tiene un lado abierto (Fig. 17-1), en la cual se pasa aire filtrado de la parte posterior de la campana hacia afuera con un gradiente de presión positivo. Con este equipo, la operación de transferencia se puede efectuar en el mismo cuarto en que se desarrollen otras actividades.

Se pueden utilizar alternativas menos costosas, como un cuarto cerrado con entrada o varias cajas de tranferencia cerradas, si se esterilizan cuidadosamente antes de usarlas.

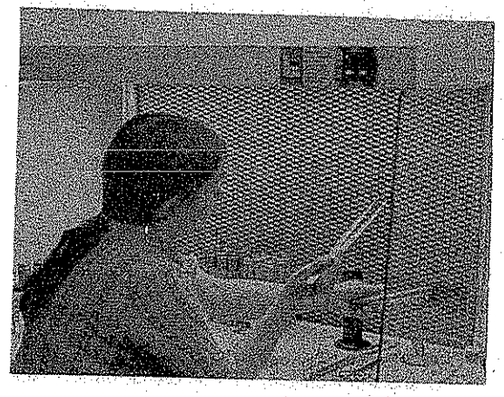


Fig. 17-1 Campana de transferencia con flujo laminar en la cual se llevan a cabo operaciones estériles. La operadora está esterilizando la boca de un tubo de ensaye en una flama.

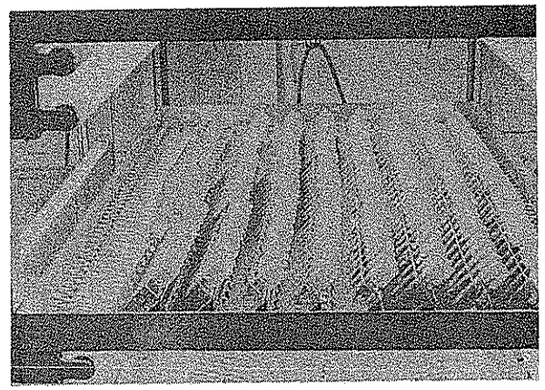


Fig. 17-2 Area de crecimiento en la cual se colocan soportes con tubos de ensaye para cultivar plantas *in vitro*. Está equipada con controles de luz y temperatura.

Con frecuencia para esterilizar el interior de las cámaras se emplean lámparas germicidas de luz ultravioleta (UV), las cuales se encienden durante 2 h antes de usar la cámara, pero deben apagarse durante las operaciones. La luz debe ser dirigida hacia el interior, no hacia la cara del trabajador, debido a que puede perjudicar a los ojos. La luz UV no pasa a través del vidrio.

Areas de crecimiento

Los cultivos se deben poner a crecer en una instalación separada, iluminada, en la cual se puedan controlar tanto la intensidad de la luz como la longitud del día y se puedan proporcionar regímenes de temperatura específicos (Fig. 17-2). Si se van a propagar comercialmente, varias clases de plantas, es útil disponer de varios cuartos, cada uno de ellos programado para satisfacer las necesidades de temperatura y luz de plantas específicas. Los requerimientos de luz varían de alrededor de 1000 a 10 000 lux. Por lo general se usan lámparas fluorescentes blanca-fría o Gro-Lux. Un fotoperiodo de 16 h es el más común. Las temperaturas de 21 a 30 °C son en general adecuadas, aunque algunas clases de plantas pueden necesitar temperaturas más bajas. A las temperaturas dadas, la humedad relativa es de alrededor del 30 al 50%. Si la humedad relativa es muy baja, durante el periodo de cultivo se puede presentar deshidratación del medio y aumento de la salinidad y, si es muy alta, puede ocurrir contaminación.

En ciertas ocasiones se utilizan diversos tipos de tambores de cultivo giratorio o agitadores, los cuales proporcionan aeración en los sistemas de cultivo en medio líquido.

PREPARACION DE LOS MEDIOS DE CULTIVO

Equipo y materiales

Se necesita el material siguiente:

1. Matraces ordinarios y Erlenmeyer de diversos tamaños, en los que se hagan las mezclas para el medio de cultivo.

2. Probetas, matraces graduados y pipetas de diversos tamaños para medir y repartir las soluciones.
3. Botellas para guardar los reactivos.
4. Aparatos magnéticos agitadores, para mezclar el medio.
5. Pipetas distribuidoras y embudos grandes o buretas, montados en anillos, para repartir el medio de cultivo.

Recipientes para el desarrollo de los cultivos

En los laboratorios de investigación se emplean como material de rutina tubos de ensaye, matraces Erlenmeyer, cajas de petri y vidrios de reloj de diversos tamaños. De ordinario, son de cristal Pyrex, que se pueden esterilizar y flamear durante las operaciones de transferencia. También hay disponibles diversos tipos de recipientes de plástico, los cuales pueden resultar menos costosos y con menos riesgo de que se rompan.

Las cajas de petri son de vidrio o de plástico, que se pueden volver a usar o desechables. Los recipientes de vidrio más grandes que comúnmente se usan para envasar conservas comerciales o caseras, son menos costosos y en las operaciones en gran escala se usan ampliamente para las últimas etapas de desarrollo. Algunos tipos de vidrio suave desprenden impurezas y es posible que resulte necesario descartar los envases después de alrededor de un año de uso. La mayor parte de estos materiales pueden obtenerse de casas que venden equipo para química.

Para cubrir los recipientes se utilizan tapas de diversos tipos. Los tapones de algodón no absorbente se han usado en los laboratorios desde hace mucho tiempo, pero no son convenientes en operaciones prolongadas, siendo mejores varias tapas de metal o de plástico y tapones de poliuretano o polipropileno. También funciona bien tapar los frascos anchos con mitades de cajas de petri. El parafilm (papel parafinado, en rollos estériles) se emplea mucho para cubrir cajas de petri y otros recipientes.

Ingredientes

Los ingredientes del medio de cultivo varían según el tipo de planta de la etapa de propagación en que se esté trabajando. (*16, 20, 22, 28*) Se deja cierto margen o flexibilidad en las proporciones de los ingredientes, pero, en general, se usan ciertas mezclas estándar. Estas pueden hacerse de productos químicos puros o adquirirse como medios de cultivo premezclados. Cuando se maneje una nueva clase de planta, es necesario efectuar pruebas empíricas para comprobar la combinación de ingredientes disponibles. Esos ingredientes se pueden agrupar en categorías específicas: (a) sales inorgánicas, (b) compuestos orgánicos, (c) ingredientes naturales complejos y (d) sostenes inertes.

SALES INORGÁNICAS
(GRUPOS A a la E, TABLA 17-1)

Las sales inorgánicas proporcionan los macroelementos (nitrógeno, fósforo, potasio, calcio y magnesio) y microelementos (boro, cobalto, cobre, manganeso, yodo, hierro y zinc). De estas sales se pueden preparar soluciones concentradas por grupos y se guardan en un refrigerador. El medio de Murashige-Skoog (MS) (*46*) se ha usado ampliamente en un buen número de especies y tipos de cultivo, en particular, para plantas herbáceas y para cultivo de tejidos en general. Para otros tipos de plantas, como especies leñosas, a menudo resulta conveniente emplear una dilución de 3 a 10 X en las sales inorgánicas o cambiar a otro medio. Así, se desarrolló un Medio para Plantas Leñosas (WPM) (*40*) para plantas de ese tipo y el medio de Anderson (And) para rododendros, el cual también tiene una concentración de sales bajas. (*2, 37*) El medio Gamborg B5 se ha utilizado ampliamente para cultivos de células y de tejidos. (*21*)

Tabla 17-1 Soluciones concentradas utilizadas en la preparación de varios medios de cultivo para micropropagación. +

Grupo	Compuesto	Murashige y Skoog (MS)		Medio para Plantas leñosas (WPM)		Anderson (AND)		Gamborg 85	
A	NH_4NO_3	165.00	g/L	40.00	g/L	40.00	g/L	—	
	KNO_3	190.00	g/L	—		48.00	g/L	250.00	g/L
	$Ca(NO_3 \cdot 4H_2O)$	—		55.6	g/L	—		—	
B	K_2SO_4	—		99.00	g/L	—		—	g/L
	$MgSO_4 \cdot 7H_2O$	37.00	g/L	37.00	g/L	37.00	g/L	25.00	g/L
	$MnSO_4 \cdot H_2O$	1.69	g/L	2.23	g/L	1.69	g/L	1.00	g/L
	$ZnSO_4 \cdot 7H_2O$	0.86	g/L	0.86	g/L	0.86	g/L	0.2	g/L
	$CuSO_4 \cdot 5H_2O$	0.0025	g/L	0.0025	g/L	—		0.0025	g/L
	NH_4SO_4	—		—		—		13.4	g/L
C	$CaCl_2 \cdot 2H_2O$	44.00	g/L	9.6	g/L	44.00	g/L	15.00	g/L
	KI	0.083	g/L	—		0.083	g/L	0.075	g/L
	$CoCl_2 \cdot 6H_2O$	0.0025	g/L	—		0.083	g/L	0.0025	g/L
D	KH_2PO_4	17.00	g/L	17.00	g/L	—			
	H_3BO_3	0.62	g/L	0.62	g/L	0.62	g/L	0.30	g/L
	$Na_2MoO_4 \cdot 2H_2O$	0.025	g/L	0.025	g/L	0.025	g/L	0.025	g/L
	$NaH_2PO_4 \cdot H_2O$	#		—		38.00	g/L	15.00	g/L
E	$FeSO_4 \cdot 7H_2O$	2.784	g/L	2.78	g/L	5.57	g/L	2.78	g/L
	$Na_2 \cdot EDTA$	3.724	g/L	3.73	g/L	7.45	g/L	3.725	g/L
F	Tiamina•HCL	0.10	g/L	0.10	g/L	0.04	g/L	1.00	g/L
	Acido nicotínico	0.05	g/L	0.05	g/L	—		0.10	g/L
	Piridoxina•HCl	0.05	g/L	0.05	g/L	—		0.10	g/L
	Glicina	0.20	g/L	0.20	g/L	—		—	
G	Mioinositol	10.00	g/L	10.00	g/L	*10.00	g/L	10.00	g/L

+ Estas soluciones contienen 100 × de la solución final. Para preparar 1 L del medio de cultivo use 10 ml de la solución concentrada.
# Comúnmente añadido como complemento directamente al medio de cultivo a razón de 85 a 225 mg/L.
* Se añade sulfato de adenina, 80 mg/L.

COMPUESTOS ORGANICOS
(GRUPO F al H, Tabla 17-1)

Carbohidratos. En la mayoría de los cultivos se emplea sucrosa del 2 al 4%, pero en algunos casos se pueden usar concentraciones tan elevadas como del 12%, como en el caso de embriones jóvenes. En ocasiones se ha usado glucosa para monocotiledóneas. Ocasionalmente se ha empleado fructosa y aun almidón. Estos materiales se añaden cuando se hace el cultivo.

Vitaminas. La tiamina (de 0.1 a 0.5 mg/L) casi siempre es esencial y el ácido nicotínico (0.5 mg/L) y la piridoxina (0.5 mg/L), que son requeridos para ciertos tejidos vegetales, de ordinario se añaden. En muchos cultivos resulta benéficioso el inositol, a razón de 100 mg/L, y

también se agrega en forma rutinaria. Entre otros materiales benéficos se encuentra el ácido pantoténico (0.1 mg/L) y la biotina (0.1 mg/L). Todos estos materiales son solubles en agua y se deben preparar como soluciones concentradas, listas para diluirse 100 X en la solución final. Esas soluciones concentradas se deben guardar en refrigerador.

Hormona y reguladores del crecimiento. Las dos clases de hormonas más importantes son las **auxinas** y las **citokininas**, que controlan la formación de la raíz, del tallo y el callo. En ocasiones se han usado las **giberelinas** para inducir el alargamiento de los tallos. Las auxinas sintéticas comprenden al ácido naftalenacético (NAA), usado de 0.1 a 10 mg/L; al ácido indolbutírico (IBA), usado a razón de 0.1 a 10 mg/L; a los ácidos 4-clorofenoxiacético (CPA) y 2,4 diclorofenoxiacético (2,4-D), usados ambos en proporción de 0.05 a 0.5 mg/L y el ácido indolacético (IAA), empleado en cantidades de 1 a 50 mg/L.

Las citokininas incluyen a la N^6-benciladenina(BA), la kinetina, la N^6-isopentenil-adenina (2iP) y a la zeatina. Se utiliza en una gama de 0.01 a 10 mg/L. En muchos cultivos el sulfato de adenina resulta beneficioso y a menudo se adiciona a razón de 40 a 120 mg/L. Todos estos materiales se deben preparar con anticipación y conservarse en refrigeración como soluciones concentradas, casi cerca del punto de congelación.

Misceláneos. A menudo se emplean el ácido cítrico (150 mg/L) o el ácido ascórbico (10 mg/L) como un factor contra el apardamiento. A ciertos medios, para el cultivo de embriones, se añade ácido málico (100 mg/L). Estas soluciones deben esterilizarse por filtración y no en autoclave, ya que se descomponen a las temperaturas que se producen en ésta. Los ácidos orgánicos citados pueden ser incorporados al medio o usados sólo en los pasos de lavado previo. A veces se añade carbón activado de grado fino, de preferencia lavándolo antes, a razón de 0.1 al 1%, para contrarrestar la acción de ciertas sustancias inhibidoras liberadas por algunos tejidos.

INGREDIENTES COMPLEJOS NATURALES

Se han empleado varios materiales de composición desconocida para establecer cultivos cuando no se ha logrado hacerlo con sustancias conocidas; en ocasiones, esos materiales estimulan un crecimiento extra. Los hidrolizados de proteína obtenidos de la caseína o de otras proteínas (30 a 3000 mg/L) con frecuencia resultan útiles, principalmente para proporcionar nitrógeno orgánico y aminoácidos. El agua de coco (el endospermo de cocos verdes o maduros, a razón del 10 al 20% por volumen) es útil, pero debe esterilizarse por filtración. La malta (500 mg/L), el extracto de levadura (50 a 5000 mg/L) y sustancias tales como los jugos de tomate (30% v/v) y de naranja (30% v/v), también han dado buenos resultados. Estas sustancias se disuelven en agua y se añaden durante la preparación del medio de cultivo.

SOSTENES INERTES

Agar. El agar es un producto en polvo que se obtiene de ciertas especies de algas rojas. (*28, 44*) Debe su valor en los sistemas de cultivo a dos propiedades: (a) se derrite al calentarlo, pero a temperatura ambiente se enfría formando un gel semisólido, (b) es en esencia biológicamente inerte. Sin embargo, en su estado natural puede contener algunas impurezas, en particular, sal común. Por tanto, debe lavarse o usar sólo el producto purificado (grado USP). La calidad del agar puede variar en las distintas presentaciones comerciales.

Dos factores que afectan al agar son la concentración y el pH. Por lo general, un pH de 5.0 a 6.0 es adecuado, pero para plantas acidófilas es mejor un pH de 4.5. (*1*) Con un pH muy bajo (ácido), el agar no se solidifica bien y tiende a deteriorarse con el calor.

Las concentraciones más bajas de agar que podrían soportar los explantes (entre 0.5 y 0.6%) son recomendables. Los cuales deberían ser buenos medios de contacto con las plantas que permitieran un adecuado aprovechamiento de los nutrientes. Las concentraciones menores permiten que se aprovechen más los nutrientes y que tengan un mejor contacto, pero si los explantes se hunden demasiado dentro del agar la aeración se torna inadecuada. La concentración mínima es de alrededor de 6 g/L. Sin embargo, en algunos sistemas se emplean concentraciones aún menores, en las cuales se sostienen los explantes inicialmente. Los explantes pequeños se van hundiendo en forma gradual a medida que crecen. Las concentraciones mayores (1.0 a 1.2 g/L), tienden a reducir el crecimiento, pero en algunos casos se ha usado para endurecer plantas y mejorar su capacidad de supervivencia después del trasplante.

Las sustituciones del agar (2 g/L) con tipos selectos de pectinas comerciales (8 a 10 g/L) se han usado con éxito. (*70*)

Líquidos. Para algunas plantas, las soluciones nutrientes sin agar tienen algunas ventajas al mejorar la absorción de nutrientes y evitar las impurezas del agar. Sin embargo, se necesita cierto tipo de sostén para evitar que los explantes y los cultivos se hundan, o hay que emplear un agitador o tambor giratorio para proporcionar areación. Por lo general, se insertan en el líquido puentes de papel filtro. Comercialmente, hay disponibles sostenes de telas hechos con 100% de fibra de poliéster. (*12*) Los medios líquidos se prefieren para los explantes de ciertas especies de plantas que exudan sustancias tóxicas de la superficie cortada. El medio líquido se puede cambiar sin tener que volver a hacer el cultivo. (*12*)

Preparación de las soluciones concentradas

Las sustancias orgánicas, y muchos de los materiales orgánicos, deben mantenerse en soluciones, concentradas de 100 X de la concentración requerida. En esa forma, a cada litro del medio se puede añadir una parte alícuota de 10 ml de solución concentrada para obtener aquella requerida. De los materiales enumerados en la Tabla 17-1, los siguientes se pueden mezclar sin que formen precipitados: (a) nitratos, (b) sulfatos, (c) haluros, como cloruros y yoduros, (d) fosfatos, boratos y molibdatos. El hierro se prepara por separado, combinándolo con sustancias del grupo E. También se puede proporcionar como hierro inorgánico: $FeCl_3 \cdot 6H_2O$ (1 mg/L), $FeSO_4$(2.5 mg/L) o tartrato de hierro (10 mg/L). Las soluciones de hierro deben guardarse en frascos oscuros.

Algunos compuestos orgánicos son relativamente insolubles en agua. La adición de una cantidad pequeña de dimetilsulfóxido (DMSO) (no más de 0.5% en el medio final) es efectiva para disolver los compuestos orgánicos. Las citokininas son bases débiles y es mejor disolverlas en un ácido diluido y luego diluirlas a su concentración final con agua. Las auxinas son ácidos débiles, disolviéndose mejor en una base diluida o en etanol. Use 0.3 de HCl 1N (para las citokininas) o de NaOH 1N (para las auxinas) por cada 10 mg del compuesto. Las soluciones concentradas y las sustancias orgánicas siempre se deben conservar en refrigeración.

Preparación del medio de cultivo

En la micropropagación comercial, rutinariamente se usa agua destilada común, pero para los estudios de investigación se requieren formas más puras producidas por desionización o redes-

tilación. Para preparar el medio, use un vaso o un matraz de Pyrex grande, agregue una parte (de 1/2 a 2/3) del volumen final de agua. Añada el azúcar y revuélvase. A esto, añada con pipeta o probeta graduada las partes alícuotas apropiadas de cada ingrediente, tomándolos de las soluciones concentradas. Ajuste al pH deseado (usualmente alrededor de 5.7), añadiendo gota a gota HCL 1N o NaOH 1N, usando un potenciómetro (o tiras de papel indicadoras del pH) para determinar la medida correcta. En seguida, se añade el agar y luego se lleva la solución al volumen prescrito, añadiendo el agua faltante.

Luego, se calienta la solución para disolver el agar, como en una autoclave a 121 °C durante 3 a 7 min o en una parrilla caliente, revolviendo para evitar que el agar se asiente y se pegue. La solución caliente se distribuye en los recipientes, los cuales se tapan de inmediato y se esterilizan en autoclave durante 10 a 20 min a 121 °C. Entre mayor sea el volumen del medio que se vaya a esterilizar se necesita mayor tiempo de esterilización.

Las sustancias que son inestables, si se tratan en la autoclave, deben esterilizarse por filtración y se añade una parte alícuota de esos materiales al medio después de haberlo esterilizado y cuando se haya enfriado a 35-40 °C. El medio debe usarse en el transcurso de unas 2 semanas y refrigerarse si se conserva por más tiempo.

METODOS GENERALES DE MICROPROPAGACION

Preparación para el establecimiento del cultivo

MANEJO DE LAS PLANTAS MADRES

En el manejo de las plantas madres hay que tener presente 2 consideraciones principales. Una es reducir el potencial de contaminación por hongos, bacterias, virus y otros organismos patógenos. Otra, es el control de la condición fisiológica del explante.

En general, las plantas madres deben estar sanas y en crecimiento activo, que no estén o vayan entrando en letargo. En ocasiones, la poda o el incremento de iluminación (aumentando la longitud del día), resultan útiles para producir nuevas fases de crecimiento activo. (*3*)

SELECCIÓN DEL EXPLANTE

El tipo de explante y su ubicación, en la planta madre, varían mucho con el objetivo del cultivo, así como con las especies, y a veces con la cultivar. En ausencia de una información definida, acerca de una especie o una cultivar dada, se puede usar la información existente acerca de las especies o cultivares afines o se pueden hacer experimentos con la planta específica que se tenga. Para la obtención de puntas de tallos, de ordinario las plantas más convenientes son aquellas que están en crecimiento relativamente activo, utilizando ya sea puntos de crecimiento axilares quiescentes o terminales de brotes en crecimiento activo. El tamaño de un explante puede variar desde 1 a 5 mm de la punta meristemática, misma a un trozo de rama o tallo de varios centímetros de largo. También se puede usar una sección nodal que tenga una yema lateral. En plantas leñosas, se puede utilizar una yema de punta de tallo, durmiente pero no en reposo, pero a menudo es difícil de desinfestar. La remoción de las escamas de la yema, más el corte de la cicatriz de la hoja, puede dejar sólo tejidos estériles.

También se pueden utilizar para obtener explantes, trozos de hojas que tengan nervaduras, escamas de bulbos, escapos florales y cotiledones.

Eliminación de organismos patógenos

Los organismos patógenos sistémicos, como los virus y algunas bacterias no se eliminan automáticamente con el cultivo *in vitro*, a menos que este sistema se planee con esa finalidad. (*7, 26, 30, 39, 45, 54, 59*) De haber disponibles, se pueden usar plantas madres preseleccionadas como "libres de virus" o catalogadas respecto a organismos patógenos (véase Cap. 8). De otra manera se pueden incorporar, al procedimiento, técnicas especiales como el cultivo de puntas meristemáticas, tratamiento con calor y varias pruebas para catalogación de organismos patógenos. (*50*) En algunas situaciones, el mantenimiento de plantas madres "limpias" cultivadas en condiciones asépticas y provenientes de propagaciones anteriores. (*26*)

DESINFESTACIÓN

Los desinfestantes primarios son alcoholes (etílico, metílico o isopropílico) y los hipocloritos de calcio o de sodio, vendidos como blanqueadores para uso casero, de ordinario con 5.25% de ingrediente activo (véase Tabla 17-2). A estos últimos se deben añadir unas cuantas gotas de surfactante o detergente para mejorar el cubrimiento superficial. La efectividad de estos materiales es esencialmente una respuesta de tiempo-dosis, en la cual la efectividad para desinfestar aumenta con ambos factores, pero la capacidad para dañar tejidos también aumenta. En consecuencia, se debe buscar un equilibrio según el tipo de explante que se trate.

Durante la propagación de puntas de tallo, un procedimiento de desinfestación típico consiste en cortar el brote en trozos de varios centímetros de largo y sumergirlos en alcohol (del 70 al 95%) para darles una esterilización superficial preliminar. Envolviendo estos pequeños segmentos en gasa estéril se conserva al material intacto durante la esterilización.

Después, las porciones de planta se colocan en la solución desinfestante (agregando un surfactante o un detergente), empleando una solución del 1 al 10% del material preparado y de-

Tabla 17-2 Esterilizadores superficiales comunes empleados para tratar explantes antes de colocarlos en cultivo aséptico (*61*)

Agente	Concentración	Tiempo de tratamiento (min)	Remoción de los explantes	Observaciones
Hipoclorito de calcio	9 a 10%	5 a 30	Fácil	Muy efectivo.
Hiclorito de sodio +	2%	5 a 30	Fácil	Muy efectivo.
Agua de bromo	1 a 2%	2 a 10	Fácil	Muy efectivo, pero puede ser tóxico para los tejidos vegetales.
Peróxido de hidrógeno	10 a 12%	5 a 15	Muy fácil	Moderadamente efectivo.
Cloruro de mercurio	0.1 a 1.0%	2 a 10	Difícil	Efectivo, pero puede ser tóxico para los tejidos vegetales.

+ Disponible como blanqueador comercial, usualmente con 5.25% de ingrediente activo. La dosis común de uso es de 20% v/v (1 parte de blanqueador por 4 partes de agua), pero también se debe probar una gama de concentraciones.

jándolas durante 5 a 15 min. Luego se escurre la solución y el material se enjuaga 2 o 3 veces con agua estéril.

Para mejorar la eficiencia, se pueden utilizar variaciones de este procedimiento básico, tales como incluyendo prelavado, agitación mecánica, vacío y tratamientos consecutivos.

Los contaminantes, que son levaduras y varias especies de hongos y bacterias, usualmente aparecen en la superficie del agar después de unos cuantos días o una semana como una lama blanca u opaca o como colonias de varios colores, a veces con esporas negras y micelio. Cuando estos contaminantes se pueden identificar visualmente, hay que descartar de inmediato los cultivos que los contienen. Los recipientes de cultivo contaminados se esterilizan en la autoclave sin destaparlos para evitar contaminar el laboratorio. Algunos contaminantes bacterianos, como *Bacillus subtilis, Erwinia* (*26*) o *Pseudomonas, (3)* a veces se quedan dentro de las plantitas sin que se detecten sino más adelante del periodo de cultivo. Se pueden incluir procedimientos para identificar esos contaminantes. Para mejorar el control del desarrollo de bacterias, a veces se usan antibióticos en el medio de cultivo. (*19*)

Catalogación del material en cultivo

Un procedimiento útil para determinar la presencia de organismos patógenos en el material en cultivo, consiste en efectuar cultivos de catalogación de plantitas individuales y descartar los recipientes que resulten contaminados. Sin ambargo, en el estado inicial de explante con este procedimiento no siempre se identifican todos los contaminantes potenciales, (*26*) de tal manera que es necesario efectuar otras comprobaciones de control. Al hacer un subcultivo, córtese un trozo del tejido, divídase y colóquense los pedazos en 5 ml de caldo Bacto-nutriente, óptimo para el desarrollo de bacterias y hongos. Los resultados positivos se muestran por cualquier enturbiamiento del medio y deben aparecer en 4 a 5 días.

PROCEDIMIENTO ASÉPTICO

Los microorganismos ocurren principalmente como esporas depositadas en las superficies de mesas, manos, brazos, ropa y diversos objetos, asentándose del aire o movidas en el polvo con las corrientes de aire.

Los trabajos de transferencia aséptica se hacen en algún tipo de campana o caja de transferencia, las cuales deben tener un filtro para partículas presentes en el aire de alta eficiencia (HEPA), con una corriente de aire con presión positiva que sople hacia adelante, desde la parte posterior de la capucha, a fin de prevenir el movimiento de esporas presentes en el aire al interior de la cámara. Los lados y las superficies de la cámara se deben lavar con un desinfestante, como hipoclorito de calcio o de sodio o alcohol al 95%. Se deben lavar prolijamente las manos y los brazos y se deben usar guantes y una bata de laboratorio limpia. El equipo colocado en la capucha de transferencia incluye un quemador de gas automático o una lámpara de alcohol, un microscopio de disección (si se necesita) y (a veces) una balanza de carga por arriba. Estos instrumentos se deben limpiar con desinfestantes y cubrirse. El microscopio de disección debe tener sobre el área de observación un embudo de plástico o de vidrio para protegerlo de la contaminación.

Lávense las manos y los brazos esmeradamente con detergente. Enjuáguese con alcohol al 75% al cual antes de diluirlo se hayan agregado unos cuantos cristales de yodo. (*25*)

Los instrumentos y materiales necesarios para las operaciones de transferencia son los siguientes:

1. Quemador para esterilizar los instrumentos de disección y los recipientes, el cual puede ser un quemador de gas automático o una lámpara de alcohol con mecha, de poco costo. Hay disponibles comercialmente ciertos tipos de quemadores-incineradores que evitan la presencia de alcohol o de vapores de gases.
2. Fórceps para sostener y manipular el tejido. Tres tamaños útiles de ellos son: los de 300 y 200 mm, de punta recta, y de 115 mm de punta encorvada. (*60*)
3. Agujas para disección con mango de madera o un mango metálico para agujas, con puntas intercambiables.
4. Escalpelos para disección. Los más convenientes son aquellos de mango metálico con navajas sustituibles. Para hacer trabajos finos se puede usar un pedazo de hoja de afeitar pegado a un mango y también se pueden hacer varios tipos de microinstrumentos.
5. Cajas de petri estériles para colocar el material y cortarlo. Es conveniente colocar en ellos pequeños cuadros de toallas de papel estériles, húmedos, para facilitar después la limpieza. (*37*) También, la superficie húmeda evita que se sequen los explantes.

Los escalpelos, agujas y otros instrumentos de disección se colocan en su sitio, por lo común sobre apoyos. Las cajas de petri estériles se colocan en la cámara para usarlas como charolas de trabajo. Asimismo, se incluyen recipientes con agua estéril y con el medio de cultivo, para usarlos según se vayan necesitando. Estos recipientes se mantienen al frente del área de trabajo, de tal manera que se pueda evitar llegar hasta cierta área "estéril" de la parte posterior de la cámara. Las superficies externas de los recipientes deben limpiarse con un desinfectante. Ocasionalmente se pueden colocar recipientes con el medio de cultivo en anaqueles o en carros móviles, en la cercanía de la cámara de transferencia.

Al preparar los explantes para su transferencia, las puntas de los implementos se sumergen en alcohol y se flamean antes de usarlos. Este paso se repite después de haber manejado cierta cantidad de material o antes de cambiar a un nuevo material de explante. Sin embargo, la simple inmersión y el flameo de los escalpelos puede no resultar suficiente para matar a algunos de los organismos patógenos o esporas más resistentes. Es posible que se necesite una exposición más prolongada a la flama o el uso de algún esterilizante químico. (*59*) Para evitar dañar los tejidos tiernos, déjense enfriar las agujas, escalpelos y fórceps después de flamearlos y antes de usarlos. Cuando se trabaje en una área abierta, el operador debe flamear el cuello del recipiente antes de abrirlo y después de insertar el material a fin de evitar la entrada de contaminantes. Cuando se trabaje en una cámara estéril se puede omitir este procedimiento.

PREPARACIÓN DEL EXPLANTE

El método exacto de preparación del explante varía según la clase de planta. En general, se deben seguir todos los procedimientos descritos antes. Si se van a usar puntas de tallo, sáquense los trozos de tallo desinfestados de la solución de enjuague y córtense las hojas que lo cubren con agujas afiladas o escalpelos para exponer la punta inmatura. La separación, de solamente el domo meristemático y de unas cuantas hojas, requiere el empleo de microherramientas muy delicadas y el uso de un microscopio de disección. Si como explante se usa una porción más grande del meristemo o toda la punta del tallo, la operación es menos delicada y exigente. En cualquiera de los casos, el trabajo debe hacerse con rapidez y el trozo se debe insertar en el agar con mucha prontitud, para reducir al mínimo la desecación de los tejidos tiernos.

Cómo determinar la concentración del medio de cultivo

El establecimiento de la concentración óptima y la gama de sustancias químicas individuales en el medio de cultivo, es tan importante como la selección de la sustancia química, ya sea una sal inorgánica, azúcar, hormona y otra sustancia. Las concentraciones a menudo se dan en partes por millón (ppm) o en partes por billón (ppb) = (1000 millones en el sistema norteamericano), o bien, se expresan como miligramos por litro (mg/L) o gramos por litro (g/L) de agua o solución, peso por peso (w/w) o peso por volumen (w/v). En el caso de los líquidos, se usan volúmenes relativos (v/v). En cualquiera de los casos se puede establecer una escala de diluciones como de 1:1, 1:5, 1:10, 1:100, etc. Se selecciona una progresión para descubrir la gama de concentraciones dentro de la cual una sustancia específica es efectiva; esto es, el valor del umbral mínimo y el valor máximo en el cual puede producir daños o no se obtienen incrementos en la respuesta. Con las hormonas el tipo de respuesta cambia según la concentración.

En los laboratorios de investigación y en una parte considerable de la literatura, acerca de cultivos de tejidos, se emplean métodos de equivalentes químicos como una mejor forma de expresar la concentración efectiva y comparar en forma más realista una sustancia con otra.

Los equivalentes químicos se calculan del peso gramomolecular (*mol*), de una sustancia, sumando los pesos atómicos de todos los átomos que forman la molécula más el agua que lleve fijada. Esos pesos pueden encontrarse en un texto de química. La concentración, uno molar (1M), significa que se ha disuelto el peso de una molécula, en suficiente cantidad de agua, para completar un litro de solución. Usualmente, las concentraciones fisiológicas son mucho menores como:

1 molar = 1 mol/L = 1 M = 1 mol 1^{-1}
1 milimolar = .001 M/L = 1 mM = mmol 1^{-1}
1 micromolar = 0.000001 M/L = 1 μM = μmol.1^{-1}

La significación de este sistema estriba en que 1 mol, de cualquier sustancia, tiene el mismo *número* de moléculas que cualquier otra sustancia que se encuentre en esa misma concentración molar.

Cuidados de los cultivos

PRETRATAMIENTO

Las operaciones de micropropagación pueden incluir un paso de cultivo de pretratamiento, en el cual los explantes se colocan inicialmente en una caja de petri en la superficie de un medio de agar con sales básicas y azúcar, pero sin hormonas.

Si los explantes contienen sustancias fenólicas o de otro tipo, que exudan de la superficie cortada e inhiben el desarrollo, para evitar tales efectos se puede añadir al medio de cultivo carbón, ácido ascórbico, ácido cítrico u otra sustancia. También puede resultar útil el empleo de antioxidantes (ácido ascórbico y ácido cítrico) en el lavado preliminar. El empleo de un medio líquido en las etapas iniciales y los cambios frecuentes durante varios días pueden lixiviar el material.

ETAPA I: ESTABLECIMIENTO

La función de esta etapa es establecer al explante en el medio de cultivo e inducir el desarrollo de brotes múltiples para multiplicación posterior, lo cual puede implicar: (a) estimular la formación de brotes axilares, (b) la iniciación de brotes adventicios en brotes, hojas, escamas de bulbos, escapos florales, cotiledones y material similar o (c) la iniciación de formación de callo en superficies cortadas. En consecuencia, el medio a seleccionar varía con la especie, la cultivar y el tipo de explante que se vaya a usar. El medio básico (BM) incluye los ingredientes enumerados en la Tabla 17-1, más sucrosa y a veces adenina y otros complementos. El control del desarrollo se logra manipulando las concentraciones de auxina y citokinina. Si se desean brotes axilares, se emplea una concentración moderada de citokinina (BA, kinetina o 2iP) (0.5 a 1 mg/L). La concetración de auxina debe mantenerse muy baja (0.01 a 0.1 mg/L) u omitirse por completo.

Para obtener el desarrollo de brotes adventicios en explantes (tallos separados, hojas, escamas de bulbos, cotiledones, escapos florales y similares) se necesita una concentración de citokinina algo más elevada. Para la formación de callo, también se necesitan mayores concentraciones de auxina, pero debe ajustarse a la concentración apropiada de citokinina. Usualmente se necesitan de 4 a 6 semanas para completar la Etapa I y producir explantes listos para la Etapa II.

Para otros tipos de regeneración, como embriogénesis u organogénesis a partir de callo, las técnicas básicas son similares a las descritas antes. Las diferencias están en la selección del explante, los ingredientes del medio y la concentración de hormonas.

ETAPA II: MULTIPLICACIÓN

En la etapa de multiplicación, cada explante se ha desarrollado a formar un macollo de brotes que salen de una masa basal común, expandida de tejido de tipo callo. Ahora esta estructura se divide en propágulos separados, que se trasplantan a un medio de cultivo fresco.

El tipo de medio que se use depende de la especie, cultivar y tipo de cultivo. De ordinario es esencialmente el mismo que se usó en la Etapa I, pero a menudo se aumenta la concentración de citokinina. A falta de instrucciones específicas, es necesario experimentar para ajustar las concentraciones de manera de optimizar la tasa de multiplicación y la producción de plantitas uniformes. (*3, 16, 45*) Los propágulos se sacan de los recipientes en que han pasado la Etapa I y se colocan en otros recipientes con un medio fresco.

El tamaño óptimo del propágulo y el medio de cortarlos y separarlos varía en las diferentes especies. Generalmente existe una masa crítica de tejido que debe alcanzar el explante, en la cual se pueden hacer cortes de un tamaño que se obtengan una producción rápida y uniforme en la transferencia siguiente. La división se puede hacer en sentido vertical cortando la masa de callo en secciones, conservando en cada una de ellas una parte de la sección basal. En algunos casos, es posible que se desarrolle un brote dominante que inhibe el alargamiento de otros. El nuevo cultivo se hace cortando los brotes y transfiriendo la base a un nuevo medio de cultivo. La colocación de los brotes alargados en posición horizontal sobre el agar funciona como un tipo de acodamiento y a menudo estimula el desarrollo de brotes laterales.

El número de propágulos que se obtienen en cada transferencia varía de 5 a 25 o más por explante. Las etapas de multiplicación pueden repetirse varias veces para aumentar la provisión de material hasta cierto número, para su enraizamiento y trasplante posterior.

En ocasiones, durante estas etapas de multiplicación aparecen propágulos fuera de tipo, dependiendo de la clase de planta y el método de regeneración. En algunas plantas, como el helecho de Boston, para evitar esa ocurrencia se recomienda limitar la fase de multiplicación a sólo 3 propagaciones.

ETAPA III: PRETRASPLANTE

El propósito de la tercera etapa es preparar a las plantitas para trasplantarlas del medio artificial heterótrofo del tubo de ensaye a una existencia de vida libre autótrofa en el invernadero y luego en su sitio definitivo. Esta preparación puede implicar el enraizamiento, pero también implica un cambio en la fisiología de las plantitas que estimula la fotosíntesis, la absorción de agua y nutrientes por las raíces y la resistencia a la desecación y a los organismos patógenos.

En esta etapa, los propágulos se pueden manejar en 3 formas básicas:

1. Se pueden hacer estacas individuales y plantarse directamente en un medio de enraizamiento, bajo niebla o con humedad elevada, con o sin tratamiento con hormonas que estimulan el enraizado. Todos los remanentes del medio de cultivo de agar se deben lavar de las estacas individuales para quitar una fuente potencial de contaminación.
2. Se pueden volver a cultivar propágulos individuales en nuevos recipientes, en un medio de cultivo reduciendo u omitiendo la citokinina, con un incremento en la concentración de auxina y a menudo reduciendo el contenido de sales inorgánicas. En algunas especies de plantas, en esa forma se desarrollan con rapidez raíces en los propágulos y puede presentarse un mejor desarrollo de los pelos radicales en un medio líquido aerado que en uno de agar. En otras plantas el enraizamiento es mejor si el propágulo se mantiene sólo 1 o 2 días en el medio con auxina y luego se transfiere a otro que no contenga auxina. O bien, el propágulo puede simplemente ser sumergido inmediatamente en una solución de enraizamiento (auxina) e insertado directamente en un medio libre de auxina.
3. El tercer método consiste en introducir entre la Etapa II y la Etapa III una fase de "alargamiento", colocando los propágulos en un medio de agar durante 2 a 4 semanas, sin citokinina (o con concentraciones muy bajas de la misma) y, en algunos casos, añadiendo (o aumentando) ácido giberélico. Después los propágulos se manejan como se describió antes en los métodos 1 o 2.

La selección de propágulos uniformes y la eliminación de las plantitas, evidentemente anormales, aberrantes o enfermas debe hacerse al inicio de la Etapa III. (*3*) En ocasiones las plantas que se cultivan se deterioran con el tiempo, pierden hojas, no crecen, desarrollan quemadura de las puntas, entran en letargo o pierden potencialidad de regeneración. (*3*) Las plantas de especies que tienen exigencias inherentes, de letargo o reposo, es probable que necesiten someterse a enfriamiento para estimular el nuevo desarrollo y alargamiento. (*3*)

ETAPA IV: TRASPLANTE

Las plantas enraizadas, o sin enraizar, se sacan del recipiente de cultivo, se lava por completo el agar que llevan adherido, para remover una fuente potencial de contaminación y se trasplantan a una mezcla de suelo estándar, pasteurizada, en macetas pequeñas en una forma más o menos convencional. Inicialmente se debe proteger a las plantitas de la desecación colocándolas en una tienda sombreada, con alta humedad o bajo niebla. Pueden necesitarse varios días para que se formen nuevas raíces funcionales. (*55*)

Una vez que las plantitas se han establecido en el medio de enraizamiento, se les debe exponer en forma gradual a una humedad menor y a mayor intensidad de luz. Es posible que como parte del proceso de establecimiento haya que superar cualquier condición de letargo o reposo que desarrolle la planta.

EJEMPLOS DE METODOS PARA EL MANEJO DE ESPECIES REPRESENTATIVAS

Orquídeas

CULTIVO DE SEMILLAS

Las semillas de las orquídeas son extraordinariamente pequeñas. Se ha estimado que una sola vaina de Cattleya produce alrededor de unas 30 000 semillas. En un método de cultivo por semilla, las semillas se pueden sacar de la vaina cuando están alrededor de 60% maduras y no se rajan. La vaina se sumerge en alcohol o en otro desinfectante. Se abre la vaina bajo condiciones estériles y las semillas se separan asépticamente.

Sin embargo, el método usual es remover las semillas del fruto maduro cuando la dehiscencia se efectúa en forma natural y se les trata con un desinfectante, como hipoclorito de calcio o de sodio. (*25, 34, 35, 51, 53*) En un frasco pequeño se coloca una cantidad reducida de semilla y se cubre con hipoclorito de calcio o de sodio en un volumen de 5 a 10 veces mayor que ellas agregando 1 gota o 2 de algún agente humectante. Las semillas se dejan en la solución durante 5 min (a veces algo más) agitándolas periódicamente. Al término de este tiempo, las semillas se habrán hundido al fondo del frasco. Se vacía el desinfectante con todo cuidado y se agrega agua estéril hasta la mitad del recipiente. Se agita suavemente unas cuantas veces y se vacía el agua que contiene las semillas en el frasco de germinación, de tal manera que se extienda en la superficie del medio de agar estéril. Un procedimiento alterno es sacar las semillas con un lazo de anillo de platino, como se hace en los estudios de bacteriología, o con una espátula.

El medio de cultivo contiene de 1.0 a 1.5% de agar. La germinación se hace notoria en unas cuantas semanas. Para el cuarto o sexto mes, las plantitas deben trasplantarse a un nuevo frasco con medio estéril (Fig. 17-3). Alrededor de 1 año después de sembradas, las plantas jó-

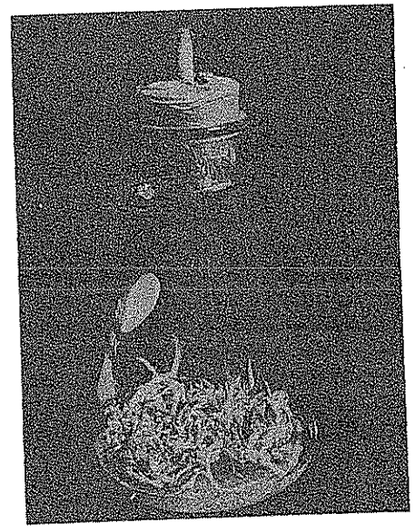


Fig. 17-3 Plántulas de orquídea que están creciendo asépticamente en un medio de agar. Las plántulas están listas para trasplantarse.

venes se cambian a recipientes más grandes para que crezcan en el invernadero. Es posible que para obtener una planta en flor se necesiten 7 o más años.

CULTIVOS DE PROTOCORMOS

En el cultivo de protocormos, se separa un brote vegetativo en crecimiento activo, se quitan las hojas externas, la sección bulbosa (protocormo) se sumerge en alcohol, se remoja en una solución de hipoclorito de calcio durante 15 a 20 min y luego se lava con agua estéril. (*25, 51, 53, 68*) Se quitan las hojas exteriores para exponer el ápice del tallo. Luego, se separa una sección de la punta y se coloca en un medio nutriente, que puede tener como sostén agar o papel filtro, o bien, ser líquido. En el transcurso de 4 a 6 semanas, el brote prolifera para producir un pequeño protocormo redondo, similar al que se produce cuando germina una semilla de orquídea. (Véase Fig. 17-4.)

Para la Etapa II, se saca el protocormo del frasco y se corta en 8 a 10 partes, que se replantan por separado en su propio medio. El proceso se repite con intervalos mensuales a medida que las porciones adicionales de protocormo siguen creciendo. Mediante las transferencias mensuales y la división consecutiva, con este proceso de multiplicación se puede obtener una gran cantidad de material de cultivo de cualquier clon en un tiempo relativamente corto.

En un procedimiento alterno de multiplicación, la punta de tallo se coloca en un medio líquido en el cual es continuamente agitado en un aparato sacudidor o hecho girar en una rueda. En estas condiciones se continúan desarrollando nuevas protuberancias laterales y se separan para un nuevo cultivo cada 3 o 4 semanas. La producción de protocormos continúa en tanto continúe el sacudimiento o la rotación, o si se están cortando y volviendo a cultivar. Cuando se desean nuevas plantas con raíces y brotes para la Etapa III, se colocan trozos individuales en el medio de agar, se continúa sacudiéndolos y se dejan crecer las plantas sin hacer nuevos cultivos. En un lapso de 8 meses, las hojas y las raíces estarán bien desarrolladas y las plantas jóvenes se sacan de los frascos y se plantan. Como las plantas ya están en la fase adulta, en 2 años debe obtenerse una planta con flor.

Helechos

CULTIVO DE ESPORAS

Las esporas de varias especies se pueden esterilizar y sembrar en agar nutriente. La germinación en sí de las esporas puede ser favorecida usando un medio libre de nutrientes, pero el crecimiento del protalo mejora con la adición de sales inorgánicas y sucrosa. (*33*)

Un sistema completo de cultivo aséptico ha sido descrito como sigue: (*26*) Las esporas de helecho se colocan en una solución de Clorox® al 2% y se centrifugan. Se recobra el perdigón, se vuelve a suspender y a centrifugar varias veces. Las esporas así tratadas se distribuyen en listas en un medio de cultivo (sales MS, 3% de sucrosa, tiamina y 0.8% de agar). Después de una incubación de 20 días a 27 °C en luz, el tejido del gametofito se divide, se vuelve a sembrar y se deja crecer 30 días. Entonces, se pueden moler en una licuadora de cocina un gramo del tejido de gametofito en 200 ml de solución de sales MS al 50% (1/2). Sobre suelo estéril se depositan aproximadamente 50 ml de la solución. El manejo subsecuente se hace con los métodos convencionales.

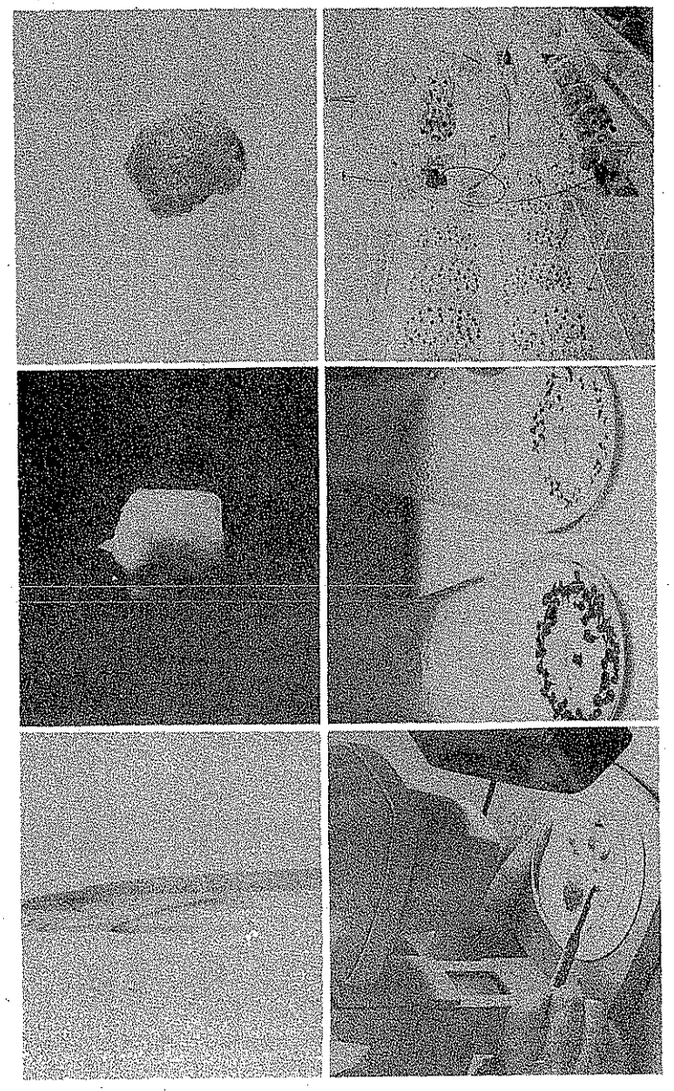


Fig. 17-4 Pasos seguidos en la producción asexual de orquídeas *Cymbidium*. A este procedimiento se le conoce como "meristelonación". *Hilera superior* (izquierda a derecha): brote en crecimiento, fuente del meristema; meristema apical del brote, separado; cuerpos de tipo protocormos, después de que han crecido en el medio nutriente y antes de dividirlos. *Segunda hilera* (izquierda a derecha): división de cada estructura de tipo protocormo en varias partes; antes y después de la división; ruedas giratorias que llevan los meristelones divididos, puestos en soluciones nutritivas para su crecimiento y evitar la polaridad de raíz tallo.

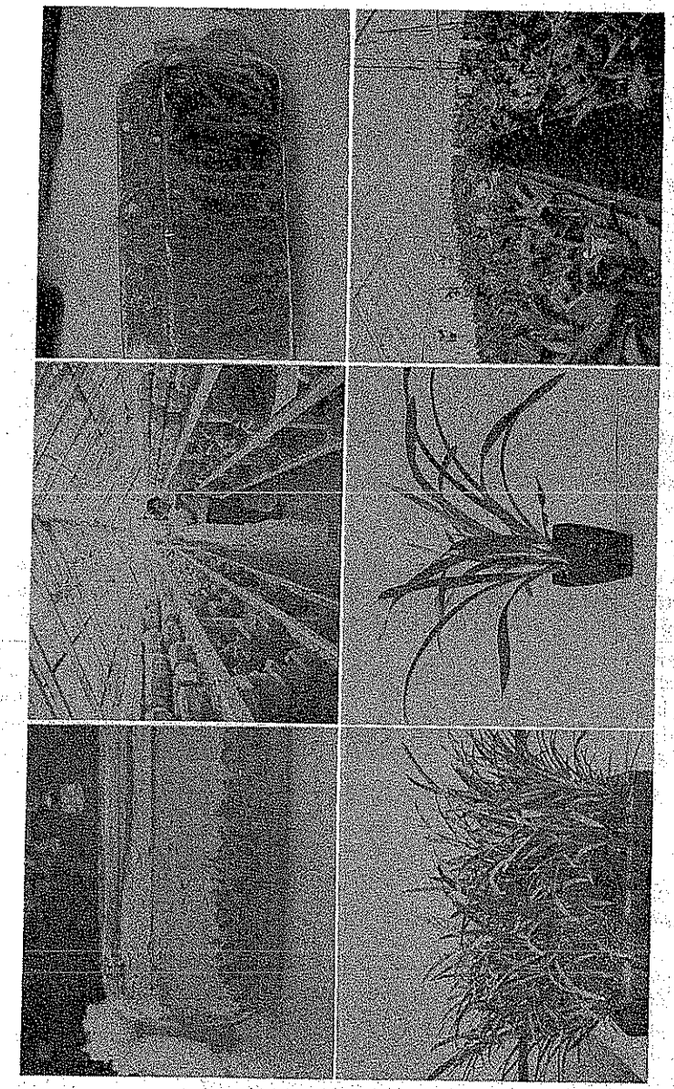


Fig. 17-4 *(Continuación) Tercera hilera* (izquierda a derecha): material de tipo protocormo colocado en agar nutriente para la proliferación del crecimiento y el desarrollo de raíces y tallos; invernadero lleno de frascos para que crezcan hasta el tamaño de planta; plantas bien desarrolladas de tamaño suficiente para colocarse en cajas. *Hilera inferior* (izquierda a derecha): plantas de orquídea bien desarrolladas, listas para pasarse a macetas; orquídea *Cymbidium* creciendo en una maceta, originada de un cuerpo tipo protocormo dividido; local para el desarrollo de las orquídeas, con plantas que están empezando a florear. Cortesía Richard Smith, Rod McLellan Co., South San Francisco.

Tabla 17-3 Medios de cultivo para orquídeas.

(A) *Medio C+ de Knudson para cultivo de semillas*

$Ca(NO_3)_2 \cdot 4H_2O$	1000 mg/L	$MnSO_4 \cdot 4H_2O$	7.5 mg/L
$(NH_4)_2SO_4$	500 mg/L	$FeSO_4 \cdot 7H_2O$	25.0 mg/L
KH_2PO_4	250 mg/L	Sucrosa	2%
$MgSO_4 \cdot 7H_2O$	250 mg/L	Agar	1.5%

(B) *Medio de Wimber para protocormos (Cymbidium)*

KNO_3	0.525 g/L	Tartrato férrico	0.03 g/L
$CaHPO_4$	0.200 g/L	Triptona	2.0 g/l
KH_2PO_4	0.250 g/L	Sucrosa	2.0 g/l
$(NH_4)_2SO_4$	0.500 g/L	Agar *	12.0 g/l
$MgSO_4$	0.250 g/L		

* Agregue elementos menores; el hierro también puede ser proporcionado por otros medios (véase Tabla 17-1).
+ Puede ser modificado, reemplazándolo con 18 ml de un amortiguador de fosfato de potasio preparado, combinando 97.5 mg de solución 0.1 M de KH_2PO_4 (13.6 g/L) y 2.5 ml de solución 0.1 de K_2HPO_4. Manténgase en pH 5.3. (*64*)
* Se puede omitir y usar el líquido en una rueda giratoria.

También se ha descrito un método modificado. (*38, 63*) Se agita durante 1 1/2 min una mezcla de una parte de esporas y 5 partes de solución de Clorox® al 5% y luego se hace pasar por un filtro de embudo Buchner con vacío, se enjuagan y después se someten durante 5 min a vacío de aire. Se dejan secar las esporas al aire en una campana estéril. Se derrite el medio (agar al 2% y nutrientes inorgánicos), se deja enfriar a aproximadamente 49 °C y se vacía en un molde pyrex para horno o en cajas de petri estériles. Las esporas se siembran en la superficie usando una criba de malla fina (270 mallas). A medida que se enfría el medio, la tensión superficial facilita la distribución uniforme de las esporas, las cuales se colocan en luz a temperatura ambiente. La germinación ocurre en 2 a 3 semanas y el trasplante al suelo se hace 2 o 3 meses después.

HELECHO DE BOSTON
(NEPHROLEPIS EXALTATA "BOSTONIENSIS")

El helecho de Boston es una planta híbrida que no produce esporas viables y se propaga con lentitud por división de la corona, pero es una de las plantas más adaptables a la micropropagación y se puede propagar con tasas elevadas. Las plantas madres de invernadero es mejor cultivarlas en cestos colgantes, con riego por goteo para evitar el riego por arriba. Se separan de la planta puntas de estolones en crecimiento activo de 2.5 cm de largo y se colocan en agua corriente durante 1 h. Luego se tratan durante 20 min con solución de hipoclorito de calcio o de sodio al 5% (añadiendo un surfactante) y se enjuagan 3 veces en agua estéril. Se quitan las cubiertas foliosas y se hace un explante de 3 a 6 mm de la punta apical, la cual se inserta derecho en medio de cultivo de agar estéril.

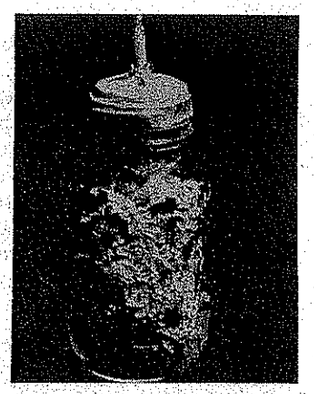


Fig. 17-5 Plantita de helecho de Boston (Nephrolepis exaltata "Bostoniensis") en cultivo. Lista para trasplantarse a la Etapa III.

En la Etapa I se usa un medio MS que contenga sucrosa (3%) y gar (0.8%) El pH es de 5.7, la temperatura de 27 °C y la luz de 1000 lux durante 16 h al día. Después de 2 a 3 meses se dividen las plantas.

En la Etapa II, el medio MS se modifica para incluir kinetina (2.0 mg/L), NAA (0.1 mg/L) y una mayor cantidad de fósforo (NaH_2PO_4, 255 mg/L. Una modificación alterna es usar IAA (2 mg/L), kinetina (0.04 mg/L) y BAP (1.126 mg/L). (*10*) La luz se aumenta a 3000 lux. Se puede hacer un nuevo subcultivo cada 6 semanas, con 5 o 6 plantitas por cultivo. En cualquier secuencia de operaciones no se recomiendan más de 3 subcultivos, (*14, 44*) para evitar la producción de plantas aberrantes (Fig. 17-5).

En la Etapa III se utiliza el mismo medio que en la Etapa I, pero se aumenta la intensidad de la luz. Al final de 6 semanas, los cultivos se dividen y las plantitas, que tal vez tengan menos de 13 mm de altura se plantan en una mezcla de suelo pasteurizada, en macetitas de celdas y durante unas 2 semanas se protegen de la desecación en tiendas con humedad elevada. Luego se pueden cambiar al invernadero abierto. Después de 6 a 8 semanas se pueden trasplantar a macetas pequeñas en las cuales crecen hasta alcanzar su tamaño comercial.

Violeta africana (*Saintpaulia ionantha*)

Tradicionalmente, la violeta africana se propaga por estacas de hoja. Sin embargo, se puede micropropagar empleando varias técnicas de cultivo de tejidos. En condiciones hormonales adecuadas, la regeneración se puede efectuar de explantes tales como pecíolos, (*5, 24*) partes de hojas, (*13, 58*) o hasta de células epidérmicas. (*66*)

Comercialmente se utiliza el siguiente procedimiento: Las hojas maduras se separan y se lavan con un detergente, luego se esterilizan durante 15 min en una solución de 1 a 2% de hipoclorito de sodio (más surfactante), siguiendo con 4 a 5 enjuagues en agua estéril. Se descartan los márgenes de las hojas y el resto de la misma se corta en cuadros de 10 mm por lado. Cada trozo se coloca por el envés en un medio nutriente de agar estéril.

En las Etapas I y II, un medio básico MS se complementa con $NaH_2PO_4 \cdot H_2O$ (170 mg/L), IAA (2 mg/L), BA (0.8 mg/L), sucrosa (3%) y agar (0.9%). Las condiciones de crecimiento comprenden temperatura de 27 °C y luz de 1000 lux durante 16 h al día. Los brotes se desarrollan de 30 a 60 días. La adición de sulfato de adenina a razón de 125 mg/L estimula la formación de brotes. (*58*)

En la Etapa III, el enraizamiento se efectúa con facilidad en el mismo medio usado en las Etapas I y II, pero omitiendo las hormonas. Algunos (*58*) han recomendado la adición de IAA a razón de 10 mg/L. Se pueden trasplantar a una mezcla de suelo pasteurizada, protegiéndolas con sombra. La floración ocurre en 3 a 6 meses.

En un método alterno (*5*) se colocan secciones transversales del pecíolo en un medio básico MS usando la siguiente concentración de hormonas: NAA (0.1 mg/L) más BA (0.01 mg/L) en las Etapas I y II. El enraizamiento es inducido colocando los cultivos en una luz de intensidad baja (500 a 10 000 lux) durante 2 semanas.

Rododendros (*Rhododendron* spp.)

Los rododendros se han utilizado con éxito en la micropropagación (*1, 2, 37, 41*) y proporcionan un modelo para otras especies leñosas (Fig. 17-6). Para la preparación de explantes se usan brotes cortos, suaves, que han completado una etapa de crecimiento pero que no tengan la yema terminal formada. Se quitan todas las hojas, excepto las más pequeñas y el brote apical se recorta a dejarlo de 1 a 1.5 cm de largo. Los brotes se lavan en agua jabonosa y luego se

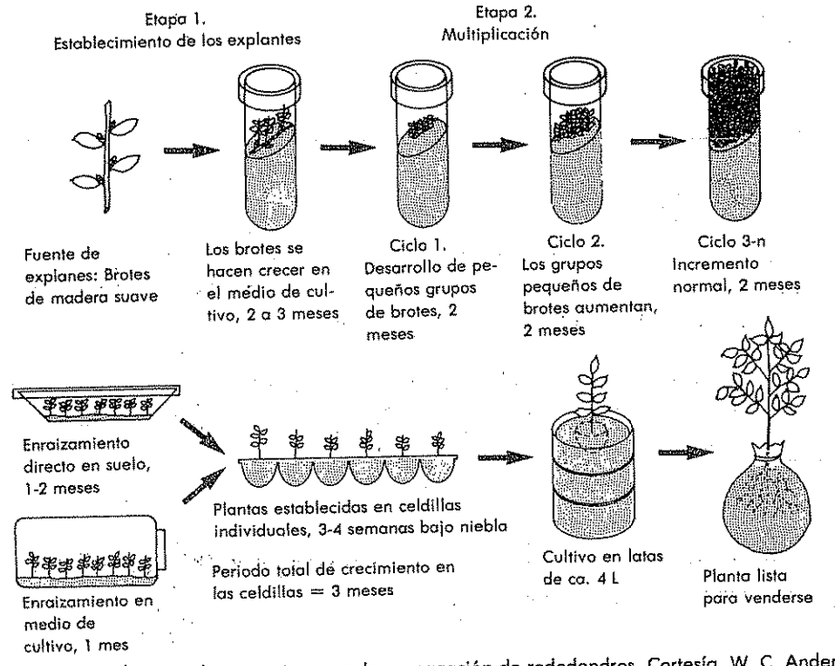


Fig. 17-6 Secuencia de operaciones en la propagación de rododendros. Cortesía, W. C. Anderson. (2)

colocan durante 10 a 15 min en una solución de hipoclorito de sodio al 2%, agitándolos y, en seguida, se enjuagan. Se recorta la base y los pequeños microexplantes se colocan en tubos de ensaye de 25 × 150 mm. Las operaciones de cultivo se efectúan con la secuencia que se detalla a continuación:

Etapa I: Establecimiento. Se usa el medio de Anderson en forma líquida (5 ml/tubo) con la adición de sales inorgánicas, al 50% de la concentración, sucrosa (3%), 2iP (2 mg/L) y IAA (0.5 mg(L). En el transcurso de 2 a 8 semanas se desarrollan brotes axilares de 1 a 2 cm de largo, que se cortan y transfieren a medida que crecen.

Etapa II: Primer subcultivo. En el primer subcultivo se sigue usando el mismo medio, pero se añade agar y se incluye 2iP (1.5 mg/L) e IAA (4 mg/L). A medida que salen nuevos brotes, aparentemente (cuando menos en parte) en forma adventicia, se cortan secciones de 2.5 cm, eliminando gradualmente al explante original de tallo. Los nuevos brotes se transfieren a medio de cultivo fresco. Al principio, las transferencias pueden hacerse cada 2 semanas, pero después se espacian entre sí de 6 a 8 semanas.

Etapa II: Segundo subcultivo. En el segundo subcultivo se utiliza el mismo medio, pero se varía el 2iP de entre 1 a 15 mg/L y el IAA de 0.5 a 4 mg/L, dependiendo de la cultivar. Es posible obtener de 20 a 40 brotes por cultivo cada 2 meses.

Etapa III: Pretrasplante. Se puede seguir cualquiera de 2 procedimientos. En uno de ellos, se separan los brotes y se hacen enraizar directamente en una mezcla de suelo pasteurizado, en una cámara cubierta o bajo niebla. En el otro, los brotes propágulos se transfieren a un medio estéril, pero se omiten el 2iP, el IAA y la KI, se reduce la cantidad de sales inorgánicas a 1/3 y se añade carbón activado (600 mg/L). La adición de IBA (0.5 mg/L) puede inducir el enraizamiento en un mes. En todos los casos el pH debe ser de 4.5.

Etapa IV: Trasplante. Las plantas se hacen enraizar y crecer en una mezcla de suelo porosa (por ejemplo, serrín, musgo turboso, perlita, piedra pómez, vermiculita y fertilizantes) en una zona con humedad elevada. (*55*) Las plantas tiernas están expuestas tanto al ataque de organismos patógenos como a la toxicidad de los fungicidas, de tal manera que los tratamientos fungicidas se deben ajustar cuidadosamente. Las plantas se deben espaciar para evitar que estén demasiado juntas, reduciendo con ello los problemas de enfermedades y de crecimiento lento. Las plantas están listas para la venta en un periodo de 6 a 12 meses.

Yemas florales. En los rododendros también se han usado con éxito como explantes flórulas tomadas de las yemas florales. (*43*) Las flórulas se pueden esterilizar con más facilidad que los explantes y producen brotes con facilidad en un medio AND con 2iP (5 a 15 mg/L) e IAA (1 a 4 mg/L). Enraizan en subcultivos posteriores en un medio en el que se omite el 2iP, pero se añade 1 g/L de carbón activado.

Manzano (*Malus pumila*)

Es posible efectuar la micropropagación tanto de patrones (*11, 18, 29, 56*) (Fig. 17-7) como cultivares fructíferos (*71*) si se presta atención cuidadosa a los requerimientos de cada etapa. Los explantes pueden tomarse ya sea de brotes en crecimiento activo o de meristemas de yemas durmientes pero no en reposo. Se han descrito tres procedimientos:

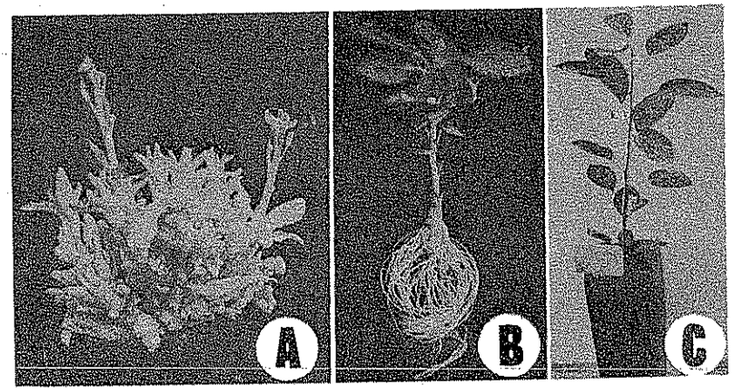


Fig. 17-7 Propagación de patrones de manzano por proliferación de puntas de tallo. (A): brotes proliferantes en la Etapa II. (B): planta enraizada lista para el trasplante. (C): manzano después de trasplantado. Cortesía, Dr. Lona Snir y Dr. A. Erez. (56)

1. Los brotes se enjuagan en agua con detergente durante 5 min, agitando; se enjuagan 2 o 3 veces con agua estéril, se tratan con hipoclorito de calcio a la mitad de su concentración más detergente, durante 20 min y se enjuagan de nuevo en agua destilada estéril. (*71*)
2. En otro procedimiento, (*32*) se usa para la esterilización un tratamiento con hipoclorito de sodio en 2 pasos. Los brotes primero se sumergen en detergente y luego en hipoclorito de sodio (al

Fig. 17-8 Cultivo *in vitro* de puntas de tallo de patrones de injerto y cultivares de manzano. Los brotes se hacen enraizar en agar, en frascos de vidrio, bajo luz en una cámara de crecimiento controlada.

0.14%) durante 1 min. Se enjuagan en 3 cambios de agua estéril y se colocan en un medio de cultivo. Al día siguiente, los brotes se tratan de nuevo con una solución de hipoclorito de sodio al 0.4% durante 40 min.

3. Las yemas durmientes se agitan durante 10 min en alcohol al 95% más detergente, durante 20 min en hipoclorito de calcio concentrado y luego se enjuagan con agua estéril. Las yemas se disectan quitando las escamas de las yemas y los primordios secuencialmente para exponer el punto de crecimiento. Se separa la punta meristemática y se planta teniendo especial cuidado de evitar la desecación.

Etapa I: Establecimiento. Se han usado con éxito varios procedimientos. (a) En uno de ellos, (*12*) se ha incluido un paso de preacondicionamiento cultivando la punta de tallo en un medio simplificado, en una caja de petri, durante una semana antes de su transferencia. (b) Un segundo procedimiento (*71*) consiste en cultivar las puntas de tallo hasta una longitud de 10 a 15 mm en 15 ml de un medio líquido MS giratorio, en matraces Erlenmeyer de 125 mm durante 2 a 4 días y luego transferirlos a un medio de agar en el cual se plantan horizontalmente hasta la mitad de su grosor. (c) Se usa un medio de agar durante 4 a 8 semanas. (*67*) (d) Durante las primeras 4 a 8 semanas se puede usar polivinilpirrolidina (PVP) en el medio de agar. (*56*) El medio usado ha incluido BA (1 mg/L), IBA (0.1 a 1 mg/L) y GA (0.1 a 0.5 mg/L).

Etapa II: Multiplicación. Se utiliza el mismo medio descrito para la Etapa I, siendo necesario hacer multiplicaciones cada 3 a 4 semanas. Se ha logrado obtener una proliferación muy mejorada colocando brotes pequeños en líquido, usando 10 ml por frasco de 100 ml y agitándolos durante 4 días antes de colocarlos en un medio sólido. (*56*)

Etapa III: Pretrasplante. (Fig. 17-8) El enraizamiento se logra reduciendo a la mitad el contenido de sales inorgánicas, aumentando la concentración de auxina y omitiendo la citokinina y el GA. En algunos casos la adición de floroglucinol (*32*) ha sido útil para reducir el encallecimiento, el cual puede constituir un problema con ciertas concentraciones de auxina y en ciertas cultivares. (*29, 31, 67*) Para la cultivar Granny Smith, difícil de hacer enraizar, fue necesario usar un medio líquido agitado continuamente. También el lesionado ha resultado útil. (*57*)

Fig. 17-9 Producción *in vitro* de patrones de injerto y cultivares de manzano utilizando puntas de tallo. *Izquierda:* los brotes enraizados son trasplantados a un medio poroso y colocados bajo niebla. *Derecha:* las plantitas enraizadas son endurecidas en el invernadero para después pasarlas al vivero.

Etapa IV: Trasplante Después de sacarlas de los fracos de cultivo y antes de que puedan soportar las condiciones más secas del invernadero, es necesario que las plantitas desarrollen nuevos brotes y una buena cutícula (Fig. 17-9), (*71*) por lo cual, se les debe mantener bajo niebla o en condiciones de humedad elevada en un buen medio de enraice, tardando la formación de raíces unos 10 días.

BIBLIOGRAFIA

1. Anderson, W. C. 1975. Propagation of rhododendrons by tissue culture: Part 1. Development of a culture medium for multiplication of shoots. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 25:129–35.
2. ———. 1978. Rooting of tissue cultured rhododendrons. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 28:135–39.
3. ———. 1980. Mass propagation by tissue culture: Principles and practice. In *Proc. of the conf. on nursery production of fruit plants through tissue culture: Applications and feasibility,* R.H. Zimmerman, ed. U.S. Dept. of Agr. Sci. and Education Adminstration ARR-NE-11, pp. 1–10.
4. Anderson, W. C., and J. B. Carstens. 1977. Tissue culture propagation of broccoli, *Brassica oleracea* (italica group), for use in F_1 hybrid seed production. *Jour. Amer. Soc. Hort. Sci.* 102(1): 69–73.
5. Bilkey, P. C., B. H. McCown, and A. C. Hildebrandt. 1978. Micropropagation of African violet from petiole cross-sections. *HortScience* 13(1):37–38.
6. Biondi, S., and T. A. Thorpe. 1981. Requirements for a tissue culture facility. In *Plant tissue culture: Methods and applications in agriculture,* T. A. Thorpe, ed. New York: Academic Press, pp. 1–20.
7. Boxus, P. 1978. The production of fruit and vegetable plants by *in vitro* culture: Actual possibilities and perspectives. In *Propagation of higher plants through tissue culture: A bridge between research and application,* K.W. Hughes, R. Henke, and M. Constantin, eds. U.S. Dept. of Energy, Tech. Information Center, pp. 44–58.
8. Boxus, P., and P. Druart. 1980. Micropropagation, an industrial propagation method of quality plants true to type and at a reasonable price. In *Plant cell cultures: Results and perspectives,* F. Sala et al., eds. Amsterdam: Elsevier/North Holland Biomedical Press.
9. Boxus, P., M. Quoirin, and J. M: Laine. 1977. Large-scale propagation of strawberry plants from tissue culture. In *Applied and fundamental aspects of plant cell, tissue and organ culture,* J. Reinert and Y. P. S. Bajaj, eds. Berlin: Springer-Verlag, pp. 130–43.
10. Burr, R. W. 1975. Mass production of Boston fern through tissue culture. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 25:122–24.
11. Cheng, Tsai-Ying. 1978. Clonal propagation of woody plant species through tissue culture techniques. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 28:139–55.
12. ———. 1978. Propagating woody plants through tissue culture. *Amer. Nurs.* 147(10): 7–8, 94–102.

13. Cooke, R. C. 1977. Tissue culture propagation of African violets. *HortScience* 12(6):549.
14. Crehan, M. J. 1980. Profitable tissue culture. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 30:38–40.
15. Damiano, C. 1980. Strawberry micropropagation. In *Proc. conf. on nursery production of fruit plants through tissue culture: Applications and feasibility,* R. H. Zimmerman, ed. U.S. Dept. of Agr. Sci. and Education Administration ARR-NE-11, pp. 11–22.
16. de Fossard, R. A. 1976. *Tissue culture for plant propagators.* Armidale, Australia: University of New England Printery.
17. de Fossard, R. A., and R. A. Bourne. 1977. Reducing tissue culture costs for commercial propagation. *Acta Hort.* 78:37–44.
18. Dunstan, D. I. 1981. Transplantation and post-transplantation of micropropagated tree-fruit rootstocks. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 31: 39–45.
19. Fogh, J., ed. 1973. *Contamination in tissue culture.* New York: Academic Press.
20. Gamborg, O. L., and J. P. Shyluk. 1981. Nutrition, media, and characteristics of plant cell and tissue cultures. In *Plant tissue culture: Methods and applications in agriculture,* T. A. Thorpe, ed. New York: Academic Press, pp. 21–44.
21. Gamborg, O. L., and L. R. Wetter, eds. 1975. *Plant tissue culture methods.* Saskatoon, Canada: Prairie Regional Laboratory.
22. Gamborg, O. L., T. Murashige, T. A. Thorpe, and I. K. Vasil. 1976. Plant tissue culture media. *In Vitro* 12:473–78.
23. Ganzer, J. 1979. Commercial application of tissue culture in fruit production. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 29:401–3.
24. Harney, P. M., and A. Knap. 1979. A technique for the *in vitro* propagation of African violets using petioles. *Can. Jour. Plant Sci.* 59:263–66.
25. Hartmann, H. T., and J. Whisler. 1977. Micropropagation exercises in teaching plant propagation. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 27:407–13.
26. Henny, R. J., J. F. Knauss, and A. Donnan, Jr. 1981. Foliage plant tissue culture. In *Foliage plant production,* J. Joiner, ed. Englewood Cliffs, N.J.: Prentice-Hall.
27. Holdgate, D. P., and J. S. Aynsley. 1977. The development and establishment of a commercial tissue culture laboratory. *Acta Hort.* 78:31–36.
28. Huang, Li-Chun, and T. Murashige. 1977. Plant tissue culture media: Major constituents, their preparation and some applications. *TCA Man.* 3(1):539–48.
29. James, D. J., and I. J. Thurbon. 1979. Rapid *in vitro* rooting of the apple rootstock M.9. *Jour. Hort. Sci.* 54(4):309–11.
30. Jones, J. B. 1979. Commercial use of tissue culture for the production of disease-free plants. In *Plant cell and tissue culture: Principles and applications,* W. R. Sharp et al., eds. Columbus: Ohio State Univ. Press, pp. 441–52.
31. Jones, O. P. 1979. Propagation *in vitro* of apple trees and other woody fruit plants: Methods and applications. *Sci. Hort.* 30:44–48.
32. Jones, O. P., C. A. Pontikis, and M. E. Hopgood. 1979. Propagation *in vitro* of five apple scion cultivars. *Jour. Hort. Sci.* 54:155–58.
33. Khoo, S. I., and M. B. Thomas. 1980. Studies on the germination of fern spores. *The Plant Propagator* 26:11–15.
34. Knudson, L. 1922. Nonsymbiotic germination of orchid seeds. *Bot. Gaz.* 73:1–15.
35. ———. 1951. Nutrient solution for orchids. *Bot. Gaz.* 112:528–32.
36. Kruse, P. F., Jr., and M. K. Patterson, Jr., eds. 1973. *Tissue culture: Methods and application.* New York: Academic Press.

37. Kyte, L., and B. Briggs. 1979. A simplified entry into tissue culture production of rhododendrons. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 29:90–95.
38. Lane, B. C. 1980. A procedure for propagating ferns from spores using a nutrient-agar solution. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 30:94–97.
39. Langhans, R. W., P. K. Horst, and E. D. Earle. 1977. Disease-free plants via tissue culture propagation. *HortScience* 12:149–50.
40. Lloyd, G., and B. McCown. 1980. Commercially feasible micropropagation of mountain laurel, *Kalmia latifolia,* by use of shoot-tip culture. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 30:421–27.
41. Ma, S. S., and S. O. Wang. 1977. Clonal multiplication of azaleas through tissue culture. *Acta Hort.* 78:209–15.
42. Matsuyama, J. 1980. Overview of tissue culture at K. M. Nursery. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 30:40–42.
43. Meyer, M. M., Jr. 1981. *In vitro* propagation of rhododendron from flower buds (abstract). *HortScience* 16(3):452.
44. Murashige, T. 1974. Plant propagation through tissue cultures. *Ann. Rev. Plant Phys.* 25:135–66.
45. ———. 1977. Plant cell and organ cultures as horticultural practices. *Acta Hort.* 78:17–30.
46. Murashige, T., and F. Skoog. 1962. A revised medium for rapid growth and bioassays with tobacco tissue cultures. *Phys. Plant.* 15:473–97.
47. Oglesby, R. P. 1978. Tissue culture of ornamentals and flowers: Problems and perspectives. In *Propagation of higher plants through tissue culture: A bridge between research and application,* K. M. Hughes, R. Henke, and M. Constantin, eds. U.S. Dept. of Energy, Tech. Information Center, pp. 59–61.
48. Oglesby, R. P. and R. E. Strode. 1979. Commercial tissue culturing at Oglesby Nursery. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 29:341–44.
49. Oki, G. 1978. Setting up a tissue culture system. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 28:344–48.
50. Quak, F. 1977. Meristem culture and virus-free plants. In *Applied and fundamental aspects of plant cell, tissue, and organ culture,* J. Reinert and Y. P. S. Bajaj, eds. Berlin: Springer-Verlag, pp. 598–615.
51. Rao, A. N. 1977. Tissue culture in the orchid industry. In *Applied and fundamental aspects of plant cell, tissue, and organ culture,* J. Reinert and Y. P. S. Bajaj, eds. Berlin: Springer-Verlag, pp. 44–69.
52. Reinert, J., and Y. P. S. Bajaj, eds. 1977. *Applied and fundamental aspects of plant cell, tissue, and organ culture.* Berlin: Springer-Verlag.
53. Smith, R. J. 1972. Orchid propagation by *in vitro* culture techniques. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 22:174–77.
54. Smith, S. H., and W. A. Oglevee-O'Donovan. 1979. Meristem-tip culture from virus-infected plant material and commercial implications. In *Plant cell and tissue culture: Principles and applications,* W. R. Sharp et al., eds. Columbus: Ohio State Univ. Press, pp. 453–60.
55. Smith, W. A. 1981. The aftermath of the test tube. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 31:47–49.
56. Snir, I., and A. Erez. 1980. *In vitro* propagation of Malling Merton apple rootstocks. *HortScience* 15(5):597–98.
57. Sriskandarajah, S., and M. G. Mullins. 1981. Micropropagation of Granny Smith apple: Factors affecting root formation in vitro. *Jour. Hort. Sci.* 56(1):71–76.

58. Start, N. D., and B. G. Cumming. 1976. *In vitro* propagation of *Saintpaulia ionantha*. *HortScience* 11:204–6.

59. Stokes, M. J. 1980. Current aspects of commercial micropropagation. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 30:249–54.

60. Stoltz, L. P. 1979. Getting started in tissue culture: Equipment and costs. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 29:375–81.

61. Street, H. E., ed. 1977. *Plant tissue and cell culture* (2nd ed.). Botanical Monographs, vol. 11. Berkeley, Calif.: Univ. of Calif. Press.

62. Tisserat, B. 1981. Date palm tissue culture. U.S. Dept. Agr. Res. Ser., Adv. in Agr. Tech., Western Series No. 17, pp. 1–50.

63. Tjosvold, S., and A. Teasdale. 1980. Uniform fern spore dispersal on warm nutrient-agar solution. *The Plant Propagator* 26:11.

64. Vacin, E., and F. Went. 1949. Some pH changes in nutrient solutions. *Bot. Gaz.* 110:605.

65. Vasil, I. K. 1979. Plant tissue cultures in genetics and plant breeding. *Adv. in Gen.* 20:127–215.

66. Vasquez, A. M., M. R. Davey, and K. C. Short. 1977. Organogenesis in cultures of *Saintpaulia ionantha*. *Acta Hort.* 78:249–58.

67. Welander, M., and I. Huntrieser. 1981. The rooting ability of shoots raised *in vitro* from the apple rootstock A2 in juvenile and in adult growth phase. *Phys. Plant.* 81:36–41.

68. Wimber, D. E. 1963. Clonal multiplication of Cymbidium through tissue culture. *Amer. Orch. Soc. Bul.* 32:105–7.

69. Zilis, M., D. Zwagerman, D. Lamberts, and L. Kurtz. 1979. Commercial propagation of herbaceous perennials by tissue culture. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 29:404–13.

70. Zimmerman, R. H. 1979. The laboratory of micropropagation at Cesena, Italy. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 29:398–400.

71. Zimmerman, R. H., O. C. Broome. 1980. Apple cultivar micropropagation. In *Proc. of the conference on nursery production of fruit plants through tissue culture: Applications and feasibility*, R. H. Zimmerman, ed. USDA. ARR-NE-11, pp. 54–58.

LECTURAS COMPLEMENTARIAS

Boxus, P. 1978. *"In vitro" multiplication of woody species; round-table conference, Gembloux (Belgium), June 6–8, 1978.* Gembloux: Service des Relations publiques.

Conger, B. V., ed. 1981. *Cloning agricultural plants via in vitro techniques.* Boca Raton, Fla.: CRC Press.

Debergh, I. P., ed. 1977. Symposium on tissue culture for horticultural purposes, Ghent, Belgium, 6–9 September, 1977. *Acta Hort.* 78:1–459.

de Fossard, R. A. 1976. *Tissue culture for plant propagators.* Armidale, Australia: Univ. of New England Printery.

Gamborg, O. L., and L. R. Wetter, eds. *Plant tissue culture methods.* Saskatoon, Saskatchewan: National Research Council of Canada Prairie Regional Laboratory.

Ingram, D. S., and J. P. Helgeson. 1981. *Tissue culture methods for plant pathologists.* Oxford: Blackwell Scientific Publ.

International Plant Propagators Society. Proceedings of annual meetings.

International Plant Tissue Culture Society. Newsletters.

Reinert, J., and Y. P. S. Bajaj, eds. 1977. *Plant cell, tissue and organ culture.* Berlin: Springer-Verlag.

Street, H. E., ed. 1977. *Plant tissue and cell culture* (2nd ed.). Berkeley: Univ. of Calif. Press.

Thorpe, T. A., ed. 1981. *Plant tissue culture: Methods and applications in agriculture.* New York: Academic Press.

Tisserat, B. 1981. Date palm tissue culture. *USDA Agr. Res. Ser., Adv. in Agr. Tech., Western Series* no. 17, pp. 1–50.

Zimmerman, R. H., ed. 1980. *Proceedings of conference on nursery production of fruit plants through tissue culture: Applications and feasibility.* USDA Sci. and Education Administration ARR-NE-11.

PARTE V

PROPAGACION DE PLANTAS SELECCIONADAS

18

Métodos Importantes de Propagación y Patrones para las Especies Frutales y de Nueces

Pocas cultivares de las especies frutales o de nueces reproducen con fidelidad el tipo original cuando se propagan por semilla, por lo cual es necesario propagarlas usando un método asexual. La mayoría de las especies frutales y de nueces se propagan por injerto de púa o de yema en ciertos patrones que pueden ser plántulas, estacas enraizadas o plantas acodadas. En algunos casos, la propagación por estacas es el método más rápido y fácil de usar, pero exceptuando a unas cuantas especies frutales como la vid, higuera, olivo, membrillero, grosellero, uva cresppa y granado, esas especies son difíciles de propagar por estacas, de tal manera que se recurre a otros métodos. Algunas, como el avellano, se propagan por acodamiento.

Aguacate *(Persea americana* Mill.). (*16, 173*) En California los árboles de vivero de aguacate se propagan comercialmente por injerto de yema en T, injerto de puntas (de ensamble o de empalme), (*220*) por injerto de cuña o de hendedura practicados en plantas obtenidas de semilla. En Florida y en algunos países del Caribe el injerto de yema en T se emplea ocasionalmente, pero la práctica de vivero es injertar púas de puntas maduras, ya sea como injertos de costado (o a veces enchapado de costado) o como injertos de hendedura en plántulas jóvenes suculentas. Para evitar el virus de la mancha de sol, las semillas (y la madera de injerto) debe tomarse de árboles madres que hayan sido registrados por las oficinas estatales de certificación como libres de enfermedades.

Por lo general las semillas se plantan poco tiempo después que se ha removido la pulpa, teniendo cuidado de no dejarlas secar, aunque se les puede almacenar durante 6 a 8 meses si se les empaca en musgo turboso seco y se mantienen a 5 °C con 90% de humedad. Para eliminar la infección por *Phytophthora cinnamomi* (pudrición de la raíz del aguacate) las semillas se deben sumergir por 30 min en agua caliente (de 49 a 52 °C) antes de plantarlas. (*249*) La germinación de las semillas almacenadas se acelera removiendo las cubiertas cafés o cortando una pequeña tira antes de plantarlas. Las cubiertas de la semilla se pueden remover humedeciendo las semillas y dejando que se sequen al Sol. Si se emplea la raza mexicana que madura sus frutos en el otoño, las semillas se pueden colocar en camas a fines de otoño o a principios de invierno. Se les debe colocar con el extremo basal engrosado hacia abajo y justo a la profundidad suficiente para cubrir las puntas. Si se cultivan en una zona cálida, las semillas brotadas están

listas para pasarlas al vivero en la primavera siguiente. Para el verano o el otoño las plántulas tendrán en general tamaño suficiente para permitir injertarlas de yema en T, de no ser así, se les podrá injertar la primavera siguiente.

Es de mucha importancia seleccionar en forma adecuada la madera que se va a usar para injertar. Por lo general, las mejores yemas se encuentran cerca de los extremos terminales de ramas que han completado su ciclo de crecimiento con hojas coriáceas plenamente maduras. Las hojas se deben remover tan pronto como se tome la madera para las yemas para impedir la desecación.

De 4 a 6 semanas después del injerto de yema, las plántulas patrones se deben cortar de 20 a 25 cm arriba de la yema o doblarse unos cuantos centímetros arriba de la yema. La porción restante del patrón que queda arriba de la yema, no se corta sino hasta que los brotes de la yema han completado un ciclo de crecimiento. En general, las ramas nuevas se estacan y se amarran. Al secarlas para llevarlas a su lugar permanente, por lo regular es con cepellón envuelto en costal. Esto se hace justo después del primer o segundo ciclo de crecimiento de las yemas o a veces justo al principiar el primer crecimiento.

En años recientes, la propagación de aguacates en California ha cambiado a ser una operación efectuada en recipientes. Las semillas se plantan en bolsas de polietileno y las plántulas resultantes se injertan de hendedura o de incrustación alrededor de unos 9 cm arriba de la semilla, de 2 a 4 semanas después de la germinación. Las púas se toman de brotes terminales recién cortados que muestren yemas fuertes y gordas. Los recipientes de plástico, con los injertos, se colocan en bancos elevados en locales cubiertos con plástico, lo cual facilita la aplicación de los procedimientos sanitarios para evitar *P. cinnamomi.* Después de 4 a 6 semanas los injertos se cambian a un sombreadero con 50% de sombra para que endurezcan y luego se trasplantan a recipientes grandes para llevarse a un área de cultivo a la intemperie. (*174*)

En Florida se emplea el injerto de costado en plántulas jóvenes suculentas de las Antillas Occidentales. (*136*) Las plántulas, que se cultivan en recipientes de unos 4 L (1 gal), se injertan cuando tienen de 15 a 25 cm de altura y de 6 a 10 mm de diámetro. Las púas que se usan son brotes o ramas terminales de 5 a 7.5 cm de largo, con una yema terminal gorda, que se toman justo cuando reinician su crecimiento.

Es posible hacer enraizar estacas de madera semidura, tomadas de árboles maduros de raza mexicana, bajo niebla intermitente usando calor de 25 °C en el fondo, siempre que en una estaca de 20 cm de largo se retengan 7 o más hojas. Si las hojas se caen, cesa el enraizamiento. (*184*) Es difícil hacer enraizar estacas tomadas de árboles maduros de las razas guatemalteca o de las Indias Occidentales, pero puede lograrse su enraizamiento si se deja que las estacas se ahílen, esto es, se les deja crecer sólo en oscuridad completa. La porción terminal de un brote de ese tipo se desarrolla en la luz hasta que se formen de 3 a 5 hojas. Las ramas con las bases ahiladas se pueden separar y hacer enraizar en una caja de propagación. (*61, 62*) El empleo de hormonas no ha resultado benéfico. Los aguacates que se inician como estacas enraizadas finalmente forman árboles satisfactorios, pero, en general, su crecimiento en las etapas iniciales es malo.

Patrones para aguacate

Raza mexicana (P. americana var. *drymifolia).* En California se prefieren las plántulas de esta raza por su resistencia al frío y por su resistencia parcial a *Phytophthora cinnamomi,* a la clorosis inducida por cal y a *Dothiorella* y *Verticillium.* Sin embargo, son muy susceptibles a

ser dañados por la salinidad elevada. En Florida, donde para injertar se prefieren plantas de mayor diámetro, los tipos mexicanos se usan poco, debido a sus tallos delgados.

Raza guatemalteca (P. americana). Las semillas de esta raza se usan en California ocasionalmente cuando escasean las semillas mexicanas. A menudo las plántulas guatemaltecas son más vigorosas que las mexicanas, pero son más susceptibles a las enfermedades y a ser dañadas por el frío.

Raza de las Indias Occidentales (P. americana). En California las plántulas de esta raza están muy expuestas a helarse como para ser utilizadas en el comercio, pero se usan ampliamente en las condiciones de Florida. La semilla grande produce un brote del tamaño de un lápiz que es adecuado para injertarse de costado en dos a cuatro semanas después de la germinación.

Albaricoquero (*Prunus armeniaca L.*). Las cultivares de albaricoquero se propagan comercialmente por injertos de yema en T o de astilla sobre varios patrones del género *Prunus* obtenidos de semilla (plántulas). La práctica usual es injertar en otoño, pero también se pueden efectuar injertos en primavera y junio. Asimismo, se ha tenido éxito con injertos de banco. (*44*)

Patrones para el albaricoquero. (*163, 214*) Hay tres patrones comercialmente adecuados: plántulas de albaricoquero o de duraznero y en algunos casos plántulas de ciruelo miroblando. Las semillas de todas estas especies necesitan estratificación a baja temperatura (5 °C) antes de sembrarlas en primavera: de 3 a 4 semanas para el albaricoquero y de unos 3 meses para el duraznero y el ciruelo mirobalano. Para suelos buenos y bien drenados, se recomienda que las cultivares de albaricoquero se injerten en plántulas del mismo.

Albaricoquero (P. armeniaca). Las semillas de albaricoque pueden obtenerse de los patios de secado y de las enlatadoras. Aquellas de las cultivares "Royal" o "Blenheim" en California producen excelentes plántulas para patrones. En el este de los EUA, se recomiendan las plántulas de "Manchurian", "Goldcot" y "Curtis". Como la raíz del albaricoquero es casi inmune al nematodo de agalla de la raíz (*Meloidogyne* spp.), se recomienda usarlo como patrón donde haya este nematodo. Además, tiene cierta resistencia al nematodo de la lesión de las raíces. Es susceptible a la pudrición de la raíz (*Phytophthora* spp.) e intolerante de malas condiciones de drenaje del suelo. Las raíces del albaricoquero no son susceptibles a la agalla de la corona (*Agrobacterium tumefaciens*) como son las de durazno y ciruelo. Las raíces de las plántulas de albaricoquero son susceptibles al hongo de la raíz del encino y muy susceptibles a la marchitez por verticilium. Cuando se cultivan en suelos de migajón bien drenados, los albaricoqueros viven más tiempo y producen cosechas más abundantes que cuando se injertan en patrones de durazno o de ciruelo.

Durazno (P. persica). En California las plántulas de durazno resultan satisfactorias como patrones para las cultivares de albaricoque. Aunque el duraznero en sí es de vida corta, se conocen albaricoqueros injertados en durazno que han crecido satisfactoriamente durante 85 años. En huertos que no tienen riego o donde prevalecen condiciones de sequía, los albaricoqueros injertados en durazno crecen mejor que aquellos injertados en patrones de la misma especie. Las raíces de durazno no son tolerantes de suelos húmedos y crecen mejor en suelos ligeros o bien drenados. Si los árboles se van a plantar en un sitio en donde antes se habían cultivado duraznos, es mejor usar un patrón diferente debido a que los nuevos patrones de durazno no crecen bien en esos terrenos. En el este de los EUA y en Canadá hay cultivares de albaricoque

que muestran una definida incompatibilidad sobre raíces de durazno, de tal manera que no debe suponerse que todas las variedades de albaricoque prosperan bien sobre patrón de durazno. (*22, 126*)

Ciruelo mirobalano (P. cerasifera). Aunque existen huertos muy buenos y productivos de albaricoques injertados en este patrón, no se puede recomendar sin restricciones. En unos cuantos casos, los vientos fuertes han quebrado a los árboles en la unión de injerto y se han observado condiciones de necrosis (dieback). Los viveristas con frecuencia tienen problemas para iniciar albaricoques en patrones de mirobalano tales como que algunos árboles no llegan a crecer con rapidez y erectos o que forman uniones débiles o ásperas. Después de eliminar esos árboles más débiles, al parecer los restantes crecen satisfactoriamente. Este patrón es útil para el albaricoquero cuando los árboles se van a plantar en suelos pesados o en condiciones de excesiva humedad del suelo, que toleran los ciruelos mirobalanos. Una alternativa al uso de las plántulas de mirobalano es emplear el ciruelo "Marianna 2624", que tiene parentesco con el anterior, se propaga vegetativamente y al parecer los albaricoques prosperan bien en el mismo.

Algarrobo (*Ceratonia siliqua L.*). Este árbol subtropical, siempre verde usualmente se propaga por semillas, las cuales germinan sin dificultad cuando están recién cosechadas. Si las semillas se secan y sus cubiertas se endurecen, se les debe suavizar con agua caliente o con un tratamiento con ácido sulfúrico (véase Cap. 7). El trasplante de plántulas a raíz desnuda da malos resultados, de tal manera que las semillas se plantan en su lugar permanente o se inician en recipientes para trasplantarse después. Las plántulas se injertan de yema con cultivares selectas, teniéndose más éxito a fines de primavera. Las estacas se pueden hacer enraizar si se toman a mediados de primavera y se tratan con ácido indolbutírico, a razón de unas 7500 ppm (véase Fig. 9-20). El acodado aéreo practicado en verano tiene éxito.

Almendro (*Prunus dulcis* [Mill.] D.A. Webb. Syn. *P. amygdalus* Batsch). El almendro se propaga por injerto en T en patrones de plántula en otoño, primavera o en el mes de junio. (*79*) Con las estacas de tallo se ha tenido muy poco éxito.

Patrones para el almendro. Tradicionalmente se han usado plántulas de almendro. Para huertos de riego o donde los nematodos son un problema, se prefieren plántulas de durazno. En ciertas situaciones resulta valioso el patrón clonal "Marianna 2624". Los híbridos de almendro x durazno son un tipo de patrones para almendro que se han desarrollado recientemente.

Almendro (P. dulcis). Las plántulas de almendro son bastante satisfactorias en suelos profundos, bien drenados. Por lo común se usan las semillas de los tipos amargos o de ciertas cultivares comerciales como "Texas ("Mission"). Las semillas de almendro requieren antes de la siembra unas tres a cuatro semanas de estratificación. Con frecuencia, los patrones de almendro no son satisfactorios en suelos mal drenados debido a su susceptibilidad a la pudrición de la corona (*Phytophthora* spp.) y a la agalla de la corona (*Bacterium tumefasciens*). Su tendencia al enraizamiento profundo es una ventaja en huertos sin riego o donde se presentan condiciones de sequía. Las plántulas de almendro toleran suelos ricos en cal, y de los patrones disponibles para almendro, son los menos afectados por las sales de boro. Las plántulas de almendro son susceptibles a los nematodos de la agalla y de la lesión de la raíz así como el hongo de la raíz del roble (*Armillarea mellea*). En Israel han desarrollado selecciones de almendro resistentes a los nematodos.

Durazno (P. Persica). Las plántulas de durazno se utilizan ampliamente como patrón del almendro en donde éste se cultiva de riego y hay nematodos. Cualquiera de los patrones de durazno es satisfactorio, pero los de uso más común son "Lovell" y "Nemaguard" (por su resistencia a los nematodos). Las raíces del durazno no son tan susceptibles a la agalla o a la pudrición de la corona como las de almendro. En tierras con riego, los almendros injertados en patrón de durazno crecen más aprisa en los primeros años y producen cosechas más abundantes en los primeros 15 a 20 años que aquellos injertados sobre almendro, pero estos últimos tienden a vivir más y finalmente pueden sobrevivir a los injertados en durazno.

Ciruelo "Marianna 2624" Este patrón clonal se utiliza en suelos pesados, húmedos, o en donde hay presentes el hongo de la raíz de roble o nematodos (a los que es inmune). Los árboles de almendro que se producen sobre este patrón son alrededor de una tercera parte más pequeños que aquellos injertados en otros patrones. No todas las cultivares de almendro son compatibles con este patrón; (*119*) entre las que son incompatibles se encuentran "Nonpareil", "Milow y "Kapareil".

Híbridos de almendro-durazno. (120) Son la primera generación filial del cruzamiento almendro x durazno. Se pueden producir poblaciones de plántulas debido al cruzamiento natural entre árboles adyacentes de las dos especies. Las plantas híbridas se identifican en el vivero por su alto vigor y aspecto intermedio entre los progenitores. Entre las combinaciones producidas se encuentran la del almendro "Titán" x el durazno "Nemaguard". Es posible lograr el enraizamiento de clones selectos usando estacas de madera dura tratadas con una hormona más un fungicida y luego plantándolas directamente en el vivero; también se puede emplear la micropropagación. Estos patrones se destacan por su vigor y por su excelente compatibilidad con las variedades que se les injerten. (*253*)

Arándano Agrio *(Vaccinium macrocarpon* Ait.). (*39, 77*) Esta planta siempreverde de tipo enredadera produce latiguillos rastreros sobre los que crecen numerosas ramas erectas. La propagación se hace por estacas tomadas de los latiguillos o de las ramas erectas. El material para estacas se obtiene segando las guías al principio de la primavera antes de que se inicie el nuevo crecimiento. Las estacas se plantan directamente en su sitio permanente sin enraizamiento previo, a distancias de 15 a 27 cm en cada sentido. En cada mata se plantan en arena de 2 a 4 estacas, las cuales se hacen de 13 a 25 cm de largo y se entierran lo suficiente como para que sobresalgan sólo unos 2.5 cm. Un método más rápido para iniciar una ciénega de Arándano Agrio es repartir las estacas sobre el terreno y enterrarlas con una plantadora de discos de tipo especial. Esto se justifica sólo cuando hay material de estacas en abundancia y escasez de mano de obra para plantar las estacas a mano. El agua se aplica a la ciénega inmediatamente después de la siembra. Las estacas enraizan durante el primer año y crecen un poco, pero las plantas no empiezan a producir sino tres o cuatro años más tarde.

Arándano Azul, Mata alta *(Vaccinium corymbosum* L. y *V. australe* Small). (*36, 43, 49, 197*) Se utilizan estacas de madera dura en reposo. El arándano azul también se puede propagar por estacas de hoja con yema. La mayor parte de las plantas se cultivan en el vivero durante un año más, después del año de enraizamiento, y se venden como plantas de dos años para ser colocadas en su sitio permanente. Se ha tenido éxito en la micropropagación de algunas cultivares de arándano azul. (*31*)

Las cultivares de arándano azul se pueden propagar por injerto en T a mediados de verano en plantas procedentes de semilla (plántulas) o en estacas enraizadas. El arándano azul de mata alta se injerta con éxito en patrón de arándano azul de ojo de conejo (*V. ashei*), pudiendo aprovechar las ventajas de esta última especie respecto a su amplia adaptabilidad a diversos suelos y su vigor. (*64*)

Estacas de madera dura. El arándano azul no se multiplica con facilidad por estacas de madera dura, pero se pueden obtener buenos resultados. Para la obtención del material para estacas se deben usar bloques especiales con plantas libres de virus y de enfermedades causadas por organismos de tipo micoplasma en lugar de tomarlas de campos de producción que pueden estar muy infectados. (*52*) El material para estacas, que consiste en brotes del crecimiento de la estación anterior, no ramificados, vigorosos, macizos, del tamaño de un lápiz, se deben tomar en el invierno de plantas durmientes y colocarse en almacén frío hasta inicios de la primavera, que es cuando se hacen y plantan las estacas. Sólo debe usarse madera vegetativa sin yemas frutales. Estas deben tener de 3 a 4 yemas y de 10 a 13 cm de largo. Como estructura de enraizamiento resulta apropiada una sección de sombreadero cubierta con polietileno. El calor en el fondo resulta útil, pero las sustancias estimuladoras del enraizamiento, por lo general, no lo han mejorado. Una mezcla de partes iguales de arena y musgo esfagníneo molido ha resultado satisfactoria como medio de enraice.

Las estacas se deben espaciar entre sí unos 5 cm en el medio de enraizamiento y enterrarse de manera que sólo sobresalga la yema superior. Cuando aparecen las hojas, se debe levantar ligeramente la cubierta para permitir la ventilación. Es necesario mantener elevada la humedad ya sea con niebla o riegos frecuentes. Las raíces se empiezan a formar en unos dos meses.

Arándano Azul, de mata baja *(Vaccinium angustifolium* Ait.). (*78*) Esta especie probablemente se propaga mejor por estacas de madera suave foliosas, bajo niebla intermitente, con calor en el fondo usando arena y musgo turboso (1:1) como medio de enraice. (*118*) Las estacas tomadas a fines de primavera y a principios del verano de brotes en crecimiento activo enraizan bien, dando algunos clones un enraizamiento de 100%. Las estacas se transfieren a macetas de cultivo para su crecimiento e hibernación. También se pueden hacer enraizar estacas tomadas de rizomas, siendo mejor obtenerlas a principios de la primavera o a fines del verano y en el otoño, para evitar el reposo de mediados de verano de sus yemas.

En ocasiones se utiliza la propagación por semilla. Las semillas se separan de bayas maduras y luego se extienden sobre una mezcla de suelo de tipo ácido que contenga una tercera parte de musgo turboso. Se cubren con una capa de musgo esfagníneo finamente molido y se mantienen húmedas hasta que germinan, de ordinario de 3 a 4 semanas. Cuando las plantas llegan a unos 2 cm de altura se pasan a macetas de turba.

Arándano ojo de conejo *(Vaccinium ashei* Reade). Se puede propagar tanto por estacas de madera dura como por estacas foliosas de madera suave tomadas a mitad del verano y puestas a enraizar bajo niebla dándoles un tratamiento con ácido indolbutírico al 1%, en talco. La adición de luz para dar un día de 16 h puede mejorar el enraizamiento. (*37*) También es posible obtener plantas de esta especie por micropropagación (*138*).

Avellano *(Corylus avellana* L. y *C. maxima* Mill.). (*124, 146*) El acodado simple es el método usual para la propagación comercial del avellano. Los hijuelos que salen de árboles jóvenes, vigorosos, de 4 a 8 años de edad se acodan al inicio de la primavera o se mantienen plantas madres especiales en banquillo en forma de mata para acodarlas (véase Fig. 14-5). Después de una estación de crecimiento, es posible obtener una planta bien enraizada de 60 a 180 cm de alto, lista para colocarse en el huerto. Los árboles de huertos viejos no son adecuados para aco-

dar. En ocasiones, se sacan hijuelos que se originan de las raíces y se cultivan durante un año en el vivero, o si están bien enraizados, se plantan directamente en el huerto.

Los avellanos son difíciles de propagar por estacas. Con rareza se practica el injerto de cultivares de avellano en plántulas debido a la dificultad de obtener buenas uniones, pero véase la Pág. *451*.

Las semillas de avellano, germinan con facilidad, pero requieren un periodo de estratificación de varios meses a temperaturas de 0 a 4 °C.

Bananero *(Musa* spp.). *(190, 199, 205)* El "árbol" de bananero es una planta herbácea perenne de gran tamaño. El "tallo" está formado por las bases envolventes de las hojas dispuestas espiralmente en fajas. Las bases de los pecíolos están adheridas al tallo verdadero, un rizoma (un tallo subterráneo horizontal que se desarrolla para formar la estructura llamada "cormo"). De las yemas del cormo crecen nuevos "chupones", los cuales pronto desarrollan sus propias raíces y una base tan grande como aquella de la planta madre, la cual se deteriora y muere poco después de que se cosecha el racimo de frutos. Un bananero puede vivir durante un tiempo considerable, pero en realidad es una sucesión de nuevas plantas, cada una de las cuales se origina como un chupón de la yema de un rizoma. Cualquier chupón dado fructifica sólo una vez y muere.

Como los tipos de frutos comerciales raramente producen semilla, la propagación comercial de los bananeros es asexual, consistiendo en la división de un rizoma y en volver a plantar los trozos o chupones. Un rizoma grande es dividido en trozos que pesan de 3 a 4.5 kg, dependiendo de la cultivar, y que son llamados "cabezas". Cada una de éstas debe contener cuando menos dos yemas capaces de formar chupones. Cada chupón produce dos ramas en la primera cosecha. También se utilizan chupones bastante grandes llamados "espadas" (de 0.90 a 1.9 m de altura), con raíces bien desarrolladas, las cuales deben recortarse considerablemente para reducir la pérdida de agua una vez que el chupón se separa de la planta. Estos chupones se separan de la planta madre con un instrumento cortante que se inserta verticalmente hasta la mitad entre el tallo materno y el tallo del chupón. Estos chupones espada producen sólo un racimo de frutos en la primera cosecha, pero a menudo se prefieren debido al tamaño grande del racimo.

Cacaotero *(Theobroma cacao L.). (230)* Casi todas las plantaciones comerciales de cacao están formadas por plantas procedentes de semilla, las cuales son altamente variables. Sin embargo, el cacaotero puede ser propagado vegetativamente y con el desarrollo de clones superiores y el empleo de técnicas modernas para el enraizamiento de estacas de madera suave, es probable que se haga un mayor número de plantaciones con material propagado vegetativamente. *(55)*

En las grandes áreas productoras de cacao del Africa Occidental y de América del Sur, se está poniendo énfasis en la propagación de plántulas obtenidas de semillas de clones selectos. La propagación vegetativa se usa para producir plantas progenitoras. La polinización cruzada entre clones de alto rendimiento y el uso de las semillas resultantes para obtener los árboles productores es un método de propagación importante.

Propagación de plántulas. Las semillas maduras recién cosechadas se deben plantar de inmediato. Las semillas de cacao se deterioran con rapidez después de la cosecha, perdiendo normalmente su capacidad de germinar en el transcurso de una semana de que se hayan removido del fruto. La prevención de la desecación y el almacenamiento a temperaturas de 24 a 29 °C prolongan la vida de la semilla. *(8)*

Una práctica común es plantar tres o cuatro semillas en un hoyo. Si todas ellas germinan, se les deja crecer y las plantas resultantes se tratan como ramas de un solo árbol. Otro método

consiste en iniciar las plántulas en la cama del vivero y trasplantar los árboles pequeños a su sitio definitivo. Alternativamente, las plántulas se pueden iniciar en bolsas de polietileno, cestos, bambúes, cilindros de papel o macetas de barro, de las cuales después se sacan y trasplantan. Se debe usar una temperatura de germinación de unos 26 °C.

Propagación asexual. Después de que los árboles obtenidos de semilla han alcanzado tamaño suficiente, se les puede usar como patrones en los cuales se pueden injertar de yema clones superiores. El método de parche es el que da mejores resultados, pero se puede usar el método de injerto de yema en T. *(54)* En zonas donde se presentan condiciones de suelo desfavorables, a veces se injertan clones superiores en patrones clonales resistentes. Sin embargo, en la industria local, el injerto se practica en escala insignificante. El acodado aéreo tiene bastante éxito.

Cafeto *(Coffea arabica* L.). *(238)* El método más común de propagación es por semilla, de preferencia tomadas de árboles superiores seleccionados. Las semillas del cafeto pierden la viabilidad con rapidez y están expuestas a secarse a través de las cubiertas de la semilla. Las semillas mantenidas en humedad del 40 al 50% y a temperaturas de 4 a 10 °C se conservan durante varios meses. No tienen problemas de letargo. De ordinario, las semillas se plantan en suelo, empleando recipientes formados con hojas o en bolsas de polietileno, para facilitar el trasplante. La germinación se efectúa de 4 a 6 semanas. Cuando se ha desarrollado el primer par de hojas verdaderas, las plántulas se trasplantan al vivero, a una distancia de alrededor de 30 cm entre sí. Después de dejarlas de 12 a 18 meses en el vivero, para cuando ya habrán formado 6 u 8 pares de laterales, los árboles jóvenes están listos para trasplantarse al campo.

El cafeto se puede propagar asexualmente por casi todos los métodos, siendo con toda probabilidad el de estacas foliosas el más prometedor para uso comercial. A fin de obtener los árboles que tengan el crecimiento erecto deseado, el material para estacas sólo se debe tomar de brotes terminales erectos. Las estacas foliosas de madera parcialmente endurecida se pueden hacer enraizar con facilidad, en especial si se les trata con una sustancia estimuladora del enraizamiento. Se deben mantener condiciones de humedad elevada, como de niebla intermitente y las estacas se deben sombrear en parte durante el enraizamiento. *(208)* Se han propagado plantas de cafeto mediante la formación de embriones adventicios en cultivos asépticos de callo. *(104)*

Castaño chino *(Castanea mollissima* Blume). *(113, 114)* Esta especie es resistente al hongo del tizón, *Endothia parasitica,* que mató a la mayoría de los castaños americanos (*C. dentata*) en el este de los EUA cuando a fines de la década de 1800 se introdujo el castaño chino. La especie que produce la bien conocida castaña comestible es *C. sativa,* el castaño dulce europeo, cuyos frutos se importan de Europa a los EUA en cantidades considerables.

C. mollissima de ordinario se propaga por semilla, habiendo muchas plantaciones formadas por árboles de esa procedencia. Sin embargo, se han hecho selecciones clonales y hay disponibles cultivares denominadas. Se debe impedir que se sequen las semillas. Las nueces se recolectan tan pronto como se caen del árbol y se plantan en el otoño o se les conservan en almacenamiento húmedo uno o dos meses a temperaturas de 0 a 2 °C para sembrarse en primavera. Las nueces que se van a usar para semilla se conservan en forma satisfactoria en botes de hojalata bien cerradas, con uno o dos pequeños hoyos para ventilación, a una temperatura de 0 °C o ligeramente mayor; esta temperatura de almacenamiento ayuda también a superar el letargo del embrión. *(144)* Los gorgojos que pueda haber en las semillas, que destruyen el embrión, pueden matarse con un tratamiento con agua caliente a 49 °C durante 30 min.

al Después de un año de crecimiento, las plántulas deben estar lo suficientemente grandes como para ser trasplantadas a su lugar definitivo o para injertarlas con la cultivar deseada. (*171*) Aunque el castaño es difícil de injertar, sea de púa o de yema, se han obtenido buenos resultados con los injertos de empalme o de corteza y el injerto de yema en T invertido. Usando el método de injerto de yema en T ordinario, las yemas tienden a "ahogarse" debido al escurrimiento excesivo de savia. Se deben usar como patrones sólo plántulas de *C. mollissima.*

Cerezo *(Prunus avium* L., *Prunus cerasus* L.). Los cerezos se propagan por injerto de yema en T o por injerto de astilla de la cultivar deseada en patrones obtenidos de semilla. Con frecuencia las plántulas que van a servir de patrones se cultivan muy juntas en un semillero durante un año, luego se pasan al vivero, plantándolas a unos 10 cm de distancia y se les deja crecer un segundo año antes de injertarlas de yema. Si las condiciones de crecimiento son buenas, las semillas se pueden plantar en forma directa en el vivero temprano en primavera y las plántulas estarán suficientemente grandes para injertarse a fines del verano o a principios de otoño.

Patrones para cerezo. (*45, 164, 187*) Los dos patrones más comunes son plántulas de Mazzard (*Prunus avium*) y de Mahaleb (*P. mahaleb*). En California (*93, 108*) se usa en ocasiones el patrón "Stockton Morello" (*P. cerasus*) que se propaga vegetativamente y en Inglaterra el patrón "Colt". Estos patrones se usan para cultivares del cerezo dulce (*P. avium*) El cerezo agrio (*P. cerasus*) y las cultivares del cerezo Duke (híbridos de cerezos agrios y cerezos dulces) se propagan en patrones de Mahaleb o Mazzard. Todas estas cultivares de cerezo son susceptibles a la marchitez por verticillium. *P. avium* y es moderadamente resistente al hongo de la raíz de roble, mientras que *P. mahaleb* y "Stockton Morello" son susceptibles.

Mazzard (P. avium). Las plántulas de Mazzard que se usan en los EUA se obtienen de los Estados de Oregon y Washington. Hay una variación considerable entre las fuentes de semillas de Mazzard, algunas indudablemente mejor que otras. De ser posible deben usarse semillas de árboles catalogados como libres del virus de la mancha de anillo. Al poner a germinar las semillas de Mazzard es benéfico remojarlas en agua unos ocho días antes de la estratificación, cambiando el agua diariamente. La germinación puede mejorarse con un periodo de estratificación cálida, húmeda, a 21 °C durante 4 a 6 semanas, antes de la estratificación en frío. Finalmente, para la estratificación en frío se usa un periodo de 150 días a 4 °C. Cuando un buen porcentaje de las semillas muestran rajaduras del endocarpio de las que están saliendo las puntas de las semillas, deben sacarse y plantarse. (*127*)

El patrón clonal de Mazzard, "Malling 12/1" desarrollado en la East Malling Research Station, produce árboles vigorosos, uniformes y resistentes al cancro bacteriano. Su propagación se hace por acodado en trinchera o montículo. En Oregon este patrón ha dado buenos resultados como sistema radical, de tronco y de armazón primario en el que se injerta la cultivar deseada.

Las cultivares de cerezo dulce forman una excelente unión de injerto con los patrones Mazzard, produciendo árboles vigorosos y de larga vida, pero es posible que sean demasiado grandes para una cosecha económica. Los patrones de Mazzard no son muy adecuados para suelos pesados, mal aerados y húmedos, pero toleran esas condiciones mejor que el Mahaleb. En condiciones secas, sin riego y de sequía es más probable que sobreviva el Mahaleb que el Mazzard, probablemente debido al hábito de enraizamiento vertical y profundo de Mahaleb en contraste con el sistema radical superficial y horizontal de Mazzard.

Los patrones Mazzard son inmunes a una especie de nematodos de la agalla de la raíz (*Meloidogyne incognita*) y resistentes a *M. javanica,* pero susceptibles al nematodo de la lesión de la raíz (*Pratylenchus vulnus).*

Mahaleb (P. mahaleb). Las semillas se deben remojar 24 h en agua y luego estratificar unos 100 días a 4 °C. Las estacas con hojas de Mahaleb enraizan con facilidad bajo niebla intermitente si se les trata con ácido indolbutírico, permitiendo con ello el establecimiento de patrones clonales Mahaleb. (*93*) En los EUA éste es el principal patrón para la cultivar "Montmorency", la cultivar principal de cerezo agria. Los patrones de Mahaleb pueden producir un árbol algo achaparrado, en particular si el injerto de yema se hace alto; esto es, a unos 38 a 50 cm de altura en el patrón. Sin embargo, se tienen pruebas de que en buenos suelos los árboles crecen tan grandes como los injertados en patrón Mazzard. Los árboles formados con patrón Mahaleb son resistentes al virus de cuero de venado. Estos árboles no crecen satisfactoriamente en suelos pesados, húmedos, con aguas freáticas elevadas, siendo susceptibles a la pudrición de la raíz causada por *Phytophthora.* Este patrón debe ser usado en condiciones en que no se use riego o en condiciones secas. Los árboles injertados en patrón Mahaleb son más resistentes a las bajas temperaturas que aquellos con patrón Mazzard. Con frecuencia, los cerezos dulces injertados en Mahaleb crecen más aprisa los primeros años que si se injertan en patrón Mazzard, y algunas cultivares empiezan a producir con abundancia bastante temprano, lo cual puede conducir al achaparramiento de algunos árboles. Existen datos, en especial en Inglaterra, de que los árboles formados con patrón Mahaleb son de vida relativamente corta, pero en los EUA se conocen árboles de esta combinación que han tenido más de 50 años de vida productiva. Las raíces de Mahaleb son más resistentes al nematodo de la lesión de las raíces (*Pratylenchus vulnus*) que las de Mazzard. (*45*) También son más resistentes a una especie del nematodo de la raíz (*Meloidogyne incognita*), pero susceptibles a *M. javanica.* Las raíces de Mahaleb son más resistentes al cancro bacteriano que las de Mazzard.

"Colt" (*Prunus avium x P. pseudocerasus*) es un patrón clonal achaparrante de cerezo desarrollado en la East Malling Research Station. Puede usarse para cerezos dulces o agrios y se propaga con facilidad por estacas.

Ciruelo *(Prunus* spp.). Los ciruelos se propagan por injerto de yema en T o de astilla en el otoño, en patrones procedentes de semilla o con ciertos patrones producidos de estacas enraizadas o acodado. El injerto se puede hacer también en primavera. Algunos ciruelos se pueden propagar por estacas de madera dura (*94*) y otros por estacas foliosas de madera suave, bajo niebla intermitente. Se obtienen buenos resultados injertando de banco en invierno y plantando los injertos en el vivero en la primavera siguiente o usando el injerto de ensamble. (*44*) Se han producido plantas de vivero del ciruelo japonés (*P. salicina*) usando métodos de micropropagación. (*188*)

Patrones para ciruelos (*67, 102, 166*) *Ciruelo mirobalano (P. cerasifera).* Este es el patrón de ciruelo más ampliamente usado, siendo en particular conveniente para ciruelos europeos, (*P. domestica*) que incluyen a las variedades de ciruelo comercialmente importante). También es un patrón satisfactorio para los ciruelos japoneses, *P. salicina.* Algunas clases de ciruelos, con "President", "Kelsey", "Stanley" y "Robe de Sergeant" no son enteramente compatibles con este patrón. Las cultivares que son híbridos de ciruelos americanos x japoneses (*P. salicina x P. americana*) es mejor injertarlos en plántulas de ciruelo americano.

Las raíces de mirobalano se adaptan a una amplia gama de condiciones de suelo y de clima. Soportan suelos bastantes pesados y exceso de humedad y son resistentes a la pudrición de la corona pero susceptibles a los nematodos de la agalla de las raíces y al hongo de raíz de roble. Crecen bien en suelos ligeros arenosos.

Las semillas de mirobalano requieren estratificación de unos tres meses a temperaturas de 2 a 4 °C. Luego se les puede plantar tupidos en semillero durante una estación y transplantarlos

al vivero, en donde se les deja por una segunda estación antes de injertarlos de yema, o bien, las semillas se pueden plantar directamente en el surco del vivero y se les deja allí una estación, injertándolas de yema a fines de verano o en otoño.

Algunas selecciones de mirobalano muy vigorosas se propagan por estacas de madera dura. Una de ellas "Myro C" es inmune a los nematodos de la agalla de la raíz. En Inglaterra, en la East Malling Research Station se desarrolló una selección "Myrobalan B" y se propaga por estacas de madera dura. Es, en particular, valiosa para producir árboles vigorosos, aunque hay ciertas cultivares que no son compatibles por completo con él. (*67*) La mayoría de las cultivares de ciruelos de Inglaterra son de la especie *P. domestica.*

Ciruelo Marianna (P. cerasifera x P. munsoniana¿?). Este es patrón clonal que se originó en Texas como una cruza de polinización libre entre ciruelo mirobalano y supuestamente *P. munsoniana.* Se propaga por estacas de madera dura. (*91, 94*) Algunos ciruelos crecen bien en él y otros no. La California Agricultural Experiment Station obtuvo en 1926 una selección de plántula excepcionalmente vigorosa del progenitor "Marianna" que se emplea ampliamente con el nombre de "Marianna 2624". Se adapta a suelos pesados, húmedos y es inmune a los nematodos de la agalla de la raíz, resistente a la pudrición de la corona, agalla de la corona, hongo de la raíz del roble y marchitez por verticillium, pero es susceptible al cancro bacteriano. Como se propaga por estacas, durante los primeros años tiene un sistema radical somero, pero a medida que los árboles crecen, desarrollan raíces más profundas.

Durazno (*P. persica*). Muchos de los huertos de ciruelo de California están establecidos sobre patrón de durazno. Este patrón ha resultado ser satisfactorio en suelos ligeros y bien drenados. Sin embargo, se deben evitar los patrones de durazno si los árboles jóvenes se plantan en un sitio que haya sido ocupado por duraznos. En algunas zonas los ciruelos sobre patrón de durazno tienden a producir en demasía y desarrollan una condición de marchitamiento (die-back). El durazno no es un patrón satisfactorio para algunas variedades de ciruelo tales como "Sugar" y "Robe de Sergeant".

Albaricoque (*P. armeniaca*). Las plantas de albaricoque obtenidas de semilla son un patrón conveniente para ciruelos en suelos arenosos infestados con nematodos, para las variedades que son compatibles con el albaricoque. Las cultivares de ciruelo japonés tienden a dar mejor resultado que las variedades europeas sobre raíz de albaricoque.

Almendro (*P. dulcis*). Algunas cultivares de almendro se pueden cultivar con todo éxito sobre plantas de almendro procedentes de semilla. El ciruelo francés se da muy bien sobre este patrón; los árboles crecen más aprisa y producen fruto más grande que cuando se usaba patrón de mirobalano. Las cultivares de ciruelo sobre almendro tienden a veces a sobreproducir en detrimento del árbol. Excepto cuando las plantaciones se van a hacer en suelos arenosos y bien drenados, ricos en cal o boro, probablemente es mejor no usar este patrón para ciruelos.

Ciruelos "Brompton" y "Común". (*P. domestica*). Estos dos patrones clonales de ciruelo propagados vegetativamente se usan de manera principal en Inglaterra. Brompton parece ser compatible con todas las cultivares de ciruelos y tiende a producir árboles de medianos a grandes. El ciruelo común, que produce árboles de pequeños a medianos, ha mostrado incompatibilidad con algunas cultivares. (*67, 150*) Su propagación se hace por estacas de madera dura.

"Saint Julien", "Common Mussel", "Damas" y Damson" (*P. insititia*). Los tres primeros patrones se usan principalmente en Inglaterra. Damas C, produce árboles de medianos

a grandes, mientras que el Common Mussel produce generalmente árboles pequeños o medianos. El último patrón parece ser compatible con todos los ciruelos. Saint Julien A, produce árboles pequeños a medianos con todas las cultivares compatibles. Los resultados con estos patrones han sido variables, ya que varían ampliamente en su tipo. En la East Malling Research Station, de Inglaterra, se han seleccionado los tipos más prometedores de Saint Julien, Mussel y Damas y se han conservado fieles al tipo por reproducción vegetativa y se han enlistado como clones A, B, C, D, etc. En los EUA, el patrón Saint Julien se ha usado en cierto grado como patrón para las variedades de *P. domestica.* La East Malling Research Station ha distribuido un patrón de ciruelo achaparrante denominado "Pixy". (*235*)

En Inglaterra, se recomiendan los siguientes patrones clonales para ciruelo: para árboles *vigorosos,* "Myrobalan B", para *árboles* semivigorosos "Brompton"; para árboles *intermedios,* "Marianna", "Pershore", para árboles *semiachaparrantes, "Common" y "St. Julien A" y para árboles achaparrados,* "St. Julien K".

Ciruelo arenícola de Florida (*P. angustifolia*). Esta especie puede ser útil como patrón achaparrante para variedades compatibles de ciruelo. En California, después de 16 años, las cultivares "Giant", "Burbank" y "Beauty", injertadas en este patrón estaban sanas y productivas, con un tipo de crecimiento enano.

Ciruelo japonés (P. salicina). En Japón se han usado como patrones para ciruelo, plántulas de esta especie, pero aparentemente en ninguna otra parte. Cuando se hicieron injertos de copa de ciruelo europeo (*P. domestica*) en patrones de ciruelo japónes, se obtuvieron árboles de vida muy corta, aunque la combinación inversa produce uniones compatibles.

Ciruelo arenícola del oeste (P. besseyi). Este patrón ha producido árboles de ciruelo achaparrados satisfactorios de los tipos japonés y europeo, pero cuando se ha usado como patrón para cultivares de *P. insititia* se han obtenido malas uniones de injerto y desarrollo pobre de las ramas. (*15*)

Cítricos (*Citrus* spp.). (*175, 182, 185, 250*) Los métodos de propagación son los mismos para todas las especies de cítricos. Los miembros de este género se injertan fácilmente entre sí y también pueden injertarse con géneros muy cercanos como *Fortunella* y *Poncirus* (naranjo trifoliado). Las cultivares comerciales de cítricos se propagan comercialmente por injertos de yema en T en patrones obtenidos de semilla. En todos los tipos de propagación de cítricos es de gran importancia usar material fiel al tipo libre de organismos patógenos trasmisibles. (*121*) La propagación de los cítricos ha cambiado poco en el último siglo. Sin embargo, hay en uso nuevas prácticas, como la producción en recipientes, más fumigación de los suelos para vivero, uso de cinta de plástico en el injerto de yema y se presta más atención al control de virus durante la propagación. (*247*)

Muchas especies de cítricos se han propagado haciendo enraizar estacas con hojas o por estacas de hoja y yema, aunque los árboles de vivero no se propagan comúnmente de esta manera. (*42*) Exceptuando al virus de la psorosis, en las plantas obtenidas de semilla no aparecen enfermedades trasmisibles, a menos que sean infectadas por insectos vectores o al injertarlas de yema.

En Florida, el limón persa (*C. aurantifolia*) se propaga en cierto grado por acodos aéreos, al igual que el toronjo (*C. grandis*) en los países del sureste de Asia.

Probablemente el método más rápido de obtener una cultivar de cítricos injertada en un patrón dado sea mediante el uso de "injertos en estacas" para producir plantas enanas. (*47*)

Cultivo del material de vivero—producción de campo. Es importante evitar el uso de suelos infestados con nematodos de los cítricos (*Tylenchulus semipenetrans*) o de nematodos minadores (*Radopholus similis*) o con enfermedades que se alojan en el suelo, aunque los cítricos son resistentes a la marchitez por verticillium. Para los viveros es preferible usar un suelo virgen o cuando menos uno que no haya sido plantado con anterioridad de cítricos. Para operaciones pequeñas, se pueden usar semilleros elevados, rodeados con tablas de 30 cm de ancho. Una mezcla de suelo de 3/4 partes de migajón limoso y 1/4 de musgo turboso es satisfactoria. Tratando el suelo con un fumigante como DD (dicloropropano-dicloropropeno) a razón de 700 a 1000 kg/ha se reducen al mínimo las probabilidades de infestaciones de nematodos. Para reducir el riesgo de infecciones de hongos, con frecuencia se usa bromuro de metilo para fumigar el sitio del semillero y del vivero. Después del tratamiento, se deben dejar transcurrir de seis a diez semanas antes de sembrar para que se disipe el fumigante. Sin embargo, algunos suelos de California han permanecido tóxicos durante un año después de este tratamiento. El semillero debe estar en un sombreadero o se deben tomar algunas medidas para proteger a las plantitas jóvenes de la luz solar plena.

Dado que se presenta una variación considerable en el comportamiento de las plantas obtenidas de semilla de árboles diferentes, es mejor seleccionar la semilla de árboles viejos, sanos, probados respecto a infección de virus, conocidos por producir plántulas vigorosas, uniformes, que se desarrollan a formar árboles de huerto satisfactorios después de haberlas injertado de yema con el cultivar deseado.

Las semillas de cítricos, por lo general, no tienen condiciones de letargo, pero se dañan si se les deja secar; se les puede plantar de inmediato después de extraerlas de los frutos maduros. Ciertas especies, como el naranjo trifoliado o sus híbridos maduran sus frutos en el otoño. Si se desea plantar las semillas en esa época se les debe mantener en almacenamiento húmedo con temperaturas de -1 a 4 °C, cuando menos durante tres a cuatro semanas antes de hacer la siembra. Si las plántulas de naranjo trifoliado se cultivan en una época del año con días cortos, responden con un mayor crecimiento cuando se les proporciona luz complementaria para alargar el día. Lo mismo sucede con ciertas cultivares de citrange y de naranjo dulce. (*233*)

Las semillas pueden almacenarse en bolsas de polietileno a temperaturas bajas (4 °C). Antes de almacenarlas se les debe remojar durante 10 min en agua a 49 °C para ayudar a eliminar las enfermedades llevadas en la semilla. También es benéfico el tratamiento de éstas con un fungicida, como el thiram.

La mejor época para plantar las semillas es en la primavera, después de que el suelo se ha calentado (arriba de 15 °C). Las semillas se deben plantar en surcos separados, de 5 a 7.5 cm entre sí y a una distancia de 2.5 cm en el surco. Se les aprieta ligeramente en la tierra y se cubren con una capa de 2 cm de arena de río limpia. Esto impide la formación de costra y ayuda al control de los hongos que causan el "ahogamiento". El suelo debe conservarse húmedo todo el tiempo, hasta que salgan las plántulas. Se deben evitar los extremos en las condiciones de humedad, no permitiendo que el suelo se vuelva seco en extremo o mantenerlo demasiado mojado. La germinación de las semillas se apresura si se proporciona calor en el fondo del semillero, por medio de cables eléctricos que produzcan una temperatura de 27 a 29 °C. Empleando este método, las plántulas habrán alcanzado un tamaño suficiente para pasarlas a los surcos del vivero, pudiendo muchas de ellas injertarse de yema en el otoño o en la primavera siguiente, con lo cual en ocasiones, se acorta el tiempo de propagación unos 6 a 12 meses.

Después de que las plántulas tienen una altura de 20 a 30 cm están listas para ser trasplantadas del semillero al vivero. Esta operación es mejor hacerla en primavera, después de que haya pasado el riesgo de las heladas. Las plántulas se sacan con una pala adecuada, después de haber humedecido el suelo prolijamente hasta unos 45 cm de profundidad. Luego se les puede aflojar y sacar con poco riesgo de dañar las raíces. Todas las plántulas achaparradas, fuera de tipo o con raíces torcidas, mal formadas, deben descartarse.

El lugar del vivero no debe estar expuesto a heladas, debe estar libre de malezas y con suelo de textura media, bien drenado, cuando menos a una profundidad de 60 cm y disponer de agua de riego. Los sitios en que haya habido cítricos deben desecharse a menos que antes de la siembra se fumiguen con DD o bromuro de metilo. Las plantas se colocan en el vivero a la misma profundidad que estaban en el semillero, espaciándolas entre sí de 25 a 30 cm en surcos separados de 0.90 a 1.20 m.

En Florida y en California las plántulas de cítricos, por lo común son injertadas de yema en el otoño, a partir de mediados de septiembre, lo suficientemente temprano para que el tiempo cálido asegure una buena unión de injerto, pero también bastante tarde para que la yema injertada no empiece a crecer y el callo de la herida no crezca sobre la yema.

Cultivo de material de vivero—producción en recipientes. Las semillas de cítricos se hacen germinar y las plantas se cultivan en cilindros de plástico en una estructura con temperatura controlada, como un invernadero. Después de tres a cuatro meses las plantas patrones tienen tamaño suficiente para microinjertarlas, pudiéndose lograr árboles injertados de yema en unos 12 meses, cultivados en recipientes de plástico. (*25*) En ocasiones, después de que las plantas jóvenes están creciendo en su recipiente final se injerta de hendedura. (*147*) Aparentemente los árboles de cítricos de vivero crecen bien en recipientes y al pasarlos al campo crecen formando buenos árboles de huerto, siempre que no se les haya retenido en el recipiente tanto tiempo que las raíces se entrelacen. (*151, 153*)

En la mayoría de las áreas de producción comercial de cítricos del mundo se tienen programas para determinar la presencia de virus y de enfermedades de tipo viroso en los árboles que se utilizan como fuentes de yemas. (*121*) Se conocen 12 virus, un viroide que causa la exocortis y un organismo de tipo micoplasma que causa la enfermedad "pertinaz", que pueden infectar a los cítricos, habiéndose desarrollado buenos procedimientos de catalogación para la mayoría de ellas. (*20, 185*) El material para injertar se debe tomar sólo de árboles conocidos como de alta producción y libres de enfermedades. Es conveniente seleccionar las varetas de yemas de un sólo árbol, evitando aquellas ramas que estén fuera del tipo o presenten variación. El mejor tipo de madera para injertar es aquella que está cercana al último crecimiento o la de este tipo después de que se ha amacizado. Una vareta redonda da más yemas que una angular. Las mejores yemas son aquellas que se encuentren en las axilas de hojas grandes. De ordinario, las varetas se cortan al tiempo de que se vaya a hacer el injerto, se les quitan las hojas y se les protege de la desecación. También se les puede almacenar por varias semanas si se les conserva húmedas y en refrigeración a temperaturas de 4 a 13 °C.

El método de injerto de yema en T es bastante satisfactorio para los cítricos. El escudete se corta incluyendo una pequeña astilla de madera debajo de la yema. Los injertos de otoño se descubren unas 6 a 8 semanas después de hechos y los de primavera unas 3 semanas después de que se han practicado. En California y Texas lo común es insertar las yemas a una altura de 30 a 45 cm, pero en Florida las yemas se insertan muy abajo en el patrón, de 2.5 a 5 cm arriba del suelo. Este injerto bajo, a veces es necesario por la ramificación profusa de las plántulas de limón rugoso y naranjo agrio, la cual es ocasionada por la defoliación parcial debida a la roña y a la mancha de antracnosis.

El microinjerto se usa en cierto grado en los cítricos, en particular en Australia.

Las yemas injertadas en otoño se fuerzan a crecer en primavera arqueando la copa de las plántulas unos 5 a 8 cm arriba de la yema injertada. Esto se hace justo antes de que se inicie el

Fig. 18-1 Plantas de cítricos obtenidas de semilla, que han sido injertadas de yema y que con frecuencia se arquean justamente arriba de la yema insertada, lo cual fuerza a la yema a crecer, aunque la copa sigue nutriendo a la planta. *Cortesía* del Department of Pomology, University, of California, Davis.

crecimiento de primavera y consiste en cortar parcialmente el tallo de la copa y dejarla que se doble hacia el suelo. En esta forma, la copa sigue nutriendo a las raíces de la plántula patrón pero se fuerza el crecimiento de la yema injertada. El arqueado de los injertos efectuados en primavera se hace cuando se quitan sus envolturas, unas tres semanas después de ejecutados. De ser posible, las copas deben dejarse hasta fines del verano y en esa época se les corta justo arriba de la unión de injerto (Fig. 18-1). Aunque el arqueado es satisfactorio, puede dificultar los cultivos y el riego. Una práctica alternativa es cortar por completo la plántula patrón de 30 a 35 cm arriba del injerto y después cortar cerca de la yema injertada. Sin embargo, esta práctica no fuerza la yema tan bien como el arqueado o cortar la plántula justo arriba de la yema injertada.

Las plantas jóvenes de cítricos de vivero pueden trasplantarse sacándolas con el cepellón y envolviendo éste, o a raíz desnuda. Los árboles que se vayan a trasplantar a raíz desnuda deben podarse fuertemente antes de sacarlos. El trasplante de estos árboles es mejor hacerlo temprano en primavera, pero aquellos con cepellón pueden moverse en cualquier tiempo durante la primavera, antes de que principie el tiempo caluroso.

La poliembronía se presenta con frecuencia en la mayoría de las especies de cítricos que se usan como patrones. Las plántulas sexuales con frecuencia son débiles y constituyen un mal patrón, de tal manera que se les desecha. Las otras plántulas que se originan de la nucela son apomícticas y tienen las mismas características que la planta que las produjo. En consecuencia, son uniformes y producen buenos patrones si el árbol madre es conveniente. Si se usan como árboles para formar el huerto, las plántulas nucelares son vigorosas, espinosas y de crecimiento erecto, pero lentas para entrar en producción. Estas cualidades indeseables (espinosidad y producción retardada) son menos pronunciadas en árboles de vivero propagados con yemas tomadas de la parte superior de árboles viejos nucelares. Se han desarrollado cultivares nucelares de todas las cultivares comerciales de cítricos y se usan debido a su mayor vigor, tamaño del árbol y rendimiento, así como porque están libres de virus. (*21*) (Véase Cap. 8.)

Patrones para cítricos (*101, 167, 247*).

Naranjo dulce (Citrus sinensis). Este es un buen patrón para todas las cultivares, produciendo árboles grandes, vigorosos, resistentes a la tristeza. El naranjo dulce se adapta a suelos de migajón ligero a mediano, pero debido a su susceptibilidad a la gomosis (*phytophthora* spp.), no es apropiado para suelos pesados, mal drenados. Produce frutos de tamaño estándar, de corteza delgada, jugosa y de calidad bastante alta. Las semillas germinan con facilidad, pero las plántulas que son del 70 al 90% nucelares tienen un crecimiento relativamente lento y tienden a producir en el vivero troncos con ramas bajas y matojosos. No se usa extensamente en gran parte debido a su susceptibilidad a *Philophthora.*

Naranjo agrio (C. aurantium). Este es un patrón excelente para la mayoría de las especies de cítricos debido a su vigor, rusticidad, sistema radical profundo, resistencia a la gomosis y a los frutos de alta calidad, lisos, de piel delgada y jugosos que producen los cultivares injertados sobre él. Sin embargo, está sujeto a la "tristeza", una enfermedad virosa que es trasmitida por un insecto vector o por el empleo de yemas de injerto infectadas. (*12, 80*) La copa formada por el injerto puede ser bastante tolerante al virus, pero en combinación con el patrón de naranjo agrio es afectada, debido a la muerte de los tejidos de floema en el área de unión del injerto, que da como resultado la inanición de las raíces. El toronjo y la mandarina, así como cultivares de naranjo injertados sobre naranjo agrio son atacados por la tristeza. En California, el patrón de naranjo agrio ya no se recomienda para cultivares de naranja o de toronja. Sin embargo, en Florida, casi una tercera parte de los naranjos están injertados en patrón de naranjo agrio, pero allí la tristeza no ha sido una enfermedad seria, excepto en zonas limitadas. Presumiblemente, las cepas de tristeza de Florida son menos virulentas que las de California y de otras áreas de cítricos. En Texas, México, Cuba, Venezuela e Israel, también se usa ampliamente el patrón de naranjo agrio. En Australia se han probado razas de naranjo agrio, originadas en Israel, que son tolerantes de la tristeza. (*218*)

Limón rugoso (C. limon). Este patrón se adapta bien a suelos arenosos y debido a ello, alrededor del 60% de los cítricos de Florida están injertados en este patrón. Los árboles así injertados rinden más que aquellos que están sobre todos los otros patrones, aunque los frutos producidos son de menor calidad. Su empleo en California está restringido a zonas de suelos ligeros, en especial en las regiones desérticas. Su susceptibilidad a *Phytophthora* excluye su uso en suelos pesados. Tanto los árboles como los frutos son más susceptibles a daños por temperaturas bajas que los injertos hechos en la mayor parte de los otros patrones comerciales. (*65*) Los frutos producidos por los injertos sobre este patrón son de maduración temprana, pero son de corteza gruesa, bajos tanto en azúcar como en ácido y en ocasiones tienen una textura gruesa en comparación con los injertos sobre otros patrones.

El limón rugoso produce numerosas semillas que germinan bien. Del 90 al 100% de las plántulas son nucelares. Tiene un crecimiento con troncos simples, no ramificados que son fáciles de injertar y manejar en el vivero. Este patrón también se propaga con facilidad por estacas. Los cultivares de naranjo dulce injertados sobre este patrón son tolerantes a la declinación rápida. Las principales ventajas del limón rugoso como patrón, son su vigor y su capacidad para producir con rapidez un árbol productivo, en especial en suelos ligeros arenosos. Algunos cultivares de naranjo injertados sobre este patrón desarrollan una unión incompatible de la yema.

Naranjo trifoliado (Poncirus trifoliata). Este patrón de cítricos, achaparrante, se ha usado en cierto grado durante muchos años. En Japón es el patrón principal para cítricos. En el norte de Florida y a lo largo de la costa del Golfo hasta Luisiana, se ha usado desde hace mucho co-

mo patrón para naranjos Satsuma y kumquats, para los cuales es excelente. Como patrón, *Poncirus trifoliata* se comporta mejor en suelos de textura media. Tolera suelos pesados pero en ellos su crecimiento es lento. En suelos ligeros, arenosos, su crecimiento puede ser tan malo que los árboles formados con este patrón resultan inútiles. El naranjo trifoliado se emplea comúnmente como patrón para cítricos ornamentales y en huertos domésticos para árboles achaparrados. Los injertos sobre este árbol dan plantas de alto rendimiento, con frutos de alta calidad. El naranjo trifoliado es una especie decidua que se destaca por su resistencia al frío así como a *Phytophthora* y a los nematodos. Tanto el árbol como los frutos de esta combinación de injerto son más resistentes al frío que en otras combinaciones, lo cual lo hace muy adaptable para las regiones citrícolas más frías. Un cultivar de cítricos injertado sobre naranjo trifoliado es uno de los pocos ejemplos de una copa siempreverde que se desarrolla sobre un patrón deciduo.

Los árboles que están sobre patrón trifoliado, en ocasiones son afectados por la exocortis o "base escamosa". Esto puede evitarse usando yemas nucelares no contaminadas o tomando yemas de árboles formados con patrón trifoliado que estén libres de esta enfermedad, según lo evidencie la falta de síntomas de la base escamosa. Este patrón es bastante resistente a la gomosis pero muy susceptible al cancro de los cítricos (*Phytomonas citri*) y moderadamente a la roña. Es susceptible a la clorosis inducida por calcio pero tolera excesos de boro.

Los frutos de naranjo trifoliado producen numerosas semillas gordas que germinan con facilidad. Las plántulas espinosas, de crecimiento erecto, alrededor del 60% de las cuales son nucelares, son fáciles de injertar de yema y de manejar en el vivero, pero debido a su crecimiento lento, en ocasiones necesitan pasar un año extra en el vivero antes de que alcancen un tamaño vendible.

Mandarina Cleopatra (C. reticulata). Este es un patrón prometedor, en particular en Florida, para injertar en él otros tipos de mandarina y se ha empezado a usar en California y Texas como reemplazo del naranjo agrio. Su resistencia a la gomosis, tolerancia relativa de las sales y resistencia a la tristeza al parecer justificarían un uso más extenso. Además, los árboles formados sobre este patrón son de buen rendimiento de frutos de alta calidad, aunque el tamaño de éstos es algo menor que el promedio. Sus desventajas principales son el crecimiento lento de las plántulas, la tardanza en empezar a producir y la susceptibilidad a la pudrición de la raíz inducida por *Phytophthora parasitica.* Alrededor del 80% de las plántulas son nucelares. Se han presentado algunos casos de incompatibilidad, en particular con el limón "Eureka".

Citranges (híbridos de *naranjo trifoliado x naranjo dulce).* Hay muchas cultivares denominadas: "Savage", "Morton", "Troyer" y "Carrizo", etc., algunos de los cuales han resultado útiles en California y en Florida.

"Savage" es en especial apropiado como patrón achaparrante para toronjo y también es satisfactorio para mandarina. Es resistente a la gomosis y los árboles injertados sobre este patrón son más resistentes al frío que sobre muchos de otros patrones. (*11, 65*)

El citrange "Morton" no es particularmente achaparrante. Los árboles injertados sobre él producen en abundancia frutos de calidad excelente. Sin embargo, produce tan pocas semillas que es difícil tener árboles de vivero en cantidades considerables. Además, parece que los cultivares de naranjo injertados sobre este patrón son susceptibles a la declinación rápida.

El naranjo dulce sobre citrange "Troyer" es vigoroso, resistente al frío y a la gomosis, con frutos de alta calidad. En California este patrón se usa más que cualquier otro para naranjos. Al replantar cítricos en huertos viejos de ellos, los árboles injertados sobre citrange "Troyer" han mostrado un vigor notable. "Troyer" en sí es relativamente de buena fructificación y produce de 15 a 20 semillas gordas por fruto, facilitando la propagación de árboles de vivero.

Las plantas de semilla de la mayoría de los cultivares de citrange son casi enteramente nucelares y forman troncos fuertes y no ramificados que se manejan con facilidad en el vivero. Al igual que en el naranjo trifoliado sobre patrones de citrange, sólo se deben usar yemas libres de exocortis, de otro modo se presentará achaparramiento y finalmente baja producción.

Limoncito Rangpur (C. aurantifolia x C. reticulata). En Brasil es el patrón más ampliamente usado para cítricos. Produce árboles vigorosos, muy fructíferos que son resistentes a la tristeza, pero muy susceptibles a la exocortis. En Texas se ha reportado que es más tolerante a las sales que otros patrones de cítricos. Algunas líneas del limoncito Rangpur aparecen como susceptibles al ataque de *Phytophthora.*

Alemow (Citrus macrophyla. Se emplea mucho en California como patrón para limones en áreas ricas en boros, debido a su tolerancia del mismo. Cuando se usan púas de cultivares de naranjo dulce es susceptible a la tristeza.

Cocotero *(Cocos nucifera* L.). (*29, 176*) Los árboles se propagan solamente por semilla y hay algunas cultivares denominadas que mantienen sus características en forma bastante confiable al ser propagadas por semilla. Es importante seleccionar las semillas de árboles que producen cosechas abundantes de frutos de alta calidad.

Los frutos generalmente se ponen a germinar en un semillero, seleccionando las plántulas que se desarrollan con rapidez y que tienen brotes fuertes, vigorosos. Los cocos, con toda su envoltura, se colocan a unos 30 cm de distancia en el semillero, plantándolos de lado, con el extremo del pedúnculo que contiene los "ojos" ligeramente elevados. El brote sale a través del ojo en el lado que tiene la parte más grande de la envoltura triangular. Tan pronto como esto ocurre (alrededor de un mes después de la siembra), el brote echa raíces a través de la envoltura y al interior del suelo. En 6 a 18 meses las plántulas están suficientemente grandes para ser trasplantadas a su sitio permanente.

Cola *(Cola nitida* Vent.). La propagación de la cola, la nuez tropical que contiene cafeína y que se emplea para hacer bebidas refrescantes, se planta en gran parte por semilla directamente en el campo o, bien, en viveros para después pasar las plantas al campo. Las semillas para plantar deben cosecharse sólo cuando estén muy maduras. En el árbol de cola se presenta un patrón marcado de juvenilidad. Se requieren de 7 a 9 años para que las plántulas floreen, de tal manera que la propagación asexual usando las partes de crecimiento maduro es esencial para una producción temprana.

Se puede obtener el enraizamiento de estacas terminales foliosas en estructuras cubiertas con polietileno, pero no se ha tenido éxito con la aplicación de hormonas estimuladoras del enraizamiento. (*231*) Para la obtención de una producción comercial temprana se ha tenido bastante éxito empleando acodos aéreos, que producen después de 12 a 18 meses después de plantados. Los tratamientos con IBA ayudan al enraizamiento de los acodos. El injerto de parche también ha resultado un método exitoso de propagación vegetativa. (*7*)

Chirimoya *(Anona cherimola* Mill.). Se propaga injertando de hendedura o yemas en T de cultivares selectas en plántulas de chirimoya o de las especies afines *Anona squamosa* (Ata, manzana dulce), que da una planta enana o en *Anona reticulata* (corazón de buey, manzana de flan). Las dos últimas especies no se deben usar como patrones en áreas frías o en suelos mal drenados en los que están expuestas a la pudrición de las raíces.

Algunas formas originadas de semilla en México y en América del Sur se reproducen con bastante facilidad por semilla y en muchas regiones se usa casi exclusivamente reproducirlas en

esta forma. Las semillas retienen su viabilidad durante muchos años si se les conserva secas y germinan en unas cuantas semanas después de plantarlas. Después que las plántulas jóvenes llegan a tener de 7.5 a 10 cm de altura se deben pasar de las cajas a macetas pequeñas y cuando tienen unos 20 cm a recipientes más grandes o al campo.

Datilero *(Phoenix dactilifera* L.). *(1, 2, 161, 191)* La propagación de la palma datilera se hace por hijuelos o por semilla. Es una planta monocotiledónea que no tiene una región cambial continua, de tal manera que no puede ser propagada por injerto de púa o de yema. En las plantaciones comerciales la mayoría de los árboles son hembras, pero se necesitan unos cuantos árboles machos para la propagación. La palma datilera tiene capacidad para regenerarse de varios tejidos en sistemas de cultivo *in vitro. (225)*

En la propagación por semilla alrededor de la mitad de los árboles producidos son machos y las plantas hembras producen frutos de tipo variable y generalmente inferior. Por tanto, el productor comercial tiene poco interés en plantas procedentes de semilla, prefiriendo las cultivares superiores denominadas, aunque éstas deben propagarse vegetativamente por hijuelos. Las semillas de dátil germinan con facilidad.

Los hijuelos salen de yemas axilares cerca de la base del tallo. Si están cerca del nivel del suelo, desarrollan raíces después de permanecer de 3 a 5 años en el árbol madre. Los hijuelos grandes, bien enraizados, de 18 a 45 kg de peso tienen mayores probabilidades de crecer que los más pequeños. Los hijuelos que aparecen más arriba en el tronco pueden ser inducidos a enraizar si se coloca en su base un medio de enraizamiento húmedo, sostenido en una caja o un tubo de polietileno. Los hijuelos no enraizados que salen más arriba en el tallo se pueden cortar y hacer enraizar en el vivero, pero en porcentajes relativamente bajos.

Para cortar en forma adecuada un hijuelo de una palma datilera se necesita considerable habilidad. Se escarba y retira el suelo del hijuelo enraizado, pero dejando alrededor de la raíz un cepellón de tierra húmeda tan grande como sea posible. La conexión con el árbol madre debe ser expuesta en cada lado retirando la fibra suelta y las bases de hojas viejas. Para cortar el hijuelo se emplea un cincel especial que tiene en un lado una navaja plana y biselada en el otro. El primer corte se hace en el lado de la base del hijuelo cercano al tronco principal. El lado biselado del cincel se coloca hacia el árbol madre, con lo cual se hace un corte neto y liso en el hijuelo. Un solo corte puede ser suficiente, pero de ordinario se necesitan uno o más cortes en cada lado para separar al hijuelo. Este nunca debe separarse arrancándolo, sino debe cortarse limpiamente. Una vez separado, se debe manejar con mucho cuidado y volverse a plantar tan pronto como sea posible, cuidando que las raíces no se sequen (véase Fig. 14-12).

Durazno y Nectarina *(Prunus persica* Batsch). *(58, 236)* Los árboles de vivero de estos frutales se propagan por injerto de yema en T o por injerto de astilla en patrones obtenidos de semilla. El injerto de otoño es el más común, aunque también se practican el injerto de yema en primavera, o en regiones con temporadas largas de crecimiento, el injerto de junio.

Algunas cultivares de durazno se pueden propagar por estacas foliosas, suculentas, de madera suave, tomadas en primavera o verano, tratadas con algún material que estimule el enraice y puestas a enraizar en una cama de propagación bajo niebla. *(38, 95)* También, en regiones de invierno benigno, algunas cultivares de durazno pueden iniciarse de estacas de madera dura, si se tratan con ácido indolbutírico (4000 ppm durante 5 s) y luego se plantan en el vivero en otoño. *(82)* La propagación de duraznos por estacas no se ha practicado comercialmente pero es posible que se haga en el futuro en aquellas regiones en que se siguen sistemas de producción con alta densidad de árboles, que requieren un gran número de árboles de vivero de bajo costo. *(53)*

Patrones para durazno . *(125, 165, 204)* La mayoría de las cultivares de durazno se propagan sobre plantas de la misma especie obtenidas de semilla. A veces se usan patrones de albaricoque y almendro, así como (en Europa) de los clones de ciruelo "Brompton" y "Common Mussel". Las semillas de durazno deben estratificarse a unos 4 °C durante 3 a 4 meses y las de almendro cuatro semanas antes de plantarlas.

Durazno (P. persica). Las plántulas de durazno son los patrones más satisfactorios para este frutal y se deben emplear a menos de que haya condiciones especiales que ameriten el empleo de otros patrones. De ordinario se emplean las semillas de las cultivares "Elberta", "Halford", "Lovell" o "Rutgers Red Leaf", ya que germinan bien y producen plántulas vigorosas. Sin embargo, las plántulas de estas cultivares no son resistentes a los nematodos de la agalla de las raíces y donde éstos sean un problema se debe considerar el empleo de patrones de durazno resistentes. Las semillas de las cultivares que maduran temprano en la temporada no deben usarse debido a que de ordinario su porcentaje de germinación es bajo. Es mejor obtener semillas de la cosecha de la estación en curso, dado que la viabilidad disminuye con cada año de almacenamiento. Hay disponibles semillas de las cultivares "Lovell" y "Nemaguard" procedentes de árboles libres de los virus conocidos y deben emplearse siempre que sea posible.

Las raíces del durazno son bastante susceptibles al nematodo de agalla de la raíz (*Meloidogyne* spp.), en especial en suelos arenosos. También son susceptibles al nematodo de la lesión de las raíces, *Pratylenchus vulnus.* "Nemaguard", un patrón híbrido de *Prunus persica x P. davidiana* introducido por el USDA en 1959, produce plántulas que son uniformes y resistentes tanto a *M. incognita* como a *M. javanica* y que forman árboles fuertes y bien anclados, aunque ciertos cultivares de durazno y de ciruelo no han prosperado bien en el mismo y han mostrado susceptibilidad al cancro bacteriano (*204*) y a la pudrición de la corona. "Nemaguard" no es rústico en las zonas productoras de durazno más frías.

En 1967, la Canadian Department of Agriculture Research Station en Harrow, Ontario, introdujo un patrón de durazno muy resistente a las temperaturas bajas, que soporta temperaturas del suelo de -11 °C. Prospera bien en suelos ligeros, arenosos, dando un 15% de achaparramiento a la cultivar injertada. Sin embargo, es susceptible a los nematodos de la agalla de las raíces y de la lesión de las raíces. (*125*)

Los árboles de vivero injertados en patrón de durazno a menudo tienen un crecimiento no satisfactorio cuando se plantan en terrenos que habían tenido antes árboles de esta especie. Las raíces de durazno son susceptibles al hongo de la raíz del roble, la pudrición de la corona, agalla de la corona y al marchitamiento por verticillium.

Albaricoquero (P. armeniaca). Los albaricoqueros ocasionalmente se usan como patrones de durazno. La unión de injerto no siempre tienen éxito, pero numerosos árboles y plantaciones comerciales han producido bastante bien con esta combinación. Al parecer las plántulas del albaricoquero "Blanheim" son mejores patrones para durazno que las de "Tilton". La raíz del albaricoquero es altamente resistente al nematodo de la agalla de la raíz pero no al de la lesión de las raíces.

Almendro (P. amigdalus). Las plántulas de almendro se han empleado con éxito limitado como patrones para durazno. Hay árboles de esta combinación que crecen bien, pero en general no es una combinación satisfactoria. Los árboles a menudo son enanos y tienden a ser de vida corta.

Cerezo arenícola del oeste (P. besseyi). Cuando se ha usado este patrón en unos cuantos experimentos como patrón achaparrante para varias cultivares de durazno, se ha encontrado

que aunque las uniones de la yema son excelentes, alrededor del 40% de los árboles de vivero no sobrevivieron. Sin embargo, los restantes crecieron bien y se desarrollaron a formar árboles enanos típicos, con follaje sano, de color verde intenso. Los árboles produjeron frutos de tamaño normal en el segundo o tercer año, después de su trasplante al huerto. (*15*)

Cerezo de Nanking (P. tomentosa). Es apropiado como patrón achaparrante para ciertas cultivares de durazno.

Ciruelos "Brompton" y "St. Julien". En Inglaterra estos patrones han resultado compatibles con todas las cultivares de durazno y nectarina que se les han injertado, produciendo árboles de medianos a grandes. En Inglaterra con rareza se utilizan para el durazno patrones de plántulas de la misma especie.

Frambuesa negra (*Rubus occidentalis* L.) **y Púrpura** (*R. occidentalis* x *R. idaeus*). El acodo de punta es el método usual de propagación de éstas especies, enraizando más fácilmente la frambuesa negra que la púrpura. La frambuesa negra puede también propagarse por estacas de hoja con yema, formándose las raíces en alrededor de 3 semanas. Las estacas se deben tomar al principio del verano y enraizarse bajo condiciones de humedad elevada o en una estructura de propagación bajo niebla.

Frambuesa roja (*Rubus strigosus* Michx., *R. idaeus* L.). La frambuesa se propaga muy fácilmente removiendo los vástagos de un año de edad. Generalmente, estos vástagos se sacan al principio de la primavera teniendo cuidado de dejarles pegado un pedazo de la raíz vieja. También se pueden usar vástagos jóvenes, verdes, de madera nueva, extrayéndolos en primavera poco tiempo después que aparecen sobre el terreno. Al sacarse esas plantas deberán estar empezando a echar raíces nuevas. Se saca con ellas un trozo de la raíz vieja. Estos vástagos se deberán tomar y trasplantarse en tiempo fresco y nublado y deberán regarse bien después de trasplantados, pues de otro modo no sobreviven. Se puede estimular la producción de vástagos insertando profundamente a intervalos una pala en la cercanía de las plantas viejas para cortar las raíces. Cada pedazo de raíz echará un brote. La producción de vástagos también puede estimularse con la aplicación de paja o serrín como mantillo. Los virus y la agalla de la corona pueden causar problemas en la frambuesa roja, por lo cual los hijuelos se deben tomar sólo de plantas limpias obtenidas de viveros que se especializan en plantas certificadas.

La frambuesa roja se puede propagar por estacas de raíz. (*109, 226*) De las raíces gruesas es mejor hacer secciones de 15 cm de largo, y de aquellas delgadas, de 5 cm. Se aconseja plantarlas a poca profundidad, 13 mm. (*105*) Si se tiene buen cuidado, en un año se obtienen de ellas plantas fuertes de vivero.

Las estacas de madera suave, con hojas, tomadas al comienzo de la primavera de hijuelos jóvenes que apenas estén saliendo del suelo, con una porción de 2 a 5 cm ahilada debajo del terreno, enraizan casi en un 100% cuando se les coloca en una estructura de propagación. (*244*) Las estacas de raíz tomadas directamente de las varas casi son imposibles de hacer que enraicen.

Fresa (*Fragaria X ananassa* Duch.). (*70, 169, 196, 227, 243*) Las fresas se propagan por estolones o en los tipos de producción continuada (que producen pocos estolones), por división de la corona. Las plantas se pueden producir con facilidad en masa de micropropagación, usando cultivos *in vitro* de puntas de tallo. (*42, 117*) La propagatión por semilla se usa sólo en programas de mejoramiento para desarrollar nuevas cultivares. Tratando la semilla antes de plantarla con ácido sulfúrico durante 15 a 20 min se obtiene una buena germinación. (*198*)

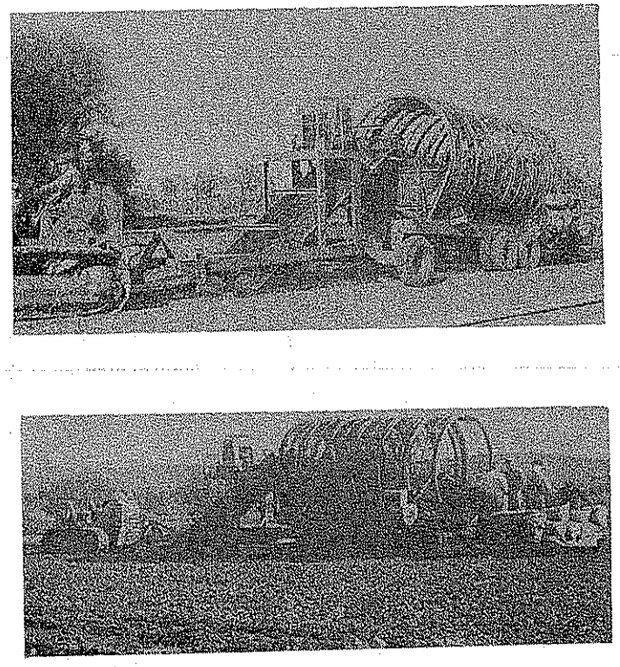


Fig. 18-2 Equipo usado para la extracción en gran escala de plantas de fresa. Todo el surco es levantado a un tambor giratorio que separa las plantas del suelo. Luego, las plantas se empacan en sacos de manila húmedos y se llevan a los tejabanes para su limpieza y empaque. Cortesía de Wheeler's Nursery, Los Molinos, California.

La producción comercial de plantas de fresa de vivero implica alguna forma de registro y certificación para proporcionar a los cultivadores plantas libres de organismos patógenos y que sean de la cultivar indicada. (*60*) Se han eliminado los virus de los clones de fresa mediante el cultivo de puntas meristemáticas, con o sin tratamiento adicional de calor. (*35, 211*)

La mayoría de las cultivares de fresa son plantas de día corto que producen estolones en el verano, inician yemas florales en otoño y son enfriadas en el invierno para que puedan producir flores y frutos en primavera.

Los viveros se plantan en primavera y las nuevas plantas de estolones se sacan en el otoño e invierno siguiente, después de que maduran y están en letargo. Este material original para plantación procede de "bloques madres" especiales mantenidos en aislamiento para prevenir la infección en virus y otros organismos patógenos.

En California, a fin de producir plantas que den una respuesta óptima en un área específica de producción, las plantas se sacan de los surcos del vivero principalmente en el otoño. La extracción debe completarse en primavera antes de que las plantas empiecen a crecer, en particular si se van a conservar en almacén frío. Disponen de máquinas especiales para extraer cantidades grandes de plantas (Fig. 18-2). Inmediatamente después de sacadas, las plantas se llevan

a galpones de empaque en donde se les quitan todas las hojas y pecíolos. Las plantas se empacan en cajas de cartón o de madera con ventilas, para su almacenamiento o embarque colocando un forro de polietileno (de 0.75 a 1.5 mm) para protegerlas del secamiento. (*246*) Por lo general, se manejan en unidades de 1000 a 2000 plantas, dependiendo de su tamaño. Las plantas se acomodan bien ajustadas en las cajas, con la raíz hacia el centro. Esas plantas se pueden almacenar y conservar en buenas condiciones durante un año si se les mantiene a una temperatura entre -1 y 2 °C, lo cual permite a los productores comerciales de ciertas áreas plantar en el verano y el otoño. (*76*)

La micropropagación se ha convertido en una importante alternativa comercial en la propagación de fresas y se han construido laboratorios que pueden producir anualmente varios millones de plantas. (*14, 42*) Sin embargo, la producción comercial puede implicar una combinación de procedimientos de laboratorios para los bloques madre y de operaciones de comultiplicación en el campo. (*117*)

Las cultivares de producción continua se propagan por división de coronas. Algunas de ellas, como la "Rockhill", pueden producir para el final de la estación de crecimiento de 10 a 15 coronas fuertes por planta. En primavera, esas plantas se sacan del terreno y se dividen en partes con todo cuidado. Cada corona puede usarse como una nueva planta.

Feijoa (*Feijoa sellowiana* Berg.). (*110*) La propagación se puede hacer por semillas, las cuales germinan sin dificultad. Se les debe iniciar en cajas con suelo y trasplantarlas después a los surcos del vivero. Es posible injertar cultivares en plántulas de feijoa, aunque es difícil obtener un porcentaje elevado de uniones exitosa. También se pueden hacer enraizar en una estructura cerrada estacas foliosas de madera suave tratadas con alguna sustancia estimuladora del enraizamiento.

Granado (*Punica granatum* L.). El granado se propaga con facilidad por estacas de madera dura. Por lo general, después de una estación de crecimiento las plantas están de tamaño suficiente para pasarse a su sitio definitivo. Las estacas de madera suave tomadas durante el verano también enraizan con facilidad si se les mantiene en condiciones de humedad elevada. El granado forma hijuelos y éstos se pueden sacar durante la estación de reposo con una porción de raíz adherida.

Grosellero (*Ribes* spp.). Se propaga con facilidad por estacas de madera dura que se obtienen de brotes bien madurados del crecimiento del verano anterior. A fines de otoño se hacen estacas de 20 a 25 cm de largo, se almacenan en arena, serrín o musgo turboso húmedos, a unos 2 °C y se plantan temprano en primavera. Las plantas se pueden trasplantar al sitio definitivo en uno o dos años, según su desarrollo. También se puede propagar por acodado de montículo.

Grosellero silvestre chino *Ver* Kiwi.

Guayabo (*Psidium cattleianum* Sabine, la guayaba Cattley o fresa y *Psidium guajava* L., la granada común tropical o limón). (*136*) En el guayabo Cattley no hay cultivares mejoradas y la mayor parte de las plantas de vivero se propagan por semilla. Parece que esta especie al reproducirse por semilla se mantiene bastante fiel al tipo original, usándose como fuentes de semilla los mejores árboles con frutos grandes. Es muy difícil reproducirlas por medios vegetativos.

En la guayaba común hay algunos cultivares denominados, pero no son propagados extensamente, quizá debido a las dificultades de su propagación asexual. La mayoría de los árboles de esta especie se propagan por semillas, las cuales germinan fácilmente y en porcentajes altos, pero no reproducen con fidelidad el tipo original. La semilla se deberá tomar de los árboles de

mejor tipo que se dispongan y las flores que van a producir las semillas deben autofecundarse, lo cual en esta especie reduce el grado de variabilidad.

Las plántulas son algo susceptibles a los organismos que ocasionan el ahogamiento, de modo que deben iniciarse en suelo esterilizado o protegerse con fungicidas. Cuando las plántulas tienen alrededor de 4 cm de altura deben transportarse a macetas individuales. En 6 meses las plantas deben alcanzar una altura de alrededor de 30 cm y pueden trasplantarse a su sitio permanente.

Para la propagación en gran escala de cultivares de guayaba es necesario recurrir al injerto de púa o de yema. Se ha tenido éxito empleando el método de astilla, efectuado en cualquier época del verano, empleando yemas de madera verde de cultivares selectos para insertar en patrones obtenidos de semilla de unos 5 mm de grueso. Se emplea una cinta de material plástico para cubrir la yema. Unas tres semanas después de hecho el injerto, se corta el patrón arriba de la yema insertada. (*111*) Las estacas enraizan con dificultad y los mejores resultados se obtienen haciendo enraizar bajo niebla brotes suculentos, después de tratarlos con ácido indolbutírico. (*172*).

El acodo aéreo ha dado buenos resultados. El acodado simple y el de trinchera son métodos efectivos para iniciar nuevas plantas. Los acodos se pueden envolver estrechamente con alambre, justo abajo del punto en que se desean las raíces. También se les puede anillar y aplicar ácido indolbutírico (a razón de 500 ppm) en lanolina, frotándolo en los cortes para estimular el enraizamiento. (*143*)

Hickory (*Caria ovata* [Mill] C. Koch—Hickory de corteza áspera). Las cultivares de hickory se propagan por injerto de púa o de yema en patrones de la misma especie o de pecanero (*C. illinoensis*) obtenidos de semilla. (*140*) Sin embargo, debido a las dificultades que se presentan en el injerto y el trasplante de los árboles, se plantan muy pocos ejemplares injertados. La mayoría de los árboles que se cultivan proceden directamente de semilla.

Para evitar las fallas de trasplante debidas a la larga raíz primaria de estos árboles, en primavera en el lugar permanente se siembran varias nueces estratificadas. El mejor árbol se conserva para injertarlo de copa, de ordinario por el método de corteza, con la cultivar deseada, aunque no existen para esto, normas bien establecidas. Si se van a usar árboles de vivero, la raíz principal se debe cortar un año antes de que se saquen del mismo, o bien, se trasplanta el árbol en el vivero una o dos veces para forzar el desarrollo de raíces laterales.

Las nueces de hickory, cuando se plantan durante la primavera, germinan sin necesidad de estratificación, pero se deben conservar en el almacenamiento frío y húmedo hasta que vayan a sembrarse. En los climas fríos, la siembra de otoño tiene éxito si el suelo tiene suficiente mantillo para evitar la congelación y el deshielo excesivos.

Para la propagación comercial de los hickories, los viveristas utilizan el injerto de parche, de ordinario a fines del verano. Las plántulas que van a seguir de patrones se dejan crecer dos años o más para que puedan ser injertadas.

Higuera (*Ficus carica* L.). (*34, 122*) La higuera se propaga con facilidad por estacas de madera dura. La madera de 2 a 3 años de edad o las partes basales de ramas vigorosas con un mínimo de médula son adecuadas para estacas. Para obtener los mejores resultados, las estacas se deben preparar temprano en primavera, con bastante anticipación a la apertura de las yemas, dejando encallecer las bases unos diez días alrededor de 24 °C en viruta de madera o serrín antes de plantarlas. Las estacas se dejan crecer en el vivero una o dos temporadas y luego se trasplantan a su lugar definitivo. Un método común en los países europeos es plantar estacas largas de 0.9 a 1.2 m, enterrándolas por completo en el sitio en que se va a cultivar el

árbol permanentemente; para aumentar las probabilidades de éxito, a veces se plantan dos estacas, esperando que una de ellas crezca.

La higuera se puede injertar de yema, usando ya sea yemas en T insertadas en ramas vigorosas de un año que crezcan en árboles podados severamente o por injertos de yema de parche en ramas más viejas.

Las raíces de la higuera son resistentes al hongo de la raíz del roble (*Armillaria mellea*) y a la marchitez por verticillium, pero son bastante susceptibles a los nematodos de la agalla de la raíz (*Meloidogyne* spp.) y de las lesiones por nematodos (*Pratylenchus vulnus*). *34*)

La propagación por semilla sólo se usa para la obtención de nuevas variedades. Las semillas pequeñas se pueden hacer germinar con facilidad en caja con suelo bien preparado. Primero se deben separar las semillas fértiles de las estériles colocándolas en agua; las fértiles se hunden mientras que las estériles flotan.

En la higuera se pueden hacer acodos aéreos. Las ramas de un año, si se acodan temprano en primavera, de ordinario están bien enraizadas para mediados del verano.

Jujube (*Zizyphus jujuba* Mill.). Dátil chino. Las cultivares de más importancia, "Lang" y "Li" se propagan por injertos de yema o de púa en plantas obtenidas de semilla. Antes de plantarlas, las semillas de jujube deben estratificarse a unos 4 °C durante varios meses. El jujube se puede propagar por estacas de raíz o estacas de tallo de madera dura.

Kiwi (*Actinidia chinensis* Planch.). (*17, 57, 148, 169*) Grosellero chino. Es una planta frutal subtropical, de tallo trepador, dioica, por lo cual para obtener frutos hay que plantar enredaderas tanto masculinas como femeninas. A veces se propaga injertando de yema o de púa las cultivares en patrones obtenidos de semilla, pero en la mayor parte se propaga por estacas foliosas de madera semidura, bajo niebla. Las estacas de madera dura también enraizan. Asimismo, se han obtenido plantas nuevas con técnicas de cultivo *in vitro*, usando explantes de raíces o tallos. (*83*)

Propagación por semilla. Se puede usar la propagación por semilla, pero el sexo de la enredadera no puede determinarse sino hasta que llegan a la fructificación en siete años o más. Se escogen las semillas de frutos suaves, bien madurados, se secan y se almacenan a 5 °C. Después de mantenerlas cuando menos dos semanas a esta temperatura, durante 2 a 3 semanas se someten las semillas a temperaturas fluctuantes de 10 °C en la noche y 20 °C en el día.

Estacas. Se pueden usar estacas foliosas de madera semidura, tomadas de fines de primavera a mediados de verano, que se ponen a enraizar bajo niebla después de tratarlas con ácido indolbutírico en talco, al 0.8%. Es útil sumergir las bases de las estacas en captano. Las estacas de madera dura, tomadas o mediados de invierno y plantadas en invernadero se pueden hacer enraizar si se tratan con una concentración elevada de alguna hormona de enraizamiento. También se pueden obtener plantas de estacas de raíz.

Injerto de púa y de yema. Las plántulas pueden ser injertadas con éxito usando el método de lengüeta con madera de púas en estado de reposo. El injerto de yema en T, a fines del verano, también tiene éxito. Se cree que las plantas injertadas en patrones obtenidos de semilla resultan más vigorosas que las iniciadas por estacas enraizadas.

Limonero (Lemon, Lime). Véase Cítricos.

Litchi (*Litchi chinensis* Sonn.). Las plantas de litchi obtenidas de semilla resultan inferiores, por lo cual muchas de las cultivares de esta especie se propagan por métodos asexuales, principalmente por acodos aéreos, los cuales pueden hacerse en cualquier época del año, aunque los mejores resultados se obtienen en primavera o verano. (*136*) Los acodos aéreos grandes resultan más fáciles que los pequeños.

Se ha obtenido un enraizamiento bastante elevado de estacas de puntas tomadas de un periodo de desarrollo y puestas a enraizar bajo niebla a pleno Sol. El empleo de sustancias que estimulan el enraizamiento resulta benéfico. Las estacas de madera dura tomadas de un nuevo ciclo de crecimiento en su fase activa han enraizado con mayor facilidad que aquellas tomadas de estacas de madera dura en reposo.

Las semillas de litchi germinan en dos a tres semanas si se plantan de inmediato al sacarlas del fruto, pero pierden su viabilidad en unos cuantos días si no se plantan. Con rareza se cultivan árboles procedentes de semilla para obtener fruta, ya que requieren de 10 a 15 años para entrar en producción y es muy probable que el fruto resulte de mala calidad. (*30*)

Loganberry. *Véase* Zarzamora.

Macadamia (*Macadamia integrifolia* Maiden & Betche y *M. tetraphylla* L. Johnson). (*81, 189*) Este árbol siempre verde, subtropical, que produce nueces, se puede propagar por semilla, pero en general se practica la propagación de unas cuantas selecciones superiores por injerto. La macadamia es muy resistente a *Phytophthora cinnamomi* y tolera suelos arcillosos pesados.

Las semillas nuevas se deben plantar en otoño tan pronto como maduren ya sea directamente o en caja de arena en un sombreadero, y luego se trasplantan al vivero o a recipientes de polietileno (véase Fig. 2-16) después que las plántulas tengan de 10 a 15 cm de altura. Es importante no romper las nueces porque son atacadas fácilmente por los hongos. Sólo se deben usar semillas que se pelen cuando se colocan en agua. (*81*) Las semillas retienen su viabilidad alrededor de 12 meses almacenadas a 4 °C, pero a temperatura ambiente la viabilidad empieza a descender después de unos 4 meses. La escarificación o el remojo en agua caliente apresuran la germinación.

Los clones selectos se propagan por alguno de los métodos de injerto de costado. Se deben retener por algún tiempo las hojas en el patrón. Se estimula una rápida cicatrización de la unión de injerto si se detiene el crecimiento del patrón antes de injertar, con escasez de agua o deficiencia de nitrógeno para permitir la acumulación de carbohidratos. También anillando las ramas de las que se van a obtener las púas varias semanas antes de que se tomen para injertarlas aumenta su contenido de carbohidratos y estimula la cicatrización de la unión. Por lo general, los injertos de yema no han tenido éxito. (*50*) *M. tetraphylla* es el patrón preferido para las cultivares de *M. integrifolia*. (*81, 217*)

La macadamia se puede propagar haciendo enraizar estacas foliosas de madera semidura tomadas del crecimiento de la estación en curso, siendo mejores las estacas de puntas de 7.5 a 10 cm de largo. El tratamiento con ácido indolbutírico a razón de 8000 a 10 000 ppm resulta benéfico. Para su enraizamiento, las estacas se deben colocar en una estructura de propagación cerrada o bajo niebla intermitente. El calor en el fondo de 24 °C resulta benéfico. Existen marcadas diferencias entre las cultivares respecto a su facilidad de enraizamiento. Las estacas de *M. tetraphylla* enraizan con más facilidad que las de *M. integrifolia*. Debido a su sistema radical somero, las estacas enraizadas no se usan ampliamente para plantaciones comerciales.

Mandarina *Véase* Cítricos.

Mango (*Mangifera indica*. L. (*27, 207*) La mayoría de las plantaciones de este frutal tropical siempreverde son procedentes de semilla, aunque hay muchas selecciones superiores que se mantienen por medios vegetativos de reproducción. Los cultivares poliembriónicos son de ocurrencia común en mango. Las plántulas pueden ser de origen sexual o nucelar, ocurriendo

simultáneamente en la semilla una condición u otra, o ambas. Sin embargo, el desarrollo de varios brotes de una semilla no indica necesariamente la presencia de embriones nucelares, ya que en ciertas variedades se desarrollan brotes de abajo del suelo, saliendo en las axilas de los cotiledones de un embrión, el cual puede o no ser de origen cigótico. (*6*) Los cultivares monoembriónicos no se deben propagar por semilla ya que no reproducen con fidelidad su tipo.

Las semillas de mango se usan ya sea para producir una plántula nucelar fiel al tipo de algún clon superior o a un patrón que se injerta de yema o púa con el clon deseado. Las semillas se deben plantar tan pronto como maduren, aunque se les puede almacenar en los frutos o en bolsas de polietileno a unos 21 °C, cuando menos por 2 meses. Se deben evitar temperaturas de almacenaje bajas (abajo de 10 °C) y un secamiento excesivo. Removiendo el endocarpio duro que rodea la semilla y plantándola en seguida en medio esterilizado, se debe tener una buena germinación en 2 o 3 semanas. Una vez que la plántula empieza a crecer se debe trasplantar con prontitud a botes o macetas o a los surcos del vivero.

En Florida los mangos se propagan comúnmente por un tipo de injerto de enchapado o por injerto de astilla. Una semana después de injertar de yema, el patrón se corta unas dos o tres hojas arriba de la yema y se remueve totalmente encima de la yema cuando los brotes de ésta tienen unos 8 a 10 cm de largo. La mejor madera para yemas de injerto se prepara de crecimiento terminal, de 6 a 10 mm de diámetro, que ha endurecido. Se remueven las hojas, excepto las dos o tres terminales. Las yemas se hinchan en 2 o 3 semanas y están listas para usarse. Si las yemas se van a usar en patrones mayores de 3 semanas de edad, el anillado en la base de las ramas de las cuales se van a tomar las yemas, practicado unos 10 días antes que vayan a emplearse aumenta su contenido de carbohidratos y parece que estimula la cicatrización. La mejor edad para injertar de yema es cuando las plántulas enraizadas tienen de 2 a 3 semanas de edad, en su estado rojo suculento. De 4 a 6 semanas después del injerto la yema debe empezar a crecer. (*136*) También se han tenido buenos resultados con el injerto de yema en T.

El injerto de aproximación, llamado "arqueado" en la India, se ha empleado en la propagación del mango desde tiempos remotos. El injerto de enchapado, también ha dado buenos resultados: (*155*) al igual que el de silla de montar. (*223*) Los patrones que se usan, en su mayor parte proceden de semillas diversas, aunque los patrones de líneas selectas monoembriónicas pueden propagarse por acodo aéreo o por estaca y después multiplicados clonalmente por acodo en banquillo. (*154*)

El acodo aéreo tiene éxito especialmente cuando las ramas ahiladas se tratan con ácido indolbutírico a 10 000 ppm. Con este tratamiento se ha obtenido 100% de enraizamiento con 90% de supervivencia. (*156*) El mango es difícil de propagar por estacas, pero puede lograrse usando estacas con hojas, bajo niebla y con tratamientos de ácido indolbutírico.

Manzano (*Malus pumila* Mill., *M. sylvestris* Mill., *M. domestica* Borkh.). Se usa en su propagación el injerto de yema en T, practicado ya sea en otoño o primavera en patrones procedentes de semilla o clonales. El injerto de yema por astilla también tiene éxito. En algunos lugares se usan injertos de raíz, por lo general, de raíz entera. La propagación de cultivares por estacas de madera dura, exceptuando a ciertos patrones clonales, se usa con rareza. Es posible hacer enraizar estacas de madera suave bajo niebla, pero este método no se usa comercialmente. Se han empleado métodos de micropropagación para multiplicar manzanos de vivero. (*116, 215, 252*)

Todos los patrones para manzano, ya sean procedentes de semilla o clonales, pertenecen al género *Malus*, aunque el manzano crece por algún tiempo y aun empieza a producir injertado en patrones de peral (*Pyrus communis*).

Los patrones de manzano procedentes de semilla se usan ampliamente en los estados del oeste y sureste de los EUA. Los patrones clonales achaparrantes tienen más preferencia en los estados del oeste medio y del noroeste de EUA y en Europa.

Patrones para manzano (*23, 40, 157, 216*).

Patrones obtenidos de semilla. Las cultivares de manzano injertadas en patrón obtenido de semilla producen un árbol más grande que injertadas en la mayoría de los patrones clonales.

Se usan ampliamente y con éxito plántulas (procedentes de semilla) de las cultivares "Delicious", "Golden Delicious", "McIntosh", "Winesap", "Yellow Newton", "Rome Beauty" (en particular "Delicious"). Dichas plántulas son bastante uniformes y no se han presentado problemas de incompatibilidad. Sin embargo, al comprar la semilla a menudo es difícil determinar la fuente de la misma. En las porciones más frías de los EUA (en las Dakotas y Minnesota) se usan el manzano crab siberiano (*Malus baccata*) que es más rústico y plántulas de cultivares tales como "Antonovka", que tienen en su composición genética parte de *M. baccata*. En Polonia, las plántulas de "Antonovka" son el patrón principal para manzanos. Algunos viveros de Columbia Británica, Canadá, usan plántulas de "McIntosh" por su resistencia a las bajas temperaturas, crecimiento erecto en el vivero y caída temprana de las hojas en otoño, aunque tiende a ser algo susceptible a la *raíz vellosa*, una forma de la *agalla de la corona* y al *mildiú pulverulento*. Los árboles resultantes tienden a ser variables en tamaño y comportamiento.

Los manzanos con número triploide de cromosomas como "Gravenstein", "Baldwin", "Stayman Winesap", "Arkansas", "Rhode Island Greening", "Bramley's Seedling" y "Tompkins King" producen semillas que son de baja viabilidad y no se recomiendan como fuente de semilla. Las semillas de "Walthy", "Jonathan" o "Hibernal" no han dado resultados satisfactorios.

La fuente principal de semillas es el bagazo de las manzanas procesadas. Para la siembra en primavera, las semillas requieren para germinar estratificación de 60 a 90 días, a temperaturas de 2 a 7 °C. Algunos viveros plantan las semillas en otoño para que reciban el enfriamiento natural del invierno. Para evitar que las plántulas se tuerzan al salir de la costra del terreno, éste se debe rastrillar en la primaveta. Para obtener un sistema radical ramificado, se puede hacer un corte debajo de las plántulas cuando están pequeñas para impedir que desarrollen una raíz pivotante. Sin embargo, cuando se injerta de banco, se prefiere una raíz recta. Las plántulas que no alcancen un tamaño satisfactorio en un año se deben eliminar.

Se han probado varias especies asiáticas de *Malus* como patrones achaparrantes o semiachaparrantes o como patrones intermedios de las cultivares de manzano. (*192, 193*) Algunas de éstas, *Malus hupehensis, M. toringoides, M. sargentii* y *M. sikkimensis* son apomícticas. Estos patrones son moderadamente rústicos y resistentes a la agalla de la corona. Las plántulas de *Malus sikkimensis* son uniformes y las cultivares que se han injertado en ellas tienen un crecimiento restringido y empiezan a producir temprano. Sin embargo, esos árboles son relativamente improductivos en comparación con los formados con los patrones achaparrantes Malling.

Las raíces del manzano son resistentes a los nematodos de la agalla de la raíz y de la lesión de las raíces, moderamente resistente al hongo de la raíz del roble y muy resistentes a la marchitez por verticillium.

Patrones clonales. Se han desarrollado numerosos patrones clonales, propagados asexualmente, para manzano, todos ellos pertenecientes a la especie *Malus pumila*. Al usar estos patrones clonales es importante obtener sólo material probado respecto a virus. Todos los patrones clo-

nales de manzano que se enumeran a continuación tienen defectos. En varios países productores de manzana, se tienen en desarrollo programas de crianza y prueba de patrones para desarrollar nuevos patrones achaparrantes y semiachaparrantes que los reemplacen. (*41*)

"Alnarp 2". Este patrón fue desarrollado en Suecia y se usa ampliamente por sus propiedades de resistencia a las temperaturas bajas de invierno. Las raíces tienen buen anclaje y da una reducción de tamaño de alrededor del 20% en comparación con árboles injertados en patrones procedentes de semilla. Es susceptible al pulgón lanígero y a la mancha de fuego.

"Robusta No. 5" (*M. robusta [M. baccata x M. prunifolia]*). Este patrón clonal de manzano, vigoroso, muy rústico, que se propaga por acodado de banquillo o estacas de tallo, se desarrolló en la Central Experimental Farm, Ottawa, Canadá. Aparentemente es resistente a la mancha de fuego y a la agalla de la corona y parece ser compatible con la mayoría de las cultivares de manzano. Se emplea mucho como patrón de manzano en el este de Ontario y en Quebec, así como en los estados de Nueva Inglaterra. Es el mejor patrón para donde se requiera una gran resistencia a las bajas temperaturas de invierno, pero tiene requerimientos de enfriamiento bajos y el hábito desfavorable de empezar a crecer demasiado temprano en primavera después de 3 o 4 días cálidos al final de invierno. No es un patrón achaparrante.

Serie Malling. Principiando en 1912, la East Malling Research Station de Inglaterra seleccionó y clasificó una serie de patrones para manzano propagados vegetativamente que tenían sobre la cultivar injertada un efecto que iba desde muy achaparrante hasta muy vigorizante. (*248*) Esta influencia del control del tamaño se modifica por la cultivar que se les injerte. Sin embargo, la influencia achaparrante o reductora de tamaño de estos diversos patrones no se extiende al tamaño del fruto, en especial en árboles enanos jóvenes, en los cuales a menudo es mayor que en los árboles de tamaño estándar.

Aparentemente los patrones Malling forman uniones de injerto completamente compatibles con la mayoría de las cultivares de manzano. En varias partes del mundo se han plantado árboles formados sobre esta serie de patrones en extensiones diversas. Dichos patrones han demostrado ser rústicos excepto en regiones con invierno en extremo crudo, como en el norte de los EUA y en Canadá. Se han comportado muy bien en suelos tanto pesados como ligeros, pero ninguno de ellos es resistente al pulgón lanígero.

Serie Malling-Merton. (*178*) La John Innes Horticultural Institution y la East Malling Research Station ambas de Inglaterra, empezaron en 1928 a trabajar juntos en la crianza de una nueva serie de patrones para manzano para proporcionar resistencia al pulgón lanígero y dar una gama de vigor del árbol. De este grupo en la actualidad sólo se usan mucho los patrones "MM 111" y "MM 106". Ambos muestran resistencia al pulgón lanígero. Sin embargo, estos patrones han sido atacados fuertemente por este insecto en Africa del Sur, quizás debido a la presencia en ese país de una raza diferente del pulgón lanígero. (*66*)

Otras características mejoradas de las cultivares asociadas con estos patrones incluyen alto rendimiento, inducción de precocidad de la floración (con algunos patrones), árboles bien anclados (con algunos patrones), ausencia de formación de hijuelos y buenas cualidades de propagación.

Todos los patrones Malling y Malling Merton se propagan con facilidad por acodado en camas de banquillos. (*24*) Cierto número de patrones clonales, notablemente "Malling 26", "MM 106" y "MM 111" responden muy bien a la propagación por estacas de madera dura. Algunos de estos patrones clonales se han producido con métodos de micropropagación. (*112, 212*) Mediante un esfuerzo combinado de la East Malling y la Long Ashton Research Station de

Inglaterra, se ha desarrollado en ambos grupos material probado para virus y se ha distribuido con las designaciones EMLA 7, EMLA 9, EMLA 26, EMLA 27, EMLA 206, EMLA 111, etc. Estos patrones forman árboles con 10 a 15% de vigor que los patrones infectados de virus de los mismos clones.

A continuación se presenta un resumen de las características de los más útiles de estos dos grupos de patrones clonales, agrupados de acuerdo con su efecto sobre el vigor de la cultivar que se le injerte. Sin embargo, la cultivar específica que se injerte en ellos tiene una influencia definida sobre el tamaño del árbol compuesto. En los EUA, los más populares de estos patrones son Malling 7, 9, y 26 y Malling-Merton 106 y 111.

Patrones achaparrantes

"Malling 27" (*179*). Este es, con mucho, el más achaparrante de todos los patrones Malling, produciendo árboles de sólo alrededor de 1.25 m de altura, aproximadamente de la mitad de los injertados en "Malling 9". Es un cruzamiento entre "Malling 13" y "Malling 9", pudiendo tener uso en plantaciones de alta densidad. En 1970 la East Malling Research Station empezó la distribución de material probado para virus. También puede usarse como un patrón intermedio para dar un efecto achaparrante.

"Malling 9" ("Jaune de Metz"). Se originó como una plántula espontánea en Francia en 1879 y se ha usado ampliamente en Europa como patrón para manzanos. En sí mismo es un árbol enano y es un valioso patrón achaparrante con mucha demanda para producir árboles pequeños para el huerto casero o para plantaciones comerciales de alta densidad. El espaciamiento recomendado entre árboles es de 1.8 × 3.6 m. Estos árboles con rareza llegan a más de 2.8 m de altura en su madurez y por lo común empiezan a producir en el primer o segundo año después de plantados. Hay disponible material de propagación probado respecto a virus.

"Malling 9" tiene numerosas raíces gruesas, carnosas y quebradizas y requiere un suelo fértil. El árbol necesita estaca o espaldera para su sostén. Es resistente a la pudrición del cuello *(Phytophthora cactorum)* pero susceptible a la agalla de la corona, la mancha de fuego y el pulgón lanígero del manzano. Las raíces son sensibles a las temperaturas bajas. Se propaga por acodado en banquillos.

Cuando se utiliza como patrón intermedio en el injerto doble produce achaparramiento de la cultivar injertada, pero menos que cuando se usa como patrón. (*193, 229*)

"Malling 26". Este patrón fue introducido en 1959 en la East Malling Research Station, originándose de un cruzamiento entre "Malling 9" y "Malling 16". Tiene mejor anclaje y produce árboles un poco más grandes y fuertes que "Malling 9" pero menos que "Malling 7" o "MM 106", pero aún así es un árbol que requiere tutor. El espaciamiento sugerido entre los árboles es de 3 × 4.2 m. Se propaga por estacas de madera suave bajo niebla o por estacas de madera dura (*99*) pero es un mal productor en las camas de banquillos. Es bastante resistente a las temperaturas bajas, pero no tolera suelos pesados o mal drenados y es muy susceptible a la mancha de fuego.

Patrones Semiachaparrantes

"Malling 7a". Este patrón produce árboles algo más grandes que los formados sobre el patrón "Malling 26. "Malling 7a" tiene un sistema radical más fuerte y profundo que "Malling 9" y produce un árbol semiachaparrado de producción precoz. Tolera el exceso de humedad del suelo, pero es susceptible a la agalla de la corona y no tiene muy buen anclaje, necesitando tutor en los primeros años. Al parecer tiene un buen crecimiento en una amplia gama

de temperaturas del suelo. (*145*) El espaciamiento sugerido para los árboles es de 4.2 × 4.8 m. Este patrón tiene la característica indeseable de ahijar mucho y los árboles no son muy resistentes a las temperaturas bajas de invierno. "Malling 7a" se propaga con facilidad por acodado en banquillo o por estacas foliosas bajo niebla. (La designación "a" indica que es un clon libre de ciertos virus presentes en el "Malling 7" original que ha sido removido con terapia de calor.)

"Malling-Merton 106". Este patrón produce árboles de cerca de la mitad del tamaño de aquellos injertados en patrón procedente de semilla y casi iguales a los injertados en "Malling 7a", pero es más productivo, dando una cosecha más temprana. En los EUA es el patrón clonal que se usa más extensamente y en Inglaterra es el patrón clonal de manzano más popular para árboles de matojo y para setos. En buenos suelos, el injertarlo con algunas cultivares puede producir un árbol de tamaño normal. Las raíces se anclan bien y no produce hijuelos. La distancia sugerida de plantación es de 4.2 y 5.4 m. En algunas áreas "MM 106" es susceptible a la pudrición del cuello, lo cual puede ser su principal defecto. No ha sido afectado por la mancha de fuego. Crece bien en el vivero pero deja caer sus hojas en otoño más tarde que la mayoría de los otros patrones y no es resistente a las heladas tempranas de otoño. Las estacas de madera dura y suave enraizan con facilidad y los banquillos de acodamiento son bastante productivos.

Patrones Vigorosos

"Malling 2" ("Doucin"). Este era el patrón de manzano más comúnmente usado en Inglaterra pero ha sido reemplazado por "MM 111". Los árboles formados con "Malling 2" tienden a ser vigorosos y fructíferos, entrando en producción temprano, siendo más pequeños que los injertados en patrón de plantas obtenidas de semilla. Es moderadamente susceptible a la agalla de la corona pero resistente a la pudrición del cuello. Es algo difícil de propagar por estacas y los acodos de las plantas jóvenes de los banquillos enraizan con escasez. Ya no se planta en los EUA.

"Malling-Merton 111". Los árboles formados con este patrón tiene un vigor comparable con los formados con "Malling 2", pero crecen mejor cuando son jóvenes, empiezan a producir más temprano y sobreviven mejor a periodos de sequía. Prospera bien en una amplia gama de tipos de suelo. Los banquillos de acodamiento son altamente productivos, desarrollando sistemas radicales abundantes. Las estacas de madera dura enraizan bien con el tratamiento apropiado (*99*) y las estacas de madera suave enraizan bien bajo niebla. El patrón "MM 111" es más resistente a las bajas temperaturas de invierno que "Malling 7" o "MM 106". La distancias de plantación sugeridas son de 4.8 × 6 m. En algunas situaciones muestran un vigor excesivo.

"Malling-Merton 104". Los árboles formados con este patrón son resistentes a la sequía y bien anclados (dependiendo de la variedad que se injerte), pero su falta de tolerancia de suelos mal drenados y sus susceptibilidad a la agalla de la corona han limitado su uso. Los árboles producen abundantemente y son más vigorosos que los formados con "Malling 2". Los árboles formados con este patrón son casi tan grandes como aquellos compuestos por patrones procedentes de semilla. Es difícil de propagar por estacas de madera dura (*99*) y ya no se planta en los EUA.

Patrones muy vigorosos

"Malling 16" ("Ketziner Ideal"). Los árboles formados con este patrón son grandes, bien anclados y empiezan a producir casi al mismo tiempo que aquellos formados con patrones procedentes de semilla (o más tarde). "Malling 16" parece que prospera bien en una amplia gama de temperaturas del suelo. (*159*) De ordinario se propaga por acodos de banquillo, pero se puede iniciar por estacas de raíz. Es muy susceptible al pulgón lanígero y ya no se utiliza en los EUA.

"Malling-Merton 109". Los árboles formados en este patrón alcanzan casi el mismo tamaño que los que se forman con patrones obtenidos de semilla. Su ventaja principal es la resistencia al pulgón lanígero y la estimulación de la producción temprana. Los árboles formados con este patrón a veces tienden a inclinarse mucho y no toleran suelos encharcados. Ya no se usa en los EUA.

"Malling 25". Aunque no es tan resistente al pulgón lanígero como los patrones Malling-Merton, es más resistente que el "Malling 16". Produce árboles grandes, bien anclados, induce una formación temprana de yemas fructíferas y da un excelente cuajado de frutos y rendimiento, pero no ha tenido aceptación entre los productores de manzana de los EUA.

Manzano crab Manzano crab siberiano (*Malus baccata* Borkh.), manzano crab del oeste (*M. ioensis* Britt.) y otras especies de *Malus*. El método usual de propagación es por injerto de púa o de yema de la cultivar deseada en patrones obtenidos de semilla, ya sea de manzano crab o del manzano común, *M. pumila*. En zonas donde es importante la resistencia a las temperaturas bajas de invierno, se deben usar plántulas de *M. baccata*.

Los manzanos crab se pueden propagar, aunque con dificultad, por estacas de madera suave o dura, en especial si se usan sustancias estimuladoras del enraizamiento.

Marañón, Cajú (*Anacardium occidentale* L.), (*5, 152*) Este árbol tropical siempre verde, delicado, cultivado principalmente en la India, por lo general, se propaga por semilla, plantando dos o tres de ellas en su sitio del huerto ya que las plántulas se trasplantan con dificultad. Después se aclaran a dejar una planta por sitio. No hay letargo de las semillas, pero las semillas se deben probar respecto a la presencia de embriones colocándolas en agua y descartando las que flotan. La germinación se efectúa dentro de los 15 a 20 días. Para el trasplante, las semillas se inician en algún tipo de recipiente que se desintegre y éste, con la planta, se colocan en el terreno. Las plántulas de marañón muestran una gran variabilidad en hábito de crecimiento, producción y calidad de las nueces. Hay pocas variedades denominadas pero se están haciendo esfuerzos para seleccionar tipos de alto rendimiento y propagarlos por métodos asexuales, en particular, por acodado en banquillo, (*158*) injerto de aproximación (*181*) y acodo aéreo. (*162*) También se ha tenido éxito con otros métodos; como injerto de yema en T, injerto de parche y enraizamiento de estacas foliosas, usados en pruebas limitadas.

Membrillero (Cydonia oblonga Mill.). Por lo general, el membrillero se propaga por estacas de madera dura, que enraizan con facilidad, aquellas con "talón" con más facilidad que las hechas enteramente con madera de un año. Las estacas de madera de dos y tres años también enraizan con facilidad. Los nudos que se encuentran en esta madera más vieja son masas de iniciales de raíces adventicias. Las estacas hechas de la porción basal de madera de un año enraizan mejor que aquellas de la parte terminal. Por lo general, las estacas crecen en una estación lo suficiente para ser trasplantadas a su lugar permanente. El membrillero se puede propagar también por acodado en montículo.

Ocasionalmente se injertan en T cultivares comerciales de membrillero en estacas enraizadas (como de "Angers") o a veces en plántulas obtenidas de semilla.

Morera (Morus spp.). La morera se inicia con facilidad por estacas de madera dura, de 20 a 30 cm de largo, hechas de madera del crecimiento de la estación anterior y plantadas temprano en primavera.

Naranjo. *Véase* Cítricos.

Nectarina. *Véase* Durazno.

Níspero del Japón (*Eriobotrya japonica* [Tumb.] Lindl.). Se propaga injertando por los métodos de injerta de yema en T o de costado cultivares superiores en plántulas de la misma especie obtenidas por semilla o injertando de copa árboles viejos, establecidos. El membrillero se puede usar como patrón, produciendo un árbol achaparrado. El acodo aéreo tiene éxito y frotando en la superficie acodada ácido indolbutírico en lanolina a razón de 250 ppm aumenta el enraizamiento. (*206*) Para uso ornamental son satisfactorias las plantas obtenidas de semilla.

Nogal, persa, inglés (*Juglans regia* L.). Las cultivares de nogal se propagan por injerto de parche (o una de sus variaciones), injerto de yema en T o injerto de lengüeta en patrones obtenidos de semilla de un año de edad, o injertando de copa árboles procedentes de semilla de uno a cuatro o más años, plantados en su sitio en el huerto. Para esta última práctica sirven bien el injerto de corte a fines de primavera o el injerto de parche efectuado en primavera o verano.

Patrones para el nogal persa (*59, 201*). Para obtener una buena germinación, las nueces de la mayoría de las especies de *Juglans,* que se emplean para obtener patrones, se deben plantar en el otoño o estratificarse unos tres meses a temperaturas de 2 a 4 °C antes de que se planten en primavera. Aunque las semillas de nogal persa germinan sin ningún tratamiento de enfriado, un periodo de estratificación apresura la germinación. Es mejor plantar las semillas antes de que empiecen a brotar en las cajas de estratificación, pero con cuidado, se pueden plantar con éxito semillas brotadas. Para el final de una estación, las plántulas deben tener tamaño suficiente para ser injertadas de yema.

Nogal negro del norte de California (*J. hindsii*). Este es el patrón que más se usa en California. Las plántulas son vigorosas y forman una unión de injerto fuerte. Son resistentes a verticillium, al hongo de la raíz del roble (*Armillaria mellea*) y al nematodo de la agalla de la raíz (*Meloidogyne* spp.), pero susceptibles a la pudrición de la corona (*Phytophthora* spp.), la agalla de la corona y el nematodo de la lesión de las raíces (*Pratylenchus vulnus*). Los nogales persas injertados en este patrón están expuestos a un serio defecto llamado "línea negra", que ha aparecido en los distritos nogaleros de California, Oregon y Francia. Se caracteriza por una descomposición de los tejidos en la región cambial de la unión de injerto, que conduce a un anillamiento del árbol. La causa de este problema es un virus que se tramite por el injerto. (*149*) Los síntomas son hojas amarillas, agachadas, que caen prematuramente, mal crecimiento del brote terminal, reducción en la cosecha, lesiones negras en la unión de injerto y una producción abundante de hijuelos en el patrón de nogal negro, abajo de la unión de injerto. La copa de nogal persa que está arriba de la unión de injerto finalmente muere a causa del virus, quedando vivo el patrón de *J. hindsii.*

Nogal persa (J. regia). Las plántulas de esta especie, usadas como patrones, producen una excelente unión de injerto y son altamente resistentes a la pudrición de la corona. Las raíces son susceptibles a la agalla de la corona, al hongo de la raíz del roble y a las acumulaciones de sales en el suelo, no siendo tan resistentes a los nematodos de la agalla de la raíz como *J. hindsii.* Los viveristas objetan el lento crecimiento inicial de las plántulas. Los árboles formados con este patrón son bastante satisfactorios en suelos libres del hongo de la raíz del roble y de acumulaciones de sales. En algunas localidades se recomienda su empleo como un medio para evitar el virus de la línea negra. (*149*) En Oregon, donde la línea negra es un problema muy serio, se usan como patrón plántulas del clon "Manregian" (de la raza manchuriana de *J. regia*), importado por el USDA como P.I. No. 18256. Son vigorosos, resistentes al frío y, en Oregon, no son más susceptibles al hongo de la raíz del roble que las plántulas de *J. hindsii.* (*170*)

Nogal Paradox (*J. hindsii x J. regia*). Es la primera generación (F_1) del patrón híbrido. Las plántulas se obtienen de semillas tomadas de árboles de *J. hindsii* cuyas flores pistiladas (femeninas) han sido fertilizadas por el viento con polen de árboles de *J. regia* cercanos. Cuando se plantan las semillas de un árbol de *J. hindsii* de este tipo, algunas de las plántulas pueden ser híbridas. La cantidad de ellas varía mucho, desde casi nada hasta el 100%, dependiendo del árbol madre individual. Los híbridos se distinguen con facilidad por sus hojas más grandes en comparación con las plantas autofecundadas de *J. hindsii* que son más pequeñas (véase Fig. 4-4). Las plántulas procedentes de semillas de los árboles Paradox mismos no se usan para producir patrones debido a su gran variabilidad en todas las características. Aunque las plántulas de la primera generación (F_1) son variables en algunas características, la mayoría de ellas muestran vigor híbrido y constituyen patrones excelentes y vigorosos para el nogal persa. Son resistentes a los nematodos de la lesión de las raíces y a la pudrición de la corona y tolerantes de suelos salinos, pesados y húmedos. Las plántulas Paradox son muy susceptibles al hongo de la raíz del roble y a la agalla de la corona. Las raíces del nogal persa o del nogal Paradox son tan susceptibles al virus de la línea negra como las plántulas de *J. hindsii.* Los árboles formados con patrón Paradox crecen y producen tan bien o mejor que aquellos formados con patrón de *J. hindsii* y pueden producir nueces de mayor tamaño con mejor color de la semilla (*201*). En suelos muy pesados o de escasa fertilidad, los árboles formados con patrón Paradox crecen más aprisa que aquellos que tienen patrón de *J. hindsii.*

Como es difícil obtener semillas de Paradox en cantidades considerables, sería deseable poder reproducir el nogal Paradox por métodos vegetativos, con los que se pudiera obtener un gran número de patrones. Se puede lograr, aunque con dificultad, la propagación por estacas foliosas bajo niebla, por estacas de madera dura y por acodado en trinchera. (*137, 200*)

Nogal del cárpato (*juglans regia* L.). (*75*) La raza cárpata de *J. regia* se originó en las regiones de inviernos fríos de las Montañas Cárpatas de Polonia y en las regiones de Kiev y Poltava en Ucrania, mientras que el nogal persa se originó en el área que en la actualidad ocupa Irán. Los nogales cárpatos son mucho más resistentes a las temperaturas bajas de invierno que aquellos de la raza de nogal persa que comúnmente se cultivan en California. Se han desarrollado variedades de nogal cárpata que son resistentes al frío en las regiones del este de los EUA. Estos se propagan por injerto de yema de astilla, o por injerto de banco (usando injerto de empalme) en patrones de nogal persa (*J. regia*) o de nogal negro (*J. nigra*) obtenidos de semilla.

Nogal negro (*Juglans nigra* L). (*63*) Las diversas cultivares denominadas de nogal negro se propagan por los métodos de injertos de yema de parche o de anillo o por injerto de costado. También se ha usado con éxito un método modificado de injerto de hendedura (Fig. 18-3). (*26, 139, 209*)

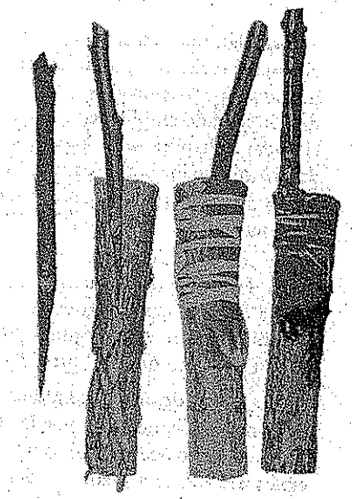


Fig. 18-3 Pasos para la ejecución del injerto de hendedura modificado que se usa en la propagación del nogal negro del Este. De izquierda a derecha: púa cortada en cuña; patrón cortado diagonalmente con la púa insertada, colocación de tela encerada sobre las superficies cortadas y amarre del injerto con rafia; patrón y púa después de encerados. (*139*)

Este método es apropiado para plántulas patrones de hasta 2.5 cm de diámetro. La púa se corta en forma de cuña, un poco más ancha en un lado que en otro. El patrón se corta diagonalmente en vez de rajarlo. Se inserta la púa en esa hendedura con el lado más grueso hacia afuera, haciendo coincidir las capas de cámbium.

En el cultivo de nogal negro del Este para producir madera, las plántulas se inician en vivero y sólo se pasan a la plantación los árboles más fuertes y vigorosos. Para obtener el crecimiento rápido y temprano que es esencial, se necesita una planificación cuidadosa. Las estacas enraizan con mucha dificultad.

Nogal mantequilla (*Juglans cinerea L.*). Hay varias cultivares de esta especie y se propagan injertándolas en patrones de *Juglans nigra* obtenidos de semilla, usando alguna forma de injerto de corteza o cualquier otro que tenga éxito en otras especies de nogal. El excesivo escurrimiento de la savia constituye un problema en la cicatrización de la unión de injerto y se deben tomar las medidas necesarias para remediarlo.

Olivo (*Olea europaea* L.). (*97*) Los olivos se propagan por injertos de púa o de yema en patrones obtenidos de semilla o clonales, por estacas de madera dura o semidura, o por hijuelos de árboles viejos.

Las semillas de las cultivares de fruto pequeño germinan con más facilidad que aquellas de frutos más grandes. A menudo la germinación se prolonga de uno a dos años. La práctica usual es plantar mucho más semillas del número de plántulas que vayan a necesitarse, para compensar así el bajo porcentaje de germinación. La semilla está encerrada un endocarpio duro o "hueso". Separando, recortando o quebrando ese material endocárpico se acelera la germinación, la cual de cualquier manera es lenta e irregular.

Separando las semillas del hueso y poniéndolas a germinar en cajas de petri (sin las cubiertas de la semilla), sobre papel filtro mojado, se obtienen mayores porcentajes de germinación si los frutos se recolectan poco después de que endurezca el hueso.

Las plántulas crecen con lentitud y pueden necesitar de uno o dos años para que alcancen el tamaño suficiente y así injertarlas de púa o de yema. Para ello se han usado con éxito varios métodos, incluyendo el de yema en T, yema de parche, de empalme y de ensamble de costado. Un método ampliamente usado en Italia es el de injertar de corteza plántulas pequeñas en el vivero en la primavera. El patrón se corta a varios centímetros de altura sobre el suelo y en cada plántula se inserta una pequeña púa, seguido por atado encerado. Después del injerto, de púa o de yema, se necesitan uno o dos años más antes de que el árbol tenga tamaño suficiente para ser trasplantado al huerto.

Se pueden hacer estacas de madera dura de crecimiento de dos a tres años de edad, de alrededor de 2.5 cm de diámetro y de 20 a 30 cm de largo. Se quitan todas las hojas. A menudo resulta útil remojar los extremos basales de las estacas en una solución de ácido indolbutírico (15 ppm durante 24 h) seguido por almacenamiento en serrín húmedo a temperaturas de 15 a 21 °C durante un mes, precedente a la plantación de primavera en el vivero. (*90*)

Las estacas de madera semidura hechas de madera vigorosa de un año de edad, de alrededor de 6 mm de diámetro, se pueden hacer enraizar con éxito. Deben tener de 10 a 15 cm de largo, reteniendo de 2 a 6 hojas en la parte superior de la estaca. Es mejor tomar las estacas a principios del verano a mediados del mismo y hacerlas enraizar bajo humedad elevada. (*90*) Las estacas de olivo enraizan bien bajo niebla intermitente y responden marcadamente al tratamiento con ácido indolbutírico, en concentración de unas 4000 ppm durante 5 s. Entre las cultivares existen diferencias marcadas en la facilidad de enraizamiento.

Patrones para olivo. Con frecuencia se utilizan plántulas obtenidas de semilla de *Olea europea* para injertar de púa o de yema, aunque es posible que de esta práctica resulte una variación considerable en el vigor y tamaño de los árboles. (*92*) Unos patrones más adecuados son las estacas enraizadas de una cultivar de crecimiento fuerte, obteniéndose árboles más uniformes. Los olivos son muy susceptibles a la marchitez por *Verticillium*. Donde éste ocurre se deben usar patrones clonales resistentes. (*100*) Otras especies de *Olea* no son patrones satisfactorios para las aceitunas comestibles.

Papayo. (*Carica papaya* L.). (*84, 222*) La propagación por semilla es el método más práctico. Se pueden sembrar en cajas con tierra o en semilleros al aire libre, efectuándose la germinación en dos a tres semanas. Las semillas nacen tan bien si se toman de frutos frescos o almacenados. También se pueden almacenar hasta por seis años a 5 °C en bolsas cerradas, a prueba de humedad, sin que pierdan su viabilidad (*9*). Las mejores semillas son aquellas que proceden de polinización controlada entre árboles superiores. Cuando las plántulas tienen unos 10 cm de altura, se trasplantan, lo cual se hace una o dos veces antes de pasarlas a su sitio definitivo.

Un método para iniciar las semillas, sin molestar las raíces, es plantar 6 u 8 de ellas en un recipiente y luego aclararlas a dejar de 2 a 4 de las más fuertes cuando tengan unos 10 cm de altura. En esta forma se pueden pasar al campo sin disturbar el sistema radical. Las plántulas jóvenes de papayo son muy susceptibles a los organismos que producen el ahogamiento, de tal manera que de ser posible debe esterilizarse el suelo en que se siembren.

En Florida, la práctica usual es sembrar las semillas a mediados del invierno y colocar las plantas en el campo a principios de la primavera. Crecen durante la primavera y el verano y, por lo general, maduran sus primeros frutos para el otoño, produciendo las plantas todo el invierno y la temporada siguientes.

Los papayos también se pueden reproducir por injerto de yema, (*213*) por micropropagación *in vitro* (*133*) y por estacas. (*228*)

Pasionaria (*Passiflora edulis* Sims.). (*51*) Esta fruta, delicada, subtropical se propaga principalmente por injerto en patrones obtenidos de semilla. Las semillas germinan de dos a tres semanas después de plantadas. Para evitar los ataques de la marchitez producida por fusarium, que es un problema serio en esta especie, es necesario injertar de hendedura las cultivares híbridas productoras de frutos en plántulas de pasionaria dorada. *P. edulis* forma flavicarpa (*221*), que es resistente a esta enfermedad y a los nematodos.

Pecanero (*Carya illinoensis* Wangenh. [K. Koch]). (*134, 141, 186*) Los pecaneros se propagan injertando de yema o de púa cultivares selectas en patrones de pecanero obtenidos de semilla. (*19*) Se pueden hacer enraizar estacas de madera dura, las cuales deben tomarse en el otoño y tratarse con alrededor de 10 000 ppm de IBA. Las estacas largas (50 cm) y gruesas (20 mm) enraizan mejor. (*210*) También se han iniciado plantas por estacas de raíz y por acodados de trinchera y aéreo, este último con la ayuda de tratamientos de ácido indolbutírico.

En ocasiones, las semillas de pecanero empiezan a crecer en la cáscara aun antes de cosechar las nueces. Sin embargo, las semillas pierden viabilidad en almacenamiento cálido y seco. Para evitar esta pérdida, se deben almacenar a 0 °C inmediatamente después de la cosecha y hasta que vayan a plantarse. Para asegurar una germinación buena y rápida a las semillas de pecanero se les debe dar un tratamiento de estratificación durante 12 o 16 semanas, a temperaturas de alrededor de 1 a 5 °C, (*142*) o bien, la germinación debe hacerse a temperaturas elevadas, de 30 a 35 °C para superar la restricción de crecimiento de la corteza. (*48, 232*) Un procedimiento que tiene éxito es plantar a mediados de invierno, emergiendo las plántulas en primavera.

Para el cultivo de pecaneros de vivero se deben usar solamente suelos profundos, bien drenados, arenosos y se deben sombrear para evitar las quemaduras del sol. En el verano, hacia el final de la segunda estación de crecimiento, las plántulas tienen el tamaño suficiente para injertarse con la cultivar deseada. Los métodos usuales que se emplean son el injerto de yema de parche o a veces el de anillo. Después que las nuevas ramas crecen una o dos estaciones, el árbol de vivero está listo para ser trasplantado a su sitio permanente. Los pecaneros jóvenes tienen una raíz principal larga, que se debe manejar con cuidado al sacarlos y replantarlos.

En algunas ocasiones las plántulas se cambian a la cultivar deseada mediante injertos de corona efectuados a fines de invierno o a inicios de primavera, usando el método de injerto de empalme. Las plántulas grandes de pecanero que estén creciendo en el huerto, se pueden injertar en la copa, haciendo injertos de corteza en ramas de 4 a 9 cm de diámetro.

Patrones para pecanero. Comercialmente, las cultivares de pecanero se propagan en plántulas de pecanero (*C. illinoensis*). Se ha reportado que las semillas de los cultivares "Apache", de "Riverside", "Elliot" y "Curtis" producen excelentes plántulas. Como un posible patrón para suelos húmedos, se han usado experimentalmente plántulas de una especie de hickory, *C. aquatica*. Aunque las púas de pecanero crecen en patrón de especies de hickory, por lo general, las nueces no llegan a su tamaño normal. Las raíces de pecanero son susceptibles a la marchitez por verticillium.

Peral (*Pyrus communis* L.). Las cultivares de peral se propagan por injerto de otoño, con los métodos de yema en T o de astilla, ya sea en patrones de peral obtenidos de semilla o en estacas enraizadas de membrillero. Los perales también se inician por injertos de raíz entera, empleando los métodos de empalme o de ensamble. Las semillas de peral deben estratificarse durante 60 a 100 días a unos 4 °C. Luego se plantan tupidas en el semillero a una profundidad de alrededor de 13 mm, donde se les deja crecer durante una temporada. En la primavera siguiente se sacan, se recortan la raíz y la copa, y luego se trasplantan a los surcos del vivero,

donde se les deja que crezcan una segunda temporada, estando listas para injertarse de yema en el otoño.

Algunas cultivares de peral, como "Old Home" y "Bartlett", se puede propagar por estacas de madera dura o por estacas foliosas bajo niebla si se les trata con ácido indolbutírico. (*94, 98, 240*) En pruebas experimentales de patrones de peral, los árboles "Bartlett" desarrollados en su propia raíz han dado una excelente produción, con frutos grandes y bien formados. Son resistentes a la declinación del peral, (*74, 98*) y con la edad se vuelven parcialmente achaparradas, una característica conveniente en plantaciones de alta densidad.

Patrones para peral. (*73, 74, 89, 239, 241*) Cuando se usan patrones procedentes de semilla de alguna de las varias especies de peral disponibles, es de mucha importancia conocer la fuente de la semilla si se espera tener un patrón de cierta especie. Las diversas especies de *Pyrus* se cruzan libremente entre sí, algunas florean al mismo tiempo y la polinización cruzada es necesaria para el desarrollo de la semilla. Lo mejor es usar como fuente de semilla un grupo de árboles aislado de una especie dada conocida y evitar recolectar semillas de una plantación que contenga árboles de varias especies diferentes, cuyas semillas es muy probable que produzcan plántulas híbridas.

La "declinación", causada por organismos de tipo micoplasma (*106*) y que se sabe es dispersada por el psílido del peral (*Psylla pyricola*), devastó huertos de perales, primero en Italia (*202*) y después en el occidente de los EUA. La declinación del peral está asociada con el patrón que se use, (*10,13, 194*) de tal manera que es un factor importante que se debe considerar al escoger el patrón. Para plantar en zonas en que la declinación del peral es prevalente, se deben escoger sólo patrones conocidos como resistentes a la declinación.

Las plántulas procedentes de cultivares pueden haber resultado de la polinización por una especie susceptible, como *Pyrus pyrifolia* o *P. usuriensis* y no deben usarse. Donde existen psílidos del peral y donde puedan ser portadoras de los organismos de tipo micoplasma, que ocasionan la declinación del peral, *no* se deben usar plántulas de los perales orientales, *P. pyrifolia* o *P. usuriensis*, ya que los árboles formados con estos patrones son altamente susceptibles a la declinación.

Peral francés (*P. communis*). Por lo general, las plántulas del peral francés se obtienen de semillas de "Winter Nellis" o "Bartlett". Este patrón es moderadamente vigoroso y resistente a las temperaturas bajas de invierno, produce árboles uniformes, moderadamente productivos, con un sistema radical fuerte y bien anclado, y es resistente a la declinación del peral. Forme una excelente unión de injerto con todas las cultivares de peral y tolera suelos relativamente húmedos, pero no encharcados así como suelos pesados. Las raíces del peral francés son resistentes a la marchitez por verticillium, al hongo de la raíz del roble (*Armillaria mellea*), a los nematodos de la agalla de la raíz y de la lesión de la corona y a la agalla de la corona.

Los dos defectos serios del patrón del peral francés son susceptibilidad al áfido de la raíz del peral, *Eriosoma pyricola* y a la mancha de fuego, *Erwinia amylovora*. Millones de perales formados con patrón de peral francés han muerto a causa de la mancha de fuego, a la cual es altamente susceptible este patrón.

En Australia se han usado satisfactoriamente durante muchos años para patrón del peral, plántulas de la cultivar "Kieffer", híbrida de *P. communis* × *P. pyrifolia*. (*32*)

Peral francés resistente a la mancha de fuego. Se han usado cultivares de peral resistentes a la mancha de fuego, como "Old Home" (*72, 89*) y "Farmingdale", (*183*) como patrones intermedios en patrones obtenidos de semilla. Se injertan de copa después de que se han desarrollado el tronco y las ramas de armazón. Si se presenta un ataque de tizón en la copa del ár-

bol, se detiene en el cuerpo resistente, el cual puede volver a injertarse después de quitar las partes afectadas por el tizón.

En Oregon se han hecho cruzamientos de "Old Home" × "Farmingdale" y se han desarrollado patrones clonales resistentes a la mancha de fuego. Algunos producen achaparramiento. (*239*)

Peral japonés P. pyrifolia (*P. serotina*). Se utilizó ampliamente en los EUA como patrón de peral en los años de 1900 a 1925, pero ya no se le considera de valor, debido a su alta susceptibilidad a la declinación del peral y al defecto fisiológico de la "base negra" que puede presentarse cuando se injertan en el mismo las cultivares "Bartlett", "Anjou", "Winter Nellis" y otras. (*103*) Los frutos afectados por la base negra son inservibles debido al endurecimiento y agrietamiento de la pulpa en el extremo floral, a menudo con el desarrollo de áreas ennegrecidas.

P. calleryana. Este patrón es resistente al tizón y produce árboles vigorosos con una fuerte unión de injerto. La calidad del fruto es buena y no se presenta la base negra. Los huertos de la cultivar "Bartlett" que tienen este patrón han producido bien en California y es popular en el sur de los EUA para la cultivar "Keiffer" y otros perales híbridos. Carece de resistencia a las bajas temperaturas que se presentan en zonas con inviernos fríos. En donde se han aplicado buenas medidas para el control del psílido del peral, los árboles injertados en *P.* calleryana son resistentes a la declinación del peral. Sin embargo, los perales formados con patrón de *P. calleryana* muestran menos resistencia al hongo de la raíz del roble que los injertados en *P. communis*. En Australia se usan ampliamente como patrón de peral plántulas de una selección de esta especie, conocida como "D-6". (*71*)

P. usuriensis. Este patrón oriental se ha usado en el pasado en cierto grado. Muchas de las cultivares injertadas en el mismo desarrollan base negra, aunque no en el grado que se presenta con patrón de *P. pyrifolia.* También produce árboles pequeños que son susceptibles a la declinación del peral y no se debe emplear en áreas en que pueda presentarse ese problema.

P. betulaefolia. Esta especie tiene plántulas vigorosas, resistencia a la mancha de la hoja y al áfido de la raíz del peral, tolerancia de suelos alcalinos y adaptabilidad a una amplia gama de condiciones climatológicas, buena resistencia a la declinación del peral y produce árboles grandes de alto rendimiento.

Membrillero (*Cydonia oblonga*). (*242*) Esta especie se ha usado durante siglos como patrón achaparrante del peral y ahora es universalmente usado como patrón del peral en Inglaterra. Sin embargo, algunas cultivares no llegan a formar una unión de injerto fuerte directamente con el mismo, necesitándose hacer un doble injerto, con patrones intermedios como "Old Home" o "Hardy". Entre las cultivares que necesitan patrón intermedio, cuando se injertan en membrillero, se encuentran "Bartlett", "Bosc", "Winter Nellis", "Seckel", "Easter", Clairgeau", "Guyot", "Clapps's Favorite", "Farmingdale" y "El Dorado". Una selección de "Bartlett" compatible con patrón de membrillero "Quince A" se originó en Suiza presumiblemente de una mutación de yema en una forma incompatible. (*177*) Los siguientes perales son compatibles al ser injertados directamente sobre membrillero: "Anjou", "Old Home", "Hardy", "Packman's Triumph", "Gorham", "Comice", "Flemish Beauty", "Duchess" y "Maxine".

Las raíces del membrillero son resistentes a los áfidos de la raíz del peral y a los nematodos; pero susceptibles al hongo de la raíz del roble, a la mancha de fuego y al exceso de cal, no siendo resistentes al frío en regiones con temperaturas invernales en extremo bajas. En algunas regiones en perales injertados en membrillero se ha desarrollado la declinación del peral, pero en otras no, posiblemente debido a que se usan como patrones membrilleros diferentes. En perales formados con patrón de membrillero no se ha presentado el problema de la base negra. Hay cierto número de cultivares de membrillero, la mayoría de los cuales se pueden propagar con facilidad por estacas de madera dura o por acodado. El membrillo "Angers" se utiliza comúnmente como patrón para perales porque sus estacas enraizan con facilidad, crece vigorosamente en el vivero y se comporta bien en los huertos. Los perales formados con patrón del membrillero "Provence", forman árboles más grandes que los injertados en "angers" y son más resistentes a las temperaturas bajas de invierno.

La East Malling Research Station ha seleccionado varios clones de membrillero adecuados como patrones para peral, designándolos como "Quince A", "B" y "C". "Quince A" ("Angers") ha resultado ser el patrón más satisfactorio. "Quince B" (Membrillero común), es algo achaparrante, mientras que "Quince C" produce árboles muy achaparrados. Es importante usar solamente patrones de membrillero probados respecto a virus.

Los patrones recomendados para huertos de perales Bartlett en California son: plántulas de *P. betulaefolia,* "Old Home" en sus propias raíces, plántulas de *P. communis* "Winter Nelis", así como la cultivar "Bartlett" en sus propias raíces (sin patrón). (*74*)

Persimón (*Diospyrus* spp.) Persimón americano (*69*) (*D. virginiana* L.). (*56*) Las cultivares denominadas de esta especie, por lo común, se propagan por injerto de púa o de yema en plántulas de *D. virginiana.* También las estacas de raíces tienen éxito.

La germinación de las semillas es más bien lenta, debido a su baja tasa de absorción de agua. Se aconseja la siembra en otoño o la estratificación a unos 10 °C por 60 a 90 días. Al hacer el trasplante, excepto de las plántulas muy pequeñas, la raíz principal se debe cortar 30 cm debajo del suelo un año antes de hacerlo, para forzar el crecimiento de las raíces laterales.

Persimón oriental (*D. kaki* L). Las cultivares de este frutal se propagan por un injerto de púa en patrones obtenidos de semilla. Una práctica común es hacer injertos en la corona por el método de ensamble temprano en la primavera, cuando tanto la madera de las púas como el patrón están en reposo, aunque también se usa el injerto de banco. También se puede injertar de yema, pero con menos éxito que con púas.

La práctica usual al hacer germinar semillas tanto de *D. lotus* como de *D. kaki* es estratificarlas durante 120 días a unos 10 °C. Si las semillas se han secado, dos días antes de la estratificación se les debe remojar en agua caliente. El secamiento excesivo de las semillas es perjudicial, en particular para *D. kaki.* Las semillas se plantan en cajas o en los surcos del vivero. Las plántulas jóvenes de persimón necesitan sombra.

Patrones para el persimón oriental (*107*)

Diospyrus lotus. Este patrón se ha usado ampliamente en California; es muy vigoroso, resistente a la sequía y produce un sistema radical de tipo bastante fibroso, que se trasplanta con facilidad. Este patrón es muy susceptible a la agalla de la corona y a verticillium y no tolera suelos mal drenados, pero es muy resistente al hongo de la raíz del roble. La cultivar "Hachiya" no produce bien el patrón de *D. lotus* debido a la excesiva caída de frutos en todas las etapas. (*195*) Las púas de "Fuyu" no forman una buena unión con *D. lotus,* aunque si se injerta de copa "Fuju" en una cultivar de *D. kaki* establecida sobre *D. lotus* forma un árbol satisfactorio.

D. kaki. Este patrón es uno de los más preferidos en Japón y probablemente el mejor para uso general, debido a que forma una buena unión con todas las cultivares y es resistente a la

agalla de la corona y al hongo de la raíz del roble, pero susceptible al verticillium. Los árboles formados con este patrón crecen bien y producen una cosecha comercial satisfactoria. Las plántulas tienen una raíz principal larga con pocas raíces laterales, lo cual dificulta algo el trasplante.

D. virginiana. En el sur de los EUA se utilizan plántulas de esta especie y parecen adaptarse a una amplia gama de condiciones de suelo; sin embargo, en algunas localidades no ha resultado satisfactoria. En California, la cultivar "Hachiya" injertada en este patrón, forma una planta notablemente achaparrada y rinde poco, debido a lo escaso de su floración. (*195*) La mayoría de las cultivares orientales forman una buena unión con este patrón, pero hay enfermedades portadas en las púas de *D. kaki* que se pasan al patrón de *D. virginiana*, ocasionando su muerte. Al aparecer este patrón es bastante tolerante tanto de condiciones de sequía del suelo como de exceso de agua. Produce un sistema radical de tipo fibroso que es fácil de trasplantar, pero que tiende a ahijar mucho.

Piña (*Ananas comosus* Merr.). (*33*) Toda la propagación comercial de la piña se hace por métodos asexuales. Como se ve en la Fig. 18-4, hay tres tipos principales de materia para plantar: vástagos, pies y corona. Los vástagos que vienen de debajo del suelo raramente se usan como material de propagación. Los que salen arriba del suelo se cortan alrededor de un mes después del grueso de la cosecha. Los pies se toman de la planta de 2 a 3 meses después que ha pasado el grueso de la cosecha. Cuando se usan coronas en la propagación, se toman ya sea antes de la cosecha o en la época de la misma.

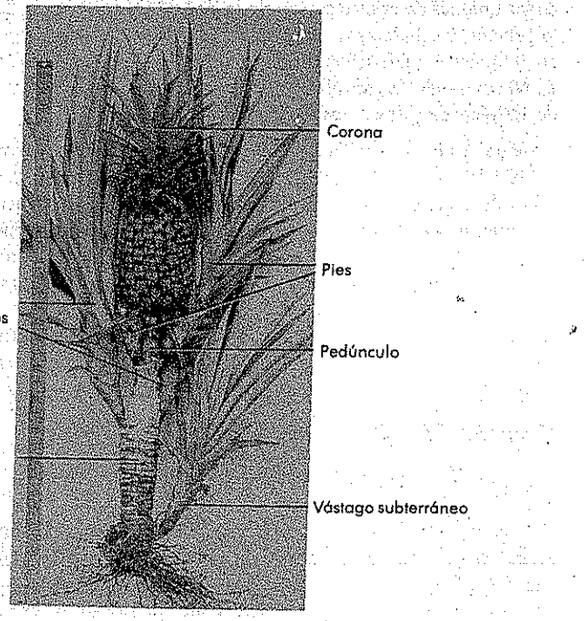


Fig. 18-4 Partes de una planta de piña, en la que se indican los tres tipos principales de material asexual para propagación: coronas, vástagos y pies. En Hawai, la parte más usada, con mucho, es el pie. Cortesía del Pineapple Research Institute of Hawaii.

Los pies son el tipo más popular de material para plantar. La planta produce un mayor número de ellos que de vástagos o coronas. Después de removidos de la planta madre, los pies pueden conservarse por un tiempo relativamente largo y aun retienen suficiente vigor para ser plantados. Si los pies al plantarse son más o menos de la misma edad y tamaño, florean y fructifican alrededor del mismo tiempo.

Los pies fructifican de 18 a 20 meses después de plantados, los vástagos a los 15 meses aproximadamente y las coronas a los 22 meses más o menos. Debido a estas diferencias nunca se mezclan en un campo los tres tipos de material de propagación.

Todos los tipos de material para plantar se deberán secar o curar por una o varias semanas después que se han separado de la planta madre antes de ser plantados. Esto permite que se forme una capa de callo en las superficies cortadas, reduciendo las pérdidas por pudriciones después de plantar.

Pistache, alfónsigo (*Pistacia vera* L.). (*79, 115*) El pistache usualmente se propaga por injerto de yema en T en patrones de *Pistacia atlantica* o *P. terebinthus* obtenidos de semilla. Sin embargo, estos patrones son muy susceptibles al verticillium. Las plántulas de *P. integerrima* muestran resistencia a esa enfermedad que se encuentra en el suelo y se está usando en áreas que tienen problemas de verticillium. Es posible injertar de yema en un periodo considerable, pero si se hace antes de mediados de primavera, cuando el flujo de savia puede ser excesivo, es probable que se obtenga un porcentaje bajo de prendimientos. Se logra una marcada mejoría en las uniones de injerto si el periodo de hacerlo se extienda durante el verano y el otoño. Por lo general, los mejores resultados se obtienen plantando los patrones directamente en su sitio en el huerto e injertándolos una vez que estén bien establecidos y hayan alcanzado una altura de 60 cm o más. Las semillas se siembran en macetas largas, tubulares, biodegradables pasando las plántulas directamente al campo.

Para recolectar semilla para los patrones, se recolectan los frutos cuando la cubierta se vuelve de color azul-verde. Las cubiertas deben quitarse ya que aparentemente contienen un inhibidor de la germinación. Las semillas de *P terebinthus* se deben tener en arena húmeda a temperatura de 5 a 10 °C durante seis semanas antes de sembrarlas y luego hacerlas germinar a 20 °C o un poco menos. Sembrando temprano en primavera y con riego y fertilización adecuados durante el verano, es posible que para el otoño las plántulas más vigorosas ya hayan alcanzado tamaño suficiente para injertarlas. Las yemas de las cultivares de *P. vera* son bastante grandes, de tal manera que para acomodarlas se necesita que las plántulas estén bastante crecidas. Debido a que tienen una raíz principal larga, los árboles de vivero que se trasplantan a raíz desnuda, deben pasarse a su sitio permanente tan pronto como sea posible.

Tangerina. *Véase* Cítricos.

Toronjo. Véase Cítricos.

Uva crespa (*Grossularia* o *Ribes* spp.). Para su propagación comercial se usa el acodo de montículo. Las ramas acodadas de las cultivares americanas, por lo general, están bien enraizadas después de una temporada. Luego se transfieren al vivero para una segunda estación de crecimiento antes de colocarlas en su sitio permanente. Es posible que los acodos de las variedades europeas de enraizamiento más lento tengan que dejarse adheridas a la planta madre durante dos estaciones para que desarrollen raíces suficientes como para separarlas. Algunas cultivares, como "Houghton", "Poorman" y "Van Fleet", se pueden propagar con bastante facilidad por estacas de madera dura. (*180*)

Vid (*Vitis* spp.). (*3, 234, 245*) Las vides se propagan por semilla, estacas, acodos y por injerto de púa o de yema. Se han producido nuevas plantas con varias técnicas de cultivo *in vitro*, incluso por formación de embrioides y cultivo de fragmentos de puntas de tallo. (*123*) Las semillas sólo se usan en los programas de crianza para obtener nuevas cultivares. Los métodos de propagación de vides se han modernizado con el uso de material catalogado para virus, "limpio", con la propagación de estacas foliosas con métodos de multiplicación bajo niebla y con procedimientos rápidos en injertar con máquinas. La mayor parte de la propagación comercial se hace con estacas de madera dura en reposo. Para tipos difíciles de hacer enraizar, como Muscadine (*Vitis rotundifolia*) es necesario recurrir al acodamiento o al uso de estacas con hojas. (*203*) Ocasionalmente se practican el injerto de púa o de yema en algunos patrones para aumentar la vida de la cepa, el vigor de la planta y el rendimiento. Donde hay presentes en el suelo organismos nocivos como la filoxera (*Dactylosphaera vitifoliae*) o nematodos de la agalla de las raíces (*Meloidogyne* spp.) y se van a plantar cultivares susceptibles como las de V. vinifera, es necesario injertar de púa o de yema en un patrón resistente.

Los nematodos de la agalla de las raíces se pueden eliminar de los barbados de vid sumergiéndolos en agua caliente (de 51.5 a 54. 5 °C) durante 3 a 5 min respectivamente. (*128*)

Propagación por semilla. Las semillas de la uva germinan sin dificultad. Los mejores resultados con semillas de la especie vinifera se obtienen estratificándolos en húmedo por un periodo de unas 12 semanas antes de plantarlas a una temperatura de .05 a 4 °C. (*87*)

Estacas en reposo. La mayoría de las cultivares de vid tradicionalmente se han propagado por estacas de madera dura en reposo, las cuales enraizan con facilidad. El material para estacas se debe recolectar durante el invierno, de sarmientos sanos, vigorosos, maduros. Se deben usar sarmientos bien desarrollados de la estación en curso, que deben ser de tamaño mediano y tener entrenudos cortos. Por lo general, se emplean estacas de 8 a 13 mm de diámetro y de 36 a 46 cm de largo, plantándose en primavera a profundidad suficiente para cubrir todas las yemas menos una. Una temporada de crecimiento en el vivero debe producir plantas de tamaño suficiente para trasplantarlas al viñedo.

Las sustancias estimuladoras del enraizamiento del tipo auxina no han sido de utilidad particular en el enraizamiento de estacas de madera de vid. (*85*)

Estacas con hojas. Las estacas de madera verde de vid con hojas enraizan profusamente bajo niebla en unos diez días, si se les proporciona en el fondo calor relativamente elevado de 26.5 a 29.5 °C y se tratan con ácido indolbutírico. El material de plantación escaso (como aquel catalogado para virus) se puede incrementar con mucha rapidez usando estacas de tallo de una yema (véase Fig. 18-5), tomando después consecutivamente estacas adicionales de los brotes que salgan de la yema de la estaca enraizada y así sucesivamente.

Acodos. Los cultivares de vid que son difíciles de hacer enraizar por estacas se pueden propagar por acodos simples, de trincheras o de montículo (véase Cap. 14).

Injertos. El injerto de banco se usa extensamente. (*88*) Las púas se injertan en las estacas patrones enraizadas o sin enraizar, usando el método de empalme, o aún mejor por injertos hechos con máquina (véanse Figs. 12-22 a 12-24). Los injertos se hacen a fines del invierno o a inicios de la primavera, usando material tanto de púa como de patrón completamente en reposo. Los patrones se cortan de 30.5 a 35.5 cm de largo, haciendo el corte inferior justamente abajo de un nudo y el superior 2.5 cm o más arriba del nudo. Para evitar el ahijamiento subsiguiente se suprimen del patrón todas las yemas. La madera para púas debe ser del mismo diámetro que el patrón.

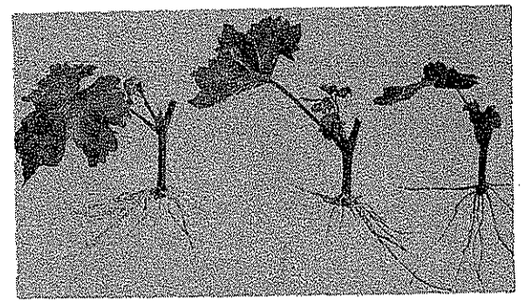


Fig. 18-5 Estacas foliosas de tallos de vid, de una yema, enraizadas bajo niebla. En la vid, las raíces salen fácilmente de los entrenudos.

Después de hacer el injerto, usando púas de una sola yema, la unión se engrapa o se envuelve con caucho para injertos. Los injertos se deben tener de tres a cuatro semanas en viruta de madera o en musgo turboso húmedos, bien aerados, a unos 26.5 °C para que encallezcan.

Los injertos encallecidos se sacan de las cajas de encallecimiento o de las bolsas de plástico y cualquier raíz o brote se cortan con cuidado a dejar un tocón de unos 18 mm. La púa se sumerge con rapidez en un recipiente de temperatura controlada que contenga parafina (de un punto bajo de fusión) hasta 2.5 cm abajo de la unión de injerto y después se meten con rapidez en agua fría. Luego, los injertos de banco parafinados se plantan en un envase de cartón para leche de 5.0 × 5.0 × 25 cm o en tubos de plantación, que contengan una mezcla de perlita y piedra pómez o perlita y musgo turboso (véase Fig. 18-6). Estos envases o tubos se colocan parados en cajas de propagación, que a su vez se colocan en tarimas y se llevan a un invernadero calentado para una estancia de 6 a 8 semanas. Al cabo de este tiempo, los injertos de banco se llevan a un sombreadero con 50% de sombra para que tengan dos semanas de endurecimiento antes de plantarlos en el vivero o el viñedo.

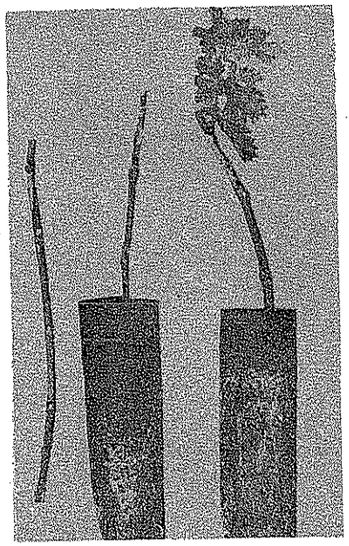


Fig. 18-6 Pasos para injertar una cultivar de vid en un patrón resistente. *Izquierda*: púa de una sola yema injertada en un patrón sin enraizar usando un aparato francés para injertar. *Centro*: después del encallecimiento y de que se han parafinado la púa y la unión de injerto, el patrón se planta en un tubo de papel fieltro para construcción (o en un recipiente de cartón recubierto de plástico) y se coloca en un sitio protegido, como un vivero o sombreadero. *Derecha*: varias semanas después empieza a crecer la púa. La unión de injerto ha cicatrizado y el patrón ha enraizado bien, de tal manera que después de 6 a 10 días de endurecimiento, las plantas se pueden pasar (aún en el tubo), directamente al viñedo.

Los injertos de banco se plantan en los envases o tubos de tal manera que los bordes de éstos sobresalgan de 5 a 7.5 cm del nivel del suelo para permitir que entre el agua a ellos. Sin embargo, nunca se deben plantar los injertos de banco en el vivero con la unión de injerto a nivel del suelo o más abajo de éste.

Injertos de madera verde. El injerto de madera verde es un procedimiento simple y rápido para propagar vides viníferas en patrones resistentes. (*86*) Una púa de madera verde que tenga una yema se injerta de empalme en la estación de crecimiento activo en un nuevo brote que salga, ya sea de una estaca enraizada de un año o de una estaca durante la mitad de la estación del segundo año de crecimiento.

Injertos de yema. *(131)* Un método satisfactorio para establecer cultivares de vid en patrones resistentes es injertar de yema en el campo en estacas en crecimiento rápido, bien enraizadas que se plantaron en su sitio permanente del vivero el invierno o verano anteriores. Se puede practicar el injerto de yema en T a fines de primavera, usando madera con yemas durmientes mantenida bajo refrigeración. Poco después de hacer el injerto, se deben hacer cortes diagonales en la base del tronco para dejar que "sangren" en vez de hacerlos donde se injertó la yema. (*4*) En otro método, se hacen injertos de yema de astilla a fines del verano o a inicios del otoño, tan pronto como puedan obtenerse yemas frescas maduras de madera cuya corteza ya tenga color café pardo claro y antes de que el patrón empiece a entrar en reposo. En áreas en que no se puedan obtener yemas maduras temprano en el otoño, los viticultores pueden almacenar en refrigeración varetas con yemas colectadas en el invierno e injertar de yema a fines de primavera o principios del verano.

La yema se inserta en el patrón de 5 a 10 cm arriba del nivel del suelo, preferentemente en el sitio adyacente a la estaca de sostén. Se ata en su lugar con caucho para injertos, pero no se encera. Luego se cubre con 13 a 25 cm la tierra bien pulverizada, *húmeda*, para evitar que se seque. En zonas con veranos en extremo cálidos, o en suelos con poca humedad, es probable que se obtenga resultados variables y se deben usar vides injertadas de banco o en vivero. Si las yemas se envuelven con cinta de plástico blanca, de 13 mm de ancho, no es necesario cubrirlas con tierra.

Injertos en vides adultas. Para cambiar las cultivares de vides maduras se pueden usar dos métodos. En un método, la parte superior de las cepas se cortan temprano en primavera 30 a 35 cm abajo del alambre inferior y se injertan de empalme de costado, usando una púa con dos yemas de la cultivar deseada. Las púas se envuelven con cinta de plástico blanca de 2.5 cm de ancho y las superficies cortadas se cubren con cera para injertos.

Después de que la corteza se separa a fines de primavera, las vides se pueden injertar en T, con la T invertida envuelta con cinta de plástico blanca. No se necesita aplicar algún compuesto para injertos. Con ambos métodos se obtienen muy buenos prendimientos.

Patrones para vides americanas (*135, 160*)

"Salt Creek" (*Ramsay*), *"Don Ridge"*, *"Champanel"*, *"Lukfata" (V. champini).* Estos patrones se han usado en forma muy efectiva en la región costera del sur de los EUA para aumentar los rendimientos y prolongar la vida de la vides con frutos de tipo "racimo".

V. rupestris "Constantia", *"Couderc 3309"*, *"V. cordifolia x V. riparia 125-1"*, *"Cynthiana"*, *"Wine King"*, *"Lenoir"*. Estos patrones han sido útiles en los estados del interior de los EUA para aumentar los rendimientos, el vigor de las plantas y la uniformidad de maduración de los frutos.

"Couderc 3309", *"SO-4"* (*"Oppenheim No. 4"*), *"Teleki 5-A"*, *"Couderc 1616"*, *"Mal que 44-53"* y *"Castel 188-15"*. Estos patrones se usan en el estado de Nueva York por su resistencia a los parásitos de las raíces, especialmente para replantar.

Patrones para vides vinífera (*129, 130, 160*)

"St. George" (*V. rupestris*). Este patrón vigoroso, resistente a la filoxera y destacando por su tolerancia de la sequía, es en especial apropiado para suelos delgados, sin riego. No es resistente a los nematodos de la agalla de las raíces. Se propaga con facilidad por estacas y también se injerta fácilmente. Debido a su gran vigor y a la poca producción de ramas, este patrón se planta con menos frecuencia que en el pasado. Su mejor uso es para replantar en suelos en que se ha acumulado filoxera.

"Ganzin No. 1" (*"A × R. No. 1*). Este patrón resistente a la filoxera se recomienda mucho para suelos fértiles con riego. Los injertos en este patrón, por lo general, son más productivos que aquellos hechos en *"St. George"*. Es suceptible al nematodo de la agalla de la raíz y no prospera bien en suelos secos de laderas. Las estacas enraizan con facilidad de banco debido a que tiene un mal encallecimiento.

"Couderc 1613". Este patrón es uno de los que más se utilizan en la región del valle interior vitícola de California. Es resistente a los nematodos de la agalla de las raíces. Aunque es apropiado para suelos fértiles, con riego, de migajón arenoso, produce varas débiles, no productivas en suelos sin riego o suelos arenosos de baja fertilidad. Las estacas enraizan con facilidad.

"Harmony". Este patrón, desarrollado por el USDA, es un cruzamiento entre una plántula de "Dog Ridge" y una de "1613". Tiene mayor vigor y más resistencia a la filoxera que la "1613". Las estacas enraizan con facilidad y también fácilmente se injerta de púa o de yema. Se recomienda para sustituir al "1613", en especial en la producción de uva para mesa.

"Freedom". Este patrón se originó como una plántula hermana de *"Harmony"*. Es muy vigoroso, igual a *"Salt Creek"*. Tiene la misma resistencia a la filoxera y a los nematodos que *"Harmony"*, pero las estacas enraizan más fácilmente y crece con mayor uniformidad y vigor. Se injerta con facilidad tanto de púa como de yema. Se debe usar como sustituto de "Couderc" donde se desea un alto vigor.

"Dog Ridge" y "Salt Creek" (*"Ramsey"*) (*V. champini*). Estos patrones muy relacionados entre sí son resistentes a la filoxera y a los nematodos de la agalla de las raíces y en extremo vigorosos. Se deben usar sólo en suelos de baja fertilidad y en suelos arenosos. En suelos fértiles, las varas a menudo son tan vigorosos que son improductivas. Las estacas de estos patrones enraizan con dificultad, en especial las de *"Salt Creek"*. En suelos mejores, de ordinario se prefiere a "Salt Creek" sobre "Dog Ridge", debido a que el gran vigor de este último ocasiona un mal cuajado de los frutos. Estos dos patrones se han comportado mejor para vides para pasas y para vino en suelos arenosos.

Las vides de vinífera que tienen un crecimiento pobre en suelos infértiles pueden ser vigorizadas arqueándolas con estacas enraizadas de alguna de estos cultivares: *"Dog Ridge"* en suelos muy arenosos y *"Salt Creek"* en suelos arenosos.

Zarzamora (*Rubus* spp.). El tipo erecto de zarzamora produce vástagos con facilidad. Su propagación consiste en excavar los brotes o hijuelos con una sección de raíces adherida durante el comienzo de la primavera y replantarlas en su lugar definitivo. Con frecuencia estos hijuelos se cultivan un año más en vivero, para desarrollar plantas más fuertes, antes de colocarlas en una nueva plantación.

Las zarzamoras de tipo rastrero, como youngberry, boysenberry, loganberry o dewberry, no producen muchos hijuelos. Este tipo usualmente se propaga por acodos de punta.

Todas las zarzamoras se pueden propagar por estacas de raíz, pero algunas de las formas sin espinas, como la youngberry sin espinas y la "Evergreen Thornlees, revierten al tipo espinoso si se propagan en esa forma.

Tanto los tipos erectos como los rastreros de zarzamora se pueden iniciar con facilidad por estacas convencionales de tallo, con estacas de un nudo en cada una (*251*) o por estacas de yema con hoja tomadas de ramas foliosas y puestas a enraizar en condiciones de humedad elevada, en especial en camas de propagación bajo niebla. El tratamiento de esas estacas con sustancias que estimulan el enraizamiento resulta provechoso.

También se pueden usar métodos de micropropagación para la producción en gran escala de nuevas plantas. (*18*)

BIBLIOGRAFIA

1. Albert, D. W 1926. Propagation of date palms from offshoots. *Ariz. Agr. Exp. Sta. Bul. 119.*
2. Aldrich, W. W., G. H. Leach, and W. A. Dollins. 1945. Some factors influencing the growth of date offshoots in the nursery row. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 46:215–21.
3. Alley, C. J. 1980. Propagation of grapevines. *Calif. Agr.* 34(7):29–30.
4. Alley, C. J., and A. T. Koyama. 1978. Vine bleeding delays growth of T-budded grapevines. *Calif. Agr.* 32(8):6.
5. Argles, G. K. 1976. *Anacardium occidentale* (cashew). In *The propagation of tropical fruit trees,* R. J. Garner and S. A. Chaudri, eds. Hort. Rev. No. 4. East Malling, England; FAO and Commonwealth Agricultural Bureaux.
6. Arndt, C. H. 1935. Mango polyembryony and other multiple shoots. *Amer. Jour. Bot.* 22:26.
7. Ashiru, G. A., and T. Quarcoo. 1971. Vegetative propagation of kola (*Cola nitida*). *Trop. Agr.* 48(1):85–92.
8. Barton, L. V. 1965. Viability of seeds of *Theobroma cacao* L. *Contr. Boyce Thomp. Inst.* 23(4):109–22.
9. Bass, L. N. 1975. Seed storage of *Carica papaya* L. *HortScience* 10(3):232–33.
10. Batjer, L. P., and H. Schneider. 1960. Relation of pear decline to rootstocks and sieve-tube necrosis. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 76:85–97.
11. Bitters, W. P. 1950. Rootstocks with dwarfing effect. *Calif. Agr.* 4(2):5, 14.
12. Bitters, W. P., and E. R. Parker. 1953. Quick decline of citrus as influenced by top-root relationships. *Calif. Agr. Exp. Sta. Bul. 733.*
13. Blodgett, E. C., H. Schneider, and M. D. Aichele. 1962. Behavior of pear decline disease on different stock-scion combinations. *Phytopathology* 52:679–84.
14. Boxus, P. 1974. The production of strawberry plants by *in vitro* micropropagation. *Jour. Hort. Sci.* 49:209–10.
15. Brase, K., and R. D. Way. 1959. Rootstocks and methods used for dwarfing fruit trees. *N. Y. Agr. Exp. Sta. Bul. 783.*
16. Brokaw, W. H. 1977. Subtropical fruit tree production; avocado as a case study. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 27:113–21.
17. ———. 1981. Kiwifruit production. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 30:48–54.
18. Broome, O. C., and R. H. Zimmerman. 1978. *In vitro* propagation of blackberry. *HortScience* 13(2):151–53.

19. Bryant, M. D. 1969. Propagating the pecan tree. *New Mex. State Univ. Pl. Sci. Guide* 400. H-604.
20. Calavan, E. C., E. F. Frolich, J. B. Carpenter, C. N. Roistacher, and D. W. Christiansen. 1964. Rapid indexing for exocortis of citrus. *Phytopathology* 54:1359–62.
21. Cameron, J. W., and R. K. Soost. 1953. Nucellar lines of citrus. *Calif. Agr.* 7(1):8, 15, 16.
22. Carlson, R. F. 1965. Growth and incompatibility factors associated with apricot scion/rootstock in Michigan. *Mich. Quart. Bul.* 48(1):23–29.
23. ———. 1970. Rootstocks in relation to apple cultivars. In *North American apples: Varieties, rootstocks, outlook,* W. H. Upshall, ed. East Lansing: Michigan State Univ. Press.
24. Carlson, R. F., and H. B. Tukey. 1955. Cultural practices in propagating dwarfing rootstocks in Michigan. *Mich. Agr. Exp. Sta. Quart. Bul. 37*(4):492–97.
25. Castle, W. S., W. G. Adams, and R. L. Dilley. 1979. An indoor container system for producing citrus nursery trees in one year from seed. *Proc. Fla. State Hort. Soc.* 92:3–7.
26. Chase, S. B. 1947. Budding and grafting eastern black walnut. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 49:175–80.
27. Chaudri, S. A. 1976. *Mangifera indica—Mango.* In *The propagation of tropical fruit trees,* R. J. Garner and S. A. Chaudri, eds. Hort. Rev. No. 4., Comm. Bureau Hort. and Plant. Crops. East Malling, England; FAO and Commonwealth Agricultural Bureaux.
28. Cheng, T. 1978. Clonal propagation of woody plant species through tissue culture techniques. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 28:139–55.
29. Child, R. 1964. *Coconuts.* London: Longmans, Green.
30. Cobin, M. 1954. The lychee in Florida. *Fla. Agr. Exp. Sta. Bul. 546.*
31. Cohen, D., and D. Elliott. 1979. Micropropagation methods for blueberries and tamarillos. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 29:177–79.
32. Cole, C. E. 1966. The fruit industry of Australia and New Zealand. *Proc. XVII Inter. Hort. Cong.* 4:321–68.
33. Collins, J. L. 1960. *The pineapple—history, cultivation, utilization.* London: Leonard-Hill.
34. Condit, I. J. 1969. *Ficus, the exotic species.* Berkeley, Calif.: Univ. of Calif. Div. Agr. Sci.
35. Converse, R. A. 1972. The propagation of virus-tested strawberry stocks. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 22:73–76.
36. Coorts, G. D., and J. W. Hull. 1972. Propagation of highbush blueberry (*Vaccinium Australe* Small) by hard and softwood cuttings. *The Plant Propagator* 18(2):9–11.
37. Couvillon, G. A., and F. A. Pokorny. 1968. Photoperiod, indolebutyric acid, and type of cutting wood as factors in rooting of rabbiteye blueberry (*Vaccinium ashei Reade*), cv. Woodward. *HortScience* 3(2):74–75.
38. Couvillon, G. A., and A. Erez. 1980. Rooting, survival, and development of several peach cultivars propagated from semi-hardwood cuttings. *HortScience* 15(1):41–43.
39. Cross, C. E., I. E. Demoranville, K. H. Deubert, R. M. Devlin, J. S. Norton, W. E. Tomlinson, and B. M. Zuckerman. 1969. Modern cultural practice in cranberry growing. *Mass. Agr. Exp. Sta. Ext. Ser. Bul. No. 39.*
40. Cummins, J. N., and R. L. Norton. 1974. Apple rootstock problems and potentials. *N. Y. Food Life Sci. Bul. 41.*
41. Cummins, J. N., and H. S. Aldwinckle. 1974. Breeding apple rootstocks. *HortScience* 9(4):367–72.

42. Damiano, C. 1980. Strawberry micropropagation. In *Proc. Conf. Nurs. Prod. Fruit Plants through Tissue Cult.*, R. H. Zimmerman, ed. USDA, SEA, ARR-NE-11.
43. Darrow, G. M., and J. N. Moore. 1966. Blueberry growing. *USDA Farmers' Bul.* 1951 (rev.).
44. Davis B., II. 1976. Bench grafting plum and apricot as compared to T-budding. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 26:253–55.
45. Day, L. H. 1951. Cherry rootstocks in California. *Calif. Agr. Exp. Sta. Bul. 725.*
46. Day, L. H., and E. R. Serr. 1951. Comparative resistance of rootstocks of fruit and nut trees to attack by root lesion or meadow nematode. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 57:150–54.
47. Dillon, D. 1967. Simultaneous grafting and rooting of citrus under mist. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 17:114–18.
48. Dimalla, G. G., and J. Van Staden. 1978. Pecan nut germination: A review for the nursery industry. *Scient. Hort.* 8:1–9.
49. Doehlert, C. A. 1953. Propagating blueberries from hardwood cuttings. *N.J. Agr. Exp. Sta. Cir. 551.*
50. Doggrell, L. M. 1976. Commercial propagation of macadamias. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 26:391–93.
51. Doncaster, T. 1981. The whys and hows of passion fruit growing in Queensland. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 30:616–17.
52. Eck, P., and A. W. Stretch. 1979. Cutting wood production from highbush blueberry mother block plants as affected by nitrogen nutrition and fungicide treatment. *HortScience* 14(5):599–600.
53. Erez, A., and Z. Yablowitz. 1981. Rooting of peach hardwood cuttings for the meadow orchard. *Scient. Hort.* 15:137–44.
54. Evans, H. 1951. Investigations on the propagation of cacao. *Trop. Agr.* 28:147–203.
55. ———. 1953. Physiological aspects of the propagation of cacao from cuttings. *Rpt. 13th Inter. Hort. Cong.* 2:1179–90.
56. Fletcher, W. F. 1942. The native persimmon. *USDA Farmers' Bul. 685.*
57. Fletcher, W. A. 1971. Growing Chinese gooseberries. *New Zealand Dept. Agr. Bul. 349.*
58. Fogle, H. W., H. L. Keil, W. L. Smith, S. M. Mircetich, L. C. Cochran, and H. Baker. 1974. Peach production. *USDA, ARS Agr. Handbook 463.*
59. Forde, H. I. 1979. Persian walnut in the western United States. In *Nut tree culture in North America,* R. A. Jaynes, ed. Hamden, Conn.: Northern Nut Growers Assn.
60. Frazier, N. F., and A. F. Posnette. 1958. Relationships of the strawberry viruses of England and California. *Hilgardia* 27(17):455–513.
61. Frolich, E. F. 1966. Rooting citrus and avocado cuttings. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 16:51–54.
62. Frolich, E. F., and R. G. Platt. 1972. Use of the etiolation technique in rooting avocado cuttings. *Calif. Avoc. Soc. Yearbook,* 1971–1972, pp. 97–109.
63. Funk, D. T. 1979. Black walnuts for nuts and timber. In *Nut tree culture in North America,* R. A. Jaynes, ed. Hamden, Conn.: North American Nut Growers Assn.
64. Galletta, G. J., and A. S. Fish, Jr. 1971. Interspecific blueberry grafting, a way to extend *Vaccinium* culture to different soils. *Jour. Amer. Soc. Hort. Sci.* 96(3):294–98.
65. Gardner, F. E., and G. E. Horanic. 1963. Cold tolerance and vigor of young citrus trees. *Proc. Fla. State Hort. Soc.* 76:105–10.

66. Giliomee, J. H., D. K. Strydom, and H. J. Van Zyl. 1968. Northern Spy, Merton, and Malling-Merton rootstocks susceptible to woolly aphid, *Eriosoma lanigerum,* in the Western Cape. *S. Afr. Jour. Agr. Sci.* 11:183–86.
67. Glenn, E. M. 1961. Plum rootstock trials at East Malling. *Jour. Hort. Sci.* 36:28–39.
68. Gould, H. P. 1939. The native papaw. *USDA Leaflet 179.*
69. ———. 1940. The Oriental persimmon. *USDA Leaflet 194.*
70. Greathead, A. S., N. Welch, W. S. Seyman, N. F. McCalley, V. Voth, and R. Bringhurst. 1977. Strawberry production in California. *Div. Agr. Sci., Univ. Calif. Leaflet 2959.*
71. Greenhalgh, W. J. 1963. A pear rootstock trial at Bathurst Experiment Farm. *Agr. Gaz. N.S.W.* (*Aust.*) 74:350–53.
72. Griggs, W. H., and H. T. Hartmann. 1960. Old Home pears show resistance to decline when on own roots. *Calif. Agr.* 14:8, 10.
73. Griggs, W. H., D. D. Jensen, and B. T. Iwakiri. 1968. Development of young pear trees with different rootstocks in relation to psylla infestation, pear decline, and leaf curl. *Hilgardia* 39:153–204.
74. Griggs, W. H., J. A. Beutel, W. O. Reil, and B. T. Iwakiri. 1980. Combination of pear rootstocks recommended for new Bartlett plantings. *Calif. Agr.* 34(10):20–24.
75. Grimo, E. 1979. Carpathian (Persian) walnuts. In *Nut tree culture in North America,* R. A. Jaynes, ed. Hamden, Conn.: North American Nut Growers Assn.
76. Guttridge, C. G., D. T. Mason, and E. G. Ing. 1965. Cold storage of strawberry runner plants at different temperatures. *Exp. Hort.* 12:38–41.
77. Hall, I. V. 1969. Growing cranberries. *Can. Dept. Agr. Publ.* 1282 (rev.).
78. Hall, I. V., L. E. Aalders, L. P. Jackson, G. W. Wood, and C. L. Lockhart. 1975. Lowbush blueberry production. *Can. Dept. Agr. Publ. 1477.*
79. Hall, W. J. 1975. Propagation of walnuts, almonds, and pistachios in California. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 25:53–57.
80. Halma, F. F., K. M. Smoyer, and H. W. Schwalm. 1944. Quick decline associated with sour rootstocks. *Calif. Citrogr.* 29:245.
81. Hamilton, R. Z., and W. Yee. 1974. Macadamia: Hawaii's dessert nut. *Univ. Hawaii Cir.* 485.
82. Hansen, C. J., and H. T. Hartmann. 1968. The use of indolebutyric acid and captan in the propagation of clonal peach and peach-almond hybrid rootstock. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 92:135–40.
83. Harada, H. 1975. *In vitro* organ culture of *Actinidia chinensis* Pl. as a technique for vegetative multiplication. *Jour. Hort. Sci.* 50:81–83.
84. Harkness, R. W. 1967. Papaya growing in Florida. *Fla. Agr. Exp. Sta. Cir.* S-180.
85. Harmon, F. N. 1943. Influence of indolebutyric acid on the rooting of grape cuttings. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 42:383–88.
86. ———. 1954. A modified procedure for greenwood grafting of vinifera grapes. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 64:255–58.
87. Harmon, F. N., and J. H. Weinberger. 1959. Effects of storage and stratification on germination of *Vinifera* grape seeds. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 73:147–50.
88. ———. 1963. Bench grafting trials with Thompson seedless grapes on various rootstocks. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 83:379–83.
89. Hartmann, Henry. 1961. Historical facts pertaining to root and trunkstocks for pear trees. *Ore. Agr. Exp. Sta. Misc. Paper 109.*

90. Hartmann, H. T. 1952. Further studies on the propagation of the olive by cuttings. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 59:155–60.

91. ———. 1955. Auxins for hardwood cuttings. *Calif. Agr.* 9(4):7, 12, 13.

92. ———. 1958. Rootstock effects in the olive. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 72:242–51.

93. Hartmann, H. T., and R. M. Brooks. 1958. Propagation of Stockton Morello cherry rootstocks by softwood cuttings under mist. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 71:127–34.

94. Hartmann, H. T., and C. J. Hansen. 1958. Rooting pear, plum rootstocks. *Calif. Agr.* 12(10):4, 14–15.

95. ———. 1955. Rooting of softwood cuttings of several fruit species under mist. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 66:157–67.

96. Hartmann, H. T., and F. Loreti. 1965. Seasonal variation in rooting leafy olive cuttings under mist. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 87:194–98.

97. Hartmann, H. T., and K. Opitz. 1977. Olive production in California. *Div. Agr. Sci., Univ. Calif. Leaflet 2474.*

98. Hartmann, H. T., W. H. Griggs, and C. J. Hansen. 1963. Propagation of own-rooted Old Home and Bartlett pears to produce trees resistant to pear decline. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 82:92–102.

99. Hartmann, H. T., C. J. Hansen, and F. Loreti. 1965. Propagation of apple rootstocks by hardwood cuttings. *Calif. Agr.* 19(6):4–5.

100. Hartmann, H. T., W. C. Schnathorst, and J. Whisler. 1971. Oblonga, a clonal olive rootstock resistant to verticillium wilt. *Calif. Agr.* 25(6).12–15.

101. Hearn, C. J., D. J. Hutchison, and H. C. Barrett. 1974. Breeding citrus rootstocks. *HortScience* 9(4):357–58.

102. Hedrick, U. P. 1923. Stocks for plums. *N.Y. Agr. Exp. Sta. Bul. 498.*

103. Heppner, M. J. 1927. Pear black-end and its relation to different rootstocks. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 24:139–42.

104. Herman, E. B., and G. J. Haas. 1975. Clonal propagation of *Coffea arabica* L. from callus culture. *HortScience* 10(6):588–89.

105. Heydecker, W., and Margaret Marston. 1968. Quantitative studies on the regeneration of raspberries from root cuttings. *Hort. Res.* 8(2):142–46.

106. Hibino, H., G. H. Kaloostian, and H. Schneider. 1971. Mycoplasmalike bodies in the pear psylla vector of pear decline. *Virology* 43:34–40.

107. Hodgson, R. W. 1940. Rootstocks for the Oriental persimmon. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 37:338–39.

108. Howard, W. L. 1925. The "Stockton" Morello cherry. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 21:320–23.

109. Hudson, J. P. 1954. Propagation of plants by root cuttings I. Regeneration of raspberry root cuttings. *Jour. Hort. Sci.* 29:27–43.

110. Ivey, I. D. 1979. Feijoas: Selection and propagation. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 29:161–68.

111. Jaffee, A. 1970. Chip grafting guava cultivars. *The Plant Propagator* 16(2):6.

112. James, D. J., and I. J. Thurbon. 1981. Shoot and root initiation *in vitro* in the apple rootstock M.9 and the promotive effects of phloroglucinol. *Jour. Hort. Sci.* 56(1):15–20.

113. Jaynes, R. A. 1961. Buried-inarch technique for rooting chestnut cuttings. *North. Nut Grow. Assoc. 52nd Ann. Rpt.*, pp. 37–39.

114. ———. 1979. Chestnuts. In *Nut tree culture in North America,* R. A. Jaynes, ed. Hamden, Conn.: Northern Nut Growers Assn.

115. Joley, L. E. 1979. Pistachios. In *Nut tree culture in North America,* R. A. Jaynes, ed. Hamden, Conn.: Northern Nut Growers Assn.

116. Jones, O. P., C. A. Pontikis, and M. E. Hopgood. 1979. Propagation *in vitro* of five apple scion cultivars. *Jour. Hort. Sci.* 54(2):155–58.

117. Kartha, K. K., N. L. Leung, and K. Pahl. 1980. Cryopreservation of strawberry meristems and mass propagation of plantlets. *Jour. Amer. Soc. Hort. Sci.* 105(4):481–84.

118. Kender, W. J. 1965. Some factors affecting the propagation of lowbush blueberries by softwood cuttings. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 86:301–6.

119. Kester, D. E., C. J. Hansen, and C. Panetsos. 1965. Effect of scion and interstock variety on incompatibility of almond on Marianna 2624 rootstock. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 86:169–77.

120. Kester, D. E., and R. A. Asay. 1975. Almond breeding. In *Advances in fruit breeding,* J. M. Moore and J. Janick, eds. Lafayette, Ind.: Purdue Univ. Press.

121. Klotz, L. J., E. C. Calavan, and L. G. Weathers. 1972. Virus and virus-like diseases of citrus. *Calif. Agr. Exp. Sta. Cir. 559.*

122. Krezdorn, A. H., and G. W. Adriance. 1961. Fig growing in the South. *USDA Agr. Handbook 196.*

123. Krul, W. R., and J. Meyerson. 1980. *In vitro* propagation of grape. In *Proc. Conf. Nurs. Prod. Fruit Plants through Tissue Culture,* R. H. Zimmerman, ed. USDA, SEA, ARR-NE-11.

124. Lagerstedt, H. B. 1979. Filberts. In *Nut tree culture in North America,* R. A. Jaynes, ed. Hamden, Conn.: Northern Nut Growers Assn.

125. Layne, R. E. C. 1974. Breeding peach rootstocks for Canada and the northern United States. *HortScience* 9(4):364–66.

126. Lapins, K. 1959. Some symptoms of stock-scion incompatibility of apricot varieties on peach seedling rootstock. *Can. Jour. Plant Sci.* 39:194–203.

127. Lawyer, E. M. 1978. Seed germination of stone fruits. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 28:106–9.

128. Lear, B., and L. Lider. 1959. Eradication of root-knot nematodes from grapevine rootings by hot water. *Plant Dis. Rpt.* 43:314–17.

129. Lider, L. 1958. Phylloxera-resistant grape rootstocks for the coastal valleys of California. *Hilgardia* 27:287–318.

130. ———. 1960. Vineyard trials in California with nematode-resistant grape rootstocks. *Hilgardia* 30:123–52.

131. ———. 1963. Field budding and the care of the budded grapevine. *Calif. Agr. Ext. Ser. Leaflet 153.*

132. Lider, L., and N. Shaulis. 1965. Resistant rootstocks for New York vineyards. *N.Y. Agr. Exp. Sta. Res. Cir. No. 2.*

133. Litz, R. E., and R. A. Conover. 1978. *In vitro* propagation of papaya. *HortScience* 13(3):241–42.

134. Livingston, R. L., and T. F. Crocker. 1975. Pecans in Georgia. *Univ. Ga., Col. Agr. Bul. 609.*

135. Loomis, N. H. 1948. Rootstocks for grapes in the south. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 42:380–82.

136. Lynch, S. J., and R. O. Nelson. 1956. Current methods of vegetative propagation of avocado, mango, lychee, and guava in Florida. *Cieba* (Escuela Agricola Panamericana, Tegucigalpa, Honduras) 4:315–77.

137. Lynn, C., and H. T. Hartmann. 1957. Rooting cuttings under mist—Paradox walnut. *Calif. Agr.* 11(5):11, 15.

138. Lyrene, P. M. 1980. Micropropagation of rabbiteye blueberries. *HortScience* 15(1):80–81.

139. MacDaniels, L. H. 1952. Nut growing. *Cornell Ext. Bul. 701.*

140. ———. 1979. Hickories. In *Nut tree culture in North America,* R. A. Jaynes, ed. Hamden Conn.: Northern Nut Growers Assn.

141. Madden, G. E. 1979. Pecans. In *Nut tree culture in North America,* R. A. Jaynes, ed. Hamden, Conn.: Northern Nut Growers Assn.

142. Madden, G. E., and H. W. Tisdale. 1975. Effects of chilling and stratification on nut germination of northern and southern pecan cultivars. *HortScience* 10(3):259–60.

143. Majumdar, P. K., and S. K. Mukherjee. 1968. Guava: A new vegetative propagation method. *Indian Hort.* Jan.-Mar.

144. McKay, J. W., and H. L. Crane. 1953. Chinese chestnut: A promising new orchard crop. *Econ. Bot.* 7:228–42.

145. McKenzie, D. W. 1964. Apple rootstock trials: Jonathan on East Malling, Merton, and Malling-Merton rootstocks. *Jour. Hort. Sci.* 39:69–77.

146. McMillan-Browse, P. D. A. 1970. Vegetative propagation of *Corylus. Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 20:356–58.

147. Maxwell, N. P., and C. G. Lyons. 1979. A technique for propagating container-grown citrus on sour orange rootstock. *HortScience* 14(1):56–57.

148. Milbocker, D. C. 1980. Kiwifruit. *Amer. Hort.* 59(1):21, 34–35.

149. Mircetich, J. S. M., J. Refsguard, and M. E. Matheron. 1980. Blackline of English walnut trees traced to graft-transmitted virus. *Calif. Agr.* 34(11, 12):8–10.

150. Montgomery, H. B. S. 1963. Fruit tree raising: Rootstocks and propagation. *Minist. Agr. Fish. Foods (London) Bul. 135.*

151. Moore, P. W. 1966. Propagation and growing citrus nursery trees in containers. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 16:54–62.

152. Morton, J. F., and F. D. Venning. 1972. Avoid failures and losses in the cultivation of cashew. *Econ. Bot.* 26(3):245–54.

153. Moss, G. I., and R. Dalgleish. 1981. Rapid propagation of citrus in containers. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 31:262–74.

154. Mukherjee, S. K., and P. K. Majumdar. 1963. Standardization of rootstock of mango. I. Studies on the propagation of clonal rootstocks by stooling and layering. *Indian Jour. Hort.* 20:204–9.

155. ———. 1964. Effect of different factors on the success of veneer grafting in mango. *Indian Jour. Hort.* 21:46–50.

156. Mukherjee, S. K., and N. N. Bid. 1965. Propagation of mango. II. Effect of etiolation and growth regulator treatment on the success of air layering. *Indian Jour. Agr. Sci.* 35:309–14.

157. Mullins, C. A. 1972. Twenty years' research with size-controlling apple rootstocks on the Cumberland plateau. *Tenn. Agr. Exp. Sta. Bul. 488.*

158. Nagabhushanam, S., and M. A. Menon. 1980. Propagation of cashew (*Anacordium occidentale* L.) by etiolation, girdling, and stooling. *The Plant Propagator* 26(1):11–13.

159. Nelson, S. H., and H. B. Tukey. 1955. Root temperature affects the performance of East Malling apple rootstocks. *Quart. Bul. Mich. Agr. Exp. Sta.* 38:46–51.

160. Nesbitt, W. B. 1974. Breeding resistant grape rootstocks. *HortScience* 9(4):359–61.

161. Nixon, R. W. 1969. Growing dates in the United States. *USDA Agr. Inf. Bul. 207.*

162. Northwood, P. J. 1964. Vegetative propagation of cashew (*Anacardium occidentale*) by the air layering method. *E. Afr. Agr. For. Jour.* 30:35–37.

163. Norton, R. A., C. J. Hansen, H. J. O'Reilly, and W. H. Hart. 1963. Rootstocks for apricots in California. *Calif. Agr. Ext. Ser. Leaflet 156.*

164. ———. 1963. Rootstocks for sweet cherries in California. *Calif. Agr. Ext. Ser. Leaflet 159.*

165. ———. 1963. Rootstocks for peaches and nectarines in California. *Calif. Agr. Ext. Ser. Leaflet 157.*

166. ———. 1963. Rootstocks for plums and prunes in California. *Calif. Agr. Ext. Ser. Leaflet 158.*

167. Opitz, K. W., and R. G. Platt. 1969. Citrus growing in California. *Univ. Calif. Agr. Exp. Sta. Man. 39.*

168. Opitz, K. W., and J. Beutel. 1975. Kiwi propagation. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 25:63–65.

169. Otterbacher, A. G., and R. M. Skirvin. 1978. Derivation of the binomial *Fragaria* × *ananassa* for the cultivated strawberry. *HortScience.* 13(6):637–39.

170. Painter, J. H. 1967. Producing walnuts in Oregon. *Ore. Agr. Ext. Bul. 795.*

171. Pease, R. W. 1954. Growing chestnuts from seed. *W. Va. Agr. Exp. Sta. Cir. 90.*

172. Pennock, W., and G. Maldonado. 1963. The propagation of guavas from stem cuttings. *Jour. Agr., Univ. Puerto Rico* 47:280–90.

173. Platt, R. G., and E. F. Frolich. 1965. Propagation of avocados. *Calif. Agr. Exp. Sta. Cir. 531.*

174. Platt, R. G. 1976. Current techniques of avocado propagation. In *Proc. 1st Inter. Trop. Short Course: The avocado,* J. W. Sauls, R. L. Phillips, and L. K. Jackson, eds. Gainesville, Fla.: Fruit Crops Dept., Univ. of Fla.

175. Platt, R. G., and K. Opitz. 1973. The propagation of citrus. In *The citrus industry,* vol. 3, W. Reuther, ed. Berkeley, Calif.: Div. Agr. Sci., Univ. Calif.

176. Popenoe, J. 1970. Coconut varieties and propagation. In *Coconuts: Production, processing, products,* J. G. Woodroof, ed. Westport, Conn.: AVI Publishing.

177. Posnette, A., and R. Gropley. 1962. Further studies on a selection of Williams Bon Chretien pear compatible with Quince A rootstocks. *Jour. Hort. Sci.* 37:291–94.

178. Preston, A. P. 1966. Apple rootstock studies: Fifteen years' results with Malling-Merton clones. *Jour. Hort. Sci.* 41:349–60.

179. ———. 1971. Apple rootstocks 3431 (M. 27). *Ann. Rpt. E. Malling Res. Sta. for 1970,* pp. 143–47.

180. Rake, B. A. 1954. The propagation of gooseberries. I. Some factors influencing the rooting of hardwood cuttings. *Ann. Rpt. Long Ashton Res. Sta. for 1953,* pp. 79–88.

181. Rao, V. N. M., and I. K. S. Rao. 1957. Studies on the vegetative propagation of cashew (*Anacardium occidentale* L.). Approach grafting with and without the aid of plastic film wrappers. *Indian Jour. Agr. Sci.* 27:267–75.

182. Ray, R., and L. Walheim. 1980. *Citrus: How to select, grow and enjoy.* Phoenix, Ariz.: HP Books.

183. Reimer, R. C. 1925. Blight resistance in pears and characteristics of pear species and stocks. *Ore. Agr. Exp. Sta. Bul. 214.*

184. Reuveni, O., and M. Raviv. 1981. Importance of leaf retention to rooting of avocado cuttings. *Jour. Amer. Soc. Hort. Sci.* 106(3):127–30.

185. Reuther, W., ed. *The citrus industry,* vol. 1, 1967; vol. 2, 1968; vol. 3, 1973; vol. 4, 1978. Berkeley, Calif: Univ. Calif. Div. Agr. Sci.

186. Rizzi, A. D., and H. I. Forde. 1974. Pecans. *Calif. Coop. Ext. Ser.* AXT-382.

187. Roberts, A. N. 1962. Cherry rootstocks. *Rpt. Ore. Hort. Soc.* 54:95–98.

188. Rosati, P., G. Marino, and C. Swierczewski. 1980. *In vitro* propagation of Japanese plum (*Prunus salicina* Lindl. cv. Calita.). *Jour. Amer. Soc. Hort. Sci.* 105(1):126–29.

189. Rosedale, D. O. 1963. Growing macadamia nuts in California. *Calif. Agr. Ext. Ser. Publ. AXT-103.*

190. Ruehle, G. D. 1958. Growing bananas in Florida. *Univ. Fla. Agr. Ext. Ser. Cir. 178.*

191. Rygg, G. L. 1975. Date development, handling, and packing in the United States. *USDA, ARS Agr. Handbook 482.*

192. Sax, K. 1949. The use of *Malus* species for apple rootstocks. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 53:219–20.

193. ———. 1953. Interstock effects in dwarfing fruit trees. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 62:201–4.

194. Schneider, H. 1970. Graft transmission and host range of the pear decline causal agent. *Phytopathology* 60:204–7.

195. Schroeder, C. A. 1947. Rootstock influence on fruit set in the Hachiya persimmon. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 50:149–50.

196. Scott, D. H. 1977. Growing strawberries in the Southeastern and Gulf Coast states. *USDA ARS Farmers' Bul. 2246.*

197. Scott, D. H., A. D. Draper, and G. M. Darrow. 1973. Commercial blueberry growing. *USDA Farmers' Bul. 2254.*

198. Scott, D. H., and D. P. Ink. 1948. Germination of strawberry seed as affected by scarification treatment with sulfuric acid. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 51:299–300.

199. Seelig, R. A. 1969. Bananas. In *Fruit & vegetable facts & pointers* (3rd ed.). Washington, D.C.: United Fresh Fruit & Vegetable Assn.

200. Serr, E. F. 1954. Rooting Paradox walnut hybrids. *Calif. Agr.* 8(5):7.

201. Serr, E. F., and A. D. Rizzi. 1964. Walnut rootstocks. *Univ. Calif. Agr. Ext. Publ. AXT-120.*

202. Shalla, T., and L. Chiarappa. 1961. Pear decline in Italy. *Bul. Calif. Dept. Agr.* 50:213–17.

203. Sharpe, R. H. 1954. Rooting of muscadine grapes under mist. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 63:88–90.

204. ———. 1974. Breeding peach rootstock for the southern United States. *HortScience* 9(4):362–63.

205. Simmonds, N. W. 1966. *Bananas* (2nd ed.). London: Longmans, Green.

206. Singh, S , and D. V. Chugh. 1961. Marcotting with some plant regulators in loquat (*Eriobotrya japonica* Lindl.). *Indian Jour. Hort.* 18:123–29.

207. Singh, L. B. 1960. *The mango: Botany, cultivation, and utilization.* New York: Interscience Publishers.

208. Singh-Dhaliwal, T., and A. Torres-Sepulveda. 1961. Recent experiments on rooting coffee stem cuttings in Puerto Rico. *Univ. Puerto Rico Agr. Exp. Sta. Tech. Paper 33.*

209. Sitton, B. G. 1931. Vegetative propagation of the black walnut. *Mich. Agr. Exp. Sta. Tech. Bul. 119.*

210. Smith, I. E., B. N. Wolstenholme, and P. Allan. 1974. Rooting and establishment c pecan (*Carya illinoensis* [Wang] K. Koch.) stem cuttings. *Agroplantae* 6:21–28.

211. Smith, S. H., R. E. Hilton, and N. W. Frazier. 1970. Meristem culture for eliminatio of strawberry viruses. *Calif. Agr.* 24(8):8–10.

212. Snir, I. and A. Erez. 1980. *In vitro* propagation of Malling-Merton apple rootstock *HortScience* 15(5):597–98.

213. Sookmark, S., and E. A. Tai. 1975. Vegetative propagation of papaya by budding. *Ac Hort.* 49:85–90.

214. Spiegel-Roy, P. 1962. Experience with rootstocks for the apricot and stock-scion com patibilities in Israel. *Proc. 16th Inter. Hort. Cong.,* pp. 587–92.

215. Sriskandarajah, S., and M. G. Mullin. 1981. Micropropagation of Granny Smith ap ple: Factors affecting root formation *in vitro. Jour. Hort. Sci.* 56(1):71–76.

216. Stebbins, R., and F. E. Larsen. 1981. Rootstocks for apple in the Pacific Northwes *PNW Coop. Ext. Publ. 208.*

217. Storey, W. B. 1976. *Macademia tetraphylla*—the preferred rootstock. Vista, Calif.: *Cali Macadamia Soc. Yearbook* 22:101–7.

218. Stubbs, L. L. 1963. Tristeza-tolerant strains of sour orange. *F. A. O. Plant Prot. Bul* 11:8–10.

219. Suarez de Castro, F. 1961. Semilleros o germinadores de cafe (Coffee seed beds or ge minators). *Agri. Trop.* (Bogota) 17:317–24.

220. Teague, C. P. 1966. Avocado tip-grafting. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 16:50–51.

221. Teulon, J. 1971. Propagation of passion fruit (*Passiflora edulis*) on a fusarium-resistan rootstock. *The Plant Propagator* 17(3):4–5.

222. Theakston, F. E. 1976. Carica papaya. In *The propagation of tropical fruit trees,* R. J Garner and S. A. Chaudri, eds. Hort. Rev. No. 4 Comm. Bur. Hort. and Plant Crops. East Malling, England: Comm. Agr. Bur.

223. Thomas, C. A. 1981. Mango propagation by saddle grafting. *Jour. Hort. Sci.* 56(2):173–75.

224. Tisserat, B. 1980. Propagation of date palm (*Phoenix dactylifera* L.) *in vitro. Jour. Exp. Bot* 30(119):1275–83.

225. ———. 1981. Date palm tissue culture. *USDA ARS, Adv. in Agr. Tech. AAT-W-17.*

226. Torre, L. C., and B. H. Barritt. 1979. Red raspberry establishment from root cuttings. *Jour. Amer. Soc. Hort. Sci.* 104(1):28–31.

227. Tomkins, J. P., and D. K. Ourecky. 1972. Growing strawberries in New York State. *N. Y. State Col. Agr. Inform. Bul. 15.*

228. Traub, H. P., and L. C. Marshall. 1937. Rooting of papaya cuttings. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 34:291–94.

229. Tukey, H. B., and K. D. Brase. 1943. The dwarfing effect of an intermediate stem-piece of Malling IX. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 42:357–64.

230. Urquhart, D. H. 1961. *Cocoa* (2nd ed.). London: Longmans, Green.

231. van Eignatten, C. L. M. 1969. Propagation of kola (*Cola nitida*). Commun. NEDERF (Amsterdam), Sept.

232. van Staden, J., B. N. Wolstenholme, and G. G. Dimala. 1976. Effect of temperature on pecan seed germination. *HortScience* 11(3):261–62.

233. Warner, R. M., Z. Worku, and J. A. Silva. 1979. Effect of photoperiod on growth responses of citrus rootstocks. *Jour. Amer. Soc. Hort. Sci.* 104(2):232–35.

234. Weaver, R. J. 1976. *Grape growing.* New York: John Wiley.

235. Webster, A. D. 1974. Dwarfing plum rootstocks emerging at East Malling. *Grower* 81:382–86.

236. Weinberger, J. H. 1975. Growing nectarines. *USDA, ARS. Agr. Inf. Bul. 379.*

237. Weinberger, J. H., and N. H. Loomis. 1972. A rapid method for propagating grapevines on rootstocks. *USDA Agr. Res. Ser. ARS-W-2.*

238. Wellman, F. L. 1961. *Coffee: Botany, cultivation, utilization.* London: Leonard-Hill.

239. Westwood, M. N. 1978. *Temperate zone pomology: Pear rootstocks.* San Francisco: W. H. Freeman & Co. Publishers.

240. Westwood, M. N., and L. A. Brooks. 1963. Propagation of hardwood pear cuttings. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 13:261–68.

241. Westwood, M. N., H. R. Cameron, P. B. Lombard, and C. B. Cordy. 1971. Effects of trunk and rootstock on decline, growth, and performance of pear. *Jour. Amer. Soc. Hort. Sci.* 96(2):147–50.

242. Westwood, M. N., and A. N. Roberts. 1965. Quince root used for dwarf pears. *Ore. Orn. and Nurs. Dig.* 9(1):1–2.

243. Wilhelm, S. 1974. The garden strawberry: A study of its origin. *American Scientist* 62(3):264–71.

244. Williams, M. W., and R. A. Norton. 1959. Propagation of red raspberries from softwood cuttings. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 74:401–6.

245. Winkler, A. J., J. A. Cook, L. A. Lider, and W. M. Kliewer. 1974. Propagation. Chapter 9 in *General viticulture* (2nd ed.). Berkeley: Univ. of Calif. Press.

246. Worthington, T., and D. H. Scott. 1957. Strawberry plant storage using polyethylene liners. *Amer. Nurs.* 105(9):13, 56–57.

247. Wutscher, H. K. 1979. Citrus rootstocks. *Hort. Rev.* 1:237–69.

248. Zeiger, D., and H. B. Tukey. 1960. An historical review of the Malling apple rootstocks in America. *Mich. State Univ. Cir. Bul. 226.*

249. Zentmyer, G. A., A. O. Paulus, and R. M. Burns. 1962. Avocado root rot. *Calif. Agr. Exp. Sta. Cir. 511.*

250. Ziegler, L. W., and H. S. Wolfe. 1975. *Citrus growing in Florida.* Gainesville, Fla.: Univ. Presses of Fla.

251. Zimmerman, R. H., G. J. Galleta, and O. C. Broome. 1980. Propagation of thornless blackberries by one-node cuttings. *Jour. Amer. Soc. Hort. Sci.* 105(3):405–7.

252. Zimmerman, R. H., and D. C. Broome. 1980. Apple cultivar micropropagation. *USDA, Agr. Research Results ARR-NE-11,* pp. 54–63.

253. Zuccherelli, G. 1979. Moltiplicazione *in vitro* dei portainnesti clonali del pesco. *Frutticoltura* 41:15.

LECTURAS COMPLEMENTARIAS

Carlson, R. F. 1971. Fruit trees—dwarfing and propagation. *Mich. State Univ. Hort. Rpt. No. 1* (rev.).

Chandler, W. H. 1957. *Deciduous orchards* (3rd ed.). Philadelphia: Lea & Febiger.

———. 1958. *Evergreen orchards* (2nd ed.). Philadelphia: Lea & Febiger.

Day, L. H. 1953. Rootstocks for stone fruits. *Calif. Agr. Exp. Sta. Bul. 736.*

Garner, R. J., and S. A. Chaudri. 1976. *The propagation of tropical fruit trees.* Hort. Rev. No. 5. Comm. Bureau of Hort. and Plant. Crops. East Malling, England: FAO and Commonwealth Agr. Bur.

Hartmann, H. T., and J. A. Beutel. 1979. Propagation of temperate zone fruit plants. Leaflet 21103. Berkeley, Calif.: Div. Agr. Sci., Univ. Calif.

Hutchinson, A. 1969. Rootstocks for fruit trees. *Ontario (Canada) Dept. Agr. and Food. Publ. 334.*

International Dwarf Fruit Tree Association. Compact tree fruit. *Proceedings of Annual Meetings.*

Jaynes, R. A., ed. 1979. *Nut tree culture in North America.* Hamden, Conn.: Northern Nut Growers Assn.

Roach, F. A. 1969. Fruit tree raising: Rootstocks and propagation. *Ministry of Agriculture, Fisheries, and Food (London) Bul. 135* (5th ed.).

Tukey, H. B. 1964. *Dwarfed fruit trees.* New York: Macmillan.

Warner, R. M. 1972. Propagation of tropical crop plants. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 22:181–90.

Westwood, M. N. 1978. Rootstocks: Their propagation, function, and performance. Chapter 4 in *Temperate zone pomology.* San Francisco: W. H. Freeman & Co. Publishers.

19

Propagación de Arboles, Arbustos y Enredaderas Leñosas Ornamentales

En este capítulo se describen métodos de propagación para aquellas plantas leñosas ornamentales que parecen de mayor interés.

Abedul (*Betula* spp.) Las semillas se deben plantar en otoño o primavera después de estratificarlas de uno a tres meses a alrededor de 4 °C. *Betula nigra* madura sus semillas en primavera. Si se plantan pronto, las semillas germinan con rapidez sin tratamiento. Algunas de las formas selectas, péndulas, se injertan en plántulas de *Betula pubescens* o *B. pendula.* (*39*) Las semillas de *B. papyrifera* germinan mejor si antes de plantarlas se guardan durante seis semanas a temperaturas inferiores a 0 °C. El abedul se considera difícil de propagar por estacas, pero las estacas con hojas de madera semidura enraizan bajo niebla si se les toma a mediados del verano. En una prueba (*12*) el uso de hormonas estimuladoras del enraice no tuvo efecto. Las especies de crecimiento bajo pueden propagarse por acodamiento. Se ha tenido éxito en la micropropagación de abedul. (*116*)

Abelia (*Abelia* spp.). Las estacas foliosas de madera parcialmente madura, de la estación en curso, se pueden hacer enraizar con facilidad en invernadero o bajo niebla en el verano o en el otoño, respondiendo en forma marcada a los tratamientos con ácido indolbutírico. También se pueden hacer enraizar estacas de madera dura en otoño o primavera.

Abeto (*Abies* spp.). La propagación por semilla no es difícil, pero se deben usar semillas frescas, pues las de la mayoría de las especies pierden su viabilidad después de un año de almacenamiento ordinario. Por lo general, hay presente letargo del embrión y para la buena germinación es necesario plantarlas en otoño o estratificarlas por 1 a 3 meses a alrededor de 4 °C. Las plántulas de abeto son muy susceptibles al ahogamiento. Se les debe sombrear parcialmente durante la primera estación ya que son dañadas por el calor y la luz solar excesivos.

Se considera que las estacas de abeto son difíciles de hacer enraizar, pero las de *Abies fraseri* se pueden hacer enraizar en altos porcentajes, en especial si se toman de árboles jóvenes, se lesiones y se tratan con IBA. (*83*) Esta especie, junto con el abeto blanco (*A. concolor*) y el abeto rojo (*A. magnifica*), el abeto de "punta plateada" de California son especies importantes para árboles de Navidad.

Abeto Douglas (*Pseudotsuga menziesii* spp. [Mirb.] Franco). (*5, 11*) Las semillas de esta importante especie de árbol para madera y de Navidad presentan diversos grados de letargo del embrión. Para lograr una germinación pronta, lo mejor es sembrarlas en otoño o estratificarlas unos dos meses alrededor de 4 °C. Se ha tenido éxito en obtener plantitas a partir de la formación de raíces adventicias en cotiledones en cultivos in vitro. (*27*)

Las estacas de abeto Douglas enraizan con alguna dificultad, pero tomándolas a fines del invierno, tratándolas con IBA y colocándolas en una mezcla de arena y musgo turboso es posible lograr un enraizamiento bastante bueno. Las estacas tomadas de árboles jóvenes enraizan con mucho más facilidad que aquellas tomadas de árboles viejos y las obtenidas de ciertas fuentes producen raíces con más facilidad que las que se recolectan de otras. (*7*)

Abies spp. *Véase* Abeto.

Abutilon (*Abutilon* spp.). Arce de flor, flor de campana china. Se propaga por estacas foliosas puestas a enraizar en invernadero o bajo niebla en el otoño. Las semillas germinan sin dificultad.

Acacia (*Acacia* spp.). La acacia generalmente se propaga por semillas. Antes de plantarlas, se deben ablandar las cubiertas duras de las mismas remojándolas en ácido sulfúrico concentrado durante un tiempo de 20 min a 2 h o echando sobre ellas agua hirviendo y dejándolas remojar por 12 h en el agua que se enfría lentamente. Las estacas con hojas de madera parcialmente madurada se pueden hacer enraizar bajo niebla si se tratan con 8000 ppm de IBA. Debido a que tienen una raíz primaria muy larga, todas las plantas de acacia, excepto las más pequeñas son difíciles de trasplantar.

Acacia falsa (*Robinia pseudoacacia* L.). La acacia falsa se propaga con facilidad por semillas, las cuales antes de plantarlas se remojan durante una hora en ácido sulfúrico concentrado, enjuagándolas después prolijamente.

Acacia triacanta común (*Gleditsia triacanthos* L.). Acacia negra común. Se propaga con facilidad ya sea por semillas plantadas en primavera o por estacas. La acacia sin espinas *G. triacanthos* var. *inermis* y la cultivar patentada "Moraine", sin espinas ni frutos, se propaga usualmente por injerto en plántulas del tipo espinoso. En la propagación por semilla con el remojo de las mismas en ácido sulfúrico durante una hora, seguido por tres meses de estratificación a 2 °C se obtiene una buena germinación. Las estacas de madera dura plantadas en primavera enraizan con éxito.

Acebo (*Ilex* spp.). (*54, 72, 129, 149*) El acebo se puede propagar por semillas, estacas, injerto de yema acodado y división.

La mayoría de los acebos son dioicos. Las plantas femeninas producen las bayas decorativas muy apreciadas si cerca de ellas se cultivan plantas masculinas para su polinización. En la propagación por semilla, se obtienen plantas hembras y machos en proporción de una femenina a 3 o a veces hasta 10 masculinas. Sin embargo, el sexo no se puede determinar sino hasta que las plántulas empiezan a florear, de 4 a 12 años después.

Propagación por semilla. La germinación de las semillas de acebo es muy variable. La de algunas especies, *I. crenata, I. cassine, I. glabra, I. vomitoria, I. amelanchier,* e *I. myrtifolia,* germinan con prontitud y se deben plantar tan pronto como se recolecten. Las semillas de otras especies, *I. aquifolium* (acebo inglés), *I. cornuta* (acebo chino), *I. vericilliata, I. decidua* y más las de

I. opaca (acebo norteamericano), no germinan aún en un año más de plantadas aunque se estratifiquen, debido probablemente a que sus embriones son rudimentarios en la época de la cosecha.

Las semillas de *I. aquifolium, I. opaca* e *I. cornuta* se deben recolectar y limpiar tan pronto como el fruto madure en el otoño y luego almacenarse a unos 4 °C hasta la primavera en una mezcla de arena y musgo turboso húmedo. Por lo general, la germinación de estas semillas no ocurre sino hasta un año después y entonces el crecimiento es muy lento, necesitándose dos temporadas para que las semillas de *I. opaca* alcancen tamaño suficiente para ser injertadas.

Estacas. (*154*) Este es el método que más se usa comercialmente, permitiendo la reproducción en gran escala de clones selectos. Las mejores plantas se obtienen de estacas de madera semidura de puntas de ramas del crecimiento de la estación en curso. Las estacas tomadas de las ramas planas, horizontales de *I. crenata,* tienden a producir plantas que tienen este tipo de crecimiento (plagiotrópico) y aquellas tomadas de ramas erectas (ortotrópicas), producen plantas erectas.

La época de las estacas es importante: usualmente el mejor enraizamiento se obtiene de mediados a fines de verano, pero también pueden tomarse con éxito en la primavera siguiente. El lesionado en la base de las estacas ayuda a inducir la formación de raíces, pudiendo bastar las lesiones que se producen arrancando las hojas inferiores.

El empleo de una sustancia estimuladora del enraizamiento, en particular, de ácido indolbutírico en concentraciones relativamente elevadas (8000 a 20 000 ppm) es esencial para obtener el enraizamiento en algunas cultivares, mientras que en otras no se necesita. El boro, a razón de 50 a 200 ppm, en combinación con el IBA ha aumentado la calidad de las raíces en estacas del acebo inglés. (*169*) El calor en el fondo de 21 a 24 °C es benéfico. Resulta esencial mantener una humedad relativa elevada. Con el empleo de niebla intermitente en un invernadero, en que se puedan mantener temperaturas elevadas, proporciona buenas condiciones para el enraice. Un medio de enraice de perlita-musgo turboso (1:1) es satisfactorio.

Injertos de púa y de yema. Los acebos se injertan con facilidad, usándose los métodos de hendidura, de empalme y de costado. Para injertos de campo la operación se hace mejor durante la estación de reposo. A menudo el injerto se hace en el invernadero, usando material cultivado en macetas. El injerto de yema en T también es conveniente, practicándose a fines del verano o a principios de la primavera. *Ilex opaca* es un patrón satisfactorio para sus propias cultivares y las de *I. aquifolium*, pero para el acebo inglés probablemente los mejores patrones son *I. aquifolium* e *I. cornuta* "Burfordii".

Acodos aéreos. Tiene éxito en cierto número de especies de *Ilex.* Resulta mejor iniciar el acodado a principios del verano. Después de 10 a 14 semanas se obtienen plantas de 30 a 60 cm.

Acer spp. *Véase* Arce.

Adelfa *(Neirum oleander* L.). Las plantas obtenidas de semilla reproducen bastante bien el tipo, aunque aparecen entre ellas un pequeño porcentaje de plantas con flores de colores diferentes. Las semillas se deben recolectar a fines de otoño, después de que una helada haya hecho abrir las vainas. Tallando las semillas sobre una criba de malla ancha se quita la mayor parte de la cubierta vellosa. Las semillas se plantan de inmediato en el invernadero en cajas, sin ningún tratamiento. La germinación ocurre en unas dos semanas. Las estacas foliosas enraizan con facilidad en invernadero o en niebla si se toman de madera más bien madura durante el verano. También se tiene éxito con el acodado simple. Las partes de la planta son muy venenosas.

Aesculus spp. *Véase* Castaño de Indias.

Agracejo (*Berberis* spp.). Los agracejos se propagan con facilidad plantando las semillas en otoño, o en primavera, después que han sido estratificadas de 2 a 6 semanas a unos 4 °C. Es importante separar toda la pulpa de las semillas. Las estacas foliosas tomadas de primavera a otoño se pueden hacer enraizar bajo niebla. El tratamiento con ácido indolbutírico a razón de 5000 ppm ayuda al enraizamiento. (*166*) También se practica el injerto en invernadero de algunos tipos seleccionados y ocasionalmente se acoda. Para obtener cantidades pequeñas de plantas se puede usar la división de coronas.

Ailanto (*Ailanthus altissima* [Mill] Swingle). Arbol del cielo. Su propagación por semilla es fácil y usualmente ocurre autosiembra cuando se cultivan cercanos árboles masculinos y femeninos. Aparentemente en las semillas frescas existe letargo del embrión. La estratificación a unos 4 °C durante dos meses ayuda a la germinación. Con la propagación por semilla se obtienen árboles de ambos tipos, pero se debe evitar plantar árboles machos ya que las flores estaminadas producen olor desagradable. Los árboles femeninos, más aceptados, se pueden propagar por estacas de raíz plantadas en primavera.

Alamo (*Populus* spp.). (*4, 132*) Estos árboles se pueden propagar por semilla, las cuales se deben recolectar tan pronto como se empiecen a abrir las cápsulas y plantarse de inmediato, ya que pierden su viabilidad con rapidez y no se deben dejar secar. Sin embargo, si se colocan en recipientes sellados y se almacenan a cerca de 0 °C, las semillas de algunas especies se pueden guardar hasta por tres años. No existen condiciones de letargo y las semillas germinan a los cuantos días de sembradas. Las plántulas son muy susceptibles a los hongos que causan el ahogamiento y no toleran el calor o la desecación excesivas. Los álamos son difíciles de propagar por semilla en cantidades grandes.

Las estacas de madera dura de *Populus* (excepto las especies temblonas), plantadas en primavera enraizan con facilidad. El tratamiento con ácido indolbutírico puede mejorar el enraizamiento. Las estacas de madera suave son hojas (cuando menos de algunas especies) tomadas a mediados del verano enraizan bien. Se ha tenido éxito en la propagación de álamos mediante cultivos in vitro de explantes de puntas de tallos. (*177*)

Alamo amarillo. *Véase* Tulípero.

Alamo temblón (*Populus tremuloides.*) Se puede propagar por separado porciones de raíces, induciendo a los brotes adventicios a que las formen en vermiculita y luego haciendo enraizar esos brotes como estacas de tallo bajo niebla, con tratamientos de IBA.

Albizia (*Albizia julibrissin* Durazz.) Arbol de seda. Esta especie se inicia con semillas a las que se ha dado algún tratamiento para modificar la impermeabilidad de la cubierta de la semilla, como remojo en ácido sulfúrico durante media hora más un lavado prolijo, antes de la siembra. Las estacas de tallo no enraizan, pero las de raíz, de unos 7.5 cm de largo y 12 mm o más de diámetro tomadas y plantadas temprano en primavera lo hacen con éxito. (*56*)

Alcanforero *(Cinnamomum camphora* [L.] J. Pressl.). Se propaga mejor por estacas de madera semidura tomadas en primavera y puestas a enraizar en una estructura cerrada o bajo niebla. La propagación por semillas también es satisfactoria.

Alerce (*Larix* spp.). (*77*) La mayoría de estas coníferas deciduas se propagan con facilidad por semillas plantadas en el otoño. Los conos se deben recolectar antes de que se sequen y abran en

el árbol. Varias especies tienen semillas vanas o mal desarrolladas. Las semillas de algunas especies tienen un ligero letargo del embrión, de tal manera que es aconsejable estratificarlas un mes antes de la plantación de primavera a unos 4 °C. La propagación por estacas se hace mejor haciendo enraizar estacas de madera suave con hojas en las puntas a fines del verano, bajo niebla. El ácido indolbutírico estimula el enraizamiento. El material para estacas sólo debe tomarse de árboles jóvenes.

Aliso (*Alnus* spp.). El aliso se propaga por semillas, que deben ser limpiadas prolijamente y plantadas a fines de otoño, o bien, someterlas a un periodo de estratificación a baja temperatura antes de plantarlas. Las estacas foliosas de madera suave de *Alnus incana* enraizan con facilidad cuando se toman de ramas jóvenes en crecimiento activo. (*85*)

Althea arbustiva. *Véase* Hibisco *(Hibiscus syriacus).*

Amelanchier spp. (Serviceberry). (*71*) Las semillas presentan letargo del embrión, el cual puede superarse con estratificación a 2 °C durante 3 a 6 meses. Las semillas no se deben dejar secar. Aquellas de ciertas especies también requieren escarificación antes de estratificarlas. Asimismo, se propagan con facilidad por estacas foliosas de madera suave tomadas cuando el nuevo crecimiento alcanza varios centímetros de largo y se hacen enraizar bajo niebla. El ácido indolbutírico a 0.30% en talco aumenta el enraizamiento. *Amelanchier* se propaga también por estacas de raíz.

Aralia (*Aralia* spp.). Las semillas se deben tratar con ácido sulfúrico durante 30 a 40 min y luego plantarlas temprano en otoño. No debe permitirse que se sequen.

Araucaria araucana (*Araucaria araucana* [Mol.] C. Koch.). Se propagan por semilla, que no tienen problema de letargo. No deben sembrarse muy temprano en primavera debido a que son sensibles a las heladas.

Araucaria heterophyla ([Salisb.] Franco.). Este árbol se propaga por semilla. Las estacas de ramas laterales pueden enraizar pero producen plantas que crecen horizontalmente. Aquellas tomadas de ramas terminales tienen crecimiento vertical.

Arbol de cera (*Myrica* spp.). Mirto de cera. Se propaga por semilla o por estacas, ambas con dificultad. *M. pennsylvanica* se inicia mejor escarificando las semillas, luego estratificándolas en frío y con tratamiento de Kinetina. Las aplicaciones de ácido giberélico también pueden ser útiles. (*68*)

Arbol de flecos *(Chionanthus virginicus* L. y *C. retusus* L.). Se puede usar la propagación por semilla, pero es muy lenta. Al parecer hay presentes tanto latencia del embrión como alguna inhibición del endospermo. Probablemente la mejor práctica consiste en la estratificación por 30 o más días a temperatura ordinaria, seguida por 1 o 2 meses de estratificación a alrededor de 4 °C. Sembrando las semillas en otoño, es posible que la germinación no ocurra sino hasta en la segunda primavera.

La propagación por estacas del árbol de flecos chino (*C. retusus*) se ha considerado casi imposible, pero tomando estacas de madera suave a fines de primavera, poniéndolas a enraizar bajo niebla con un tratamiento de ácido indolbutírico y empleando como medio de enraice una mezcla de arena y vermiculita, se pueden obtener excelentes porcentajes de enraizamiento. (*153*)

Arbol de la lluvia de oro (*Koelreuteria* spp.) Este árbol generalmente se propaga por semillas, las cuales tienen letargos doble y germinan mejor si se ablandan sus cubiertas remojándolas durante unos 60 min en ácido sulfúrico concentrado o con escarificación mecánica seguidas por unos 90 días de estratificación entre 2 y 4 °C para superar el letargo del embrión. Se pueden usar estacas de raíz y las estacas de tallo del nuevo crecimiento tomadas en la primavera se pueden hacer enraizar bajo vidrio o niebla.

Arbol de humo (*Continus coggygria* Scop.). (*91*) Este árbol se puede propagar por estacas foliosas de madera suave bajo niebla. Las estacas de puntas tomadas del crecimiento de primavera y tratadas con ácido indolbutírico deben enraizar en unas 5 semanas. Después de interrumpir la niebla, las estaca se dejan en el lugar para ser trasplantadas a raíz desnuda en la primavera siguiente. El árbol de humo no se debe propagar por semilla debido a que muchas de las plántulas resultan machos que carecen de las vistosas panículas florales. Sólo se deben emplear métodos vegetativos, con madera de propagación tomada de plantas conocidas como productoras de grandes cantidades de los racimos de flores deseados.

Arbol de seda. *Véase* Albizzia.

Arbusto mariposa *(Buddleia* spp.). Se pueden tomar estacas de madera suave en el verano o en el otoño y hacer enraizar bajo niebla o en una estructura cerrada. Las semillas sembrads en el invernadero a inicios de la primavera proporcionan plantas en flor para el otoño, aunque no se reproducen fielmente por semilla.

Arbutus menziesii. *Véase* Madroño.

Arce (*Acer* spp.). *(8, 162)* Se utilizan varios métodos de propagación: por semilla, injertos de yema, estacas, acodos y micropropagación in vitro. (*174*)

Propagación por semilla. (*128*) La mayoría de los arces maduran sus semillas en el otoño, pero dos especies, *A. rubrum* y *A. saccharinum,* las producen en primavera. Estas semillas que maduran en primavera se deben recoger con prontitud al madurar y sembrarse de inmediato sin que se sequen. Para las otras especies se obtiene una buena germinación estratificándolas a 4 °C durante 90 días y plantándolas después en primavera. Se puede sembrar en el otoño a la intemperie si las semillas primero se remojan en agua durante una semana, cambiando el agua diariamente. Las semillas del arce japonés, *A. palmatum,* germinan satisfactoriamente si se les coloca en agua caliente (a unos 43 °C) y se dejan remojar durante 2 días y después se estratifican. El remojo de las semillas de *A. rubrum* y *A. negundo* en agua fría corriente durante 5 días 2 semanas, respectivamente, antes de la siembra puede aumentar la germinación. No se debe permitir que se sequen las semillas de *Acer.*

Las cultivares de algunos arces, como *A. palmatum* "Atropurpureum" se reproducen con bastante fidelidad por semillas si las plantas madres están aisladas. Las pocas plantas que resulten fuera de tipo pueden eliminarse de los surcos del vivero.

Estacas. (*172*) Las estacas con hojas del arce japonés así como aquellas de otros arces asiáticos enraizan con facilidad en un medio de arena y musgo turboso si se toman de las puntas de ramas vigorosas del grueso de un lápiz a fines de primavera y se colocan bajo niebla. El lesionado y las aplicaciones de ácido indolbutírico en dosis relativamente altas resultan de utilidad. Asimismo, para el enraizamiento de estacas foliosas de varias especies de *Acer* se han obtenido buenos resultados tratándolas con IBA en talco, a razón de 10 000 a 20 000 ppm colocándolas en invernadero bajo niebla y con calor en el fondo. Una mezcla de 1:1 de musgo turboso y

perlita constituye un buen medio de enraice. Con frecuencia resulta difícil hacer que sobrevivan al invierno las estacas de arce enraizadas. Para superar este problema, se debe inducir en las estacas nuevo crecimiento, usando luz complementaria y proporcionando fertilizantes. Se han hecho enraizar con éxito en invernadero estacas de madera dura de *Acer palmatum* tomadas a mediados de invierno lesionándolas y tratándolas con ácido indolbutírico. (*22*) Se han propagado in vitro algunas especies de arces usando explantes de puntas de tallos. (*174*)

Las estacas del arce azucarero (*A saccharum*) es mejor tomarlas a fines de primavera después de que haya cesado el alargamiento de las ramas, haciéndolas enraizar bajo niebla. Se prefieren las estacas largas y gruesas. Los tratamientos con IBA han dado resultados variables. La supervivencia al invierno es un problema, pero es mayor en las estacas grandes vigorosas y bien enraizadas. En los climas fríos puede ser necesario plantar las estacas en macetas a fines del verano, hacerlas endurecer y luego almacenarlas a alrededor de 1 °C hasta la primavera. (*42*)

Injertos de púa y de yema. Para patrones de cultivares de arce japonés se usan plántulas de *Acer palmatum* y de *A. saccharum* para arces azucareros, de *A. rubrum* para cultivares de arce rojo y de *A. platanoides* para clones del arce noruego como "Crimson King", "Schwedlet" y las formas piramidales. Se tienen algunas pruebas de que se presenta incompatibilidad retardada al usar *A. saccharinum* como patrón para cultivares de arce rojo.

Las plantas para patrones que se obtienen de semilla se cultivan durante un año en un semillero, luego en el otoño o al comienzo de la primavera se sacan y se trasplantan a macetas pequeñas en donde se les deja crecer enterradas en estructuras de propagación durante un segundo verano. A fines del invierno, las plantas patrones se llevan al invernadero en preparación para injertarlas. Tan pronto como las raíces muestran señales de crecimiento, los patrones están listos para injertarse. Se toman púas durmientes de plantas que crezcan a la intemperie. De ordinario se usa el injerto de costado o enchapado de costado. Mientras que cicatriza la unión, las plantas se colocan en una caja para injertos, cubriendo la unión con musgo turboso. En ocasiones se aplica cera para injertos, cubriendo tanto la púa como la unión de injerto. (*64*)

Los arces también se injertan de yema con éxito usando el método de T, en plántulas de un año que crezcan en los surcos de vivero, insertando las yemas de mediados a fines de verano. Del escudete se remueve la madera, el cual queda entonces formado sólo por la yema y la corteza adherida. En la primavera siguiente, la plántula patrón se corta hasta el nivel de la yema, justamente al iniciarse el crecimiento.

Arcostaphylos. *Véase* Manzanita.

Aronia arbutifolia. *Véase* Baya amarga.

Aucuba japonica "Variegata". *Véase* Planta polvo de oro (Cap. 20).

Azalea (*Rhododendron* spp.). *(95, 105).*

Tipos siempre verdes y semi siempre verdes.

Aunque las azaleas siempre verdes se pueden propagar por semillas, estacas y acodos, casi todas las plantas de vivero se multiplican por estacas.

Propagación por semilla. Las cápsulas de las semillas se deben recolectar en el otoño después de que han tomado color pardo, almacenándolas luego a temperatura ambiente en un recipiente que reciba las semillas cuando se abran las cápsulas. Las semillas no tienen problemas de letargo pero pierden viabilidad si se guardan por un tiempo largo en almacenamiento abierto,

siendo preferible guardarlas en envases sellados y a temperaturas bajas. Las semillas germinan satisfactoriamente en una capa delgada de musgo esfagnáneo cribado sobre una mezcla de suelo ácida. Por lo general, las semillas se siembran en invernadero, desde mediados del invierno hasta principios de la primavera. Las temperaturas óptimas para la germinación son de unos 21 °C durante el día y de 13 °C en la noche. De ordinario, la germinación se efectúa en un mes. En zonas con aguas duras, las plántulas deben regarse con agua destilada o de lluvia debido a que las sales alcalinas pronto las dañan.

Estacas. Las azaleas de los tipos siempre verdes y semi siempre verdes no son difíciles de propagar por estacas, formando raíces en tres a cuatro semanas en condiciones apropiadas. Es mejor tomarlas a mediados del verano después de que el crecimiento de la estación en curso se ha endurecido algo, pero antes de que la madera se vuelva de color rojo o pardo. Con frecuencia son provechosos los tratamientos con sustancias que regulan el crecimiento. Las azaleas crecen muy bien bajo niebla si el medio está bien drenado. Después de que se forman las raíces se debe reducir la niebla y finalmente descontinuarse.

Una vez enraizadas, las estacas se pueden colocar en macetas que tengan una mezcla formada por partes iguales de tierra de hoja, arena y musgo turboso.

Tipos deciduos.

Propagación por semilla. Con frecuencia las azaleas deciduas se propagan por semilla debido a que éste es un método económico y a que las estacas enraizan con dificultad. Se usan los mismos procedimientos de germinación que se describieron para los tipos siempre verdes. El crecimiento de las plántulas es algo lento, pero una germinación temprana en primavera y un trasplante pronto a buen medio de crecimiento, es posible tener en el segundo año plantas de tamaño suficiente para formar botones florales.

Con un procedimiento diferente, mediante el cual las plántulas florean más pronto, las semillas se siembran a fines del verano (de la cosecha efectuada a mediados de invierno) encima de musgo turboso cribado, en cajas cubiertas con vidrio. Después de germinadas las semillas se prolonga con iluminación la longitud del día para ayudarles en su crecimiento. Las plántulas se trasplantan a mediados del otoño a cajas que tengan un medio de 10% arena y 90% de musgo turboso, en donde se les deja (en el invernadero), hasta mediados de verano. (*78*))

Estacas. (*15, 21, 127*) Las azaleas deciduas son difíciles de propagar por estacas, pero tomando en primavera material suave y suculento, en particular de plantas madres llevadas al invernadero y forzadas, se puede obtener el enraizamiento de las estacas. La época en que se haga es de mucha importancia, siendo mejor tomar las estacas en primavera que en verano.

Para obtener un buen enraizamiento es importante el lesionado y aplicación de sustancias que lo estimulen, habiéndose encontrado efectivos el ácido indolbutírico (75 ppm durante 15 h o el IBA al 0.8% en talco). Las estructuras de propagación cerradas o la niebla intermitente con calor en el fondo (20 °C) más un medio formado por musgo esfagnáneo o por arena-turba-perlita, proporcionan buenas condiciones para el enraice.

Injerto. Este es el principal método de propagación para la mayoría de los híbridos Ghent y Mollis, usándose como patrones plántulas de *Rhododendron luteum* (*Azalea pontica*) de 2 o 3 años de edad. Este método tiene la desventaja del ahijamiento inconveniente del patrón y una falta general de vigor de la planta, tal vez debida a una unión de injerto poco satisfactoria o a la falta de adaptabilidad de las plántulas patrones a ciertos climas. Las plántulas patrones se colocan en maceta temprano en primavera, injertándose durante la parte final del verano con

el método de enchapado de costado. Durante la cicatrización del injerto las plantas se mantienen en el invernadero en estructuras de propagación. (*110*) Se pueden obtener azaleas de tipo arbóreo injertando en un sitio alto las estacas enraizadas de *R. concinnum*.

Acodos. Las azaleas se acodan con facilidad. Vale la pena usar este método para obtener un número reducido de plantas, en particular de los tipos deciduos que son difíciles de propagar por estacas. Se han usado satisfactoriamente los métodos de acodo simple, en montículo, trinchera y aéreo.

Bambú (*Arundinaria, Bambusa, Dendrocalamus, Phyllostachys, Sasa* spp.). (*111, 115*) Hay unas 1000 especies de bambú agrupadas en unos 50 géneros. Se propaga con facilidad vegetativamente por división de las matas o de los rizomas jóvenes. Los mejores resultados se obtienen usando el crecimiento de 1 a 2 años de edad tomado de la periferia de la mata. Es importante que durante el trasplante se evite la desecación. El mejor material para propagación se obtiene de rizomas tomados y plantados a fines de invierno o al inicio de la primavera antes de que empiecen a abrir las yemas. (*40*)

Banksia spp. Estas plantas nativas de Australia se propagan mejor por semilla, aunque son difíciles de separar de las estructuras que las contienen. Un método para ello es remojarlas varios días en agua y luego secarlas rápidamente al sol.

Baya amarga (*Aronia arbutifolia* [L.] Pers.). Se propaga por semillas, las cuales antes de la siembra deben estratificarse unos 3 meses a 5 °C. También se pueden iniciar por estacas foliosas en invernadero, bajo niebla o por hijuelos o acodos.

Baya de nieve (*Symphoricarpos* spp.). La propagación por semillas es difícil debido a que en la cosecha tienen un endocarpo duro e impermeable y un embrión parcialmente desarrollado. Antes de la siembra se da a las semillas una estratificación cálida-húmeda, de 3 a 4 meses, seguida por una estratificación fría a 5 °C durante 6 meses. La propagación es posible también por hijuelos, división y estacas.

Baya de plata. *Véase Elaeagnus* spp.

Berberis spp. *Véase* Agracejo.

Betula spp. *Véase* Abedul.

Boj (*Buxus sempervirens* L. y *B. microphyllas* Sieb y Zucc.). Por lo común se propaga por estacas, ya sea de madera suave tomada en primavera o verano o de madera semidura tomada en otoño. Con este último procedimiento, que es empleado de ordinario, las estacas se hacen enraizar en un invernadero frío o en una cama fría durante el invierno o primavera o bajo niebla en cualquier tiempo. Con rareza se usan las semillas debido a que las plántulas crecen con mucha lentitud. Las plantas jóvenes siempre deben cultivarse en un recipiente o trasplantarse con cepellón.

Botón rojo (*Cercis* spp.). Se propaga con éxito por semilla, pero es necesario tratarla debido al letargo que resulta de una cubierta impermeable y un embrión en letargo que posee. Probablemente el mejor tratamiento es dar un remojo en ácido sulfúrico concentrado durante unos 60 min, seguido por 3 meses de estratificación a 2-4 °C. También se puede obtener buena germinación sembrando a la intemperie en otoño las semillas no tratadas.

Las estacas con hojas de madera suave enraizan con facilidad bajo niebla si se toman en primavera o a inicios del otoño. El acodado simple se ha usado con éxito. Comercialmente se usa hacer injertos de yema en T de cultivares comerciales en plántulas de *C. canadensis*, a mediados del verano.

Brezo (*Erica* spp.) y **Brecina** (*Calluna vulgaris* Hull). La propagación de estos géneros muy afines es muy parecida. Las semillas se pueden hacer germinar en cajas en invierno en el invernadero o en primavera en una cama fría sombreada en el exterior. Las estacas con hojas de madera parcialmente madura tomadas casi en cualquier época del año, pero en especial a principios del verano, enraizan con facilidad en invernadero o bajo niebla. El tratamiento con ácido indolbutírico en concentración de unas 50 ppm durante 24 h resulta útil.

Buddleia spp. *Véase* Arbusto mariposa.

Bugambilia (*Bouganvillea* spp.). Esta vistosa enredadera tropical siempre verde, que crece a la intemperie sólo en climas benignos, se propaga por estacas de madera dura tomadas en cualquier tiempo del año. Algunas cultivares que son difíciles de hacer enraizar se deben iniciar como estacas foliosas bajo niebla después de tratarlas con alguna sustancia estimuladora del enraizamiento. Se ha tenido éxito en su micropropagación por cultivo de puntas de tallo. (*26*)

Buxus spp. *Véase* Boj.

Calocedrus decurrens. *Véase* Cedro de incienso.

Callistemon spp. *Véase* Escobillón.

Calluna vulgaris. *Véase* Brezo.

Camelia (*Camelia* spp.). (*118*) Las camelias se pueden propagar por semillas, estacas, injerto o acodado. No se producen con fidelidad desde la semilla. Para perpetuar cultivares se deben usar estacas, injertos o acodos. Las plántulas se emplean en trabajos de producción de nuevas variedades, de patrones para injerto o para formar setos en donde sólo se toma en cuenta el follaje.

Propagación por semillas. Las semillas se deben recolectar en el otoño cuando las cápsulas empiezan a ponerse pardo rojizas y a abrirse, antes de que las cubiertas de las semillas se endurezcan y sean dispersadas. No se debe permitir que las semillas se sequen antes de la siembra, debiendo ésta hacerse antes de que se endurezcan las cubiertas. Si hay necesidad de almacenar las semillas durante periodos largos, se conservan satisfactoriamente mezcladas con carbón vegetal molido y guardadas en un recipiente bien cerrado colocado en un lugar fresco. Una vez que se hayan endurecido las cubiertas de las semillas, la germinación se apresura vertiendo agua caliente sobre las semillas y dejándolas en ella hasta que se enfríe unas 24 h. Como medio de germinación se utiliza tierra ácida bien drenada, rica en materia orgánica. Para obtener plantas de camelia en floración, a partir de semilla, se necesitan de 4 a 7 años.

Estacas. La mayoría de las cultivares de *C. japonica* y *C. sasanqua* se reproducen comercialmente por estacas, las cuales no enraizan con dificultad. Las estacas de *Camellia reticulata* no enraizan con facilidad y esta especie, por lo general, se propaga por injertos de hendedura o de aproximación.

Lo mejor es tomar las estacas a mediados del verano, del crecimiento de primaveta después de que la madera ha madurado algo y ha cambiado de color de verde a pardo claro. Se usan estacas de puntas, de 7.5 a 1.5 cm de largo, con dos o tres hojas terminales. El enraizamiento mejora si las estacas se tratan durante 24 h con ácido indolbutírico en concentración de 20 ppm. Lesionando la base de las estacas antes de tratarlas también puede mejorar el enraice. Las estacas enraizan mejor ya sea en una estructura cerrada o bajo niebla.

Las camelias se pueden iniciar también por estacas de hoja y yema, que se manejan en la misma forma que las estacas de tallo. En este caso se debe evitar el uso excesivo de sustancias que estimulan el enraizado debido a que pueden inhibir el desarrollo de la única yema.

Injerto. Frecuentemente las camelias se injertan no sólo para producir plantas de vivero sino también para cambiar las cultivares de las plantas viejas ya establecidas. Como patrones se usan plantas obtenidas de semilla o estacas enraizadas de *C. japonica* o *C. sasanqua* que sean vigorosas. Cualquier método de injerto de costado es adecuado.

Para injertar plantas más grandes, ya establecidas se usan tanto el método de hendedura como el de corteza, que es mejor aplicarlos en primavera, 2 o 3 semanas antes de que inicie el nuevo crecimiento vegetativo. En la época de hacer el injerto tanto el patrón como la púa deben estar en reposo. Se usan púas de varios centímetros de largo, tomadas de ramas terminales que contengan 1 o 2 hojas y varias yemas en reposo, insertándolas en la planta patrón la cual se corta de 5 a 7.5 cm arriba del nivel del suelo.

Para cultivares difíciles de hacer enraizar se usa con éxito el método de "semilla-nodriza". (*122*)

Acodo. Para obtener unas cuantas plantas adicionales de una sola planta madre, se pueden hacer acodos simples en primavera. Las ramas deben estar cerca del suelo, de preferencia que sean jóvenes y que no tengan más de 13 mm de diámetro. La formación de raíces suficientes para separarlos de la planta madre pueden requerir de 1 a 2 años.

Campsis spp. *Véase* Enredadera de trompeta.

Carpe (*Carpinus* spp.). Para la propagación por semilla, recoléctense éstas cuando las alas están todavía suaves y flexibles. No se dejen secar las semillas. Siémbrense a la intemperie en otoño o estratifíquense durante el invierno y siémbrense en primavera. Si las semillas se secan se desarrolla una cubierta dura que impide la germinación y que requiere algún tipo de escarificación antes de estratificarlas. Las cultivares se pueden injertar de púa o de yema en plántulas de la misma especie.

Carpinus spp. *Véase* Carpe.

Casuarina spp. Este árbol nativo de Australia se propaga fácilmente por semilla.

Castaño de Indias (*Aesculus* spp.). *(120)* Este árbol se puede propagar por semilla, pero para ello se requiere plantarlas con prontitud o estratificarlas después de recolectarlas en el otoño. Si las semillas pierden su aspecto ceroso y se vuelven arrugadas, se reduce su viabilidad. Para obtener una mejor germinación, las semillas se deben estratificar cuatro meses antes de la siembra a 4 °C inmediatamente después de recolectarlas. En la propagación de especies de crecimiento bajo, a menudo se usa el acodado simple en primavera o en otoño. Para cultivarse selectas se pueden usar el injerto de yema en T o de banco empleando *A. hippocastanum* como patrón. El castaño de la India enano, *A. parviflora*, se propaga mediante porciones subterráneas del tallo. Las semillas de castaño de la India son venenosas si se comen.

Catalpa (*Catalpa* spp.). Las semillas germinan con facilidad sin tratamiento previo. Se almacenan en seco durante el invierno a temperatura ordinaria y se siembran al término de la primavera. Para fines ornamentales, *C. bignonioides* "Nana" a menudo se injerta de yema o de púa en una parte alta de patrones de *C. speciosa*, obteniéndose un efecto de "árbol de sombrilla". Para ello se fuerza el crecimiento de una rama fuerte de un patrón procedente de semilla, que luego en el otoño se injerta con varias yemas a una altura de 1.5 m o más. Las especies de catalpa también se pueden propagar en verano usando estacas de madera blanda enraizadas en invernadero.

Ceanotus (*Ceanothus* spp.). Su propagación se puede hacer por semillas, estacas, acodos y a veces injertos. Las semillas deben recolectarse antes de que abran las cápsulas pues de otro modo se tiran. Las de *C. arboreus, C. cuneatus, C. jepsoni, C. megacarpus, C. oliganthus, C. rigidis* y *C. thyrsiflorus* sólo tienen un letargo de la cubierta de la semilla. Colocando éstas en agua caliente (de 82 a 87 °C) y dejándolas remojar enfriándose durante 12 a 24 h o aún hirviéndolas en agua durante 5 min, ayuda a la germinación. Para obtener la germinación de las semillas en otras especies de *Ceanothus* que tienen letargo tanto de la cubierta como del embrión, las semillas se deben sumergir en agua caliente (como se describió antes) y luego estratificarse entre 2 y 4 °C durante 2 a 4 meses.

Las estacas con hojas se pueden hacer enraizar en cualquier época comprendida entre la primavera y el otoño, en especial si se tratan con una sustancia que estimule el enraizamiento. Asimismo se obtienen buenos resultados plantando en recipientes estacas de puntas terminales de madera suave tomadas de plantas en crecimiento vigoroso.

A menudo se emplean las plántulas de *Ceanothus americanus* como patrones para injertar clones selectos.

Cedro (*Cedrus* spp.). Las semillas germinan con facilidad si no se les deja secar. No se presenta letargo, pero resulta útil antes de sembrar remojar las semillas en agua durante varias horas. Las estacas no enraizan con facilidad, pero si se toman a fines del verano o en el otoño, se tratan con una hormona estimuladora del enraizamiento y se colocan en cajas con calor en el fondo en una estructura cubierta con plástico, se obtiene algo de enraizamiento. *(55)* En la primavera se pueden injertar por enchapado de costado formas selectas en patrones obtenidos de semilla, de 1 a 2 años de edad y cultivados en macetas. Las púas deben tomarse del crecimiento terminal vigoroso de la madera de la estación en curso en vez de hacerlo de ramas laterales. Se injertan selecciones de *Cedrus atlantica* en patrones de *Cedrus deodara* obtenidos de semilla. (*36*)

Cedro de incienso (*Calocedrus decurrens* [Torr.] Florin.). Se propaga por semilla. La germinación se estimula con un periodo de estratificación de unas 8 semanas a temperaturas de 0 a 4 °C.

Celastrus *(Celastrus* spp.). Estas enredaderas son dioicas, con flores masculinas en una planta y femeninas en otra y para producir bayas atractivas los 2 tipos deben estar cercanos entre sí. Para propagarlas, se deben separar las semillas de las bayas y luego plantarse en otoño o antes de sembrarlas estratificarlas unos 3 meses a 4 °C. Los clones de sexo conocido se propagan por estacas de madera suave tomadas a mediados del verano o por estacas de madera dura tomadas en invierno. Los tratamientos con ácido indolbutírico ayudan al enraizamiento de los 2 tipos.

Celtis *(Celtis* spp.). *(177)* Generalmente se propaga por semillas, ya sea sembradas en otoño o estratificadas de 2 a 3 meses a unos 4 °C y plantadas en primavera. Antes de la estratificación, los tratamientos para ablandar las cubiertas de las semillas, como remojo en ácido sulfúrico pueden acelerarla. Los clones de 2 especies, *C. occidentalis* y *C. laevigata* (baya de azúcar) se pueden iniciar por estacas. También se han usado injertos de púa y de yema (de astilla).

Cercis spp. *Véase* Botón rojo.

Cerezo de flor (*Prunus* spp.). Los cerezos de flor comprenden a cultivares de las especies *P. serrulata, P. sargentii, P. sieboldi, P. yedoensis, P. campanulata* y *P. subhirtella.* Las plantas de *P. avium*, el cerezo Mazzard, o de *P. serrulata* obtenidas de semilla son patrones adecuados en los cuales se pueden injertar de yema en T estas formas florales, ya sea en el otoño o en primavera. *P. dropmoreana* es un patrón apropiado para *P. serrulata* "Kwanzan". *(53)* Si se puede evitar la polinización con otras especies, *P. sargentii P. campanulata* y *P. yedoensis* se reproducen con fidelidad por semilla. Las estacas con hojas de algunas de las especies de cerezos de flor se pueden hacer enraizar en porcentajes elevados si se tratan con ácido indolbutírico, pero la superviviencia posterior y la resistencia al invierno son algo difíciles.

Cinnamomum camphora. *Véase* Alcanforero.

Ciprés (*Cupressus* spp.). Las semillas tienen letargo del embrión, de tal manera que la estratificación durante unas 4 semanas a alrededor de 2 a 4 °C mejora la germinación. Se pueden hacer enraizar estacas si se toman en los meses de invierno. Los tratamientos con ácido indolbutírico a razón de 60 ppm durante 24 h ayudan al enraizamiento. A menudo se practica en primavera el injerto enchapado de costado de formas selectas en patrones de cupressus obtenidos por semilla.

Ciprés calvo (*Taxodium distichum* [L.] Rich.). El ciprés calvo se propaga por semillas, que se deben sembrar en el otoño o estratificarse a 5 °C durante 90 días.

Ciprés falso. *Véase* Chamaecyparis.

Ciprés Leyland (X *Cupressocyparis leylandii*). *(4, 176)* este híbrido biogenérico de *Cypressus macrocarpa* y *Chaemacyparis nootkatensis* se propaga por estacas, enraizadas bajo niebla con calor en el fondo. Las estacas se pueden tomar en cualquier tiempo, desde fines del invierno hasta el otoño y se deben tratar con IBA a razón de 3000 ppm.

Clematis (*Clematis* spp.). *(47, 48)* Clematis se puede propagar por semillas, estacas, injerto, división de raíces o acodos. Las semillas de agunas especies de clematis tienen letargo del embrión, de tal manera que puede ayudar a la germinación estratificarlas de 1 a 3 meses a alrededor de 4 °C. Probablemente clematis se propague mejor por estacas tomadas de plantas jóvenes, que bajo niebla enraizan en unas 5 semanas. Se obtienen resultados satisfactorios con la madera joven de entrenudos cortos tomada en primavera, pero es más común usar madera parcialmente madurada tomada de fines de primavera a fines de verano. Asimismo, las estacas de hoja con yema tomadas a mediados del verano enraizan con facilidad bajo niebla. El tratamiento con ácido indolbutírico es útil. Por lo general, los híbridos de flores grandes se injertan de raíz por los métodos de hendedura, enchapado de costado o alguno similar (*143*) en primavera en patrones de *C. flammula, C. vitalba* o *C. viticella* obtenidos de semillas. Estos injertos se plantan profundos, formándose las raíces en la púa y sierviendo el patrón como raíz nodriza. Cuando sólo se necesitan unas cuantas plantas, el acodado de varas largas da resultados satisfactorios.

Corno o cornejo (*Cornus* pp.). Las semillas tienen diversos tipos de letargo. Aquellas del popular corno de flor (*C. florida*) requieren que se siembren en otoño o un periodo de estratificación de unos 4 meses a 4 °C. Los mejores resultados se obtienen si las semillas se recolectan tan pronto como el fruto empieza a colorearse y se siembran o estratifican de inmediato. Si se dejan secar, es mejor separar las semillas del fruto y remojarlas en agua. Otras especies requieren,

además, un tratamiento para remojar las cubiertas de sus semillas, resultando afectiva una estratificación por 2 meses a temperaturas diarias fluctuantes (de 21 a 30 °C), seguida por 4 a 6 meses entre 0 y 4 °C. En algunas especies, el periodo de estratificación cálida puede sustituirse por escarificación mecánica o remojo en ácido sulfúrico.

Algunos cornus se pueden iniciar con facilidad por estacas. Las de *C. florida* mejorarán a fines de primavera o a inicios del verano del crecimiento nuevo, después de la floración y luego ponerlas a enraizar bajo niebla. Tratando las estacas con una solución de ácido indolbutírico de 20 000 ppm, se ha obtenido buen enraizamiento. Las estacas de madera dura tomadas en primavera enraizan con éxito en algunas especies, como *C. alba*

C. florida "Rubra" se puede hacer enraizar con éxito si las estacas se toman a principios de verano después del segundo periodo de crecimiento y se ponen a enraizar bajo niebla en una mezcla de musgo turboso-arena de 1:3 o de perlita-turba, 3:2 (*145*) después de tratarlas con IBA a razón de 3000 ppm. En climas fríos, para asegurar la supervivencia en el invierno siguiente, las estacas colocadas en macetas se deben conservar en camas frías calentadas para mantener una temperatura de 0 a 7 °C.

Los tipos seleccionados, como el corno de flor roja *C. florida* "Rubra" y las formas pénduladas, difíciles de propagar por estacas, a menudo se reproducen por injerto de yema en T a fines del verano o por injerto de empalme en invernadero durante el invierno, en patrones de C. florida obtenidos de semilla. *(29)*

Cotinus coggygria. *Véase* Arbol de humo.

Cotoneaster (*Cotoneaster* spp.). *(59)* Las semillas se deben remojar unos 90 min en ácido sulfúrico concentrado y luego estratificarse durante 3 a 4 meses a 4 °C. Como sustituto del tratamiento con ácido se puede usar estratificación cálida, húmeda (15 a 24 °C) por un periodo de 3 a 4 meses, que debe ser seguida por el tratamiento de estratificación en frío. Las estacas con hojas de la mayoría de las especies, tomadas en primavera o en verano enraizan bajo niebla sin mucha dificultad. Los tratamientos con ácido indolbutírico resultan útiles. El cotoneaster se puede injertar de yema en un sitio alto de un peral de vivero para producir un cotoneaster de "árbol", debiéndose usar un peral resistente a la mancha de fuego como "Old Home". También se puede propagar por acodos simples.

Crataegus (*Crataegus* spp.). *(35)* Crataegus tiende a reproducirse fielmente por semilla. Se presenta un marcado letargo debido a la combinación de una cubierta impermeable de la semilla y a condiciones del embrión. Probablemente el mejor procedimiento para obtener una germinación rápida es la estratificación de semillas recién recolectadas y limpiadas en musgo turboso húmedo durante 3 a 4 meses a 21-27 °C (o tratamiento con ácido sulfúrico) seguida por estratificación durante 5 meses a unos 4 °C. La siembra a principios del verano proporciona esas condiciones en forma natural, presentándose la germinación en la primavera siguiente. Las semillas no tratadas pueden necesitar de 2 a 3 años para germinar. Las semillas de algunas especies de *Crataegus* no tienen cubierta impermeable de la semilla, de tal manera que resulta innecesario el periodo inicial de almacenamiento a temperatura elevada. Debido a que los crataegus desarrollan una raíz principal larga, el trasplante sólo se hace con éxito en plantas jóvenes.

Los clones selectos se pueden injertar de yema en T o de raíz en patrones de *C. crus-galli* o *C. coccinea* obtenidos de semilla para los tipos americanos (de hoja entera) o en plántulas de *C. laevigata* o *C. monogyna* para los tipos europeos (de hoja recortada).

Criptomeria japonesa (*Chryptomeria japonica* [L. f] D. Don). Se puede propagar por semillas o por estacas. Las semillas no deben secarse. Las estacas, de 5 a 15 cm de largo, se deben tomar de madera verde en un estado de madurez en que se rompen con un tronido al doblarlo. Se ponen a enraizar en arena con calor en el fondo, conservando a las estacas sombreadas y frescas. Después de que se empiezan a formar las raíces, en unas 2 semanas, hay que proporcionar más luz y trasplantarlas a macetas cuando las raíces tienen unos 13 mm de largo. Los tratamientos con ácido indolbutírico estimulan el enraizamiento.

Cupressocyparis leylandii. *Véase* Ciprés Leyland.

Cytisus spp. *Veáse* Escoba.

Chaenomeles spp. *Véase* Membrillero de flor.

Chamaecyparis (*Chamaecyparis* spp.). Ciprés falso. Despúes de recolectarlas en otoño, las semillas se deben secar cuidadosamente en un cuarto caliente o en un horno a temperatura de 32 a 43 °C. La estratificación a unos 4 °C durante 2 a 3 meses ayuda a la germinación. Las estacas de la mayoría de las especies no son difíciles de hacer enraizar, en particular, si se usan las formas juveniles. Se pueden tomar en otoño o invierno y ponerse a enraizar en una estructura cerrada en el invernadero, usando ramas laterales del crecimiento de la estación en curso. Los tratamientos con ácido indolbutírico resultan de utilidad. *(98)*

Chionanthus. *Véase* Arbol de flecos.

Chopo. *Véase* Alamo.

Dafne (Daphne spp.). *(20, 24)* Dafne puede ser propagada por semillas, estacas de tallo y de hoja con yema, acodos e injertos. Las semillas se deben sembrar al cosecharse o si se secan, escarificarlas y luego darles un periodo de tratamiento húmedo-frío antes de plantarlas. Probablemente dafne se propaga mejor por estacas foliosas colocadas en un medio de arena y musgo turboso (2:1) bajo vidrio o niebla. Las estacas se toman en verano del crecimiento de la estación en curso parcialmente madurado. A menudo resultan útiles las sustancias que estimulan el enraizamiento. Las dafnes no se trasplantan con facilidad y sólo deben moverse cuando están jóvenes; si se comen las bayas son muy venenosas.

Delonix regia. *Véase* Tabachín.

Deutzia (Deutzia spp.). Deutzia se propaga con facilidad, ya sea por estacas de madera dura, plantadas en primavera en los surcos del vivero o por estacas de madera suave en invernadero o bajo niebla en el verano.

Diosma (*Ericoides* L.). Soplo del cielo. Se propaga por estacas con hojas tomadas en el verano y enraizadas en invernadero o bajo niebla.

Eleagnus (*Eleagnus* spp.). Olivo ruso, Baya de plata. Las semillas plantadas en primavera germinan con facilidad después de un periodo de estratificación de 3 meses a 4 °C. Con la remoción del hueso (endocarpo) de las semillas de la baya de plata (*E. commutata*) se obtuvo un 90% de germinación de semillas no estratificadas, aparentemente debido a la presencia de un inhibidor en el endocarpo. *(32)* Las semillas del olivo ruso, *E. angustifolia* se deben tratar con ácido sulfúrico durante 30 a 60 min antes de sembrarlas en otoño o estratificarlas. Esta especie

se puede iniciar también por estacas de madera dura plantadas en primavera. Asimismo se ha tenido éxito con estacas de raíz y con acodados. Las estacas foliosas de la especie siempre verde *E. pungens,* enraizan si se toman en el verano y se inician en invernadero o bajo niebla.

Enebro (*Juniperus* spp.). *(81, 94, 151)* Los enebros, por lo general, se propagan por estacas, pero algunos casos los tipos difíciles de hacer enraizar se injertan en patrones de semilla. Las formas postradas, de porte bajo, se acodan con facilidad.

Propagación por semilla. De ordinario se usan plantas del cedro rojo, *Juniperus virginiana* o de *J. chinensis* obtenidas de semilla como patrones para injertar clones ornamentales.

Las semillas se deben recolectar en el otoño tan pronto como maduren los conos de tipo baya. Para lograr una mejor germinación, las semillas se deben separar de los frutos y tratarse luego durante 30 min con ácido sulfúrico, antes de estratificarlas durante 4 meses a 4 °C. En lugar del tratamiento con ácido se pueden usar de 2 a 3 meses de estratificación cálida a temperaturas de 21 a 30 °C o la siembra en verano. Como una alternativa a la estratificación en frío, se pueden sembrar las semillas en otoño. La germinación es retardada por temperaturas superiores a 15 °C. La viabilidad de las semillas varía considerablemente de un año a otro y entre los distintos lotes, pero nunca es mucho mayor de 50%. La semilla tratada, por lo general, se siembra en primavera, ya sea en camas exteriores o en cajas en el invernadero. Se necesitan de 2 a 3 años para obtener plantas de tamaño adecuado para injertar.

Estacas. Las estacas de los tipos desparramados, postrados de enebro, enraizan con más facilidad que aquellas de los tipos erectos. Las estacas se hacen de 5 a 15 cm de largo, tomándolas de puntas del crecimiento lateral nuevo arrancadas de ramas más viejas, dejando una pequeña cantidad de madera vieja (un talón) adherida en la base de la estaca. Algunos propagadores piensan que esto resulta ventajoso. En otros casos se han obtenido buenos resultados cuando las estacas se han cortado sin el talón de madera vieja. El crecimiento terminal de la madera de la estación en curso también enraiza bien.

Las estacas que se van a enraizar en invernadero se toman en cualquier tiempo del invierno. *(102)* Al parecer, exponiendo las plantas madres a temperaturas inferiores a 0 °C se obtiene mejor enraizamiento. Para la propagación en una cama fría al exterior, las estacas se toman a fines del verano o a principios de otoño. A veces resulta útil lesionar ligeramente la base de las estacas y la aplicación de sustancias estimuladoras del enraizamiento, en particular ácido indolbutírico, es benéfico. Como medios de enraice resultan satisfactorios, la arena de grueso mediano o una mezcla 1:1 de perlita y musgo turboso. Durante las primeras 4 a 6 semanas resulta más adecuada una temperatura del invernadero de alrededor de 15 °C. Es conveniente mantener un ambiente húmedo sin humedecer excesivamente a las estacas, así como una intensidad luminosa relativamente alta. Se puede usar una niebla intermitente ligera. En calor en el fondo, de unos 27 °C, ayuda al enraizamiento.

Injerto. *(133)* En el otoño se extraen del semillero, para usar como patrones, plántulas vigorosas, con el tronco recto, más o menos del grueso de un lápiz y se plantan en macetas pequeñas que contengan musgo turboso y se mantienen en un invernadero frío y seco. También se pueden usar plántulas pasadas a macetas con anterioridad, en primavera. Unos 30 días después, se calienta el invernadero y se mantiene a las plantas bien regadas. Este procedimiento estimula el desarrollo, de tal manera que en 1 o 2 semanas se reanuda la actividad de las raíces de las plantas, quedando éstas en condiciones de ser injertadas.

Las púas se deben seleccionar del crecimiento de la estación en curso, tomándolas de plantas vigorosas, sanas, y, de preferencia, del mismo diámetro de las que se va a injertar. Si se

mantiene en una atmósfera saturada, el material para púas se puede almacenar a temperaturas de -1 a 4 °C durante varias semanas, hasta que se use.

De ordinario se injertan por los métodos de enchapado de costado o de enchapado. Las plantas injertadas se colocan en un banco de invernadero que se llena con musgo turboso hasta una profundidad suficiente para cubrir la unión. La temperatura alrededor de ésta debe mantenerse tan constante como sea posible a 24 °C, con una humedad relativa de 85% o más alrededor de la parte superior de las plantas. Se debe usar un invernadero ligeramente sombreado para evitar quemaduras a los injertos. Estos cicatrizan adecuadamente en 2 a 8 semanas, después de las cuales se pueden bajar la temperatura y la humedad. Entonces se corta el patrón arriba de la unión de injerto para permitir que se desarrolle la púa.

Erica spp. *Véase* Brezo.

Escalonia (Escallonia spp.). Esta planta se propaga con facilidad por estacas con hojas tomadas después en un periodo de crecimiento. Las estacas enraizan bien bajo niebla y responden marcadamente al tratamiento con ácido indolbutírico.

Escoba (*Cytisus* spp.). Las semillas de muchas especies germinan satisfactoriamente si se recolectan tan pronto como maduran y antes de sembrarlas se tratan con ácido sulfúrico para suavizar las cubiertas duras de las semillas. Se obtienen mejores resultados si las semillas se hacen germinar en un sitio cálido y luego se cambian a un lugar más fresco cuando las plántulas tengan varios centímetros de altura. Como las diversas especies de Cytisus se cruzan entre sí con facilidad, las plantas madres que se usen como fuentes de semilla deben mantenerse aisladas.

Las estacas se pueden hacer enraizar con bastante facilidad bajo niebla a mediados del verano si se tratan con ácido indolbutírico y se les aplica calor en el fondo.

Escobillón (*Callistemon* spp.). Aunque las semillas germinan sin dificultad, se debe evitar usar las plántulas procedentes de ellas debido a que muchas resultan sin valor como ornamentales. El método de propagación preferido es por estacas, con hojas de madera parcialmente madurada tomada de cultivares selectas, que enraizan con bastante facilidad en invernadero.

Espina de fuego. *Véase* Piracanta.

Espino cerval (*Rhamnus* spp.). Se puede propagar por semillas sembradas al exterior en el otoño. Macérense los frutos y límpiense las semillas. Aquellas de algunas especies es posible que germinen mejor si antes de plantarlas se les da un tratamiento de 20 min con ácido sulfúrico.

Eucalipto (*Eucalyptus* spp.). *(33, 131)* El eucalipto se propaga casi en su totalidad por semillas plantadas en primavera. Las cápsulas maduras se recolectan justamente antes de que estén listas para abrirse. En la mayoría de las especies no se presentan condiciones de letargo y las semillas pueden germinar inmediatamente después de la maduración. Sin embargo, las semillas de algunas especies como *E. dives, E. niphophila* o *E. pauciflora* para su mejor germinación necesitan estratificarse unos 2 meses alrededor de 4 °C. Las plántulas de eucalipto son muy susceptibles al ahogamiento. Por lo general, las semillas se plantan en cajas con suelo esterilizado, colocadas en un sitio sombreado. De las cajas se trasplantan a macetas pequeñas, de las cuales luego se pasan a los surcos del vivero. Las raíces de los árboles jóvenes no toleran la sequía, de tal manera que las plantas jóvenes se deben tratar como plantas cultivadas en macetas. Las semillas se pueden sembrar directamente en las macetas en las que las plántulas se dejan crecer hasta que se les planta en su sitio permanente. *(67)*

El eucalipto es difícil de propagar por estacas, pero se puede obtener un buen enraizamiento. Por ejemplo, con estacas foliosas de *E. camaldulensis* tomadas temprano en la primavera de brotes que salían de la base de árboles jóvenes, lesionados, tratados con una solución de 4000 ppm de IBA más NAA 1:1 colocadas en perlita, bajo niebla y con calor en el fondo de 21 °C, se obtuvo un 65% de enraizamiento. *(49)*

Eucalyptus ficifolia se ha injertado con éxito usando un método de cuña de costado en patrones jóvenes, vigorosos de *Eucalyptus* obtenidos de semilla, cultivados en macetas y colocados en condiciones de humedad elevada después del injerto. El empleo de púas tomadas de ramas se habían anillado cuando menos un mes antes en que aumentó el éxito. *(141)*

Euonimus (*Euonymous* spp.). *(61)* para una germinación satisfactoria es necesario estratificar las semillas durante 3 a 4 meses a temperaturas de 0 a 10 °C. Las semillas deben separarse del fruto e impedir que se sequen. Euonimus se inicia con facilidad por estacas de madera dura tomadas a principios de primavera para las especies deciduas y por estacas foliosas de madera semidura bajo niebla o invernadero, tomadas después de que ha madurado parcialmente un ciclo de crecimiento, para los tipos siempre verdes. El acodado también es efectivo.

Euphorbia pulcherrima. *Véase* Flor de Nochebuena.

Fagus spp. *Véase* Haya.

Flor de Nochebuena (*Euphorbia pulcherrima* Willd.). *(43, 100, 104)* El procedimiento usual de propagación es por estacas con hojas enraizadas bajo niebla. La aplicación de sustancias estimuladoras del crecimiento en concentraciones bajas resulta útil. Como fuente de estacas se deben usar plantas madres que tengan un desarrollo moderado. El control de las enfermedades es de mucha importancia, debiendo seguirse procedimientos sanitarios durante toda la operación a fin de que las raíces no sean disturbadas. Las estacas se pueden hacer enraizar en el invernadero desde la primavera hasta el otoño. Las hojas son muy venenosas.

Forsitia (*Forsythia* spp.). Se propaga con facilidad por estacas de madera dura plantadas en el vivero a principio de primavera o por estacas con hoja de madera suave tomadas a fines de primavera y enraizadas en condiciones de alta humedad.

Fraxinus spp. *Véase* Fresno.

Fresno (*Fraxinus* spp.). Las semillas de la mayoría de las especies germinan si se estratifican durante 2 a 4 meses a 4 °C. Las semillas de *F. excelsior, F. nigra* y *F. quadrangulata* deben someterse a almacenamiento en húmedo a temperatura ambiente durante 1 a 3 meses y después de 5 a 6 meses a unos 4 °C. Las plantas de *F. excelsior* y *F. ornus* procedentes de semilla, por lo general, se usan como patrones para injertar de púa o de yema cultivares de fresno.

Fucsia (*Fuchsia* spp.) Aretillo. *(163)* Se propaga con facilidad por estacas foliosas mantenidas en condiciones húmedas. Las raíces se desarrollan en 2 a 3 semanas.

Gardenia (*Gardenia jasminoides* Ellis). Jazmín del cabo. Se pueden hacer enraizar estacas de puntas de ramas foliosas en el invernadero o bajo niebla desde el otoño hasta la primavera. Un buen medio de enraíces es una mezcla 1:1 de arena y musgo turboso. Las gardenias son difíciles de trasplantar y sólo deben moverse cuando están pequeñas.

Ginkgo (*Ginkgo biloba* L.). *(107)* Este "fósil viviente", que el registro geológico muestra que existió en la tierra hace 150 millones de años en la era de los dinosaurios, se puede propagar

por semilla. Un procedimiento satisfactorio es recolectar los "frutos" a mediados del otoño, separar la pulpa y empacar las semillas limpias en capas de arena húmeda durante 10 semanas a temperaturas de 15 a 21 °C para permitir que los embriones acaben de desarrollarse. Después de esto, las semillas necesitan un periodo de estratificación de varios meses a unos 4 °C. Las plántulas producen árboles masculinos o femeninos, pero el sexo no se puede determinar sino hasta que el árbol florea, después de unos 20 años. Los frutos de tipo "ciruela" de los árboles femeninos tienen un olor desagradable por lo cual sólo se usan árboles masculinos para ornato. Por esta razón no se debe emplear la reproducción por semilla, siendo aconsejable reproducirlo por estacas de árboles masculinos. Las estacas de madera suave tomadas a principios del verano se pueden hacer enraizar en invernadero o bajo niebla si se les trata con ácido indolbutírico. La propagación comercial se hace injertando de yema por los métodos de T o de astilla yemas de árboles masculinos en plantas obtenidas de semilla.

Gleditsia triacanthos. *Véase* Acacia traicanta.

Grevillea spp. Estos árboles o arbustos australianos se propagan por semillas o por estacas. Las estacas de las especies de porte bajo enraizan con facilidad, pero aquellas de especies de mayor tamaño, como *G. robusta,* roble de seda es mejor propagarlas por semilla. Tómense las estacas de fines de verano a principios de invierno.

Hamamelis *(Hamamelis* spp). *(106)* Se propaga por semillas, injertos de yema, *(136)* injertos de púa o por acodado. La propagación por estacas es difícil pero posible. Las semillas se recolectan y se plantan al exterior a principios de otoño. Evítese que se sequen las semillas. Las semillas de *H. japonica* se deben remojar durante una semana cambiando el agua diariamente. Las cultivares de *H. mollis, H.* × *intermedia* y *H. japonica* se propagan injertándolas de yema o de púa en patrones de *H. virginiana* obtenidos de semilla. Las estacas con hojas de *H. mollis, H. virginiana, H. japonica* y *H. vernalis* se pueden enraizar bajo niebla dándoles un tratamiento con ácido indolbutírico a razón de 8000 ppm. Sin embargo, su supervivencia en el invierno constituye un problema. *(99)*

Haya (*Fagus* spp.). Las semillas germinan con facilidad en primavera si se han sembrado en otoño o después de estratificarlas 3 meses a unos 4 °C. No se debe permitir que se sequen las semillas. Los clones selectos se injertan con los métodos de hendedura, de empalme o enchapado de costado en plántulas de *F. sylvatica,* el haya europea. Los frecuentes trasplantes hacen necesario podar la raíz de los arboles en vivero. Para evitar el desarrollo de una raíz primaria larga, que dificultaría los trasplantes posteriores. *(36)*

Hebe (*Hebe* spp.). Verónica. Se propaga por semillas, estacas foliosas en verano bajo niebla o por acodos.

Hedera helix. *Véase* Hiedra inglesa.

Heteromeles arbutifolia (Ait.) M. J. Roemer, Toyon, Baya de Navidad. Usualmente se propaga por semillas que requieren un largo periodo de estratificación (3 meses) o sembrando al exterior en otoño para que en invierno se enfríen las semillas. Las estacas de madera suave de puntas de ramas tomadas a mediados de primavera, tratadas con IBA en talco al 8% y colocadas bajo niebla enraizan. *(66)* También se pueden propagar por acodos.

Hibisco *(Hibiscus syriacus* L.). Althea, Rosa de Sharon. Se propaga con facilidad, ya sea por estacas de madera dura en los surcos del vivero en primavera o por estacas de madera suave en

verano en invernadero. De los brotes laterales se obtiene buen material para estacas. Las estacas de madera suave responden bien al tratamiento con ácido indolbutírico.

Hibisco chino *(Hibiscus rosa-sinensis* L.). *(64)* Se puede propagar por semillas, estacas, injertos de yema o de púa, división y acodos aéreos.

Propagación por estacas. Las estacas enraizan con facilidad. En la mayoría de las cultivares las ramas terminales de madera parcialmente madurada tomadas en primavera o en verano, por lo general, enraizan en unas 6 semanas. También se pueden usar estacas con hojas. El enraizamiento se debe hacer en una cama de niebla o cubierta con vidrio. El enraizamiento se vuelve más malo a medida que la planta madre envejece. La reducción de la luz conduce a un mejor enraizamiento.

Injertos. Se emplean como patrones cultivares de crecimiento vigoroso que son resistentes a las plagas del suelo y que se pueden iniciar fácilmente por estacas, como "Single Scarlet", "Dainty", "Euterpe" o "Apple Blossom". Algunos clones forman plantas mucho mejores cuando se injertan en estos patrones que cuando crecen en sus propias raíces, propagados por estacas. El injerto de empalme en primavera o los injertos de hendedura o de costado, practicados a fines de primavera o principios de verano, tiene éxito. Se injertan púas del crecimiento de la estación en curso en estacas enraizadas aproximadamente del mismo tamaño. *(147)*

Injertos de yema. A veces se practica el injerto de T invertida, por lo general, en primavera, aunque tiene éxito en cualquier época del año en que se desprenda la corteza.

Acodo aéreo. El acodo aéreo se practica en primavera o verano, en especial, para cultivares difíciles de iniciar por raíces. Las raíces se forman en unas 6 a 8 semanas.

Hiedra inglesa (*Hedera helix* L.). La hiedra inglesa se propaga con facilidad haciendo enraizar estacas de la forma juvenil (no fructífera, de hojas lobadas). En ocasiones se injerta en patrón de *Fatshedera lizei (Fatsia japonica / Hedera helix). Acanthopanax sieboldianus* es un portainjerto apropiado en donde puede producirse pudrición de la raíz por humedad excesiva del suelo.

Hierba de San Juan (*Hypericum* spp.). Se propaga con facilidad por estacas de madera suave tomadas a fines de verano de puntas de ramas del crecimiento en curso y se hacen enraizar con alta humedad o bajo niebla.

Hortensia (*Hydrangea* spp.). *(114, 134)* Se propaga fácilmente por estacas de madera suave con hojas tomadas a mediados de primavera. Prosperan bien bajo niebla y responden en forma marcada a los tratamientos con ácido indolbutírico. Si el material de propagación escasea se pueden emplear estacas de hoja y yema. A menudo se utilizan estacas de madera dura plantadas a principios de primavera para propagar *H. paniculata* "Grandiflora".

Hypericum spp. *Véase* Hierba de San Juan.

Ilex spp. *Véase* Acebo.

Jacaranda (*Jacaranda acutifolia* Humb. & Bonpl.). *(167)* Se propaga con facilidad por semillas tomadas de las cápsulas. No se emplea la propagación vegetativa.

Jazmín (*Jasminum* spp.). El jazmín se propaga sin dificultad por estacas con hojas de madera semidura tomadas a fines del verano y puestas a enraizar bajo vidrio. También se pueden usar el acodado y los hijuelos.

Jazmín del cabo. *Véase* Gardenia.

Jazmín de estrella chino *(Trachelospermum jasminoides* [Lindl.] Lem.). Las estacas con hojas de madera madurada parcialmente enraizan con facilidad, en particular cuando se colocan bajo niebla y se tratan con alguna sustancia estimuladora de enraizamiento.

Kalmia spp. *Véase* Laurel.

Koelreuteria. *Véase* Arbol de la lluvia de oro.

Laburnum (*Laburnum* spp.). Cadena dorada. Se propaga por semillas o acodos. Las cultivares se propagan por injertos de yema o de púa en patrones de laburnum obtenidos de semilla. Las semillas son venenosas si se comen.

Lagerstroemia indica. *Véase* Mirto crepé.

Laurel *(Kalmia* spp.). *(44, 88, 89)* Los laureles se propagan con facilidad por semillas germinadas a unos 20 °C. La germinación de las semillas de *K. latifolia* se estimula con estratificación en frío durante 8 semanas o con remojo de 12 h en una solución de ácido giberélico de 200 ppm. Las cultivares de *Kalmia* se pueden propagar por estacas foliosas bajo niebla o en estructuras cubiertas de polietileno, *(44, 57)* por injertos de hendedura o de costado o por acodamiento. Las estacas de algunas selecciones de *Kalmia* responden a las aplicaciones de hormonas que estimulan el enraizamiento mientras que otras no lo hacen.

Leptospermum spp. Arbol de té. Algunas especies de estos árboles nativos de Australia se deben propagar por semilla. Las cultivares de otras especies, como *L. scaparium*, se pueden propagar con facilidad por estacas.

Libocedrus decurrens. *Véase* Cedro de incienso.

Ligustrum spp. *Véase* Trueno.

Lila francesa híbrida (Cvs. de *Syringa vulgaris*). *(30, 41, 69, 168)* La propagación comercial de lilas se hace por injertos de púa o de yema en patrones de trueno de California (*Ligustrum ovalifolium*) o trueno de Amur (*L. amurense*) obtenidos por estacas o en patrones obtenidos de semilla de lilas o de fresno verde (*Fraxinus pennsylvanica*). Se pueden hacer enraizar las estacas de lila si se presta la atención debida a la época en que se ejecuta la operación. El acodado o la división de plantas son bastante satisfactorias sólo cuando se necesitan unas cuanta plantas. La lila púrpura común se propaga por hijuelos de raíz.

Propagación por semilla. Las plantas obtenidas de semillas se usan en su mayor parte como portainjertos o para hibridaciones. Las cultivares de lila no se reproducen fielmente por semilla. Las semillas necesitan plantarse en el otoño en el exterior o someterlas a un periodo de estratificación de 40 a 60 días a unos 4 °C a fin de obtener una buena germinación.

Estacas. De ordinario en las lilas sólo se puede obtener un buen enraizamiento de estacas empleándolas con hojas tomadas en un periodo corto después de que empieza el crecimiento en primavera. Cuando los nuevos brotes verdes llegan a 10-15 cm de largo se deben cortar y preparar para estacas. Como en esta etapa están muy suculentos, es difícil impedir que se marchiten. En una cama de propagación bajo niebla el enraizamiento ocurre en 3 a 6 semanas, debiéndose usar un medio de enraice bien drenado. El enraizamiento también puede obtenerse en una cama de invernadero cubierta con polietileno y con calor en el fondo. Las aspersiones de captano (2 cucharadas en 3.7 L de agua) ayudan a evitar el ataque de hongos. El empleo de ácido indolbutírico a razón de unas 80 ppm durante 24 h ha producido un buen enraizamiento, al igual que la inmersión en una preparación de 0.8% de IBA en talco. Las estacas se pueden hacer enraizar en camas de niebla colocadas al exterior. *(69, 84)*

Injertos de púa y de yema. Debido a la dificultad con que enraizan las lilas y el hecho de que las estacas se deben tomar en una época definida de la primavera, a menudo en la época de mayor ocupación del viverista, muchos productores prefieren recurrir al injerto.

Cuando se usan como patrones el trueno o el fresno verde, las lilas pueden mostrar síntomas de incompatibilidad, pero si los injertos se plantan profundo, se desarrollan con rapidez raíces de las lilas y pronto se convierten en el sistema radical predominante de las plantas. En ocasiones se emplean, como portainjertos, plantas de *Syringa vulgaris* obtenidas de semilla, pero si tales hijuelos surgen de estos patrones hay dificultad para distinguirlos de la copa de lilas híbridas selectas. Así, la planta se convierte en una mezcla de crecimiento del patrón y de la púa. Sin embargo, si el trueno llega a producir hijuelos, se pueden identificar con facilidad y suprimirse. En todo caso es mejor plantar lilas en "raíces propias", ya sea como estacas enraizadas o con la "raíz nodriza" de trueno o de lila ya removida.

El injerto se hace en el invierno, usando plantas portainjertos que han sido extraídas y llevadas al interior. Se usa para púas madera vigorosa de un año de edad, tomada de plantas que se han podado fuertemente y se han fertilizado con abundancia para inducir ese crecimiento. Se pueden emplear diferentes métodos, como el de costado o el de ensamble. También se practica el injerto de hendedura en trozos de raíz de trueno y tiende a eliminar el ahijamiento subsiguiente del patrón.

Injerto de yema en T. En ocasiones se practica a fines de verano o a inicios del otoño el injerto de yema en T, insertando la yema de lila abajo del nivel del suelo en patrones de estaca o de plántula de trueno de un año de edad. En la primavera siguiente el patrón de trueno se corta arriba de la yema y se amontona tierra alrededor del tallo a medida que se va desarrollando para estimular en enraizamiento subsecuente de la lila. A menos que se haga esto, la planta vivirá poco.

Acodos. El acodado simple de brotes de un año que salen de la base de plantas que están creciendo en raíces propias proporciona un método fácil de propagación cuando sólo se necesitan pocas plantas. También se tiene éxito con los acodos aéreos en ramas de 1 o 2 años.

Liquidámbar *(Liquidambar styraciflua* L.) Ocozote. Su propagación se hace por semillas, que se recolectan en el otoño, sin dejar que se sequen. Se recomienda estratificarlas de 1 a 3 meses alrededor de 4 °C para superar el letargo de la semilla. Se injertan clones selectos de púa o de yema en T a mediados de verano en plantas de *L. styraciflua* obtenidas de semilla. También se puede propagar por estacas de raíz.

Se pueden hacer enraizar a mediados del verano estacas con hojas de madera parcialmente madura. Los tratamientos con ácido naftalenacético han resultado provechosos.

Liriodendron tulipifera. *Véase* Tulipero.

Lonicera spp. *Véase* Madreselva.

Madreselva (*Lonicera* spp.). Las semillas presentan una variación considerable en sus condiciones de letargo, teniendo algunas especies letargo tanto de las cubiertas de la semilla como del embrión, otras, sólo del embrión y, otras más, no lo muestran. Esta variabilidad se presenta también entre lotes de semillas diferentes de la misma especie. En *L. tatarica* algunos lotes de semilla no la tienen. Sin embargo, para obtener una germinación rápida se recomienda estratificarlas de 2 a 3 meses a unos 4 °C. Las semillas de *L. hirsuta* y de *L. oblongifolia* deben someterse a 2 meses de estratificación cálida (de 21 a 30 °C) seguidos por 2 a 3 meses de estratificación a unos 4 °C.

La mayoría de las especies de madreselva se propagan con facilidad, ya sea por estacas de madera dura en primavera o por estacas foliosas de madera suave cultivadas en verano bajo vidrio o niebla. El acodado de los tipos de enredadera, como la madreselva "Hall's" es muy fácil, formándose raíces en cualquier parte que las varas que queden enterradas en suelo húmedo.

Madroño del Pacífico (*Arbutus menziesii* Pursh.). Este árbol siempre verde de la Costa del Pacífico, de ordinario es propagado por semillas que se estratifican a temperaturas de 2 a 4 °C durante 3 meses. Las plántulas se inician en cajas y luego se pasan a macetas. Son difíciles de trasplantar y deben colocarse en su sitio definitivo cuando no se pasen de 45 cm de altura. Se pueden propagar también por estacas, acodos e injerto.

Magnolia (*Magnolia* spp.). (*2, 9, 25*) En la propagación de las magnolias se utilizan semillas, estacas, injertos y acodos. Los árboles de magnolia de vivero son difíciles de trasplantar, de tal manera que deben cultivarse en recipientes o trasplantarse con cepellón, pero, sólo a principios de primavera.

Propagación por semillas. Las semillas de magnolia se recolectan en el otoño tan pronto como sea posible, después de que madure el fruto, cuando en todo el mismo son visibles las semillas rojas. Después de limpiadas, las semillas se deben sembrar de inmediato en el otoño o estratificarlas antes de la siembra en primavera durante 2 a 3 meses a unos 4 °C. Dejar secar las semillas en cualquier tiempo puede ser perjudicial. Después de la siembra no se debe dejar que se seque el medio de germinación. Las semillas de *M. grandiflora* y tal vez también las de otras especies pierden viabilidad si se almacenan durante el invierno a temperatura ordinaria. Si se necesita guardarlas por un tiempo largo, deben conservarse a una temperatura de 0 a 4 °C en recipientes sellados.

Las plántulas de magnolia crecen con rapidez y, por lo general, están suficientemente grandes para ser injertadas al final de la primera temporada. El trasplante debe hacerse al mínimo, ya que retrasa a las plantas.

Estacas. Algunas especies, como *M. soulangeana* y *M. stellata* se propagan comercialmente con éxito por estacas de madera suave con hojas. Estas pueden tomarse desde fines de primavera hasta fines de verano después de que ha cesado el crecimiento terminal y la madera ha madurado parcialmente.

Se puede obtener un excelente enraizamiento si las estacas se toman de plantas muy jóvenes, se lesionan en la base, se tratan con una sustancia estimuladora del enraice y se plantan en arena en cajas de niebla colocadas en el exterior. En esas condiciones el enraizamiento se efectúa con rapidez y en altos porcentajes, presentándose pocos problemas de enfermedades.

Las estacas con hojas de *M. grandiflora* tomadas de fines de primavera a fines de verano, lesionadas y tratadas con ácido indolbutírico a razón de 5000 a 20 000 ppm han enraizado bien con calor en el fondo (24 °C) y bajo niebla intermitente. (*152*)

Para lograr que las estacas enraizadas sobrevivan en el invierno siguiente, se les debe hacer enraizar suficientemente temprano en la estación, de tal manera que antes del otoño se efectúe cierta reanudación del crecimiento.

Injerto. *Magnolia kobus* probablemente es el mejor patrón para las magnolias orientales, mientras que *M. acuminata* se puede usar como portainjerto para especies orientales o americanas. Para cultivares de *M. grandiflora* se usan patrones de la misma especie obtenidos de semillas o estacas enraizadas.

Las plántulas de 1 año se colocan en macetas a principios de primavera se injertan cuando están en crecimiento activo de mediados a fines de verano. Los métodos de costado o enchapado de costado son satisfactorios, debiendo encerarse la unión y la púa después de la operación. Algunos viveristas colocan las plántulas en macetas en el otoño, las llevan al invernadero y las injertan a mediados del invierno. Las plantas recién injertadas se pueden colocar en bancos abiertos del invernadero o en estructuras de propagación cerradas, en donde se les deja de 7 a 10 días mientras cicatriza la unión. Gradualmente se les va proporcionando aire hasta la sexta semana en que se les puede sacar de la caja y cortar el portainjerto arriba de la unión.

Acodo. Se obtienen buenos resultados con los acodos simples o en montículo. Los brotes de 1 a 2 años de edad que salen de la base de las plantas madres se inician en primavera, pero a menudo se necesitan 2 estaciones para obtener un acodo bien enraizado.

Mahonia (*Mahonia* spp.). En la mayoría de las especies no se deben dejar secar las semillas. Para una germinación satisfactoria se estratifican durante el invierno. Por otra parte, las semillas secas de mahonia roja *(M. haematocarpa)* germinan con prontitud sembradas en primavera. Las semillas limpiadas de *M. aquifolium,* sembradas en otoño, pasan el invierno al exterior y germinan en primavera.

Las estacas con hojas tomadas a fines de verano, tratadas con ácido indolbutírico y luego colocadas bajo niebla intermitente han enraizado bien. (*14*)

Malus spp. *Véase* Manzano crab de flor.

Manzanita (*Arctostaphylos* spp.). Se puede propagar por semillas, aunque con dificultad. Remojando los frutos limpiados en ácido sulfúrico hasta por 24 h antes de la siembra se ayuda a la germinación. Las estacas se pueden hacer enraizar si se toman desde el otoño hasta principios de primavera. El material madre debe esterilizarse con una solución débil de Clorox. Las estacas se hacen enraizar con humedad elevada en estructuras cubiertas con polietileno. Un medio adecuado para el enraizamiento se obtiene con una mezcla 1:1 de vermiculita—perlita y las sustancias reguladoras del crecimiento que estimulan el enraice resultan útiles. (*80*)

Manzano crab de flor (*Malus* spp.). Cuatro especies de manzanos crab, *M. toringoides, M. hupehensis, M. sikkimensis* y *M. florentina*, se reproducen fielmente por semilla. Las formas selectas de todas las otras especies de manzano crab, como *M. sargentii, M. floribunda* y *M.* "Dolgo" se deben propagar por métodos asexuales. Los árboles de vivero comúnmente se propagan por injerto de raíz, usando el método de ensamble o por injertos de yema en T en el vivero en patrones obtenidos de semilla, lo cual se hace como injerto de yema de primavera o de otoño. La mayoría de los viveristas consideran que el injerto de yema de otoño es el método más rápi-

do y conveniente para propagar manzanos crab. Además, es posible injertar de copa árboles viejos de *Malus* con las cultivares deseadas de semilla, como *M. pumila* (el manzano común), *M. baccata, M. ionensis* y *M. coronaria* así como diversos patrones de la serie Malling. *(53)* Se ha indicado que la cultivar de flor "Betchel Crab" ha mostrado incompatibilidad retardada, que aparecen en 10 a 15 años, cuando se injerta en patrones de *M. pumila* obtenidos de semilla. Se han producido árboles enanos del manzano crab "Carmine" *(M. atrosanguinea)* injertándolo en *Cotoneaster divaricata.*

Melaleuca spp. Las semillas de esta especie nativa de Australia son casi como polvo, pero germinan con facilidad y se pueden manejar como las de eucalipto.

Membrillero de flor *(Chaenomeles* spp.). El membrillero de flor se inicia con facilidad por semillas, que se deben sembrar en otoño o estratificarse antes de la siembra durante 3 a 4 meses a 4 °C. Límpiense las semillas de las adherencias de fruto. Las estacas de raíz se pueden tomar a fin de otoño, cortarse en trozos de 5 a 10 cm y almacenarse entre 2 y 4°C hasta la primavera en que se plantan horizontalmente en los surcos del vivero. Las estacas foliosas de madera parcialmente madura pueden hacerse enraizar bajo niebla a fines de primavera. El tratamiento con ácido indolbutírico a razón de unas 15 ppm durante 24 h es favorable. Las plantas más viejas tienden a ahijar abundantemente en su base. Estos hijuelos se pueden separar y usar si están bien enraizados.

Metasequoia (*Metasequoia glyptostroboides* Hu y Cheng). *(4, 28)* Las semillas de este "fósil viviente" descubierto en el oeste de China en 1945, germinan sin dificultad y tanto las estacas de madera suave como las de madera dura enraizan con facilidad. Aquellas sin hojas enraizan con facilidad si se plantan en los surcos del vivero al inicio de la primavera. Las estacas con hojas enraizan fácilmente bajo niebla si se toman en verano y se tratan con ácido indolbutírico a razón de 20 000 ppm por el método de inmersión en solución concentrada.

Mirto (*Myrtus* spp.). El mirto usualmente se propaga en verano por estacas foliosas de madera suave, parcialmente maduradas y colocadas bajo vidrio. En algunos casos son favorables los tratamientos con ácido indolbutírico.

Mirto ceroso. *Véase* Arbol de cera.

Mirto crepé *(Lagerstroemia indica* L.). *(45)* Esta especie se propaga por estacas foliosas subterminales bajo vidrio o niebla, tomándolas a principios del verano. El trasplante es algo difícil y todas las plantas, excepto las más pequeñas, se deben mover con cepellón. También se propaga con facilidad por estacas de madera dura plantadas en primavera y sacadas a raíz desnuda en el otoño. Las estacas de raíz tomadas a fines del invierno también dan buenos resultados.

Morera sin frutos (*Morus alba* L.). Algunas moreras producen sólo flores masculinas, y por tanto, no dan frutos. Propagadas vegetativamente, son apropiadas como árboles ornamentales de sombra. Algunas crecen con mucha rapidez. Se les puede propagar por estacas o por injertos de púa o de yema en patrones de morera obtenidos de semilla. Las estacas de madera suave tomadas a mediados del verano enraizan bajo niebla.

Myrica spp. *Véase* Arbol de cera.

Nandina *(Nandina domestica* Thun.). *(3)* La propagación de ordinario se hace por semillas, que no se deben dejar secar. En los frutos maduros los embriones son rudimentarios pero se

desarrollan con el almacenamiento en frío. Las semillas se pueden recolectar a fines del otoño, conservarse en almacenamiento en seco a 4 °C y plantarse luego en verano, empezando a germinar en unos 60 días. La germinación tiende a efectuarse en el otoño irrespectivamente de la fecha de siembra. No es necesario un periodo de estratificación húmeda y fría. El desarrollo de las plántulas es lento, necesitándose varios años para producir plantas vendibles. Los hijuelos que salen en la base de plantas viejas pueden ser separadas para propagación.

Naranjo de imitación (*Philadelphus* spp.). Las muchas cultivares que existen del naranjo de imitación se propagan mejor por estacas, que enraizan con facilidad. A principios de primavera se pueden plantar estacas de madera dura o al comienzo del verano estacas foliosas de madera suave bajo vidrio. Separando los hijuelos enraizados que crecen alrededor de plantas viejas se pueden obtener unas cuantas plantas nuevas.

Nerium oleander. *Véase* Adelfa.

Olivo *(Olea europaea* L.). Hay disponible una cultivar de olivo sin frutos "Swan Hill" que puede usarse como árbol de patio o en las calles. Las estacas enraizan con dificultad. Se les debe colocar bajo niebla y tratar con IBA a razón de 2000 a 3000 ppm, o se puede injertar en patrones de cultivares que enraizan con facilidad. Los olivos no sobreviven a temperaturas invernales menores de unos -9 °C. *(73)*

Olivo ruso. *Véase* Eleagnus.

Olmo (*Ulmus* spp.). Comúnmente se usa la propagación por semilla. Las semillas de olmo pierden su viabilidad con rapidez si se almacenan a temperatura ordinaria, pero pueden conservarse durante varios años en recipientes cerrados almacenados entre 0 y 4 °C. Las semillas que maduran en primavera se deben sembrar de inmediato, germinando usualmente con prontitud. Para aquellas especies que maduran sus semillas en el otoño se debe usar la siembra en otoño o estratificarlas durante 2 meses a unos 4 °C. Para obtener árboles uniformes, los clones selectos se propagan por injerto en patrones de la misma especie obtenida de semilla.

Las estacas de madera suave de varias especies de olmo, se pueden hacer enraizar bajo niebla, si se toman al comienzo del verano. *(4)* Los tratamientos con ácido indolbutírico a razón de 50 ppm durante 24 h han resultado benéficos. *(135)* Se han hecho enraizar estacas semilignificadas sin tratamiento de niebla o de hormonas. *(144)* Las estacas de madera suave tomadas de brotes que salen de tocones enraizan con facilidad si se tratan con IBA y se colocan bajo niebla *(146). U. hollandica* se puede propagar por estacas de madera dura tomadas a fines del invierno, tratadas con IBA a razón de 1500 ppm y luego colocadas durante 6 semanas antes de plantarlas en un depósito con calor en el fondo. *(175).*

Osmanthus spp. Osmanthus se propaga por estacas con hojas tomadas de mediados a fines de verano y puestas a enraizar bajo vidrio o niebla. Los tratamientos con IBA, a razón de unas 4000 ppm, deben estimular el enraizamiento. Las semillas germinan con lentitud y dificultad.

Pachysandra terminalis (Siebold & Zucc.). Tártago japonés. Esta planta siempre verde usada para cubrir el suelo en áreas sombreadas se extiende naturalmente por rizomas. Se puede propagar con facilidad por división o por estacas foliosas bajo niebla o vidrio.

Paeonia suffructicosa. *Véase* Peonía de árbol.

Palmas. *(17, 23, 93, 112, 181)* Hay varios millares de especies, en muchos géneros, de palmas ornamentales. Se propagan por semillas maduras, que se deben plantar tan pronto como sea

posible después de la cosecha, no dejando que se sequen. Las semillas de las palmas permanecen viables sólo durante un período corto. Las semillas de palmas son susceptibles a los mohos de la superficie y se deben proteger espolvoreándolas con un fungicida. Se debe descartar cualquier semilla que flote en el agua. Una mezcla de partes iguales de musgo turboso y perlita forma un buen medio de germinación. Las semillas de la mayoría de las especies germinan en 1 a 3 meses, en especial si se mantiene calor en el fondo (de unos 28 °C), pero algunas toman hasta 1 o 2 años para germinar. En algunas especies la germinación se puede acelerar con la escarificación más un remojo en una solución de ácido giberélico de 1000 ppm durante 72 h, y germinación con calor de 27 °C en el fondo. (*126*)

Palo rojo de la costa (*Sequoia sempervirens* [D. Don] Endl.). Secuoia gigante, o Palo rojo de la sierra (*Sequoiadendron giganteum* [Lindl.] Buchh.). Ambas especies de ordinario se propagan por semillas. Las semillas de *S. Sempervirens* maduran al final de la primera estación, pero aquellas de *S. giganteum* necesitan 2 temporadas para que maduren los embriones. Los conos se recolectan en el otoño y se dejan secar de 2 a 4 semanas, pudiendo después separar las semillas. Las semillas pueden conservarse durante varios años sin perder su viabilidad si se guardan en recipientes sellados a temperaturas menores de 4 °C. La estratificación a unos 4 °C por unas 10 semanas antes de la siembra estimula la germinación de las semillas de *S. giganteum*. Las semillas de *S. sempervirens* germinan sin tratamiento de estratificación.

También se puede sembrar en otoño, sembrando las semillas a unos 3 mm de profundidad en una cama bien preparada. Resulta útil cubrir la cama con una cubierta de yute que se quita cuando empieza la germinación. Las plántulas jóvenes se deben sombrear en los primeros 60 días.

S. sempervirens se puede propagar también por estacas con hojas tomadas de brotes que salen de los nudos que se forman en la base de los árboles más viejos. Los árboles jóvenes de *S. giganteum* se venden como árboles de Navidad. Las estacas de *S. giganteum* enraizan con facilidad si se toman de árboles jóvenes, se tratan con ácido indolbutírico y se ponen a enraizar bajo niebla. (*50, 179*)

Parthenocissus (*P. quinquefolia* Planch.). Trepadora de virginia; (*P. tricuspidata* Planch) Hiedra de Boston. Estas dos enredaderas ornamentales se pueden propagar por semillas sembradas en otoño o estratificadas durante 2 meses a unos 4 °C y sembradas en primavera.

Las estacas con hojas de madera suave tomadas a fines de verano enraizan con facilidad bajo vidrio o niebla, al igual que las estacas de madera dura plantadas en primavera en el exterior. También se pueden iniciar plantas por acodos compuestos.

En algunos viveros se hacen injertos de cultivares en patrones de *P. quinquefolia* obtenidos de semilla, usando los métodos de ensamble o hendedura.

Passiflora X alatocaerulea (Lindl.). Enredadera de la pasión. Esta enredadera subtropical, delicada se propaga por estacas con hojas bajo vidrio o niebla.

Peonía de árbol (*Paeonia suffructicosa* Andr.). (*79, 178*) La propagación por semilla es complicada por el "letargo epicótilo". Las semillas se deben plantar en un medio húmedo después de que se han desarrollado las raíces, hay que trasplantar a macetas con suelo colocadas en un cuarto frío (de 4 a 10 °C) o al exterior (en el invernadero) durante 2 y medio meses. Con esto se supera el letargo de la punta del tallo, que entonces crece con facilidad en primavera o al pasar las plantas a una temperatura más cálida. Las cultivares selectas se propagan por injertos hechos a fines de verano en patrones de peonía herbácea (*P. lactiflora*). Los injertos se hacen

encallecer en el invernadero en un medio de arena y turba hasta el otoño, pasándolas entonces a macetas.

Peral "Bradford" (*Pyrus calleryana* Dcne. "Bradford"). Este peral ornamental introducido por el USDA se propaga por injertos de yema en T o por injertos de raíz en plantulas de *P. calleryana*. No es compatible con portainjertos de *P. communis*. Las estacas foliosas, si se tratan con IBA se pueden hacer enraizar bajo niebla, en un medio de muso turboso-perlita-vermiculita (1:1:1) que da buenos resultados. *(1)* Las estacas se deben tomar a fines de verano.

Peral, siempre verde *(Pyrus kawakamii* Hayata). El peral siempre verde se propaga por estacas o más comúnmente por injertos de púa en plántulas de *P. calleryana*. Los injertos de banco se hacen a mediados del invierno con el método de hendedura, pudiendo plantarse en recipientes o en los surcos del vivero.

Philadelphus spp. *Véase* Naranjo de imitación.

Photina arbutifolia. *Véase Heteromeles arbutifolia.*

Picea spp. *Véase* Pinabete.

Pieris spp. (*58*) *Pieris floribunda* se reproduce con facilidad por semillas que no necesitan ningún tratamiento. Algunas especies de *Pieris* se puede iniciar con facilidad por estacas, pero aquellas de *P. floribunda* son difíciles de hacer enraizar. Sin embargo, es posible obtener un enraizamiento moderado colocándolas en estructuras cubiertas con polietileno, después de tratarlas con alguna hormona para el enraizamiento (ácido indolbutírico a razón de 8000 ppm) y aplicando calor en el fondo.

Pinabete *(Picea* spp.). De ordinario se propaga sin dificultad por semillas, ya sea sembradas en otoño o estratificadas durante el invierno. La mayoría de las especies tienen letargo del embrión requiriendo para germinar bien de 1 a 3 meses de estratificación a unos 4 °C. Las semillas de *P. abies, P. engelmannii* y *P. glauca,* ver. *albertiana* se encuentran entre aquellas que tienen una buena germinación sin necesidad de estratificarlas. El pinabete azul de Colorado (*Picea pungens* "Glauca") obtenido de semillas, produce árboles con un ligero tinte azuloso, pero sólo un pequeño porcentaje de las plántulas tienen el color azul brillante muy apreciado. Se han seleccionado como clones varias plántulas azules excepcionalmente buenas y se perpetúan por injerto. Los 2 mejores conocidos son el pinabete azul Koster (*Picea pungens* "Koster") desarrollado en el Vivero Koster de Holanda y el pinabete azul compacto "Moerheim" (*Picea pungens* "Moerheimii") que se originó en Europa alrededor de 1930.

Los clones selectos de pinabete son difíciles de propagar por estacas, pero hay casos en los que se ha obtenido un buen porcentaje de estacas enraizadas, (*63, 86*) en especial de ciertos árboles jóvenes que sirven como fuente. Las estacas tomadas de árboles vigorosos cultivados en macetas han dado buenos resultados.

Se ha obtenido enraizamiento de estacas tomadas en primavera, mediados de verano y mediados de otoño. Para estacas, es mejor usar sólo los brotes terminales que se deben recolectar en la mañana temprano cuando la madera está turgente. El lesionado y una luz de alta intensidad durante el enraizamiento resultan provechosos. Los tratamientos con hormonas han dado resultados variables. La arena de grueso mediano o la perlita gruesa son un buen medio de enraizamiento. El uso de una niebla ligera es benéfico. Los tratamientos con hormonas han dado resultados variables. Al obtener estacas de los tipos de crecimiento erecto, se deben esco-

ger las ramas terminales más bien que las laterales, ya que estas últimas, si enraizan, tienden a producir plantas anormales, desparramadas, en vez de las formas erectas deseadas.

El pinabete azul Koster se propaga comercialmente injertándolo en plantas de pinabete noruego (*Picea abies*) o pinabete Sitka (*Picea sitchensis*) obtenidas de semilla. (*36, 109*)

Pino (*Pinus* spp.). (*121, 157*) Los pinos de ordinario se propagan por semilla, existiendo una variabilidad considerable entre las especies respecto a las condiciones de letargo de las semillas. Las semillas de muchas especies no tienen letargo y germinan inmediatamente después de recolectarlas, mientras que otras tienen letargo del embrión. En estas últimas, la estratificación a temperaturas de 0 a 4 °C durante 1 a 3 meses aumenta o apresura la germinación. Al parecer se presenta letargo de las cubiertas de la semilla en *P. cembra* y *P. monticula*. En estas especies, el tratamiento con ácido sulfúrico concentrado durante 3 a 5 h y 45 min, respectivamente, seguido por la estratificación durante 3 meses a 2 °C ayuda a la germinación. Entre las especies que no tienen condiciones de letargo y que se pueden sembrar sin tratamiento se encuentran: *Pinus aristata, P. banksiana, P. canariensis, P. caribaea, P. clausa, P. contorta, P. coulteri, P. edulis, P. halepensis, P. jeffreyi, P. latifolia, P. mugo, P. nigra, P. palutris, P. pinaster, P. ponderosa, P. pungens, P. radiata, P. resinosa, P. roxburghi, P. sulvestris, P. thunbergi, P. virginiana* y *P. wallichiana*. Sin embargo, si las semillas de las especies arriba enumeradas se han almacenado durante cualquier lapso, es aconsejable que antes de sembrarlas se les someta a un periodo de estratificación en frío. Las semillas de pino se pueden almacenar durante un tiempo considerable sin que pierdan su viabilidad si se guardan en recipientes sellados y almacenan entre −15 y 0 °C. No se debe dejar que se sequen las semillas.

Las estacas de pino son difíciles de hacer enraizar, aunque aquellas del pino mugo (*P. mugo*) lo hacen con facilidad si se toman a principios del verano (*92*) y las de *P. radiata* enraizan bien si se toman de árboles jóvenes. (*18*) Es más probable que se tenga éxito si el material para estacas se toma en invierno de ramas laterales del crecimiento bajo de árboles jóvenes. El tratamiento con ácido indolbutírico es provechoso. Debido a su importancia como árbol para madera en Nueva Zelanda y Australia y como árbol de Navidad se ha prestado considerable atención al enraizamiento de estacas del pino Monterey (*P. radiata*). El mejor enraizamiento se obtiene de estacas tomadas a mediados de invierno. El lesionado, más un tratamiento de inmersión en solución concentrada de IBA de 4000 ppm resultaron provechosos. Se puede inducir el crecimiento de un sistema radical más simétrico recortando las puntas de las raíces originales y dejando que el sistema radical se desarrolle de las raíces secundarias. El enraizamiento al exterior con niebla intermitente ha tenido éxito, usando IBA al 5% y una mezcla de musgo turboso, aserrín de Sequoia y "hojas" caídas de *P. radiata* (1:1:1) como medio de enraice. (*82, 108*)

Los pinos se pueden propagar asexualmente haciendo enraizar fascículos de agujas (hojas aciculares mantenidas juntas por escamas foliares, que contienen una base de un diminuto ápice de tallo). (*31*) El enraizamiento es mejor cuando los fascículos se toman de árboles de menos de 4 años de edad. Los tratamientos con IBA resultan de utilidad. (*113*) Seleccionando ciertas plántulas cuyas estacas enraicen con facilidad y tomando las estacas en las épocas críticas apropiadas, es posible establecer clones en los cuales es factible la propagación comercial por estacas, habiéndose demostrado en el pino mugo. (*62, 138*) Se han hecho enraizar estacas de pino escocés aplicando un método especial de forzar el crecimiento de brotes interfasciculares en plantas madres jóvenes. Cuando esos brotes se dividen en estacas y se les da el tratamiento adecuado, enraizan en altos porcentajes.

Para la propagación de clones selectos se usa el injerto enchapado de costado, debiendo usar como patrones plántulas bien establecidas de 2 años de edad de la misma especie o de especies muy afines. Las púas deben ser de crecimiento nuevo, tomadas de madera maciza, parcialmente madura. En el pino loblolly se ha tenido éxito con los acodos aéreos. (*70*)

Piracanta (*Pyracantha* spp.). Zarza de fuego. La propagación casi siempre se hace por estacas. Para obtener buenos resultados se usan estacas de madera parcialmente madura, con hojas, del crecimiento de la estación en curso, tomadas de fines de primavera a fines de otoño y puestas a enraizar ya sea en el invernadero bajo vidrio o bajo niebla. Los tratamientos con sustancias estimuladoras del enraizamiento son provechosos. Las estacas grandes, de 46 cm de largo, con hojas, tomadas a principios de primavera, lesionadas en la base, tratadas con ácido indolbutírico y puestas a enraizar bajo niebla en recipientes de 4 L, en 6 meses produjeron plantas adecuadas para la venta. (*158*)

Pistacho chino (*Pistacia chinensis* Bunge). Las semillas se deben tomar a mediados del otoño de frutos relativamente grandes, de color verde azuloso, separando la pulpa. Los frutos se remojan en agua y luego se frotan sobre una criba. Las semillas que flotan en agua tienen embriones abortados y deben descartarse. Estratificando las semillas a temperaturas de 4 a 10 °C durante 10 semanas se obtiene una buena germinación. Las plántulas muestran gran variabilidad. Para producir árboles uniformes, superiores, se injertan con el método de yema en T clones selectos en patrones de *P. chinensis* obtenidos de semilla, a fines del verano. La propagación por estacas es muy difícil. Los árboles de pistacho de vivero no se trasplantan bien si se exponen las raíces, de tal manera que, por lo general, se manejan como material de vivero cultivado en macetas. (*90*)

Pittosporum (*Pittosporum* spp.). Se inician por semillas o por estacas. Las semillas germinan sin dificultad. Sumergiendo las semillas colocadas en una bolsa de tela en agua hirviendo durante varios segundos puede acelerar la germinación. Las estacas con hoja de madera semidura tomadas después de un ciclo de crecimiento enraizan con facilidad, en particular bajo niebla. También resultan útiles los tratamientos con ácido indolbutírico.

Plátano falso (*Platanus* spp). Sicómoto. de ordinario se propaga por semillas, pero éstas no deben dejarse secar. El mejor procedimiento es dejar que las semillas pasen el invierno en los frutos en el árbol mismo. Luego se pueden recolectar a fines del invierno o a principios de la primavera y sembrar de inmediato. Por lo general, germinan pronto. Si las semillas se recolectan en el otoño, entonces se deben estratificar durante el invierno a unos 4 °C. El sicómoro híbrido London (*P X acerifolia*) se puede propagar por estacas de madera dura, tomadas y plantadas en el vivero en otoño (*4*) o por estacas foliosas de madera suave tomadas a mediados del verano y puestas a enraizar bajo niebla. El tratamiento con hormonas tiende a inhibir el enraizamiento. (*125*)

Platanus spp. *Véase* Plátano falso.

Plúmbago (*Plumbago* spp.). Las semillas sembradas a fines de invierno de ordinario germinan con facilidad. Las estacas con hojas tomadas de madera parcialmente madura se pueden hacer enraizar sin dificultad bajo vidrio. También se pueden usar estacas de raíz y dividir plantas viejas.

Plumeria (*Plumeria* spp.). Las estacas foliosas de 15 a 20 cm de largo de este arbusto tropical delicado y que se cultiva ampliamente en Hawai, enraizan con facilidad bajo niebla si se tratan con ácido indolbutírico a razón de 2500 ppm. Antes de que aparezcan las hojas nuevas, se pueden cortar ramas terminales sin hojas y plantarse. Las raíces y los tallos crecen con rapidez.

Podocarpus (*Podocarpus* spp.). Estos árboles y arbustos siempre verdes, que tienen un follaje que se asemeja a los tejos (*Taxus*) que son afines a ellos, son buenas plantas para macetas. Se puede propagar por estacas de tallo tomadas a fines de verano.

Potentilla (*Potentilla* spp.). (*60*) Cinco en rama. Su propagación generalmente se hace por estacas, pero se puede efectuar por semillas o por división. Las estacas se toman desde inicios del verano hasta el otoño. Enraizan mejor con luz, bajo niebla y calor en el fondo. Las hormonas que estimulan el enraizamiento resultan útiles.

Populus spp. *Véase* Alamo.

Protea spp. (*130*) Esta planta nativa de Africa del Sur, popular por sus flores cortadas, se propaga por semillas, estacas e injertos. Las estacas enraizan con dificultad, pero responden a los tratamientos con auxina.

Prunus *campanulata, P. sargentii, P. serrulata, P. sieboldi, P. subhirtella, P. yedoensis. Véase* Cerezo de flor.

Pseudotsuga menziesii. *Véase* Abeto Douglas.

Pyrus calleryana. *Véase* Peral "Bradford".

Pyrus kawakami. *Véase* Peral siempre verde.

Quercus spp. *Véase* Roble.

Rhamnus spp. *Véase* Espino cerval.

Rhuss spp. *Véase* Zumaque.

Robinia pseudoacacia. *Véase* Acacia falsa.

Roble (*Quercus* spp.). Por lo general se propaga por semilla. Existen amplias variaciones en los requerimientos de germinación de las semillas de roble, en especial entre el grupo de robles negros (que maduran sus semillas en el segundo año) y el de robles blancos (que maduran las bellotas el primer año). Las semillas del grupo de robles blancos presentan poco o ningún letargo y, con pocas excepciones, están listas para germinar tan pronto como maduran en otoño. Las semillas de la mayoría de las especies del grupo de robles negros tienen letargo del embrión, requiriendo de uno a tres meses de estratificación (de 0 a 2 °C) o siembra en el otoño. Las semillas de las siguientes especies germinan sin requerir un periodo de estratificación a temperaturas baj.s: *Quercus agrifolia, Q. alba, Q. arizonica, Q. bicolor, Q. chrysolepis, Q. douglassii, Q. garryana, Q. lobata, Q. macrocarpa, Q. montana, Q. petraea, Q. prinus, Q. robur, Q. stellata, Q. suber, Q. turbinella* y *Q. virginiana.*

Las bellotas a menudo son atacadas por gorgojos. El remojo durante 30 min en agua mantenida a 43 °C los destruye.

Las bellotas de muchas especies tienden a perder su viabilidad con rapidez cuando se almacenan en seco a temperatura ambiente. Las semillas de algunas especies se pueden almacenar por varios años sin que pierdan la viabilidad guardándolas en bolsas de polietileno y manteniéndolas a temperaturas entre 1 y 3 °C. Al iniciar el almacenamiento las semillas deben tener de 60 a 70% de humedad. (*46*)

Para obtener una ramificación lateral de las raíces, que hace a las plántulas más adaptables, se pueden plantar las bellotas en una caja que tenga una malla de cobre unos 15 cm abajo de las semillas. Al entrar en contacto con esta malla, las puntas de las raíces mueren, forzando así el desarrollo de muchas raíces laterales.

Se ha tenido un éxito moderado al injertar de banco a fines de invierno o a principios de primavera, plántulas de roble mantenidas en invernadero. De ordinario se usan los métodos de costado o de empalme, utilizando como púas madera durmiente de un año de edad. Las plántulas que se están cultivando en el vivero ocasionalmente se injertan en la copa en primavera, cuando las plantas empiezan a abrir las hojas. Las púas se toman de madera recolectada cuando está en reposo y almacenada en condiciones frescas y húmedas hasta que se empalme, de hendedura o de corteza. El injerto de yema, por lo general, no ha resultado satisfactorio. Al injertar, sólo se deben usar plántulas de roble negro como patrones de cultivares del mismo grupo y del mismo modo sólo patrones de roble blanco para las cultivares del grupo. Es preferible usar plantas obtenidas de semillas de la misma especie. Aunque algunas especies de robles alejadas botánicamente se unen en forma satisfactoria, por lo general, después se presentan síntomas de incompatibilidad.

Los intentos para propagar robles por estacas o acodos, por lo general, han fracasado, aunque se ha tenido cierto éxito en lograr el enraizamiento de estacas foliosas de madera suave de *Quercus robur* "Fastigata" bajo niebla al exterior a mediados de verano, después de un tratamiento con IBA a razón de 20 000 ppm. (*51*) Las estacas obtenidas de ciertos árboles madres de *Q. ilex* han enraizado en porcentajes moderados. (*38*)

Rododendro (*Rhododendron* spp.). (*103, 160, 161, 173*) Se pueden propagar por semillas, estacas, injertos y acodos. También ha tenido éxito la micropropagación, usando explantes de puntas de tallos. (*6*)

Propagación por semillas. Las plantas obtenidas por semilla se pueden usar como portainjertos o para la propagación de especies ornamentales. *Rhododendron ponticum* es el principal patrón para injertar. Las semillas se deben recolectar justamente cuando las cápsulas empiezan la dehiscencia y pueden ser almacenadas en seco y sembradas a fines de invierno o a principios de primavera en el invernadero. Las semillas que se van a conservar por periodos largos se deben colocar en frascos sellados y mantenerse a unos 4 °C. Un buen medio de germinación lo constituye una capa de musgo esfagnáneo desmenuzado o de vermiculita puestos en una mezcla de arena y turba ácida. Las semillas, muy pequeñas, se siembran cirniéndolas en la superficie del medio y regándolas con una aspersión fina. Las cajas se deben cubrir con vidrio y conservarse siempre sombreadas. Se debe prestar una atención cuidadosa para que se proporcionen humedad y ventilación adecuadas así como que se mantenga una temperatura uniforme de 15 a 21 °C. Las plantas crecen con lentitud, tardando unos 3 meses en alcanzar el tamaño adecuado para trasplantarse. Después de que se han formado 2 o 3 hojas verdaderas se cambian a otra caja y se espacian de 2.5 a 5 cm entre sí, dejándolas allí durante el invierno en un invernadero frío o en camas frías. En la primavera las plantas se pasan al suelo en tierra ácida y para el otoño están listas para ser sacadas y colocadas en macetas en preparación para injertarlas en invierno.

Estacas. (*65, 160*) Los rododendros se propagan principalmente por estacas, siendo mejor tomarlas de mediados del invierno a otoño, de plantas madres que estén a pleno sol y cultivadas especialmente para este propósito. Sin embargo, las estacas de tallo o de hoja con yema de algunos híbridos, tomadas a mediados del invierno enraizan bien. Se deben remover de las estacas todas las yemas florales. Se necesitan tratamientos con ácido indolbutírico en concentraciones relativamente altas, dando buenos resultados el IBA en talco en concentración del 1 a

2% más un fungicida (Benomyl). Las lesiones en ambos lados de la base de las estacas dan fuerte estímulo al enraizamiento de los rododendros. Un medio de enraice formado por dos terceras partes de musgo esfagnáneo turboso y una tercera parte de perlita es adecuado. Se debe aplicar en el fondo calor de 24 °C. El enraizado de estacas de rododendro resulta mejor hacerlo bajo niebla en invernadero y las estacas se deben sacar poco después de que se formen las raíces (unos 3 meses) pues de otro modo éstas se deterioran. Después del enraizado y el trasplante (a musgo turboso alemán más fertilizante), las estacas se deben mantener a unos 4 °C por unos 20 días, después de los cuales se puede elevar la temperatura nocturna a un mínimo de 18 °C. En esta etapa se obtiene una buena respuesta proporcionando luz complementaria para extender la longitud del día. Las plantas iniciadas por estacas, por lo general, crecen con rapidez y no tienen la desventaja del ahijamiento del portainjerto que se presenta en las plantas injertadas.

Injerto. El injerto enchapado de costado tiene mucho éxito. La mejor madera para púas se toma del crecimiento de la estación en curso que sea recto y vigoroso. Después del injerto, las plantas se conservan en estructuras cerradas, con humedad elevada y una temperatura de alrededor de 21 °C hasta que cicatriza la unión de injerto. Después, las plantas se deben cambiar a condiciones más frescas, de 10 a 15 °C y se debe cortar la parte del patrón que quede arriba de la unión de injerto. Una vez que las plantas se han endurecido, se trasplantan a los surcos del vivero en suelo ácido y se cultivan por 2 años, después de los cuales se pueden sacar a la venta.

Acodos. Los rododendros se reproducen con facilidad por acodos de trinchera y simples. Todas las partes de las plantas de rododendros y azaleas son venenosas si se comen.

Romero (*Rosmarinus officinalis* L.). Esta planta que se utiliza para cubierta del terreno, con hojas aromáticas, se propaga con facilidad por estacas foliosas bajo niebla o vidrio y también por semilla.

Rosa de Sharon. *Véase* Hibisco *(Hibiscus syriacus).*

Rosal (*Rosa* spp.). *(34, 76, 96, 156)* Todas las cultivares selectas de rosal se propagan por métodos asexuales. El más común de ellos es el injerto de yema en T en patrones vigorosos, aunque a veces se practica el uso de estacas de madera semidura o dura, el injerto de púa, el acodamiento o de hijuelos. La propagación por semillas se utiliza en la crianza de nuevas cultivares, para producir plantas en gran número para proyectos de conservación o jardinería panorámica en masa y en la obtención de portainjertos de ciertas especies, como *R. canica.* La micropropagación de cultivares de rosal ha tenido éxito. *(75, 76, 150).*

Propagación por semillas. *(19)* Los frutos del rosal se deben recolectar tan pronto como maduran, pero antes de que la pulpa se vuelva suave y extraer las semillas. Es mejor estratificarlas de inmediato a temperaturas de 2 a 4 °C. Seis semanas son suficientes para *Rosa multiflora*, pero otras, como *R. rugosa* y *R. hugonis,* necesitan de 4 a 6 meses y *R. blanda* 10 meses. *(148)* Las semillas de *Rosa canina* germinan mejor si se tienen 2 meses en vermiculita húmeda a temperatura ambiente y luego se les transfiere a 0 °C por 2 meses más. Los rosales híbridos usualmente responden mejor a una temperatura de estratificación de 1 a 4 °C durante 60 a 90 días, aunque algunas semillas pueden germinar sin tratamiento de estratificación. Es probable que en las semillas del rosal, la germinación sea impedida tanto por inhibidores que ocurren en las cubiertas de las semillas, como por restricciones mecánicas impuestas por el masivo pericarpio (pared del fruto). *(87)* Las semillas se pueden sembrar en primavera o en el otoño en semilleros

o en los surcos del vivero. En zonas con inviernos crudos, es probable que las plántulas sean destruidas si tienen menos de 10 cm de altura al iniciarse el tiempo frío.

Estacas de madera dura. Las estacas de madera dura se usan mucho comercialmente para la propagación de portainjertos de rosales y en cierto grado para la propagación de los tipos de crecimiento vigoroso como poliantas, pilares, trepadoras e híbridos perpetuos. Las rosas de té híbridas y otros rosales similares de floración perenne también se pueden iniciar por estacas, pero se producen plantas más resistentes al frío y a los nematodos si se injertan de yema en patrones vigorosos selectos. En climas benignos, las estacas se toman y se plantan en el vivero en otoño. En zonas con inviernos crudos, las estacas se pueden preparar a fines del otoño o a inicios del invierno, atarse en manojos y almacenarse en musgo turboso o arena húmedos a unos 4 °C hasta la primavera, cuando se plantan en los surcos del vivero. Los patrones están listos para ser injertados de yemas en la primavera, verano u otoño siguiente. Las estacas se hacen de 15 a 20 cm de largo de varas de la estación anterior de 6 a 9 mm de diámetro. Comercialmente, se pasan grandes manojos de estacas por sierras de banda para dejarlas del largo correcto. En la propagación de patrones generalmente se practica el desyemado, quitando todas las yemas excepto 1 a 2 de las superiores para evitar el crecimiento posterior de hijuelos en el vivero.

Estacas de madera suave. las estacas de madera suave se hacen del crecimiento de la temporada en curso desde principios de primavera hasta fines de otoño, dependiendo de la época en que la madera se vuelve parcialmente madura. El enraizamiento es bastante rápido, ocurriendo de 10 a 14 días. Al final de la estación, las estacas se pueden trasplantar a su sitio permanente, colocarse en macetas e invernarlas en una cama fría, o bien, pasarlas a los surcos del vivero para otra temporada de crecimiento. Las cultivares de la mayoría de las rosas miniatura se propagan con facilidad por estacas de madera suave o semidura bajo niebla.

Injerto de yema. De ordinario se usa el método de injerto en T. Las yemas se injertan en patrones de 5 a 10 mm de diámetro. En climas benignos, el injerto de yema puede hacerse durante un periodo largo, desde fines de invierno hasta el otoño, pero en su mayor parte en primavera. Las yemas tempranas efectúan cierto crecimiento durante el verano y producen plantas vendibles para el otoño. Algunos propagadores rompen la parte superior del patrón unas 2 semanas después de haber injertado de yema para forzar el crecimiento de la misma. Después de que la yema ha crecido unos 10 a 20 cm se remueve por completo la parte superior del patrón. En zonas con estaciones de crecimiento más cortas, el injerto de yema se hace en el verano. Las yemas insertadas tarde en el verano crecen poco o permanecen en reposo hasta la primavera siguiente. En este caso, el patrón se corta justamente arriba de la yema a fines del invierno o a principios de primavera, forzando el crecimiento de la yema insertada. Los brotes que salen de las yemas iniciadas en el verano se recortan a 13 mm de largo en la primavera. Entonces el brote crece durante todo el verano siguiente, produciendo para el otoño una planta bien desarrollada. Después de que el brote alcanza unos 15 cm de largo, por lo general, se recorta de 5 a 7.5 cm para forzar el crecimiento de ramas laterales.

La madera para yemas puede obtenerse durante la temporada de injerto del crecimiento de la estación en curso de la cultivar deseada, tomando cada vez sólo lo que se vaya a usar en un día. Es mejor recolectarlas en la mañana temprano quitando las hojas inmediatamente y dejando un pecíolo de unos 6 mm adherido a la yema. Las yemas laterales de los tallos que producen flores son las mejores para injertar y las más convenientes son aquellas gordas, pero en reposo, situadas 3 o 4 nudos abajo de la flor. La madera debe estar en un estado de madurez en que se quiten con facilidad las espinas. Es de importancia usar madera para yemas tomada sólo de

plantas libres de verticillium. Las yemas que proceden de madera enferma pueden infectar con este hongo a cada planta infectada. (*137*)

Un método alterno para obtener madera para yemas, que se ha usado ampliamente y con éxito, es almacenar madera en reposo a temperaturas ligeramente inferiores al punto de congelación (-1 a 0 °C) hasta la época de injertar. La madera para yemas se recolecta a fines del otoño después de que se han caído las flores y las espinas han tomado un color oscuro. Las hojas se quitan a mano, pero se dejan las espinas intactas. Se cortan varas de 25 a 38 cm de largo, formando con ellas manojos de 30 a 40 piezas. Los manojos se envuelven tan estrechamente, como sea posible en papel impermeable sobre el cual se pone una envoltura húmeda, como de papel periódico mojado. Finalmente, los manojos se cubren con otra capa de papel impermeable.

Las yemas se insertan en las estacas originales y no en el nuevo crecimiento que salga del patrón.

Patrones para cultivares de rosales. (*16*) La mayoría de los patrones clonales de rosal han estado en uso desde hace muchos años, propagados por estacas. Muchos de ellos son portadores de virus, infectando también a la cultivar que se les injerte. Sin embargo, hay disponibles patrones clonales en los cuales los virus se han eliminado con tratamientos de calor. Manteniendo rosales en maceta en calor seco, de 37 a 38 °C durante 4 a 5 semanas elimina los virus de las plantas infectadas.

Rosa multiflora. Este es un patrón útil, en especial en sus formas sin espinas, para rosales que se planten a la intemperie. Se han desarrollado varias "razas" del mismo, dando algunas de ellas mejores uniones y desarrollo de la yema que otras. Las estacas de esta especie enraizan con facilidad, desarrollan un sistema radical y vigoroso resistente a los nematodos y no ahija en exceso. Se adapta a una amplia gama de condiciones de suelo y clima, pero al parecer no prospera bien en el sur de los EUA. En la parte oriental de los EUA se utilizan plántulas y en la Costa del Pacífico estacas. Con frecuencia, hacia fines de la estación la corteza se vuelve tan gruesa que es imposible injertar de yema.

Rosa canina. Aunque esta especie no ha prosperado bien en las condiciones de los EUA, es el patrón que se usa comúnmente en Europa. Por lo general, se propaga por semilla debido a que las estacas no enraizan con facilidad, aunque también las semillas germinan con dificultad. Las espinas prominentes hacen difícil su manejo. También tiende a ahijar. Las plantas jóvenes formadas con este patrón crecen con lentitud, pero tiene vida larga. *Rosa canina* se adapta a condiciones de sequía y suelos alcalinos.

Rosa chinensis "Glorie de Rosomanes", "Ragged Robin". Este antiguo portainjertos francés es popular en California para rosales cultivados al exterior, resistiendo bien las condiciones de calor y sequía. También es resistente a los nematodos y no ahija si se suprimen las yemas inferiores de las estacas. Este patrón crece uniformemente durante el verano, permitiendo injertar de yema en cualquier tiempo. Su sistema radical fibroso es fácil de trasplantar pero requiere buen drenaje del suelo. Sin embargo, es difícil de propagar y es dañado por la mancha de la hoja. Debido a su susceptibilidad a verticillium no se debe plantar en terrenos que hayan tenido antes tomates o algodonero.

Rosa "Dr. Huey". Este es el patrón principal en Arizona y en los distritos de rosales del sur del Valle de San Joaquín California, reemplazando en gran parte a "Ragged Robin". También

ha dado buenos resultados en Australia. (*139*) Debido a su corteza delgada, es útil para injertar de yema tarde en la estación. Es muy vigoroso, se adapta bien a condiciones de riego y sus estacas enraizan con facilidad. Es un portainjertos muy bueno para cultivares de crecimiento débil. Sus defectos son ser dañado por temperaturas bajo cero y la susceptibilidad al ataque por la mancha negra, mildiú y verticillium.

Rosa X noisettiana "Manetti". Este es un patrón antiguo, muy popular para rosales forzados en invernadero. También es de valor para rosales enanos y para plantar en suelos arenosos. Se propaga con facilidad por estacas, produce una planta de vigor moderado y es resistente a algunas razas de verticillium. (*137*)

Rosa odorata (Odorata 22449) Rosa té. Este patrón es excelente para patrones forzados en invernadero. En condiciones apropiadas sus estacas enraizan con facilidad y produce un sistema radical grande y simétrico. Se adapta a condiciones de suelo tanto excesivamente secas como muy húmedas. Como no es resistente al frío, sólo se debe usar en áreas con inviernos benignos. Cierto material de propagación de este clon está muy enfermo y no enraiza bien. Las plantas no se adaptan a ser manejadas en almacén frío. Es más susceptible a verticillium que *R. manetti.*

Rosa dumetorum "Laxa". Este patrón es el más usado en Gran Bretaña. Produce pocos hijuelos y empieza a crecer muy pronto en la estación. Se propaga por semillas, a las cuales se da un tratamiento con ácido sulfúrico, seguido por 30 días de estratificación a 24 °C y luego 85 días a 5 °C.

IXL (Tausendschon / Veilchenblau). Este patrón se usa principalmente como tronco para rosales de árbol. Es muy vigoroso y no tiene espinas. Sus varas tienden a quemarse con el sol y son algo susceptibles al daño por temperaturas bajas.

Multiflore de la Grifferaie. Este portainjertos es útil como tronco para rosales de árbol, produciendo varas erectas que son muy apreciadas. Es vigoroso, en extremo rústico y resistente a los barrenadores, pero es muy susceptible a ser dañado por los ácaros.

Rosa rugosa. Esta forma, que se usa como portainjertos, produce flores simples de color rojo purpúreo. Para rosales de mata se propaga por estacas y para rosales de árbol por semilla. Su sistema radical es superficial y fibroso y tiende a ahijar mucho, pero las plantas son de vida muy larga. También se usa como el tallo erecto para producir rosales estándar (de árbol).

Propagación de rosales de árbol (estándar). Un método satisfactorio para producir esta forma popular de rosal es emplear *Rosa multiflora* como patrón, que en el primer verano se injerta de yema con IXL, o de preferencia con el portainjertos Grifferaie. A éstos se les da forma erecta y se mantienen libres de hijuelos. En el segundo verano, a una altura de unos 90 cm se insertan en el tronco patrón 3 a 4 yemas de la cultivar de flor deseada. Durante el invierno se suprime la vara que queda arriba de las yemas insertadas. Las yemas se desarrollan durante el verano siguiente, al igual que las yemas del patrón, que deben suprimirse. En el otoño, las plantas pueden sacarse y llevarse a su sitio permanente. Los rosales de árbol a veces se manejan con cepellón envuelto, debido a que durante 2 años se formó un sistema radical extenso en el cual se está desarrollando la copa (Véase la Fig. 10-34).

Propagación de rosales miniatura. (*123*) Se toman durante todo el año estacas de madera suave o semidura y se ponen a enraizar bajo niebla después de haberlas sumergido en una preparación

en polvo de ácido indolbutírico. Las cultivares de rosales miniatura han sido seleccionadas especialmente para que enraicen con facilidad. Una buen mezcla de enraizamiento se forma con 1/3 de musgo turboso, 1/3 de corteza de abeto y 1/3 de perlita. En condiciones cálidas las estacas enraizan de 3 a 4 semanas.

Salix spp. *Véase* Sauce.

Sambucus spp. *Véase* Saúco.

Sequoia sempervirens. *Véase* Palo rojo de la costa.

Sequoiadendron giganteum. *Véase* Palo rojo de la sierra.

Sauce (*Salix* spp.). Las semillas de sauce se deben recolectar tan pronto como maduren las cápsulas (cuando han cambiado de color verde al amarillo) y se deben sembrar de inmediato, ya que a temperatura ambiente retienen su viabilidad sólo unos cuantos días. Aun en las condiciones más favorables, el tiempo más largo de almacenamiento es de 4 a 6 semanas. No se presenta letargo, ocurriendo la germinación 12 a 24 h después de plantadas si las semillas se mantienen constantemente húmedas. Es difícil multiplicar sauces por semilla en cantidades grandes.

Los sauces enraizan con tanta facilidad por estacas de tallo o de raíz que hay poca necesidad de usar otros métodos. Las estacas de madera dura, plantadas al comienzo de la primavera enraizan con prontitud.

Saúco (*Sambucus* spp.). La propagación por semillas es difícil debido a que se presentan complejas condiciones de letargo que afectan tanto a la cubierta de las semillas como al embrión. Probablemente el mejor tratamiento consiste en dar un periodo de estratificación cálida (de 21 a 30 °C), húmeda, durante 2 meses seguida por un periodo de 3 a 5 meses de estratificación en frío a 4 °C. Estas condiciones se pueden obtener naturalmente sembrando las semillas a fines del verano, debiendo germinar en la primavera siguiente.

Como las estacas de madera suave enraizan con facilidad si se toman en primavera o verano, raramente se propaga por semilla.

Serbal (*Sorbus* spp.). (*101*) Las semillas se deben recolectar tan pronto como los frutos maduren y separar las partes carnosas tan pronto como los frutos maduren y separar las partes carnosas para eliminar los inhibidores. Para lograr una buena germinación, las semillas necesitan estratificarse cuando menos por 2 meses a unos 5 °C. Las estacas no enraizan y el acomodamiento es difícil. El injerto de yema en otoño o el injerto de banco (de ensamble) tiene éxito. Es mejor injertar las cultivares selectas en portainjertos de su misma especie obtenidos de semilla, aunque las plántulas de *S. aria, S. aucuparia* y *S. cuspidata* (Serbal europeo de montaña), parecen ser portainjertos satisfactorios para otras especies.

Sicómoro. *Véase* Plátano falso.

Spiraea (*Spiraea* spp.). Spiraea se propaga usualmente por estacas aunque algunas especies, como *S. thunbergi,* se inician con mayor facilidad por semilla, las cuales no debe permitirse que se sequen. Las estacas de madera suave con hojas tomadas a mediados del verano y puestas a enraizar bajo humedad elevada, por lo general, tienen éxito. A menudo los tratamientos con alguna de las sustancias que estimulan el enraizamiento ayudan considerablemente. Algunas especies, como *S. vanhouttei,* se pueden iniciar con facilidad por estacas de madera dura, plantadas temprano en primavera.

Symphoricarpos. *Véase* Baya de nieve.

Syringa spp. *Véase* Lila.

Tabachín (*Delonix regia* [Bajer.] Raf.). Flamboyán. Este espectacular árbol florífero tropical se propaga por semillas. La germinación es rápida cuando para ablandar las cubiertas de las semillas éstas se tratan vertiendo sobre ellas agua hirviendo o remojándolas en ácido sulfúrico concentrado durante 1 h.

Tártago japonés. *Véase* Pachysandra.

Tamariz (*Tamarix* spp.). Se propaga por estacas de madera dura, de unos 30 cm de largo, plantadas profundo y que enraizan con facilidad. Las estacas de madera suave tomadas a principios del verano también enraizan con facilidad bajo vidrio o niebla.

Taxodium distichum. *Véase* Ciprés calvo.

Taxus spp. *Véase* Tejo.

Tejo (*Taxus* spp.). (*37, 142, 171*) La mayoría de las selecciones clonales de tejo se propagan por estacas, las cuales enraizan con facilidad. La propagación por semillas se usa poco, debido a la variación en la descendencia, las complicadas condiciones de letargo de la semilla y el lento crecimiento de las plántulas. En aquellas cultivares que son, en particular, difíciles de propagar por estacas se practica el injerto de costado o enchapado de costado, usando como portainjertos estacas que enraizan con facilidad.

Propagación por semillas. En la práctica comercial este método de propagación está limitado casi por completo al tejo japonés, *Taxus cuspidata,* que se produce con bastante fidelidad por semilla si se localizan plantas aisladas como fuentes de semilla. Se cree que las semillas importadas de Japón producen una descendencia uniforme.

Para lograr una buena germinación, las semillas se deben someter a un periodo de estratificación cálida a 20 °C en un musgo turboso húmedo o en otro medio durante 3 meses, seguido por 4 meses a una temperatura más baja (5 °C). El crecimiento de las plántulas es muy lento. Para obtener una planta de tamaño vendible de tejo japonés se necesitan 2 años de crecimiento en el semillero, seguidos por 2 años en cama de trasplante y luego de 3 a 4 años en los surcos del vivero.

Estacas. Las estacas de *Taxus* se pueden enraizar en el exterior en camas frías o en invierno bajo niebla, obteniéndose resultados más rápidos en este último.

Para la cama fría, se hacen temprano en el otoño estacas más bien largas, de 20 a 25 cm, del crecimiento nuevo con una sección de madera vieja en la base. Las estacas de tejo parece que responden bien al tratamiento con sustancias que inducen el enraizamiento, siendo en particular efectivo el ácido indolbutírico en concentraciones relativamente elevadas.

Las estacas se pueden conservar en camas cerradas durante el invierno. En climas con invierno crudo, las camas se deben conservar cerradas, en especial cuando el suelo está congelado pero brilla el Sol. El enraizamiento se efectúa con lentitud en la primavera y verano siguientes.

Para propagación en invernadero, las estacas se deben tomar a principios del invierno después de que han ocurrido varias heladas y se ponen a enraizar en arena, bajo niebla, con calor en el fondo de unos 21 °C y temperatura del aire de alrededor de 10 a 13 °C. El enraizamiento en el invernadero sólo tarda unos 2 meses, pero las estacas no se deben sacar demasiado pronto,

debiendo dar tiempo a que se desarrollen raíces secundarias de las raíces primarias que se formaron antes. Se tienen pruebas (cuando menos en *T. cuspidata expansa* de que las estacas tomadas de plantas masculinas enraizan con más facilidad que las obtenidas de plantas femeninas (las que producen frutos). (*29*) Las bayas y el follaje son muy venenosos si se comen.

Telopea speciosissima. *Véase* Waratah.

Thuja spp. *Véase* Tuya.

Tilia spp. *Véase* Tilo.

Tilo (*Tilia* spp.). (*52, 159*) Las semillas tienen un embrión en letargo más una cubierta impermeable de las semillas, que en algunas especies está rodeada por un pericarpio duro y resistente. Esas semillas germinan con lentitud y dificultad. Se puede obtener una germinación bastante buena removiendo el pericarpio, ya sea por medios mecánicos o remojando las semillas en ácido nítrico concentrado durante 30 min a 2 h, enjuagando prolijamente y secándolas. Después se remojan durante unos 15 min en ácido sulfúrico concentrado para rayar las cubiertas se estratifican durante 4 meses a 2 °C. De otra manera, se puede usar estratificación cálida (de 15 a 27 °C) por 4 o 5 meses, seguido por un periodo igual a temperaturas de 2 a 4 °C. Recolectando las semillas del árbol, justamente cuando sus cubiertas toman por completo color pardo (pero antes de que se caigan y sus cubierta se vuelvan duras y secas), sembrándolas de inmediato se ha obtenido una germinación.

Los hijuelos que salen de tocones de árboles que se han cortado hasta el nivel del suelo, se han acodado con éxito de montículo y se han hecho enraizar estacas de madera suave tomadas de ellos.

La propagación de clones selectos por estacas o por injerto es lenta y difícil), pero se han obtenido buenos resultados haciendo a fines de verano injertos en T en patrones de la misma especie obtenidos de semilla. (*52*)

Toyon. *Véase* Heteromeles.

Trachelospermum jasminoides. *Véase* Jazmín de estrella chino.

Arbol del té. *Véase* Leptospermum.

Trompeta trepadora (*Campsis* spp.). Esta enredadera usualmente se propaga por estacas, pero también se pueden usar las semillas. Con este último método, la estratificación por 2 meses a temperaturas de 4 a 10 °C acelera pero no aumenta la germinación. Las estacas tanto de madera suave como dura enraizan con facilidad. *C. radicans* se puede iniciar por estacas de raíz. El acodado también da buenos resultados.

Trueno (*Ligustrum* spp.). Se propaga fácilmente por semillas. Las semillas limpiadas se deben estratificar antes de la siembra durante 2 a 3 meses a temperaturas de 0 a 10 °. Las estacas de madera dura de la mayoría de las especies plantadas en primavera enraizan con facilidad, al igual que las estacas de madera suave puestas a enraizar bajo vidrio en el verano. El trueno japonés (*L. japonicum*) es un poco difícil de iniciar por estacas, obteniéndose los mejores resultados de brotes terminales en crecimiento activo más bien que de madera más madura.

Tsuga (*Tsuga* spp.). Se propaga con facilidad por semilla. El letargo de las semillas es variable, presentándose en algunos lotes pero no en otros. Para asegurar una buena germinación es

aconsejable estratificar las semillas durante 2 a 4 meses a unos 4 °C. Por lo general, las siembras hechas al exterior en el otoño germinan satisfactoriamente en primavera. Las plántulas se deben sombrear en forma parcial durante la primera estación. Las estacas de tsuga son algo difíciles de hacer enraizar, pero se han reportado buenos resultados con estacas tomadas en toda las épocas del año. Al parecer responden a los tratamientos con sustancias que estimulan el enraizamiento. El acodado también tiene éxito.

Tulipero (*Liriodendron tulipifera* L.). (*124*) Alamo Amarillo. La propagación por semilla es algo difícil. Con polinización cruzada artificial se obtiene un porcentaje elevado de semillas "llenas". Las semillas se deben estratificar alrededor de unos 2 meses antes de la siembra y no se deben dejar secar. Se han obtenido buenos resultados con una variación diaria de la temperatura de estratificación entre 0 y unos 10 °C, aunque una temperatura constante de unos 4 °C quizá sea igualmente satisfactoria. Con la siembra en otoño y estratificación a la intemperie durante el invierno, también se ha obtenido una buena germinación. Las semillas de esta especie a menudo carecen de embrión, de tal manera que se deben hacer pruebas de corte de cada semilla. Aunque no se hace comercialmente a menudo, se han obtenido buenos porcentajes de enraizamiento con estacas de tallo con hojas plantadas en verano. Las estacas de raíz también resultan buenas y la propagación por injertos de púa y de yema se ha hecho con éxito.

Los tuliperos jóvenes son muy difíciles de trasplantar de tal manera que siempre se les debe propagar en recipientes o trasplantarse de los surcos del vivero con cepellón envuelto.

Tuya (Americana [*Thuja occidentalis* L.] y oriental [*T. orientalis* L.].)

Propagación por semilla. La germinación es relativamente fácil pero puede ayudar estratificar las semillas durante 60 días a unos 4 °C.

Estacas

Thuja occidentalis. Las estacas se pueden hacer enraizar a mediados del invierno bajo niebla en el invernadero. A menudo se encuentra que el mejor enraizamiento se logra con estacas tomadas de plantas más viejas que ya no están creciendo con rapidez. Las estacas deben tener unos 20 cm de largo y se pueden tomar ya sea de ramas terminales suculentas en crecimiento activo o de ramas laterales más maduras de varios años de edad. El lesionado y el tratamiento con sustancias estimuladoras del enraizamiento son benéficos. No se debe usar sombra.

También es posible hacer las estacas a mediados del verano y hacerlas enraizar a la intemperie en una estructura cerrada y con sombra. Deben tener varios centímetros de largo y ser del crecimiento de la estación en curso con madera algo madura en la base. Deben estar enraizadas para el otoño.

Thuja orientalis. A menudo es más difícil hacer enraizar las estacas de esta especie que aquellas de *T. occidentalis*. Aquellas pequeñas, tiernas, de varios centímetros de largo, tomadas a fines de primavera se pueden hacer enraizar bajo niebla si se tratan con sustancias que estimulan el enraizamiento. (*170*)

Injerto. Se usa el injerto de costado para propagar clones selectos de *T. orientalis*, usando como patrones plántulas de 2 años de edad de *T. orientalis* cultivadas en macetas. El injerto se hace en el invernadero a fines del invierno. Una vez injertadas, las plantas en macetas se colocan en bancos abiertos y llenos de musgo turboso húmedo, justo hasta cubrir la unión de injerto. Las plantas injertadas deben estar listas a mediados de primavera para sacarlas al campo y que continúen su desarrollo.

Ulmus spp. *Véase* Olmo.

Viburnum (*Viburnum* spp.). (*10, 13, 119*) Este grupo grande de arbustos muy apreciados se puede propagar por diversos métodos incluyendo por semillas, estacas, injerto y acodado. Cuando menos una especie (*V. dentatum*) se propaga con facilidad por estacas de raíz.

Propagación por semillas. Las semillas de viburnum presentan condiciones de letargo bastante complicadas. Las de algunas especies, como *V. sieboldi*, germinan después de un solo periodo ordinario de estratificación a baja temperatura (4 °C), pero la mayoría de las especies requieren un periodo de 2 a 9 meses a temperaturas elevadas (20 a 30 °C), seguidas por un periodo de 2 a 4 meses a temperatura baja (4 °C). Las temperaturas iniciales elevadas causan la formación de la raíz y la temperatura baja subsecuentemente la formación del brote. La estratificación en frío sola no conduce a la germinación. Esos tratamientos bastante exigentes se pueden dar mejor plantando las semillas en verano o a principios del otoño (cuando menos 60 días antes del inicio del invierno), lo cual satisface los requerimientos iniciales de temperaturas elevados. El periodo invernal siguiente completa las exigencias de baja temperatura. Con frecuencia, recolectando las semillas temprano, antes que se hayan desarrollado las cubiertas duras de las semillas, se acelera la germinación. Las semillas de viburnum se pueden conservar de uno a dos años si se guardan en recipientes sellados y se almacenan a temperaturas apenas superiores al punto de congelación. *V. lantana, V. opulus* y *V. rhitidophyllum* comúnmente se propagan por semilla.

Estacas. Aunque algunas especies de viburnum (*V. opulus, V. dentatum* y *V. trilobum*) se pueden propagar por estacas de madera dura, la mayoría de las especies se propagan con éxito por estacas de madera suave enraizadas en arena o perlita bajo vidrio o niebla. Las estacas suaves, suculentas, tomadas a fines de primavera enraizan mejor que aquellas tomadas de tejidos más maduros a mediados del verano, pero es más probable que estas últimas produzcan plantas fuertes que sobrevivan durante el invierno siguiente. Los tratamientos con ácido indolbutírico son de utilidad. Uno de los principales problemas que se presentan con las estacas de viburnum es lograr que sigan creciendo después de enraizadas. Las estacas hechas de material suculento, en desarrollo rápido, a menudo mueren unas cuantas semanas después de haberlas puesto en macetas. Este problema puede superarse no sacando las estacas demasiado pronto, dejando que se forme un sistema radical secundario, que resista mejor el choque del trasplante. También puede ayudar proporcionar a las estacas una solución nutriente unos 10 días antes de que se vayan a sacar. Asimismo es de utilidad colocar las estacas enraizadas bajo luz artificial para aumentar la longitud del día. Las estacas de algunas especies enraizan con mayor facilidad que las de otras. Por ejemplo, *Viburnum carlesii* enraiza con dificultad, pero *V. burkwoodii, V. / rhytidophylloides, V. lantana, V. sargentii* y *V. plicatum*, forma *tomentosum* enraizan con facilidad.

Injerto. Los tipos selectos de viburnum a menudo se propagan injertándolos en estacas enraizadas, acodos o plántulas de *V. dentatum* o *V. lantana*. Con frecuencia, los viburnum injertados crecen formando plantas más vigorosas que aquellos iniciados por estacas. *V. opulus* "Roseum" forma *tomentosum* es achaparrada cuando se injerta en estacas de *V. opulus* "Nanum". Es importante suprimir todas las yemas de los patrones a fin de que después no ahíjen. Los portainjertos se plantan en macetas en el otoño y se llevan al invernadero, en donde se injertan a mediados de invierno con el método de costado, usando madera con yemas en reposo. Después de injertadas, las plantas en macetas se colocan en una estructura cerrada, cubierta con vidrio, con las uniones enterradas en musgo turboso húmedo.

El injerto se puede hacer también a fines de verano, usando portainjertos cultivados en macetas y material para púas que ha dejado de crecer y se ha endurecido. Las plantas injertadas se meten en musgo turboso ligeramente húmedo en estructuras cerradas del invernadero hasta que cicatrizan las uniones de injerto, después de lo cual se llevan al exterior, colocándolas en camas frías cubiertas con vidrio a fin de que se endurezcan para el invierno.

Acodos. Se usa ampliamente el acodo simple, en especial en Europa, para propagar la mayoría de las especies de viburnum. La madera del crecimiento de la estación anterior produce raíces en 18 a 24 meses si se acoda en primavera. Ciertas especies es mejor acodarlas a medianos del verano, usando madera del crecimiento en curso.

Waratah (*Telopea speciosissima*). Las semillas de este arbusto nativo de Australia con hermosas flores semejantes en crisantemos germinan con facilidad, pero las plántulas son difíciles de trasplantar y cultivar fuera de su ambiente nativo. Requiere suelos en extremo pobres en fósforo.

Weigela (*Weigela* spp.). Este arbusto se propaga con facilidad por estacas de madera dura plantadas temprano en primavera o por estacas de puntas de madera suave tomadas en cualquier tiempo, desde primavera hasta el verano. El tratamiento con ácido indolbutírico estimula el enraizamiento.

Wisteria (*Wisteria* spp.). Las wisterias se pueden propagar por estacas de madera suave bajo vidrio o niebla, tomadas a mediados del verano. El tratamiento con ácido indolbutírico a menudo ayuda al enraizamiento. Algunas especies se pueden iniciar por estacas de madera dura colocadas en el invernadero en la primavera. El acodado simple de varas largas es bastante efectivo. Los tipos selectos con frecuencia se injertan en estacas enraizadas de tipos menos deseados. Los hijuelos que salen de las plantas injertadas se deben suprimir con prontitud. Las wisterias no se trasplantan con facilidad, de tal modo que las plantas jóvenes de vivero se inician en recipientes. Las semillas y las vainas son venenosas si se comen.

Xylosoma congestum (Lour.) Merr. *(97)* Se propaga haciendo enraizar estacas con hojas, tomadas a fines del verano o inicios del otoño, en estructuras cerradas, usando la primera y segunda estaca subterminales de la rama. Las estacas se sumergen en IBA a 5000 ppm, y se hacen enraizar en una mezcla de 1:3 de musgo turboso y perlita con calor en el fondo (21 °C). Los resultados obtenidos bajo niebla han sido contradictorios. Las estacas enraizadas se deben endurecer en un invernadero fresco y húmedo.

Zumaque (*Rhus* spp.). Los zumaques comunmente se propagan por semillas que se recolectan en el otoño y no se deben dejar secar. Para obtener una germinación pronta, antes de la siembra se deben remojar de 1 a 6 h en ácido sulfúrico concentrado, dependiendo de la especie y luego plantarse a la intemperie en otoño o estratificarse durante 2 meses a unos 4 °C. Sin embargo, no todas las especies tienen letargo del embrión y en ocasiones se omite el último tratamiento (como en *R. ovata* y *R. integrifolia*). Algunas especies, como *R. aromatica*, no necesitan pretratamiento y germinan sembrándolas en otoño. Algunas de las plantas de zumaque sólo producen flores femeninas y, otras, sólo masculinas, mientras que otras tienen flores de ambos tipos en la misma planta. Para asegurar la fructificación, se deben propagar asexualmente plantas de este último tipo. Cuando se propagan por semilla, muchs de las plántulas producidas no fructifican.

Para aquellas especies que ahíjan mucho, como *R. thyphina* y *R. copallina* se pueden usar estacas de raíz de varios centímetros de largo plantadas en los surcos del vivero de primavera. Las estacas de madera suave, cuando menos algunas especies, como *R. aromatica*, tomadas a mediados del verano, enraizan bien bajo plástico si se tratan con IBA al 1% mezclado con captano al 50% en proporción de 1:1.

BIBLIOGRAFIA

1. Ackerman, W. L., and Seaton, G. A. 1969. Propagating the Bradford pear from cuttings. *Amer. Nurs.* 130(7):8.
2. Afanasiev, M. 1937. A physiological study of dormancy in seed of *Magnolia acuminata*. *N.Y. (Cornell) Agr. Exp. Sta. Mem. 208.*
3. ———. 1943. Germinating *Nandina domestica* seeds. *Amer. Nurs.* 78(9):5-6.
4. Aldhous, J. R. 1972. *Nursery practice.* London: Her Majesty's Stationary Office.
5. Allen, G. S., and J. N. Ownes. 1972. *The life history of douglas fir.* Ottawa, Canada: Forestry Service, Environment Canada.
6. Anderson, W. C. 1978. Rooting of tissue-cultured rhododendrons. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 28:135-39.
7. Andison, A., S. Arrowsmith, and M. Crown. 1974. Rooting cuttings of Douglas fir "plus" trees. *The Plant Propagator* 20(1):4-12.
8. Argles, G. K. 1969. Propagating maples (*Acer* species). *Nurs. and Gard. Cent.* 148(5):129-33; 148(6):199-201.
9. ———. 1969. The propagation of magnolias. *Nurs. and Gard. Cent.* 148(10):361-65; 148(11):399-406.
10. Barton, L. V. 1958. Germination and seedling production in species of *Viburnum. Proc. Plant Prop. Soc.* 8:126-34.
11. Bhella, H. S. 1975. Some factors affecting propagation of Douglas fir. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 25:420-24.
12. ———. 1977. Propagation of river birch (*Betula nigra* L.) by stem cuttings. *The Plant Propagator* 23(2):5-7.
13. ———. 1980. Vegetative propagation of viburnum, cvs. Alleghany, Mohican, and Onondaga. *The Plant Propagator* 26(3):5-9.
14. Boddy, R. M. 1975. Propagation of *Mahonia aquifolium. Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 25:68-71.
15. Brydon, P. H. 1964. The propagation of deciduous azaleas from cuttings. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 14:272-76.
16. Buck, G. J. 1951. Varieties of rose understocks. *Amer. Rose Ann.* 36:101-16.
17. Bunker, E. J. 1975. Germinating palm seed. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 25:377-78.
18. Cameron, R. J. 1968. The propagation of *Pinus radiata* by cuttings. *New Zealand Jour. For.* 13:78-89.
19. Carter, A. R. 1969. Rose rootstocks—performance and propagation from seed. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 19:172-80.
20. ———. 1979. Daphne propagation. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 29:248-51.
21. Carville, L. 1967. Propagation of Knaphill azaleas from softwoods. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 17:255-58.
22. ———. 1975. Propagation of *Acer palmatum* cultivars from hardwood cuttings. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 25:39-42.
23. Caulfield, H. W. 1976. Pointers for successful germination of palm seed. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 26:402-5.
24. Chandler, G. P. 1969. Rooting daphnes from cuttings. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 19:205-6.
25. Chase, H. H. 1964. Propagation of Oriental magnolias by layering. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 14:67-69.

26. Chaturvedi, A., K. Sharma, and P. N. Prasad. 1978. Shoot apex culture of *Bougainvillea glabra* 'Magnifica'. *HortScience* 13(1):36.
27. Chang, T. Y., and T. H. Vogue. 1977. Regeneration of Douglas fir plantlets through tissue culture. *Science* 198:306-7.
28. Chu, K., and W. S. Cooper. 1950. An ecological reconnaissance in the native home of *Metasequoia glyptostroboides. Ecology* 31:260-78.
29. Coggeshall, R. C. 1960. Whip and tongue grafts for dogwoods. *Amer. Nurs.* 111(2):9, 56, 59.
30. ———. 1977. Propagating French hybrid lilacs by softwood cuttings. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 27:442-44.
31. Cohen, M. A. 1975. Vegetative propagation of *Pinus strobus* by needle fascicles. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 25:413-19.
32. Corns, W. G., and R. J. Schraa. 1962. Dormancy and germination of seeds of silverberry (*Elaeagnus commutata* Bernh.). *Can. Jour. Bot.* 40:1051-55.
33. Costin, J. J. 1977. Production of eucalyptus. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 27:44-48.
34. Crockett, J. U. 1971. *Roses.* New York: Time-Life Books.
35. Cumming, W. A. 1964. *Crataegus* rootstock studies. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 14:146-49.
36. Curtis, W. J. 1962. The grafting of Koster spruce, *Cedrus atlantica* 'Glauca', copper beech, and variegated dogwood. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 12:249-53.
37. Davidson, H., and A. Olney. 1964. Clonal and sexual differences in the propagation of *Taxus. Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 14:156-62.
38. Deen, J. L. W. 1974. Propagation of *Quercus ilex* by cuttings. *The Plant Propagator* 20(3):18-20.
39. Deering, T. 1979. Bench grafting of *Betula* species. *The Plant Propagator* 25(3):8-9.
40. deRigo, H. T., and W. O. Hawley. 1966. Effect of time of rhizomatous propagation of a temperate zone bamboo on shoot growth. *Agron. Jour.* 58:401-2.
41. de Wilde, R. 1964. Production and breeding of lilacs. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 14:107-13.
42. Donnelly, J. R., and H. W. Yawney. 1972. Some factors associated with vegetatively propagating sugar maple by stem cuttings. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 22:413-31.
43. Ecke, P., and O. A. Matkin. 1976. *The poinsettia manual.* Encinitas, Calif.: Paul Ecke Poinsettias.
44. Eichelser, J. E. 1978. Propagation of kalmia. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 28:133-35.
45. Einert, A. E. 1974. Propagation of dwarf crape myrtles. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 24:370-73.
46. Farmer, R. E., Jr. 1975. Long term storage of northern red and scarlet oak seed. *The Plant Propagator* 20(4) and 21(1):11-14.
47. Evison, R. J. 1977. Propagation of clematis. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 27:436-40.
48. ———. 1979. *Making the most of clematis.* Nottingham, England: Floraprint.
49. Fazio, S. 1964. Propagating *Eucalyptus* from cuttings. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 14:288-90.
50. Fins, L. 1980. Propagation of giant sequoia by rooting cuttings. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 30:127-32.
51. Flemer, W., III. 1962. The vegetative propagation of oaks. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 12:168-71.

52. ———. 1980. Linden propagation—a review. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 30:333–36.

53. Fleming, R. A. 1962. Rootstocks for ornamental trees. *Rpt. Hort. Exp. Sta. and Prod. Lab.* (Vineland, Ontario), pp. 46–49.

54. ———. 1978. Propagation of holly in Southern Ontario. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 28:553–57.

55. Fordham, A. J. 1968. *Cedrus deodara* 'Kashmir' and its propagation by cuttings. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 18:319–21.

56. ———. 1972. Vegetative propagation of *Albizia. Amer. Nurs.* 128(4):7, 63.

57. ———. 1977. Propagation of *Kalmia latifolia* by cuttings. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 27:479–83.

58. ———. 1977. *Pieris floribunda* and its propagation. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 27:495–97.

59. Fox, B. S. 1972. Propagation of cotoneasters. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 22:213–18.

60. Freeland, K. S. 1977. Propagation of potentilla. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 27:441–42.

61. Fuller, C. W. 1979. Container production of *Euonymus alata* 'Compacta'. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 29:360–62.

62. Girouard, R. M. 1971. Vegetative propagation of pines by means of needle fascicles—a literature review. *Inform. Rpt. Dept. Environ., Can. For. Ser., Quebec.*

63. ———. 1973. Rooting, survival, shoot formation, and elongation of Norway spruce stem cuttings as affected by cutting types and auxin treatments. *The Plant Propagator* 19(2):16–17.

64. Goddard, A. N. 1970. Grafting Japanese maples. *The Plant Propagator* 16(4):6.

65. Goreau, T. 1980. Rhododendron propagation. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 30:532–37.

66. Greever, P. T. 1979. Propagation of *Heteromeles arbutifolia* by softwood cuttings or by seed. *The Plant Propagator* 25(2):10–11.

67. Grossbechler, F. 1981. Mass production of eucalyptus seedlings by direct sowing method. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 31:276–79.

68. Hamilton, D. F., and P. L. Carpenter. 1977. Seed germination of *Myrica pennsylvanicum* L. *HortScience* 12(6):565–66.

69. Hand, N. P. 1978. Propagation of lilacs. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 28:348–50.

70. Hare, R. C. 1979. Modular air layering and chemical treatments improve rooting of Loblolly pine. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 29:446–54.

71. Harris, R. E. 1961. The vegetative propagation of *Amelanchier alnifolia. Can. Jour. Plant Soc.* 41:728–31.

72. Hartline, J. B. 1970. Holly propagation. *Amer. Hort. Mag.* 49(4):213–18.

73. Hartmann, H. T. 1967. 'Swan Hill': a new fruitless ornamental olive. *Calif. Agr.* 21(1):4–5.

74. Hasegawa, P. M. 1979. *In vitro* propagation of rose. *HortScience* 14:610–12.

75. ———. 1980. Factors affecting shoot and root initiation from cultured rose shoot tips. *Jour. Amer. Soc. Hort. Sci.* 105(2):216–20.

76. Hasek, R. F. 1980. Roses. In *Introduction to floriculture,* R. A. Larson, ed. New York: Academic Press.

77. Heit, C. E. 1972. Propagation from seed: Growing larches. *Amer. Nurs.* 135(8):14–15, 99–110.

78. Henny, J. 1963. Exbury azaleas. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 13:231–33.

79. Hicks, H. E. 1956. The propagation of tree peonies. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 6:31–33.

80. Hildreth, W. R. 1969. The propagation of manzanitas by cuttings. *Jour. Calif. Hort. Soc.* 30(2):45–47, 53.

81. Hill, J. B. 1962. The propagation of *Juniperus chinensis* in greenhouse and mist bed. *Proc. Plant Prop. Soc.* 12:173–78.

82. Hill, S. R., and W. J. Libby. 1969. Outdoor rooting of *Pinus radiata. The Plant Propagator* 15(4):13–16.

83. Hinesley, L. E., and F. A. Blazich. 1980. Vegetative propagation of *Abies fraseri* by stem cuttings. *HortScience* 15(1):96–97.

84. Hume, E. P., and P. Owens. 1970. Rooting of hybrid lilac cuttings in outdoor beds. *The Plant Propagator* 16(2):14–17.

85. Huss-Danell, K., L. Eliasson, and I. Öhberg. 1980. Conditions for rooting of leafy cuttings of *Alnus incana. Phys. Plant.* 49:113–16.

86. Iseli, J., and D. Howse. 1981. New cultivars of *Picea pungens glauca*—their attributes and propagation. *The Plant Propagator* 27(1):5–8.

87. Jackson, G. A. D., and J. B. Blundell. 1963. Germination in *Rosa. Jour. Hort. Sci.* 38:310–20.

88. Jaynes, R. A. 1975. *The laurel book.* New York: Hafner Press.

89. ———. 1976. Mountain laurel selections and how to propagate them. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 26:233–36.

90. Joley, L. 1960. Experiences with propagation of the genus *Pistacia. Proc. Plant Prop. Soc.* 10:287–92.

91. Kelley, J. D., and J. E. Foret, Jr. 1977. Effect of timing and wood maturity on rooting of cuttings of *Cotinus coggygria* 'Royal Purple'. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 27:445–48.

92. Kiang, Y. T., O. M. Rogers, and R. B. Pike. 1974. Rooting Mugho pine cuttings. *HortScience* 9(4):350.

93. Kiem, S. C. 1961. Propagation of palms. *Amer. Hort. Mag.* 40:133–37.

94. Klapis, A. J., Jr. 1964. Grafting junipers. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 15:340–41.

95. Kofranek, A. M., and R. Larson, eds. 1975. *Growing azaleas commercially.* Berkeley, Calif.: Div. Agr. Sci., Univ. Calif.

96. Krussmann, G. 1981. *The complete book of roses.* Forest Grove, Ore.: Timber Press.

97. Kubo, E. 1965. Propagation of *Xylosma congestum. Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 15:340–41.

98. Lamb, J. G. D. 1970. Trials on propagation of *Chamaecyparis* at Kinsealy. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 20:334–38.

99. ———. 1976. The propagation of understocks for *Hamamelis. Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 26:127–30.

100. Larson, R. A., J. W. Love, D. L. Strider, R. K. Jones, J. R. Baker, and K. F. Horn. 1978. *Commercial poinsettia production.* Raleigh, N.C.: Dept. Agr. Inf., N.C. State Univ.

101. Lawyer, D. A. 1968. Propagating *Sorbus. Amer. Nurs.* 127(2):7, 54, 56, 58, 60.

102. Lanphear, F. O. 1963. The seasonal response in rooting of evergreen cuttings. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 20:334–38.

103. Leach, D. G. 1965. Efficient production of rhododendrons. *Amer. Nurs.* 122(9):7, 36, 46.

104. Lebens, N. A. 1979. Vegetative propagation of poinsettia without mist. *The Plant Propagator* 25(1):10–11.

105. Lee, F. P. 1965. *The azalea book* (2nd ed.). Princeton, N.J.: D. Van Nostrand.

106. Leiss, J. 1969. *Hamamelis* propagation. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 19:349–52.

107. Li, Hui-Lin. 1961. Ginkgo—the maidenhair tree. *Amer. Hort. Mag.* 40:239–49.

108. Libby, W. J., and M. T. Conkle. 1966. Effects of auxin treatment, tree age, tree vigor, and cold storage on rooting young Monterey pine. *For. Sci.* 12:484–502.

109. Mahlstede, C. 1962. A new technique in grafting blue spruce. *Proc. Plant Prop. Soc.* 12:125–26.

110. March, S. G. 1959. Propagating Ghent and Mollis azaleas. *Amer. Nurs.* 110(12):98–101.

111. Marden, L. 1980. Bamboo, the giant grass. *National Geographic* 158(4):502–29.

112. Martens, O. 1971. Palms—propagation, production, and uses. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 21:110–18.

113. Mergen, R., and B. A. Simpson. 1964. Asexual propagation of pines by rooting leaf fascicles. *Silvae Genet.* 13(5):125–64.

114. McCahon, W. 1964. Propagation of hydrangeas. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 14:253–54.

115. McClure, F. A. 1966. *The bamboos: A fresh perspective.* Cambridge, Mass.: Harvard Univ. Press.

116. McCown, B., and R. Amos. 1979. Initial trials with micropropagation of birch selections. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 29:387–93.

117. McDaniel, J. D. 1964. A look at some hackberries. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 14:143–46.

118. MacDonald, B. 1974. Camellia propagation. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 24:152–54.

119. McMillan-Browse, P. D. A. 1970. Notes on the propagation of viburnums. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 20:378–86.

120. ———. 1971. Propagation of *Aesculus. The Plant Propagator* 17(2):4–6.

121. Mirov, N. T. 1967. Morphology and reproduction. Chapter 5 in *The genus* Pinus. New York: Ronald Press.

122. Moore, J. C. 1963. Propagation of chestnuts and camellias by nurse seed grafts. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 13:141–43.

123. Moore, R. S. 1981. Miniature rose production. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 30:54–60.

124. Morsink, W. A. G. 1974. Propagation of hardy strains of tulip trees (*Liriodendron tulipifera* L.) for southern Ontario. *The Plant Propagator* 20(3):14–15.

125. Myers, J. R., and S. M. Still. 1979. Propagating London plane tree from cuttings. *The Plant Propagator* 25(3):8–9.

126. Nagao, M. A., K. Kanegawa, and W. S. Sakai. 1980. Accelerating palm seed germination with gibberellic acid, scarification, and bottom heat. *HortScience* 15(2):200–201.

127. Nienhuys, H. C. 1981. Propagation of deciduous azaleas. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 30:457–59.

128. Nordine, R. M. 1952. Collecting, storage, and germination of maple seed. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 2:62–64.

129. Orton, E. R., Jr., S. H. Davis, Jr., and L. M. Vasvary. 1966. Growing American holly in New Jersey. *N.J. Agr. Ext. Bul. 388.*

130. Parvin, P., R. A. Criley, and R. M. Bullock. 1973. Proteas: Developmental research for a new cut flower crop. *HortScience* 8(4):299–303.

131. Penfold, A. R., and I. L. Willis. 1961. *The Eucalypts: Botany, cultivation, chemistry and utilization.* New York: Interscience.

132. Phipps, H. M., D. A. Belton, and D. A. Netzer. 1977. Propagating cuttings of some *Populus* clones for tree plantations. *The Plant Propagator* 23(4):8–11.

133. Pinney, J. J. 1970. A simplified process for grafting junipers. *Amer. Nurs.* 131(10):7, 82–84.

134. Pope, D. R. 1974. Propagation of *Hydrangea petiolaris* by cuttings. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 24:194–95.

135. Pridham, A. M. S. 1964. Propagation of American elm from cuttings. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 14:86–88.

136. Purcell, G. V. 1973. The budding of *Hamamelis. Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 23:129–32.

137. Raabe, R. D., and S. Wilhelm. 1966. Budwood as a source of verticillium wilt in greenhouse roses. *Calif. Agr.* 20(10):5–6.

138. Roberts, A. N., and F. W. Moeller. 1968. Propagation of Mugho pine successful. *Ore. Orn. & Nurs. Dig.* 12(1):1–2.

139. Ross, D. M. 1977. Rose rootstock, 'Dr. Huey', in South Australia. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 27:562–63.

140. Rouland, H., and N. E. Pellett. 1974. Propagation of Norway spruce (*Picea abies* [L.] Karst) by stem cuttings. *The Plant Propagator* 20(1):20–26.

141. Ryan, G. F. 1966. Grafting *Eucalyptus ficifolia. The Plant Propagator* 12(2):4–6.

142. Sabo, J. E. 1976. Propagation of *Taxus* in Northern Ohio. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 26:174–76.

143. Salter, C. E. 1970. *Clematis armandii* grafting. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 20:330–32.

144. Saul, G. H., and L. Zsuffa. 1978. Vegetative propagation of elms by green cuttings. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 28:490–94.

145. Savella, L. 1981. Propagating pink dogwoods from rooted cuttings. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 30:405–7

146. Schreiber, L. R., and M. Kawase. 1975. Rooting of cuttings from tops and stumps of American elm. *HortScience* 10(6):615.

147. Scott, A. 1976. A successful technique for grafting hibiscus. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 26:389–91.

148. Semeniuk, P., and R. N. Stewart. 1964. Low temperature requirements for after-ripening of seed of *Rosa blanda. Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 85:639–41.

149. Simpson, R. C. 1981. Propagating deciduous holly. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 30:338–42.

150. Skirvin, R. M., and M. C. Chu. 1979. *In vitro* propagation of 'Forever Yours' rose. *HortScience* 14:608–10.

151. Snyder, W. E. 1953. The fundamentals of juniper propagation. *Proc. Plant Prop. Soc.* 3:67–77.

152. Stadtherr, R. J. 1967. *Magnolia grandiflora* by cuttings. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 17:260–62.

153. Stoutemyer, V. T. 1942. The propagation of *Chionanthus retusus* by cuttings. *Nat. Hort. Mag.* 21:175–78.

154. Schmidt, C. 1961. Propagation of *Ilex aquifolium* from cuttings. *Proc. Plant Prop. Soc.* 11:318–37.

155. Strode, R. E., P. A. Travers, and R. P. Oglesby. 1979. Commercial micropropagation of rhododendrons. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 29:439–43.

156. Stump, D. S. 1980. Roses [*Plants & Gardens* 36 (1)]. Brooklyn, N.Y.: Brooklyn Botanic Garden.

157. Ticknor, R. L. 1969. Review of the rooting of pines. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 19:132–37.

158. Tinga, J. H., J. J. McGuire, and R. J. Parvin. 1963. The production of pyracantha plants from large cuttings. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 82:557–61.

159. Vanstone, D. E. 1978. Basswood (*Tilia americana*) seed germination. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 28:566–69.

160. Van Veen, T. 1971. The propagation and production of rhododendrons. *Amer. Nurs.* 133(8):15–16, 52–58.

161. ———. 1969. Rhododendrons in America. Portland, Ore.: Sweeney, Krist, Dimm.

162. Vertrees, J. D. 1978. *Japanese maples.* Forest Grove, Ore.: Timber Press.

163. Wallis, J. S. 1976. The propagation and training of standard fuchsias. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 26:346–48.

164. Walter, H. 1967. Propagation of Chinese hibiscus. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 17:263–64.

165. Warren, P. 1973. Propagation of *Cercis* cultivars by summer budding. *The Plant Propagator* 19(3):16–17.

166. Wasley, R. 1979. The propagation of *Berberis* by cuttings. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 29:215–16.

167. Watkins, J. V. 1972. Jacaranda. *Horticulture* 50(5):22–23.

168. Wedge, D. 1977. Propagation of hybrid lilacs. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 27:432–36.

169. Weiser, C. J., and L. T. Blaney. 1960. The effects of boron on the rooting of English holly cuttings. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 75:704–10.

170. Wells, J. S. 1955. Chapter 31 in *Plant propagation practices.* New York: Macmillan.

171. ———. 1961. Propagation of *Taxus*—review. *Amer. Nurs.* 114(10):11, 12, 91–98.

172. ———. 1980. How to propagate Japanese maples. *Amer. Nurs.* 151(9):14, 117–20.

173. ———. 1981. A history of rhododendron cutting propagation. *Amer. Nurs.* 154(9):14–15, 114–26.

174. Welsh, K., K. C. Sink, and H. Davidson. 1979. Progress on *in vitro* propagation of red maple. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 29:382–86.

175. Whalley, D. N. 1975. Propagation of Commelin elm by hardwood cuttings in heated bins. *The Plant Propagator* 21(3):4–6.

176. ———. 1979. Leyland cypress—rooting and early growth of selected clones. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 29:190–202.

177. Whitehead, H. C. M., and K. L. Giles. 1976. Rapid propagation of poplars by tissue culture methods. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 26:340–43.

178. Wister, J. C., and G. S. Wister, eds. 1962. *The peonies.* Washington, D.C.: American Horticultural Society.

179. Wolford, J. L., and W. J. Libby. 1976. Rooting giant sequoia cuttings. *The Plant Propagator* 22(2):11–13.

180. Wyman, D. 1955. *Crab apples for America.* Rockford, Ill.: American Association Botanical Gardens and Arboreta.

181. Yocum, H. G. 1964. Factors affecting the germination of palm seeds. *Amer. Hort. Mag.* 43:104–6.

LECTURAS COMPLEMENTARIAS

Crockett, J. U. 1971. *Evergreens.* New York: Time-Life Books.

———. 1972. *Flowering shrubs.* New York: Time-Life Books.

———. 1972. *Trees.* New York: Time-Life Books.

Dunmire, J. R., ed. 1979. *New Western garden book.* Menlo Park, Calif.: Lane.

Fowells, H. A. 1965. *Silvics of forest trees of the United States.* USDA For. Ser. Handbook No. 386. Washington, D.C.: U.S. Govt. Printing Office.

Henley, R. W. 1980. Growing trees for interior use. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 30:505–10.

Hepting, G. H. 1971. *Diseases of forest and shade trees of the United States.* USDA For. Ser. Handbook No. 386. Washington, D.C.: U.S. Govt. Printing Office.

International Plant Propagators' Society. *Proceedings of Annual Meetings.*

McClintock, E., and A. T. Leiser. 1979. *An annotated checklist of woody ornamental plants of California, Oregon and Washington.* Berkeley, Calif.: Univ. Calif. Div. Agr. Sci. Priced Publ. 4091.

Lamb, J. G. D., J. C. Kelly, and P. Bowbrick. 1975. *Nursery stock manual.* London: Grower Books.

McMillan-Browse, P. D. A. 1979. *Hardy woody plants from seed.* London: Grower Books.

Schopmeyer, C. S., ed. 1974. Seeds of woody plants in the United States. *U.S. Dept. Agr. For. Ser. Handbook 450.*

Teuscher, H. 1969. Handbook on conifers. *Plants and Gardens* (Brooklyn Botanic Garden) 25(2):1–105.

Wrigley, J. W., and M. Fagg. 1979. Australian native plants: Propagation, cultivation, and use in landscaping. Sydney: William Collins Publishers.

Wyman, D. 1965. *Trees for American gardens* (2nd ed.). New York: Macmillan.

———. 1969. *Shrubs and vines for American gardens* (2nd ed.). New York: Macmillan.

20

Propagación de Plantas Anuales y Herbáceas Perennes Selectas de uso Ornamental

Las plantas herbáceas se clasifican en *anuales, bienales* y *perennes,* aunque es posible que las diferencias entre esos tipos no sean marcadas. También se les puede clasificar en *rústicas, semirrústicas* y *delicadas o tiernas*. En general, los procedimientos de propagación de estas plantas dependen de sus categorías y de la localidad en donde se vayan a cultivar.

En la siguiente lista de plantas, se presentan datos para la germinación de las semillas de algunas especies, incluso la temperatura en que se debe obtener una germinación más rápida y completa, junto con el tiempo en que se espera que deben germinar. *(4)* Si se dan dos temperaturas, la primera es la nocturna mínima y la segunda la diurna máxima. Una sola cifra indica una temperatura constante.

Los métodos de propagación indicados se presentan como una guía pero en las cultivares, individuales puede ser necesario introducir alguna variación en ellos. *(5, 6, 50)*

Aconitum spp. Capucha de monje. Perenne rústica. Las semillas a menudo presentan latencia y antes de sembrarlas deben someterse durante 6 semanas a estratificación húmedo-fría a 5 °C. Las plantas tienen raíces tuberosas que se pueden dividir, pero una vez establecidas no se deben trasplantar. Todas las partes de las plantas son venenosas.

Achillea spp. Perenne rústica. Las semillas germinan en 1 a 2 semanas a temperatura de 20 °C. También se propaga por división de las matas.

Achimenes spp. Perenne delicada. Las especies pueden propagarse por semillas puestas a germinar en invernadero cálido. Las plantas crecen de pequeños rizomas escamosos que pueden ser divididos para propagación. También se pueden hacer enraizar estacas de madera suave en primavera o estacas de hoja en verano. Las escamas foliares parcialmente secas se pueden plantar y enraizar.

Adiantum spp. *Véase*. Helechos.

Agaphantus spp. Lirio del Nilo. Los rizomas gruesos se pueden dividir para producir nuevas plantas o se puede propagar por semilla.

Agave spp. Comprende a muchas especies de plantas suculentas. Perennes. Las semillas se deben sembrar en suelos arenosos cuando están maduras. Se reproduce vegetativamente por hijuelos que salen en la base de las plantas. Estos se separan junto con las raíces y se vuelven a plantar en primavera. Algunas especies producen bulbillos que se pueden usar en propagación.

Ageratum houstonianum. Anual semirrústica. Las semillas germinan en 1 a 2 semanas a 20-30 °C. También se puede propagar por estacas.

Agrostemma githago. Cresta de gallo. Anual rústica. Las semillas germinan en una a tres semanas a 20 °C.

Alelí. *Véase* Matthiola.

Alhelicillo. *Véase* Lobularia marítima.

Aliso de olor. *Véase* Lobularia marítima.

Allium spp. Cebolla ornamental; también cebolla, cebollín y ajo. Se propaga por semilla. Las plantas crecen en bulbos, los cuales producen hijuelos. Muchas especies producen bulbillos.

Aloe spp. Suculentas de la familia de los lirios. Se propaga por semilla en suelo arenoso bien drenado. La germinación se efectúa en 3 a 4 semanas a temperaturas de 20 a 24 °C. Las plantas producen hijuelos que se pueden separar y hacer enraizar. Las plantas con tallos largos pueden dividirse en estacas, que deben ser expuestas al aire durante unas cuantas horas para permitir que subenricen las superficies cortadas.

Althaea rosea Malvavisco. Bienal semirrústica. Las semillas germinan en 2 a 3 semanas a 20-30 °C. En donde los inviernos no son muy crudos, las semillas se siembran en verano, se trasplanta en otoño para que florezcan al año siguiente, o se siembran las semillas en invernadero cálido en invierno y se trasplantan a la intemperie.

Alyssum saxatile. Boria de oro. Perenne rústica. Las semillas germinan en 2 a 3 semanas a 20 °C. se siembran en verano para que floreen al año siguiente. La germinación se puede estimular con luz o exponiendo las semillas a 15 °C durante 5 días. *(4)* Se propaga por división o por estacas de madera suave en primavera.

Amaranthus caudatus. Amaranto anual semirrústica. Las semillas germinan en 2 a 3 semanas a 20-30 °C. La luz puede aumentar la germinación. *(4)* Siémbrese en invernadero cálido para trasplantar después a la intemperie cuando ha pasado el peligro de heladas. *A. gangeticus tricolor,* Manto de José. Igual que *A. caudatus*. Es sensible al exceso de agua.

Amaryllis belladona. Lirio belladona. Perenne. En zonas de clima benigno crece al exterior de bulbos o en macetas en climas fríos. Se propaga por división o separación de bulbos.

Anchusa capensis. Anual o bienal rústica. Las semillas germinan en 2 a 3 semanas a 20-30 °C. Siémbrense las semillas en verano para que floreen el año siguiente o siémbrense en invierno en invernadero para trasplantar después al jardín. Las semillas pueden ser sensibles a temperaturas superiores a 15 °C. *(4) A. azurea.* Perenne. Los clones selectos se propagan mejor por estacas de raíz o división de matas.

Anemone coronaria. Anémona. Perenne delicada. Las semillas germinan en 5 a 6 semanas a 20 °C y pueden ser sensibles a temperaturas más altas. *(4)* Las plantas forman pequeños grupos

de raíces tuberosas pequeñas en forma de garras. *A. japonica* Anémona japonesa. Perenne rústica. Como las semillas no reproducen la planta con fidelidad, las cultivares se propagan por división o por estacas de raíz. Las raíces se sacan en otoño y se cortan en trozos de 5 cm, las cuales se colocan en cajas o en una cama fría y luego se cubren con 2.5 cm de suelo. Cuando aparecen los brotes, se cambian de macetas. *A. pulsatilla* Flor de Pascua. Perenne rústica. Las semillas germinan en 5 a 6 semanas a 20 °C, pero pueden ser sensibles a temperaturas más elevadas. (*4*) Las plantas se pueden dividir.

Anigozanthos spp. Pata de canguro. Esta planta perenne nativa de Australia se puede propagar con facilidad por semilla. Para obtener unas cuantas plantas se pueden dividir los grupos de rizomas.

Anthemis spp. Margarita dorada. Manzanilla. Rústica perenne. Las semillas germinan en 1 a 3 semanas a 20 °C. Las plantas se pueden dividir o propagar por estacas de tallo.

Anthurium andraeanum. Anturio. De la planta madre separe los hijuelos con raíces adheridas o háganse enraizar bajo niebla estacas terminales que lleven 2 o 3 hojas. Anthurium se puede propagar por métodos in vitro usando un explante de yema vegetativa. (*36*) La propagación por semilla es un método largo que toma de 1-1/2 a 3 años para que las plantas floreen, y las cultivares no se reproducen con fidelidad por semillas. (*26*)

Antirrhinum majus. Antirrino (Perritos). Perenne delicada que se trata como anual. Las semillas germinan en 1 a 2 semanas a 13 °C y es posible que respondan a la luz. (*4*) Algunos híbridos es mejor iniciarlos a temperaturas de 16 a 18 °C. Las semillas germinan bien en niebla. (*6*) Iníciense bajo techo para pasar después a la intemperie (en climas benignos en otoño o en primavera en climas con invierno frío). Las estacas de madera suave enraizan con facilidad.

Aquilegia spp. Columbina. Perenne rústica. Las semillas germinan en 3 a 4 semanas a 20-30 °C y es posible que respondan a la luz en 3 a 4 semanas de estratificación húmeda-fría a 5 °C. (*4*)

Arabis spp. Berro de roca. Perenne rústica. Las semillas germinan en 3 a 4 semanas a 20 °C y es posible que respondan a la luz. (*4*) Las estacas de madera suave tomadas del crecimiento nuevo inmediatamente después de la floración enraizan con facilidad. Las plantas se pueden dividir en primavera u otoño.

Artoctis stoechadifolia. Margarita africana. Anual semirrústica. Las semillas germinan en 2 a 3 semanas a 20 °C. Siémbrense bajo techo para trasplante posterior.

Armeria spp. Perennes rústicas siempre verdes. Las semillas germinan en 3 a 4 semanas a 20 °C. Se propaga mejor por división de matas en primavera u otoño.

Arvejilla. *Véase* Lathyrus.

Asclepias tuberosa. Hierba de la mariposa. Perenne rústica. Las semillas germinan en 3 a 4 semanas a 20-30 °C. Las semillas frescas pueden necesitar enfriamiento. Una vez establecidas, las plantas no se deben disturbar. *A. curassavica* Flor de sangre. Perenne tropical. Se propaga por semilla o haciendo enraizar estacas de madera suave. Su raíz primaria larga dificulta el trasplante.

Asparagus asparagoides. Espárrago. Perenne delicada. Se propaga por semillas, que germinan en 3 a 4 semanas a 20-30 °C. Siémbrense las semillas tan pronto como maduren, ya que son de

vida corta. (*6*) En primavera se pueden hacer estacas de brotes jóvenes tomados de plantas viejas. Se pueden dividir las matas *A. plumosus* Espárrago de helecho y *A. sprengeri*, Espárrago Sprenger. Las semillas germinan a 4 en 6 semanas a 20-30 °C. Rompa la cubierta de las semillas con navaja. Estas especies también se pueden propagar vegetativamente como se ha descrito.

Aster spp. Margaritas de San Miguel. Rústicas perennes. Las semillas germinan en 2 a 3 semanas a 20 °C. Las cultivares se pueden propagar sacando las matas en otoño y dividiéndolas, descartando las partes viejas.

Aubrieta deltoidea. Aubrieta. Perenne rústica, tratada a veces como anual. Las semillas germinan en 2 a 3 semanas a 13 °C. Las matas son difíciles de dividir. Se pueden tomar estacas inmediatamente después de la floración.

Aucuba japonica. *Véase* Planta polvo de oro.

Baptisis spp. Indigo falso. Perenne rústica. La germinación de las semillas a 20 °C es lenta y desigual. Júntense las semillas cuando maduren y siémbrense al exterior para que invernen. Las matas son difíciles de dividir debido a su larga raíz principal.

Begonia spp. (*54*) Perennes tropicales. Las semillas, que son muy pequeñas y necesitan luz, germinan en 2 a 4 semanas a 20 °C. Siémbrense en un medio húmedo, ligero con poca o ninguna cubierta. Las especies de begonias, las tuberosas y las cerosas se propagan por semilla, pero otros tipos se propagan vegetativamente.

Begonias de raíz fibrosa. Begonias cerosas, begonias de Navidad y otras. Se propagan por estacas de hoja o de madera suave tomadas de ramas jóvenes en primavera y en verano.

Begonias tuberosas. Además de propagarse por semilla, se pueden multiplicar por tallos tuberosos, que se dividen en secciones que lleve cada una cuando menos un punto de crecimiento. Las estacas de hoja, hoja y yema y de tallo cortas (de preferencia que lleven adherida una porción del tallo tuberoso) enraizan con facilidad.

Tipos rizomatosos. (Varias especies y cultivares, incluyendo *Begonia rex*). Se dividen las plantas o se cortan los rizomas en trozos. La propagación usualmente se hace por estacas de hoja, pero las de raíz también enraizan. El tratamiento de las estacas de hoja con citokininas aumenta el número de plantitas producidas por hoja. (*65*) *B. evansiana* produce pequeños tubérculos, que se separan y plantan. Las begonias también se pueden propagar usando métodos de cultivo in vitro, empleando explantes de pecíolos. (*43*)

Bellis perennis. Margarita inglesa. Perenne rústica que a menudo se trata como anual o bienal. Las semillas germinan en 1 a 2 semanas a 20 °C y es posible que respondan a la luz. (*4*) Las matas deben dividirse cada año para evitar el apiñamiento.

Boltonia spp. Boltonia. Perenne rústica. Las semillas germinan en 2 a 3 semanas a 20 °C. Divídanse las plantas en primavera u otoño.

Bromeliaceas. Alrededor de 2000 especies de plantas tropicales herbáceas o subarbustivas, agrupadas en 45 géneros. La más conocida de ellas es la piña (*Ananas*). La propagación se hace principalmente por semillas o por división asexual de brotes laterales, pero en algunas especies se ha usado con éxito la propagación in vitro con métodos de cultivos de tejidos. (*28*)

Browallia spp. Flor amatista. Perenne, delicada, de flores azules, a menudo tratada como anual. Las semillas germinan en 2 a 3 semanas a 20 °C. Se pueden tomar estacas de madera suave en el otoño o la primavera. Se puede usar como planta floral de maceta para interiores en el invierno.

Cactos. (*22, 48*) Un gran grupo de muchos géneros, especies y algunas cultivares. Perennes de delicadas a semirrústicas. Muchas especies se pueden propagar por semillas, pero éstas a menudo germinan con lentitud. Siémbrense las semillas tratadas con fungicida en una mezcla estéril bien drenada y riéguese con parquedad, sin dejar que se seque el medio. Se pueden cortar partes de tallo y hacerse enraizar como estacas o se pueden separar pequeños hijuelos que enraizan con facilidad. Antes de poner a enraizar los hijuelos déjelos secar unos cuantos días para que cicatricen (suberice) las superficies cortadas. Las estacas necesitan 2 a 3 semanas para cicatrizar. Durante el enraizamiento es innecesario proporcionar humedad elevada, pero el calor en el fondo es benéfico. Se ha usado el injerto para proporcionar un patrón resistente a la pudrición a ciertas especies y obtener formas de crecimiento poco comunes. Por ejemplo, *Zygocactus truncatus*, que es péndulo, se ha injertado a veces en tallos erectos de *Pereskia aculeata*. Los injertos intergenéricos, por lo general, tienen éxito. Se emplea un tipo de injerto de hendedura. Se corta el tallo del patrón y se quita una porción en forma de cuña. La púa se prepara removiendo de cada lado de la base una capa delgada y se ajusta al corte hecho en el patrón, manteniéndola en su sitio con un alfiler o espina. El injerto completado se mantiene en un invernadero cálido hasta que cicatrice (*12, 20*) (véase la Fig. 11-4).

Caladium bicolor. Esta planta perenne tropical, que se cultiva por su follaje de vistosos colores, produce tubérculos. La propagación se efectúa separando los tubérculos de la planta progenitora al final de los 3 a 4 meses de periodo de reposo, justamente antes de plantarlos. A veces los tubérculos se dividen en porciones, cada una de ellas cuando menos con 2 yemas ("ojos"). Los caladiums prosperan mejor a la intemperie, plantados cuando la temperatura mínima es superior a 18 °C o como plantas mantenidas a temperaturas nocturnas de 18-21 °C y diurnas de 24-29.5 °C.

Calceolaria spp. Perenne delicada, a menudo cultivada como anual. Las semillas germinan en 2 a 3 semanas a 20 °C. También se propaga por estacas de madera suave.

Calendula officinalis Caléndula. Anual rústica, en climas benignos florea en invierno sembrada a fines del verano. Las semillas germinan en 1 a 2 semanas a 20-30 °C. Aclárense las plantas dejándolas a unos 30 cm de distancia.

Calla. *Véase* Zantedeschia spp.

Callistephus chinensis. Aster chino. Anual semirrústica. Las semillas germinan en 2 a 3 semanas a 20 °C. Sólo siembre tipos resistentes a la marchitez.

Campanula carpatica. Campanilla de los Cárpatos. Perenne rústica. Las semillas germinan en 2 a 3 semanas a 20-30 °C y es posible que respondan a la luz. (*4*) *C. latiflora* Campanilla perenne rústica. Las semillas germinan en 2 a 3 semanas a 13-32 °C.

C. medium. Campánulas de Canterbury. Las semillas que germinan en 2 a 3 semanas a 20-30 °C se siembran temprano en primavera o a inicios de verano para que floreen al año siguiente.

C. persicifolia. Campánulas de durazno. Perennes rústicas. Las semillas germinan en 2 a 3 semanas a 20-30 °C y responden a la luz. (*4*) Se pueden separar y hacer enraizar los pequeños hijuelos.

C. pyramidalis. Campánula de chimenea. Perenne rústica, a menudo tratada como bienal. Las semillas germinan en 2 semanas a 20-30 °C. Las campánulas también se pueden incrementar por división y por estacas enraizadas.

Canna spp. Canna. Perenne delicada. Las cultivares no se reproducen con fidelidad por semilla. Las semillas, que tienen cubierta dura deben escarificarse antes de la siembra y se hacen germinar en un invernadero cálido. Las cultivares se propagan por división de los rizomas, conservando adherido tanto tejido de tallo como sea posible en cada punto de crecimiento. En climas benignos lo anterior se hace después de que mueren los brotes en otoño o antes de que empiece el crecimiento en primavera. En climas fríos, las plantas se sacan en otoño, se almacenan en el invierno, se dividen en primavera y luego se inician en arena o suelo arenoso, para trasplantar a la intemperie cuando ha pasado el riesgo de heladas.

Catanache caeruleas. Dardo de cupido. Perenne rústica. Las semillas germinan en 2 a 4 semanas a 20-30 °C. Las plantas se pueden dividir en otoño.

Celosia argentea. Cresta de gallo.

Centaurea cineraria y otras. Cineraria. Perenne delicada. Las semillas germinan en 2 a 4 semanas a 20-30 °C. Se pueden hacer enraizar las estacas. *C. cyanus* Flor de los granos. Botón de caballero, *C. moschata.* Son especies perennes rústicas cuyas semillas germinan en 3 a 4 semanas a 20-30 °C.

Cerastium tomentosum. Nieve de verano. Perenne rústica. Las semillas germinan en 2 a 4 semanas a 20 °C. Se propaga con facilidad por división en otoño o por estacas de madera suave en verano.

Clavel. *Véase* Dianthus.

Clarkia spp. Anuales rústicas. Las semillas germinan en 1 a 2 semanas a 13-32 °C. Aquellas de algunas estirpes necesitan luz.

Clavelón. *Véase* Tagetes.

Cleome spinosa Flor de araña. Anual delicada. Las semillas germinan en 1 a 2 semanas a 13-32 °C. Es posible que respondan a la luz. (*4*)

Codiaeum veriegatum. (*51*) Croton. Perenne tropical. Se propaga por estacas terminales con hojas en primavera o verano. Las plantas altas, "zancudas", se pueden propagar por acodos aéreos.

Colchicum autumnale. Cólquico de otoño. Azafrán. Perenne rústica que crece formando un cormo. Las semillas se siembran tan pronto como maduran en el verano, pero pueden necesitar enfriamiento en el invierno para germinar. Se necesitan varios años para que las plantas alcancen tamaño florífero.

Coleus blumei. Perenne delicada. Las semillas germinan en 2 a 3 semanas a 20-30 °C, pero las plántulas resultan variables. Los individuos selectos se propagan por estacas de madera suave, que enraizan con facilidad.

Convallaria majalis. Lirio del valle. Perenne rústica que forma un rizoma en cuyo extremo desarrolla una yema subterránea grande. En el otoño, se sacan las plantas y la yema, con las raíces adheridas se usa como material de propagación. La extracción debe hacerse a comienzos del otoño, completando la replantación para fines de la misma estación. Los rizomas con yema aislados se pueden almacenar en refrigeración, colocados en bolsas de plástico y luego se plantan a fines de invierno para que floreen en primavera (véase Fig. 15-16).

Cordyline terminalis. Ti. Se propaga con facilidad por estacas y también por explantes de tallo cultivados *in vitro*. (*35*

Coreopsis spp. Perennes y anuales rústicas. Las semillas, que germinan en 2 a 3 semanas a 20 °C es posible que respondan a la luz. (*2*) Las matas perennes se pueden dividir en primavera o en otoño.

Cortaderia selloana. Pasto de las Pampas. Las mejores "plumas" se encuentran en plantas femeninas. Se propaga por división de las matas.

Cosmos bipinnatus y C. sulphureus. Anual semirrústica. Las semillas germinan en 2 a 3 semanas a 20-30 °C y es posible que respondan a la luz. (*4*)

Crassula argentea. Planta de jade. Se puede propagar en cualquier tiempo por estacas de hoja con yema o de tallo.

Crocus vernus. Crocus holandés. También otras especies de *Crocus*. Perenne rústica que se cultiva a partir de un cormo. Las semillas germinan tan pronto como maduran en verano, necesitándose varios años para que la planta florezca. Cuando las hojas mueren en otoño, se sacan las plantas, y los cormos y cormillos se separan y vuelven a plantar.

Cucurbita pepo var. ovífera. Calabazas ornamentales. Anuales delicadas. Las semillas germinan en 2 a 3 semanas a 20-30 °C.

Cyclamen spp. (*39, 44*) Perennes delicadas. Las plantas se desarrollan de un tallo subterráneo grande. Cyclamen se propaga mejor por semillas, que germinan en 3 a 4 semanas en la oscuridad a temperaturas de unos 20 °C, pero no superiores a 22 °C. La siembra se hace de mediados de verano a mediados de invierno. La germinación es mejor en un medio de musgo turboso pulverizado al que se agregan caliza molida y nutrientes minerales. (*64*) Las plántulas necesitan de uno a varios años para florear. Los tubérculos se pueden dividir para obtener unas cuantas plántulas idénticas a la materna.

Cymbalaria muralis. Hiedra de Kenil. Perenne semirrústica. Las semillas germinan en 1 a 4 semanas a 12 °C. Se autosiembran con facilidad. También se puede multiplicar por estacas de madera suave o por división de matas.

Cynoglossom amabilis. No me olvides chino. Bienal rústica que se cultiva como anual. Las semillas germinan en 2 a 3 semanas a 20 °C y es posible que respondan a la luz. (*4*)

Cheiranthus cheiri. Flor de pared. Perenne semirrústica, con frecuencia tratada como bienal. Las semillas germinan en 2 a 3 semanas a 13 °C y muchas responden a la luz. (*4*) Las plantas selectas pueden incrementarse por estacas tomadas a principios de verano.

Chlorophytum comosum. Planta araña. Se propaga con facilidad sembrando las plantas en miniatura que se desarrollan en el extremo de los estolones. La formación de estolones está controlada por la longitud del día, estimulando su formación los días cortos (de 12 h o menos diarias). (*23*)

Chrysantemum carinatum, C. coronarium y C. segetum híbridos. Muchas cultivares. Anuales rústicas. Las semillas germinan en 2 a 4 semanas a 20 °C.

C. parthenium. Perenne rústica, por lo general, cultivada como anual. Se inicia por semillas, como se describió arriba. Las plantas se autosiembran con facilidad y se pueden dividir.

C. maximum. Margarita Shasta. Perenne rústica que a menudo se trata como anual, ya que es de vida corta. Las plantas se multiplican por semilla o por los tallos de tipo estolón, que pueden ser sacadas y divididos en el otoño. Las porciones individuales tienen raíces y se pueden trasplantar.

C. morifolium. Crisantemos de jardín y de invernadero y *C. frutescens*.

Margaritas. Perennes rústicas y semirrústicas. Después de la floración se desarrollan brotes laterales en la base de los tallos floríferos, en particular, si se cortan las puntas. Cuando los nuevos brotes laterales tienen de 8 a 10 cm de largo y están macizos pero no leñosos, se cortan y se hacen enraizar como estacas de madera suave bajo niebla y con tratamiento de ácido indolbutírico como hormona de enraizado. La mejor fuente de nuevas estacas es un bloque madre (o de incrementación) cultivado en una zona aislada de las áreas de producción. Esas plantas se cultivan en programas diseñados para conservarlas libres de organismos patógenos y de virus así como fieles al tipo. (*6*) Las estacas sin enraizar se pueden conservar hasta 30 días a 0.5 °C. Para plantar a la intemperie se pueden tomar estacas en la misma forma. En zonas con inviernos benignos, las estacas se pueden tomar a fines del invierno para hacerlas enraizar y después trasplantarlas al jardín. En regiones de invierno frío, las plantas se deben sacar en el otoño y llevar al invernadero o a una cama fría. Las estacas se deben hacer en el invierno. También se pueden dejar plantas en su sitio y dividirlas en primavera o el otoño. Si las estacas se toman de las puntas de los tallos que estén alejadas del suelo no es probable que se infecten con algunos insectos y enfermedades que se encuentran en el terreno.

Los crisantemos se propagan con facilidad con el cultivo in vitro de puntas de tallo y de segmentos de pétalos. (*7*)

Chícharo de olor. *Véase* Lathyrus.

Dahlia. Dalias. Perennes delicadas con cientos de cultivares. Las semillas germinan en 2 a 3 semanas a 20-30 °C cuando se plantan bajo techo para después trasplantar a la intemperie. Las cultivares se deben propagar vegetativamente. Las plantas se desarrollan de raíces tuberosas grandes. Las matas se sacan en el otoño antes de las heladas y se guardan durante el invierno a 2-10 °C, cubiertas con un material como tierra o vermiculita para evitar que se arruguen. En primavera, cuando empiezan a aparecer los nuevos brotes, se dividen los grupos de tubérculos de tal manera que cada porción tenga cuando menos un brote. Se plantan a la interperie cuando

ha pasado el riesgo de heladas. También se pueden propagar por estacas de madera suave o de hoja con yema.

Daylily. *Véase* Hemerocallis.

Delphinium spp. Perennes rústicas, de ordinario propagadas por semillas, las cuales germinan en 3 a 4 semanas a 12 °C. Las semillas son de vida corta y se deben usar frescas o almacenarse en recipientes y a bajas temperaturas y humedad reducida. Por lo general, las semillas se siembran al exterior en primavera o verano para obtener plantas que produzcan flores en el siguiente año. Los delfinios se pueden propagar por estacas de madera suave. (*18*) Se pueden dividir las matas en primavera u otoño, pero las plantas obtenidas tienden a ser de vida corta.

D. ajacis. Espuela de caballero. Perenne rústica. Las semillas germinan en 3 a 4 semanas a 12 °C. Las plantas jóvenes y las semillas son venenosas si se comen.

Dianthus caryophyllus. Claveles. (*8*) Perennes delicadas a semirrústicas de las que hay muchas cultivares en el comercio de flores. Las semillas germinan con facilidad, pero se usan principalmente para el fitomejoramiento. Los claveles se propagan sin dificultad por estacas de madera suave. (*27*) Bajo niebla y tratados con alguna sustancia reguladora del crecimiento, se pueden hacer enraizar en cualquier época del año. La mejor fuente de estacas es un bloque madre (o de incrementación) aislado de las áreas de producción, cuyas plantas se originan de estacas tomadas de plantas madres cultivadas con un programa complejo diseñado para mantenerlas libres de organismos patógenos y de virus, así como fieles al tipo (véase la Fig. 8-10). Esas estacas enraizadas son producidas en su mayor parte por cultivadores especialistas, pero los bancos de cultivo comercial pueden ser otra fuente si en los bloques se ha practicado un proceso cuidadoso de control de enfermedades y de selección. Las ramas laterales que salen después de la floración se separan y se usan como estacas. Las estacas enraizan en 2 a 4 semanas y se pueden plantar directamente en los bancos del invierno, o bien, trasplantarse a macetas de turba o a una cama de vivero. Los claveles también se propagan en gran escala cultivando in vitro explantes de puntas de tallo. (*19*)

D. plumarias y especies afines. Claveles de jardín, clavellinas. Perennes rústicas, aunque algunas especies se pueden cultivar como anuales o bienales. Las semillas germinan con facilidad en 2 a 3 semanas a 20 °C, pero es posible que no reproduzcan la cultivar. Las estacas de madera suave se toman a principios del verano y se hacen enraizar para obtener plantas para el siguiente año. También se pueden acodar.

D. barbatus. Clavel del Japón. Perenne pero cultivada como bienal. Se inician por semillas plantadas a la intemperie en primavera. En áreas de clima benigno se trasplantan a su sitio permanente en el otoño. En regiones de invierno frío, se les conserva durante el invierno en una cama fría y se trasplantan en primavera.

Dicentra spp. Corazón sangrante. Perennes rústicas. Las semillas se siembran a fines de verano o en el otoño para que invernen a temperaturas bajas. De otra manera, antes de sembrarlas se deben estratificar durante seis semanas a menos de 5 °C. Divídanse las matas en primavera u otoño. Se pueden hacer enraizar estacas de tallo si se toman en la primavera después de la floración. En esta época también se pueden tomar de las raíces largas estacas de unos 7.5 cm de longitud.

Dictamnus albus. Planta de gas. Perenne rústica. La propagación se hace igual que la de *Dicentra*. Una vez establecidas, las plantas no deben disturbarse. Algunas personas son alérgicas a las plantas de esta especie.

Dieffebachia spp. Caña tonta. Perenne tropical. Córtense los tallos en segmentos de 5 cm y colóquense horizontalmente en arena. Si las plantas se vuelven altas y zancudas, se puede cortar la parte superior y hacer enraizar como estacas o hacer un acodo aéreo. Las hojas y los tallos son venenosos (Fig. 10-11).

Digitalis spp. Dedalera. Las semillas germinan en 2 a 3 semanas a 20-30 °C y es posible que respondan a la luz. (*4*) Siémbrense al exterior en primavera, trasplántese a una distancia de 22.5 cm y vuélvase a trasplantar a su sitio permanente en el verano. Las especies perennes se multiplican por división de matas.

Dorinicum spp. Mata leopardos. Perenne rústica. Las semillas germinan en 2 a 3 semanas a manas a 20-30 °C.

Doronicum spp. Mata Leopardos. Perenne rústica. Las semillas germinan en 2 a 3 semanas a 20 °C. Divídanse las plantas en primavera u otoño.

Dracaena spp. Grupo variable de plantas tropicales de follaje, perennes. Las semillas germinan en 3 a semanas a 30 °C. Las estacas de hoja con yema, a las que se quita una parte de la hoja, enraizan bien bajo niebla si se tratan con ácido indolbutírico a razón de 25 000 ppm.

Echeverría. *Véase* Suculentas.

Echinops exaltata. Cardo de globo. Perennes rústicas. Las semillas germinan en 1 a 4 semanas a 20-30 °C. Las plantas pueden dividirse en primavera. En el otoño se pueden tomar estacas de raíz de 7 a 7.5 cm de largo y plantarse en suelo arenoso en una cama fría.

Epiphyllum spp. Cacto florífero con hojas. Perenne delicada. Las semillas no germinan bien cuando están frescas, pero lo hacen después de almacenarlas de 6 a 12 meses si se plantan en un invernadero cálido. Se propaga con facilidad por estacas de hoja o por injerto en *Opuntia*. *Véase* Cactos.

Eschscholzia californica. Amapola de California. Perenne rústica. Siémbrense las semillas al exterior en el otoño en climas benignos y temprano en primavera en áreas más frías. Tiende a autosembrarse.

Fatshedera lizei. Hiedra de árbol. Un cruzamiento entre *Hedera helix* y *Fatsia japonica*. Se propaga por estacas de tallo o acodos aéreos.

Ficus benjamina. Higuera llorona. Se inicia con facilidad por estacas con hojas de madera semidura, tomadas en primavera o a inicios del verano y enraizadas bajo niebla. Se puede propagar por cultivo in vitro de puntas de tallo. (*41*)

Fijus elastica. (*13*) Planta de caucho. Hule. Perenne tropical. Se propaga por estacas tomadas de ramas de 15 a 30 cm. También se pueden separar yemas individuales u "ojos" y hacerlas enraizar. Estas estacas se toman en primavera, se injertan en arena o un medio similar y se tienen en un invernadero cálido. En las ramas de árboles que crecen en el trópico se hacen acodos aéreos y los acodos enraizados se envían a diversos mayoristas para su desarrollo posterior. También se pueden hacer acodos aéreos en plantas que crecen bajo techo y se vuelven muy zancudas (véase la Fig. 14-6).

Ficus lyrata. Higuera de hoja de violín. Se puede propagar por estacas o acodos aéreos. También se puede multiplicar mediante los brotes adventicios que se desarrollan en cultivos in vitro de porciones de hojas separadas. (*17, 41*)

Freesia spp. Perennes delicadas. Las semillas sembradas en otoño germinan en 4 a 6 semanas y florean en la primavera siguiente. Una temperatura de 18.5 °C es la mejor para la germinación. Las plantas se cultivan a partir de cormos, que se plantan en primavera y se sacan en el otoño. En esta época se separan los cormillos y se replantan para que crezcan más para su floración futura.

Gaillardia spp. Gailardia. Perennes rústicas y anuales. Las semillas germinan en 2 a 3 semanas a 20 °C y es posible que respondan a la luz. (*4*) Las clases perennes se plantan en primavera para que florezcan al año siguiente. Estas se pueden iniciar también de estacas de raíz o se pueden dividir las plantas en primavera u otoño, pero no viven mucho.

Galanthus spp. Gota de nieve. Perenne rústica. Los bulbos se plantan en otoño para que floreen en la primavera siguiente. Cuando se sacan los bulbos se quitan los hijuelos.

Gazania spp. Perenne delicada a menudo cultivada como anual. Se propaga por semillas sembradas en primavera o por estacas de madera suave tomadas a fines del verano, puestas a enraizar en una cama fría y luego trasplantadas en primavera. Divídanse las matas cada 3 o 4 años.

Gentiana spp. Genciana. Muchas especies, la mayoría de ellas perennes rústicas, aunque algunas son anuales y bienales. Siémbrese la semilla fresca en el otoño para que inverne a la intemperie. Las semillas germinan en 1 a 4 semanas a 20 °C, pero es mejor mantenerlas 10 días antes de la siembra a 0 °C.

Geranium. *Véase* Pelargonium.

Gerbera jameson. Margarita de transval. Perenne delicada. Las semillas germinan en 2 a 3 semanas a 20 °C. Es importante usar semillas frescas. También se pueden separar brotes basales del rizoma y usarse como estacas. Para multiplicación rápida en gran escala se puede recurrir al cultivo in vitro de puntas de tallos. (*47*)

Geum spp. Geum. Perenne rústica. Las semillas germinan en 3 a 4 semanas a 20-30 °C. Se propagan también por división de matas en la primavera o el verano.

Gladiolos. Perenne delicada que se cultiva a partir de cormos. La propagación de semilla se usa para producir nuevas cultivares. Las semillas se siembran en primavera ya sea bajo techo para trasplantar después o al exterior cuando ha pasado el riesgo de heladas (véase el Cap. 15).

Gloxinia *(Sinningia speciosa).* Para producción comercial se cultiva de semilla. Estas germinan con rapidez si se siembran en un medio artificial bajo niebla intermitente y se mantienen a una temperatura nocturna de 21 °C. Las plantas florecen en 6 a 7 meses. Gloxinia también se puede cultivar *in vitro* usando explantes de hojas. (*32*)

Godetia spp. Perennes rústicas. Siémbrense las semillas al principio de la primavera. Germinan en 2 a 3 semanas a 20 °C.

Gypsophila spp. (*G. elegans*). Anual. Las semillas germinan en 2 a 3 semanas a 20 °C.

G. paniculata. Perenne rústica. Se inicia por semilla como la anterior. Las cultivares de flor doble se injertan en patrones de *G. paniculata* (de flor sencilla) obtenidas de semilla. El injerto se puede hacer en verano y otoño, usando plantas cultivadas a la intemperie como patrones, que se colocan en una cama fría para que cicatrice el injerto. También se hace el injerto en invierno y a principios de primavera, usando patrones cultivados en invernadero. *G. paniculata* se puede propagar por cultivos in vitro usando explantes de puntas de tallo. (*37*)

Haworthia. *Véase* Suculentas.

Helechos. (*29, 49, 52*) Muchos géneros y especies. Las esporas, de aspecto pulverulento, se colectan de los esporangios que están en el envés de las hojas. Examínense esos esporangios con una lente de aumento para asegurarse de que están maduros y no vacíos. Coloque las frondas con las esporas en un sobre de papel manila y séquelas durante una semana a 21 °C. Críbense para separar las esporas de la basura. Colóquense en un frasco muy bien cerrado y almacénese en un lugar seco y fresco. Siémbrense las semillas de manera uniforme en la superficie de una mezcla húmeda de suelo esterilizada, como de dos terceras partes de musgo turboso y una tercera parte de perlita, colocada en cajas, prestando especial atención a hacerlo en condiciones sanitarias. Déjese en la parte superior un espacio de 2.5 cm y cúbrase con un vidrio. Use temperatura del aire de 18 a 24 °C. El calor en el fondo puede resultar útil. Manténgalas húmedas, usando de preferencia agua destilada para evitar daños por sales.

Las esporas germinan y producen un crecimiento de unos 3 mm de grueso que está formado por muchos prótalos. La fertilización de los arquegonios, que están en el envés del prótalo, ocurre en 3 a 6 meses. Para el primer trasplante, se toma con unas pinzas una porción pequeña del prótalo y se pasa a una nueva caja con mezcla de suelo, dándoles mayor espaciamiento. Los prótalos se expanden hasta llegar a unos 13 mm de diámetro y producen pequeñas plantas esporofíticas con hojas y raíces primarias. Se hace un segundo trasplante del cual crecen las plantas de helecho.

Se han desarrollado procedimientos para propagar helechos in vitro a partir de esporas usando una solución nutriente en agar. (*33, 38, 63*)

Se pueden emplear varios métodos de propagación vegetativa. Los helechos forman rizomas gruesos, que pueden dividirse. Algunas especies (como *Cystopteris bulbifera*) producen en el envés de las hojas pequeñas "bulbillos", de más o menos al tamaño de un chícharo. Cuando maduran caen al suelo y producen pequeñas yemas vegetativas en el haz o el borde de las hojas. Estas se separan y forman nuevas plantas.

Las cultivares del grupo del helecho de Boston (*Nephrolepsis*) que es estéril (no propagable por esporas) ahora se multiplica en gran parte mediante cultivos in vitro, iniciados con puntas de rizomas. (*10*) Esta técnica es también aplicable a helechos de otros géneros, como *Adiantum* (helecho cabello de doncella), *Alsophila* (helecho arbóreo australiano), *Pteris* (helecho de marismas), *Microlepia, Platycerium* (helecho cuerno de ciervo) y *Woodwardia* (helecho de cadena).

Helenium autumnale. Perenne rústica. Las semillas germinan en 1 a 2 semanas a 20 °C. Las cultivares se multiplican por división. Los brotes enraizados se separan en primavera, se plantan en el vivero y se trasplantan en otoño e invierno.

Helianthemum nummularium. Rosa del Sol. Perenne semirrústica. Las semillas germinan en 1 a 3 semanas a 20-30 °C. Las cultivares se propagan por estacas de madera suave tomadas en primavera de brotes jóvenes. Se trasplantan a macetas y se pasan a su sitio permanente en el invierno o primavera siguientes. También es posible dividir las matas, pero las plantas resultan de vida corta.

Helianthus annuus. Girasol. Anual rústica. Las semillas germinan en 2 a 3 semanas a 20-30 °C. *H. decapetalus* y otras especies perennes rústicas se multiplican por división.

Heliconia spp. (*59*) Estas herbáceas ornamentales tropicales, perennes, son apreciadas por sus vistosas inflorecencias. Se propagan con facilidad por división de los rizomas.

Heliopsis scabra. Helipsis. Perenne rústica. Las semillas germinan en 1 a 2 semanas a 20 °C. Las matas se dividen en otoño.

Helioptropium spp. Heliotropo. Perenne delicada que comúnmente se cultiva como anual. Las semillas germinan en 3 a 4 semanas a 20-30 °C y es posible que respondan a la luz. (*4*) Iníciense bajo techo para después plantar en primavera. Tómense estacas de madera suave de brotes laterales en otoño o primavera y háganse enraizar a temperaturas bajas (10 °C) en condiciones de ligera humedad.

Helleborus spp. Heléboro. Rosa de Navidad y de Cuaresma. Perennes rústicas. Recójanse las semillas tan pronto como maduren, pero antes de sembrarlas se les deben dar 6 semanas de estratificación húmeda-fría. Las plantas toman varios años para producir flores. Las raíces de ambas especies son venenosas.

Hemerocallis spp. Lirio del día. (*16*) Perenne rústica. Las semillas necesitan unas 6 semanas de estratificación húmeda-fría para lograr una buena germinación. La propagación por semilla sólo se usa para obtener nuevas cultivares. Divídanse las matas en otoño o primavera, separándolas en secciones enraizadas, cada una con 3 brotes. Los clones se pueden reproducir también en cultivos *in vitro*, usando flores y pétalos y sépalos como explantes. (*1, 42*)

Hippeastrum spp. Amarilis. Perenne delicada bulbosa. Sepárense los hijuelos de los bulbos y plántense en macetas. Florecerán en el segundo año. Obténganse estacas de bulbo a fines de verano. Las semillas germinan en condiciones cálidas, 20-30 °C y el brotamiento es lento y disparejo. Las plántulas toman de 2 a 4 años para producir flores.

Hunnemania fumariaefolia. Copa de oro. Perenne delicada con frecuencia cultivada como anual. Las semillas germinan en 2 a 3 semanas a 20 °C. Para que florezcan en el primer año, siémbrense las semillas temprano bajo techo y trasplántense al exterior cuando haya pasado el riesgo de heladas.

Hyacinthus spp. Jacinto. Perenne rústica que florece en primavera. Los bulbos se plantan en otoño. Con la separación de los hijuelos de los bulbos se obtiene una multiplicación reducida. Para la propagación comercial, se obtienen nuevos bulbos dividiendo o ahuecando bulbos maduros. Se ha tenido éxito con la propagación in vitro usando segmentos de bulbos, hojas, inflorescencias o tallos como explantes. (*30*) Las semillas se pueden sembrar a la intemperie en el otoño, pero se necesitan hasta 6 años para que florezcan (véase el Cap. 15).

Iberis spp. Bola de azúcar. Especies rústicas perennes y anuales. Las semillas germinan en 1 a 2 semanas a 20-30 °C, pero pueden necesitar luz. Háganse enraizar en verano estacas de madera suave o divídanse las matas en otoño.

Impatients spp. Bálsamo. Perennes y anuales semirrústicas. Las semillas germinan en 1 a 4 semanas a 20 °C y es posible que respondan a la luz. (*4*) Las especies perennes se pueden iniciar por estacas.

Incarvillea spp. Incarvillea. Perenne rústica. Las semillas germinan en 1 a 2 semanas a 20 °C. Divídanse en otoño, o de preferencia en primavera.

Ipomoea spp. Gloria de la mañana. Perennes delicadas que se cultivan como anuales. Las semillas germinan en 1 a 3 semanas a 20-30 °C. Antes de sembrar, raje las cubiertas de las semillas o remójelas durante una noche en agua caliente.

Iresine spp. Iresine. Perenne delicada. Las estacas de madera suave enraizan con facilidad. Mantenga las plantas madres en invernadero, durante el invierno, y tome estacas a fines del invierno o de primavera.

Iris spp. Perennes. Hay varios grupos diferentes de iris rústicos o semirrústicos, que se cultivan a partir de rizomas o de bulbos. Los rizomas se dividen después de la floración. Descártese la porción vieja y úsense sólo los brotes laterales vigorosos. Las hojas se recortan a unos 15 cm.

Con las especies bulbosas se sigue una secuencia típica de floración en primavera y plantación en el otoño. El bulbo viejo se desintegra por completo, dejando un grupo de bulbos nuevos de tamaños diferentes. Estos se separan y se clasifican, empleando los de mayor tamaño para producir flores y los más pequeños para que sigan creciendo.

Las semillas, que se usan para propagar especies y desarrollar nuevas cultivares, se deben plantar tan pronto como maduren, después de haberlas sometido a un periodo de enfriamiento en húmedo. La germinación con frecuencia es irregular y lenta. El algunos cultivos, se obtiene una germinación rápida separando el embrión del resto de la semilla y cultivándolo en un medio artificial. (*57*) Los iris se pueden propagar con métodos de cultivo in vitro, acelerando mucho la producción de nuevas variedades con relación a la división de rizomas acostumbrada. (*30*)

Ixia spp. Lirio de los granos. Especies perennes, delicadas, que florecen en verano o en otoño y que se cultivan a partir de cormos. En climas fríos los cormos se sacan en otoño y se almacenan durante el invierno. Los cormillos se separan y se plantan en el terreno o en cajas para que lleguе al tamaño de floración, como se hace con los gladiolos.

Kalanchoe spp. Perennes tropicales. *Véase* Suculentas.

Lantana sellowiana, L. camara. Lantana. Perennes delicadas. Las semillas germinan en 5 a 6 semanas a 20 °C. Las estacas de madera suave enraizan con facilidad.

Lathyrus latifolius. Chícharo de enredadera Perenne. Perenne rústica. Las semillas germinan en 2 a 3 semanas a 20-30 °C. Se pueden dividir las matas. *L. odouratus.* Chícharo de olor. Anual rústica. Las semillas germinan en 2 semanas a 20 °C. Rajando la cubierta de las semillas o remojándolas en agua caliente puede acelerar la germinación. Siémbrese en el exterior en donde los inviernos son benignos, en primavera en donde son fríos.

Lavándula officinalis. Lavándula. Perenne semirrústica. Las semillas que se pueden sembrar en invierno germinan en 2 a 3 semanas a 11-32 °C. Tómense estacas de los brotes laterales a fines del verano o en el otoño; plántelas en suelo y cúbralas o inícielas en una cama fría. Divida las matas en otoño.

Lilium spp. Lirios. Perennes rústicas. Estas plantas que florecen en primevera y en verano se cultivan a partir de bulbos escamosos. La mayoría tiene un eje vertical, pero en algunas especies el crecimiento es horizontal con una estructura rizomatosa. Los lirios comprenden a muchas especies, híbridos y cultivares denominadas. La propagación por semilla se usa para algunas especies y para nuevas cultivares. Las semillas de diferentes especies de lirios pueden diferir en sus exigencias de germinación. (*53*)

Especies con semillas que germinan de inmediato. Aquí se comprende a la mayoría de las especies e híbridos de importancia comercial (*L. amabile, L. concolor, L. longiflorum, L. regale, L. tigrinum,* híbridos Aurelian Mid-Century y otros). La germinación es epígea. Con temperaturas moderadamente elevadas, un brote debe emerger en 3 a 6 semanas después de la siembra. Trátense las semillas con fungicida para controlar *Botrytis.* Siémbrese a unos 2 cm de profundidad, en cajas durante el invierno o al exterior en un semillero temprano en primavera. En el otoño, saque los bulbillos pequeños, clasifíquelos por tamaños, almacénelos durante el invierno y replántelos en primavera. Normalmente, las plantas necesitan crecer 2 años en el semillero y 2 en un vivero antes de producir bulbos floríferos de buen tamaño.

Otro grupo es el de *semillas que germinan con lentitud* del grupo epigeo (*L. candidum, L. henryi,* híbridos Aurelian y otros) en los que la germinación de la semilla es lenta e irregular; los procedimientos que se usan son esencialmente los mismos que a los descritos antes.

Los grupos de mayor dificultad para propagarse son los de las semillas que germinan con lentitud del tipo hipogeo. *(L. auratum, L. bolanderi, L. canadense, L. martagon, L. parvum, L. speciosum* y otros). Las semillas de éste requieren ser expuestas 3 meses a condiciones cálidas para que crezca la raíz y se forme un pequeño bulbillo, luego un periodo frío de unas 6 semanas, seguido por otro periodo cálido en el cual empiezan a crecer las hojas y el tallo. Esta secuencia puede proporcionarse sembrando las semillas a la intemperie en verano tan pronto como maduren, o sembrándolas en cajas y guardándolas luego en las condiciones apropiadas para proporcionar la secuencia de temperaturas requerida. Los métodos de propagación vegetativa comprenden el incremento natural de los bulbos, como por la producción de bulbillos en los tallos (natural o artificial), de bulbillos aéreos en los tallos o por escamas. Estos procedimientos se decriben en el Cap. 15.

Los lirios se pueden propagar *in vitro* a partir de escamas de bulbos. (*61*)

Linaria spp. Lino de sapo. Anuales y Perennes rústicas. Las semillas germinan en 2 a 3 semanas a 12 °C. Las especies perennes reproducidas por semilla necesitan 2 años para florecer. Las matas pueden dividirse en primavera u otoño.

Linum spp. Lino. Especies anuales y perennes rústicas. Las semillas germinan en 3 a 4 semanas a 12 °C. Divídanse las matas de las especies perennes en otoño o primavera.

Lirio del día. *Véase* Hemerocallis.

Lobelia erinus. Lobelia. Perenne delicada que se cultiva como anual. Las semillas germinan en 2 a 3 semanas a 20-30 °C, pero el crecimiento de las plántulas es lento. Es posible que respondan a la luz. (*4*) Iníciense bajo techo 10 a 12 semanas antes de trasplantarlas a la intemperie, después de la última helada. Las plantas maduras, si se colocan en macetas en el otoño y se conservan en invernadero durante el invierno se pueden usar para proporcionar crecimiento nuevo del que se toman estacas a fines de invierno.

Lobelia spp. Perennes rústicas. Las semillas germinan en 3 a 4 semanas a 20-30 °C. Divídanse las matas en otoño o primavera.

Lobularia marítima. Aliso de olor. Perennes, pero se cultiva como una anual rústica. Las semillas germinan en 1 a 2 semanas a 20 °C y las flores aparecen en seis semanas.

Lunaria annua. Lunaria. Bienal, a veces cultivada como anual. Las semillas germinan en 2 a 3 semanas a 20 °C. *L. rediviva* perenne rústica. Se propaga por semilla, como la anterior. También se multiplica por división.

Lupinus hartwegii, L. nanus y otros. Lupinos. Anuales rústicas. Las semillas germinan en 3 a 4 semanas a 20 °C. *L. polyphyllus.* Perenne. Las semillas germinan en 3 o 4 semanas a 20 °C. Es posible que las cubiertas de las semillas sean duras y tengan que escarificarse. *L. arboreus.* Lupino de árbol. Perenne rústica. Iníciese de semilla bajo techo y trasplántense al sitio permamente. *L.* "Russell Hybrid". Siembre las semillas en primavera o verano o propáguelo por estacas tomadas al inicio de la primavera que lleven adherida una pequeña porción de la raíz o de la corona.

Lychnis spp. Campion. En su mayoría perennes rústicas, pero algunas de ellas se cultivan como anuales o bienales. Las semillas germinan en 3 a 4 meses a 20 °C. Las matas se pueden dividir en primavera u otoño.

Lycoris spp. Lirio araña. Perennes bulbosas delicadas y semirrústicas. Se propaga por hijuelos de bulbo, que se separan cuando se sacan los bulbos en reposo, los cuales se replantan para que sigan creciendo. En su multiplicación también se pueden usar secciones de bulbos.

Mastuerzo. *Véase* Tropaeolum.

Matthiola incana. Alhelí. *M. longipetala bicornis.* Alhelí oloroso de la tarde. Perenne que se cultiva como bienal o anual. Las semillas germinan en 2 semanas a 12-32 °C y es posible que respondan a la luz. (*4*) Las semillas se siembran en verano u otoño para que florezcan en invierno o al exterior en primavera para que floreen en verano.

Mesembryanthenum spp. *Véase* Suculentas.

Mimulus spp. Flor de mono. Incluye a muchas especies de plantas, de delicadas a rústicas. En su mayor parte son perennes, pero a veces se cultivan como anuales. Las semillas germinan en 1 a 2 semanas a 12 °C. Se pueden hacer enraizar estacas de madera suave tomadas de brotes jóvenes.

Molucella laevis. Campanas de Irlanda. Anual semirrústica. Las semillas germinan en 3 a 5 semanas a 10 °C. Son difíciles de trasplantar. Siémbrense en el sitio definitivo.

Monstera deliciosa. Piñanona. Con frecuencia se le llama erróneamente filodendro de hojas cortadas. Se propaga con facilidad haciendo enraizar secciones del tallo principal, por estacas de tallo o por acodos aéreos.

Muscari spp. Jacinto de racimo. Perenne rústica bulbosa. Las plantas florecen en primavera. Los bulbos entran en reposo en otoño y en esa época se sacan y dividen. Se multiplica separando hijuelos de los bulbos. También se puede propagar por semilla.

Myosotis sylvatica. Nomeolvides. Bienal rústica. Las semillas germinan en 2 a 3 semanas a 20 °C. Siémbrese en verano y trasplante a su sitio permanente en la primavera siguiente. *M. scorpioides* es una perenne que se inicia por semilla, pudiendo también multiplicarse en primavera por división.

Narcissus, Pseudonarcissus y otras especies. Narciso. Perennes rústicas de bulbo que florecen en primavera. Los procedimientos de propagación vegetativa se describen en el Cap. 15. Las especies se pueden cultivar de semilla, pero las cultivares no se reproducen con fidelidad. Las plántulas necesitan varios años para producir flores. Las semillas deben plantarse en otoño para que puedan ser estratificadas en el invierno.

Nemesia strumosa. Anual semirrústica. Las semillas germinan en 2 a 3 semanas 13 °C. En climas fríos siémbrese al exterior en primavera. En climas benignos siémbrese en otoño.

Nepeta mussinii. Nepeta, Menta de gato. Perenne rústica. Las semillas germinan en 2 a 3 semanas a 20 °C. Las estacas de madera suave de ramas laterales no floríferas tomadas a principios del verano enraizan con facilidad. Las estacas pueden injertarse directamente en el suelo si se les proteje. Las plantas se pueden dividir en primavera, usando las partes nuevas y descartando las viejas de los macollos.

Nicotiana spp. Tabaco de flor. Anuales semirrústicas. Las semillas germinan en 1 a 2 semanas a 20-30 °C y pueden responder a la luz. (*4*) La siembra bajo techo se hace de 4 a 6 semanas antes de la última helada, y después se trasplanta a la intemperie.

Nierembergia spp. Flor de taza. Perenne delicada, a veces cultivada como anual. Las semillas germinan en 2 a 3 semanas a 20-30 °C. Las estacas de madera suave tomadas del crecimiento nuevo de primavera enraizan con facilidad. Se pueden dividir las matas.

Nymphaea spp. Lirio de agua rústico. Comprende a numerosas especies y cultivares. Las plantas se cultivan a partir de rizomas. Las matas se dividen en primavera. Las semillas se usan para cultivar especies naturales y para desarrollar nuevas cultivares. Las especies y cultivares de lirios acuáticos tropicales se cultivan usando tubérculos. Las semillas no reproducen los híbridos. Ambas clases de semillas se siembran a 2.5 cm de profundidad en suelo arenoso y luego se cubren con una capa de agua de 8 a 10 cm. Las especies rústicas se deben iniciar a 16 °C, las tropicales de 21 a 27 °C. La propagación vegetativa se hace ya sea por pequeños tubérculos que se pueden separar en el otoño de tubérculos viejos o de plantitas que crecen de las hojas.

Oenothera spp. Vellorita de la tarde. Perenne rústica, pero algunas especies son bienales. Las semillas germinan en 1 a 3 semanas a 20-30 °C. Las plantas se pueden multiplicar también por división de las matas en otoño.

Opuntia spp. *Véase* Cactos.

Orquídeas. (*24, 46, 58, 60*) Se cultivan muchos géneros, híbridos y cultivares y muchos más se encuentran en la naturaleza. Algunas, como *Aerides, Arachnis, Phalaenopsis, Renanthera y Vanda* tienen hábito de crecimiento *monopodial*. Esto significa que son erectas y que crecen continuamente en el ápice del tallo y se les puede propagar por estacas de punta de tallo. A lo largo de los tallos producen raíces adventicias y las inflorescencias son producidas lateralmente en las axilas de las hojas. La mayoría de las otras, incluyendo *Brassovola, Calanthe, Cattleya, Cymbidium, Laelia, Miltonia, Odontoglossom, Oncidium* y *Phaius,* tienen hábito de crecimiento *simpodial*, son procumbentes y no crecen continuamente en el ápice. Su eje principal es un rizoma del cual el nuevo crecimiento sale de los hijuelos. Este tipo, de ordinario se forman pseudobulbos.

Muchas orquídeas son *epífitas* (esto es, plantas aéreas), que de manera típica crecen en las ramas de los árboles. Otras (*Cymbidium, Cypripedium, Paphiopedium*) son terrestres y crecen en el suelo.

La propagación por semilla se utiliza principalmente para hacer hibridaciones. Muchas cultivares importantes son híbridos, ya sea entre especies o géneros, que resultan de cruzamientos controlados entre progenitores cuidadosamente seleccionados. Muchos de esos cruzamientos importantes se han hecho entre progenitores tetraploides y diploides para obtener triploides. La

descendencia es estéril y no puede usarse a su vez como progenitora. Como las orquídeas son heterocigotas, se presenta variación entre las plántulas. Se requieren de 5 a 7 años para que florezca una orquídea procedente de semilla. Las flores de orquídea se polinizan a mano. Una cápsula de semillas requiere de 6 a 12 meses para madurar, conteniendo muchos millares de semillas con embriones poco desarrollados. Para la propagación por semilla, universalmente se usa el cultivo in vitro (El procedimiento se describe en el Cap. 17), empleándose, por lo general, el medio Knudson C. Arditi (*2*) ha resumido los muchos experimentos que se han efectuado para probar diversos factores nutricionales y de otro tipo para obtener la germinación de semillas de orquídeas. Las semillas de orquídeas se pueden conservar, durante muchos años, si se guardan en recipientes sellados sobre cloruro de calcio y a unos 2 °C.

En las orquídeas, los métodos de reproducción vegetativa para muchos géneros, en general, son lentos y difíciles y de ordinario con un rendimiento demasiado bajo para hacer un extenso uso comercial de ellos. Las especies simpódicas se multiplican por división de los rizomas cuando están en reposo o cuando apenas empieza el nuevo crecimiento. En cada sección se incluyen de 4 a 5 pseudobulbos. El algunos géneros se pueden emplear bulbos "traseros" y "verdes".

Las orquídeas que tienen tallos largos de tipo vara, como *Dendrobium* y *Epidendrum,* en ocasioness producen brotes ("keiki") que forman raíces. También se pueden producir brotes si se corta el tallo y se planta horizontalmente en musgo esfagníneo húmedo o en otro medio. Los tallos florales de *Phaius* y *Phalaenopsis* se pueden cortar después de la floración y manejar del mismo modo. Un método drástico para inducir brotes o hijuelos es cortar o mutilar el punto de crecimiento de *Phalaenopsis,* quitar las hojas pequeñas y tratar la porción lesionada con un fungicida. Es posible que se obtengan hijuelos.

Las especies monopódicas se pueden propagar por estacas de punta larga (30 a 37 cm) en las que haya presentes unas cuantas raíces. Asimismo es factible el acodado aéreo.

La propagación vegetativa mediante la proliferación de puntas de tallo (meristemas), en cultivos in vitro, ha revolucionado la propagación de las orquídeas, en particular en *Cymbidium, Catlleya* y otros géneros. (*3, 46*) El punto de crecimiento del tallo se disecta de la planta y se cultiva en un medio especial, estéril. Se obtiene una masa de tejido proliferado, desarrollánose muchos protocormos, que periódicamente pueden dividirse. En esta forma en unos cuantos meses se pueden desarrollar muchos millares de protocormos, cada uno de los cuales finalmente diferencia tallos y raíces para producir una planta de orquídea. El procedimiento se describe en el Cap. 17 y se ilustra en la Fig. 17-4.

Paeonia lactiflora y otras especies perennes rústicas Peonía herbácea. Numerosas cultivares híbridas. Las semillas se usan para cultivar especies o para producir nuevas cultivares. La propagación por semilla es difícil, pudiendo necesitarse de 1 a 2 años. Siémbrese en otoño para que durante el invierno las semillas reciban un tratamiento de enfriamiento en húmedo. En el primer verano se desarrollan raíces y los tallos se desarrollan en la segunda primavera. Otro método consiste en recolectar las semillas antes de que se vuelvan negras y completamente maduras. No se dejen secar. Siémbrense en macetas, que se deben enterrar en el terreno durante 6 a 7 semanas, hasta que se desarrollen las raíces. Sáquense y plántense en un local protegido o bajo mantillo durante el invierno. El mejor método es dividir las matas en otoño. Cada porción debe llevar cuando menos una yema u "ojo", de preferencia de 3 a 5.

Paeonia suffruticosa. *Véase* Peonía de árbol.

Papaver nudicaule. Amapola de Islandia. Perenne rústica que se cultiva como bienal. Las semillas germinan en 1 a 2 semanas a 12 °C. Siémbrese en su sitio definitivo en el verano para

que florezca al año siguiente. *P. orientale*. Amapola oriental. Perenne rústica. Semillas muy pequeñas que pueden responder a la luz y deben cubrirse muy poco. (*4*) Las semillas germinan en 1 a 2 semanas a 12 °C. las cultivares se propagan por estacas de raíz. Saque las plantas cuando éstas mueren en el otoño, córtelas en secciones de 7.5 a 10 cm, colóquelas horizontalmente en suelo arenoso en una caja cubriéndolas con unos 2.5 cm de tierra. Las estacas enraizadas se trasplantan en primavera. O bien, saque las plantas en primavera, prepare estacas de raíz y plante directamente en el lugar definitivo. *P. rhoeas*. Amapola de los granos. Amapola Shirley. Anual rústica. Las semillas germinan en 1 a 2 semanas a 13 °C. Siémbrese a fines del verano para que florezca al principio de primavera o en esta época para que floree en verano. No se trasplante.

Pelargonium X hortorum. Geranios. Se inician por estacas y por semillas. Tradicionalmente se propagan por estacas, que enraizan con facilidad, pero las infecciones de *Pythium* y *Botrytis* pueden ocasionar problemas. Se debe usar material libre de organismos patógenos, identificando por catalogación de cultivos, que puede ser proporcionado por especialistas. (*62*)

A mediados de la década de 1970 se inició la propagación de geranios, en gran escala, por semillas con la introducción de ciertas cultivares que en 14 a 16 semanas crecen procedentes de semilla hasta florecer. Las semillas germinan mejor a unos 22 °C en un medio artificial. (*4, 15*)

Pensamientos. *Véase* Viola.

Pentstemon spp. Jarritos. Perennes de semirrústicas a rústicas, a veces manejadas como anuales. Las semillas germinan en 2 a 3 semanas a 20-30 °C, pero el crecimiento es lento y disparejo. Es posible que las semillas respondan a la luz. (*4*) Las plantas iniciadas bajo techo en primavera y trasplantadas después al exterior, es posible que florezcan el primer año. Por lo general, las plantas son de vida corta. Las estacas de madera suave, tomadas de brotes laterales no floríferos de plantas viejas, enraizan con facilidad. Prepárense las estacas en el otoño para obtener plantas para la siguiente estación. Las matas pueden dividirse.

Peperomia spp. Perenne delicada. Las estacas de tallos de madera suave, de hoja y yema, o de hoja enraizan con facilidad. Las plantas pueden dividirse. Peperomia también puede propagarse in vitro usando explantes de hojas separadas. (*25*)

Perritos. *Véase* Antirrhinum majus.

Petunias (Híbridas). Petunia. Perennes delicadas que con frecuencia se cultivan como anuales. Las semillas germinan en 1 a 2 semanas a 20 °C. Es posible que las semillas de las cultivares de flores dobles y algunos de los híbridos F_1 necesiten luz y temperatura elevada (de 27 a 29 °C) para una buena germinación. Es mejor iniciar las plantas bajo techo para plantarlas después al exterior. Las estacas de madera suave tomadas a fines del verano o en el otoño de brotes laterales enraizan con facilidad.

Philodendron spp. Enredaderas tropicales. Las semillas germinan con facilidad a unos 25 °C si se siembran tan pronto como maduran y antes de que sequen. Los mejores métodos de propagación son por estaca del tallo, el enraizado de secciones de tallo principal o por acodos aéreos.

Phlox drummondi. Flor anual. Rústica. Las semillas germinan en 2 a 3 semanas a 20 °C. Iníciense bajo techo para después trasplantar al exterior o a la intemperie después de las heladas.

Phlox divaricata. Flor de olor. Perenne rústica. Expónganse las semillas al frío en invierno antes de plantarlas. Las estacas de madera suave tomadas en primavera enraizan con facilidad. Divida las matas en primavera u otoño.

Phlox paniculata. Flor de jardín. Perenne rústica. Las plantas no se reproducen con fidelidad por semilla. Siémbrense las semillas tan pronto como maduren en el verano para que germinen en la primavera siguiente. Lo hacen en 3 a 4 semanas a 20 °C. Cultive las plantas en una estación y trasplante en el otoño. Las estacas de madera suave tomadas de brotes jóvenes en primavera o verano enraizan con facilidad, pero son susceptibles al ahogamiento si tienen demasiada humedad. Es mejor propagarlas por estacas de raíz. Sáquense las matas en el otoño y remueva a todas las raíces grandes hasta unos 5 cm de la corona, que se vuelve a plantar. Córtense las raíces en trozos de 5 cm de largo y colóquense en cajas con suelo arenoso, cubriéndolas con una capa de 13 mm de espesor. Trasplante en la primavera siguiente. Divídanse las matas en otoño o primavera. Phlox se puede propagar in vitro usando explantes de tallo.

Planta araña. *Véase* Clorophytum.

Planta polvo de oro (*Aucuba japonica* "Variegata"). Se propaga por estacas de tallo con hojas, bajo niebla, que enraizan con facilidad o por estacas de raíz. Crece bien en la sombra.

Polemonium spp. Escala de Jacob. Perenne rústica. Las semillas germinan en 3 a 4 semanas a 20-30 °C. Divida las matas o haga enraizar estacas de tallo.

Polianthes tuberosa. Tuberosa. Perenne delicada de bulbo. Se produce separando los hijuelos en la época de plantar. Los bulbos pequeños tardan más de un año en florecer. Divida las matas cada 4 años.

Portulaca grandiflora. Rosa de musgo. Anual semirrústica. Las semillas germinan en 2 a 3 semanas a 20 °C, respondiendo a la luz. (*4*) Se resiembra sola.

Primula obconica. Prímula. Perenne delicada que se cultiva como anual. Las semillas germinan bien en un invernadero frío o después de someterlas en 3 a 4 semanas a 12-32 °C. Las semillas son muy pequeñas y responden a la luz, por lo cual no deben cubrirse. *Primula malacoides* Prímula de hadas. Las semillas germinan en 2 a 3 semanas a 20-30 °C. *Primula sinensis*. Prímula de China. Las semillas germinan en 3 a 4 semanas a 20 °C. En estas especies las cultivadas de flores dobles no producen semillas y se les propaga por estacas tomadas en primavera o por división. Otras especies de *Primula* spp. Perennes rústicas que se cultivan al exterior. Las semillas germinan en 3 a 6 semanas a 20 °C, pero algunas especies pueden necesitar temperaturas menores. Es mejor recolectar las semillas y sembrarlas tan pronto como maduren en otoño. Las estacas tomadas en primavera enraizan con facilidad. Las matas se dividen justamente después de la floración.

Ranunculus asiaticus. Ranúnculo de turbante o persa. Perenne delicada. Las semillas germinan en 1 a 4 semanas a 20 °C. Se cultiva a partir de raíces tuberosas que se pueden dividir. *Ranunculus* spp. Ranúnculo. Perenne rústica. Las semillas germinan en 1 a 4 semanas a 20 °C. Siembre las semillas tan pronto como maduren. Divida las plantas en primavera o en otoño.

Reseda odorata. Reseda. Anual rústica. Las semillas no se deben cubrir, germinan en 2 a 3 semanas a 12 °C y responden a la luz. (*4*)

Ricinus communis. Ricino. Remoje las semillas en agua 24 h o ráyelas con una lima antes de sembrarlas. Plante cada semilla en macetas individuales y trasplántelas a la intemperie cuando haya pasado el riesgo de heladas. Las semillas son venenosas.

Rudbeckia spp. Flor de cono. Especies anuales, bienales y perennes rústicas. Las semillas germinan en 2 a 3 semanas a 20-30 °C. Las clases perennes se propagan por división. Se resiembra naturalmente.

Saintpaulia ionantha. Violeta africana. *(31, 34, 66)* Perenne tropical. Se propaga por semillas, división o estacas. Las semillas, muy pequeñas, que germinan en 3 a 4 semanas a 30 °C no se deben cubrir. Las plántulas son susceptibles al ahogamiento. Para mantener cultivares se necesitan métodos vegetativos. Las plantas se pueden dividir. Las estacas de hoja (pecíolo y lámina) enraizan con facilidad ya sea en un medio de enraizamiento o en agua. La propagación rápida en gran escala puede lograrse con técnicas de cultivo in vitro usando secciones del pecíolo. *(9, 14, 56).*

Salpiglossis sinuata. Lengua pintada. Anual semirrústica. Las semillas germinan con dificultad, pero algunas lo hacen de 1 a 3 semanas a 20-30 °C. Iníciese bajo techo en macetas de turba. Se puede propagar usando técnicas de cultivo in vitro. *(40)*

Salvia splendens. Salvia escarlata. Perenne delicada que se cultiva como anual. Póngase a germinar las semillas a 20-30 °C y luego cultívense con temperatura nocturna de 13 °C. Las estacas de madera suave tomadas en otoño enraizan con facilidad.

Salvia spp. Salvia. Especies anuales, bienales y perennes. Las semillas germinan en 2 a 3 semanas a 20-30 °C y es posible que respondan a la luz. *(4)* Remoje muy bien las cajas y no vuelva a regar sino hasta que broten. También crecen bien bajo niebla. *(6)* Las estacas de madera suave tomadas de brotes jóvenes, de 7.5 a 10 cm de largo enraizan con facilidad. Las plantas se pueden dividir, pero esas divisiones no se recuperan con facilidad.

Sansevieria trifasciata y S. "hahnii" (forma enana). Cáñamo cuerda de arco. Víbora. Perenne tropical. Las plantas crecen a partir de un rizoma, que se puede dividir con facilidad. Las hojas se pueden cortar en secciones de varios centímetros de largo e insertarlas en un medio de enraice, desarrollándose en su base nuevos tallos y raíces. La forma variegada *S. t.* "Laurentii" es una quimera, que sólo se puede mantener por división.

Sanvitalia procumbens. Zinnia rastrera. Anual rústica. Las semillas germinan en 1 a 2 semanas a 20 °C y es posible que respondan a la luz. *(4)* Siémbrense en su sitio en primavera o en el otoño en climas benignos.

Saponaria officinalis. Perenne rústica. Las semillas germinan en 2 a 3 semanas a 20 °C. Las plantas se extienden con rapidez mediante un tallo subterráneo rastrero que se puede dividir. *Saponaria vacaria.* Hierba de jabón. Perenne rústica. Las semillas germinan en 2 a 3 semanas a 20 °C.

Saxifraga spp. Muchas especies e híbridos interesantes y poco comunes. En su mayoría son perennes rústicas. Las semillas germinan con facilidad, de preferencia se les siembra cuando maduran. Algunos híbridos y cultivares se mantienen sólo con métodos vegetativos. La mayoría de las plantas crecen como pequeñas rosetas y se propagan con facilidad haciendo estacas pequeñas de rosetas individuales que se toman después de la floración. Las plantas se pueden dividir en primavera o en otoño. *S. stolonifera.* Geranio fresa. Es una perenne delicada que se reproduce por estolones.

Scabiosa spp. Flor de alfiletero. Especies anuales y perennes rústicas. Las semillas germinan en 2 a 3 semanas a 20-30 °C. Los tipos perennes se pueden dividir.

Schefflera arboricola. Se puede propagar con facilidad por semillas, estacas o acodos aéreos *(60)*

Schizanthus spp. Flor de mariposa. Anual delicada. Las semillas germinan en 1 a 2 semanas a 12 °C y son sensibles a las temperaturas elevadas. *(4)* Siémbrese en el otoño para obtener una floración temprana en primavera bajo techo o a principios de primavera para trasplantar al exterior y así florezcan en verano.

Scilla spp. Escila. Comprende varias especies perennes, rústicas bulbosas, que florecen en primavera. Saque las plantas cuando las hojas mueren en verano y separe los bulbillos. *S. autumnalis* se planta en primavera y florece en otoño.

Sedum. *Véase* Suculentas.

Sempervivum. *Véase* Suculentas.

Senecio cineraria. Cineraria. Estas plantas perennes delicadas se cultivan como anuales. Las semillas germinan en 2 a 3 semanas a 20 °C. Las estacas de puntas de tallos enraizan con rapidez si se tratan con IBA y se colocan bajo niebla con calor en el fondo.

Sinningia speciosa. Gloxinia. Perenne tropical. Por lo común se cultiva de semillas, las cuales son muy pequeñas y requieren luz. Siémbrense sin cubrirlas en un medio de musgo turboso bien drenado. Germinan en 2 a 3 semanas a 20 °C. Para reproducir cultivares se requieren métodos vegetativos. Las plantas crecen a partir de raíces tuberosas en las que se produce una roseta de hojas. Las raíces se pueden dividir como se describió para las begonias tuberosas. Las estacas de madera suave o de hoja, tomadas en primavera de brotes que salen de las raíces tuberosas enraizan con facilidad.

Stokesia laevis. Margarita Stokes. Perenne rústica. Las semillas germinan en 4 a 6 semanas a 20-30 °C y las plantas florecen el primer año. Háganse estacas de raíz o divídanse las matas en primavera.

Strelitzia reginae. Ave del paraíso. Esta perenne tropical crece a partir de rizomas, pudiéndose dividir en primavera, o de pequeños hijuelos que se pueden separar, y plantar en una mezcla para macetas. Las semillas se deben sembrar en condiciones cálidas, debiéndose usar frescas para evitar la impermeabilidad de la cubierta.

Suculentas. *(20, 22, 48, 59)* Este grupo hortícula definido en forma imprecisa incluye muchos géneros como: *Agave, Aloe, Crassula, Echevaria, Euphorbia, Hoya, Kalanchoe, Portylacaria, Sedum, Yucca.* Son plantas con tallos carnosos y hojas que almacenan agua o plantas muy resistentes a la sequía. La mayoría de ellas son perennes semirrústicas o delicadas. Es posible propagarlas por semilla, aunque las plantas jóvenes son a menudo lentas para desarrollarse y florecer. Es mejor hacer germinar las semillas bajo techo con temperaturas diurnas elevadas de 29 a 35 °C. Las plántulas son susceptibles al ahogamiento.

Las estacas de la mayoría de las especies enraizan con facilidad tanto de tallo, de hoja con yema como de hoja, en un medio de turba-perlita 1:1. Se deben exponer al aire libre o insertarse en arena seca unos cuantos días para permitir que se desarrolle callo sobre el extremo cortado. Algunas necesitan protección contra la desecación durante el enraizamiento. Ciertas especies se pueden reproducir separando los hijuelos. El injerto es posible como se describió para

los cactos (véase la Fig. 11-5). Algunas suculentas, como *Kalanchoe*, se pueden propagar con métodos de cultivo in vitro. (*55*)

Tagetes spp. Clavelón cempasúchil. Anuales delicadas. Las semillas germinan con facilidad en 1 semana a 20-30 °C, y a veces responden a la luz. (*4*) Siémbrense en su sitio en primavera después de las heladas.

Thalictrum spp. Ruda de los prados. Perenne rústica. Las semillas germinan en 4 a 6 semanas a 20 °C. A veces se presentan semillas duras. Las plantas se pueden dividir en primavera u otoño.

Thermopsis caroliniana. Perennes delicadas o rústicas. Usese semilla fresca, que germina en 2 a 3 semanas a 20-30 °C. Las plantas se pueden dividir, pero es mejor no disturbarlas.

Thunbergia spp. Enredadera de reloj. Perennes delicadas que se cultivan como anuales. Las semillas germinan en 2 a 3 semanas a 20-30 °C, pero las plántulas crecen con lentitud. Las estacas de madera suave tomadas de brotes nuevos enraizan con facilidad.

Thymus spp. Tomillo. Perennes rústicas. Las semillas germinan en 1 a 2 semanas a 12-32 °C. A veces la germinación es estimulada por la luz. Se puede multiplicar por división o por estacas de madera suave tomadas en verano.

Ti. *Véase* Cordyline terminalis.

Tigridia pavonia. Flor del tigre. Perennes delicadas, bulbosas. Plante los bulbos en primavera y sáquelos en otoño cuando se sequen las hojas. Se multiplican separando los bulbillos pequeños justamente antes de plantarlas. Se inician con facilidad por semilla.

Tithonia rotundifolia. Girasol mexicano. Perenne delicada que se cultiva como anual. Las semillas germinan en 2 a 3 semanas a 20-30 °C.

Tolmiea menziesii. Millonaria. Las plantitas nuevas se forman en la cara superior de las hojas. Estas plantitas se separan y el pecíolo se entierra en el medio de enraizamiento a la profundidad de la nueva planta, la cual reanuda su crecimiento.

Torenia fournieri. Torenia. Perenne delicada. Las semillas germinan en 2 semanas a 20-30 °C.

Trachymene caerulea. Flor de encaje. Perenne delicada. Las semillas germinan en 2 a 3 semanas a 20 °C.

Trollius spp. Flor de golbo. Perenne rústica. Siémbrese en otoño. También se multiplica por división de matas.

Tropaeolum majus. Mastuerzo. Perenne delicada que se cultiva como anual. Plante las semillas en su sitio, germinando en 1 a 3 semanas a 20 °C, pero son difíciles de trasplantar. Las formas con dobles se deben propagar vegetativamente, de ordinario por estacas de madera suave.

Tulipa spp. y cultivares híbridos. Tulipán. Perennes rústicas del bulbo. Plántense los bulbos en otoño para que florezcan en primavera. Las semillas se usan para reproducir especies y para la obtención de nuevas variedades. Germinan con facilidad si se plantan tan pronto como maduran. Los métodos vegetativos incluyen la separación de bulbos hijuelos en otoño. Los bulbos

de diferente tamaño se plantan por separado, ya que el tiempo necesario para que florezcan varía con su tamaño. Para detalles del procedimiento véase el Cap. 15.

Valeriana officinalis. Valeriana. Perenne rústica. Las semillas germinan en 3 a 4 semanas a 12-32 °C. Se pueden obtener nuevas plantas dividiendo las matas.

Venidium fastuosum. Venidium. Anual semirrústica. Las semillas germinan en 4 a 6 semanas a 20-30 °C o sembradas a la intemperie a 10-13 °C.

Verbascum spp. Verbasco. Perennes rústicas o bienales. Las semillas son lentas para germinar; la mejor temperatura es de 30 °C. Las cultivares denominadas se propagan por estacas de raíz tomadas al principio de la primavera.

Verbena hybrida. Verbena. Perenne delicada que se cultiva como anual. Las semillas germinan en 3 a 4 semanas a 20-30 °C, en ocasiones estimuladas por la luz. (*4*) Se puede propagar por estacas de madera suave tomadas en verano. *V. canadensis.* Verbena de mata. Perenne rústica que florece el primer año a partir de semilla. Las semillas germinan en 2 a 3 semanas a 12-32 °C. Las plantas se pueden propagar por división o por estacas de madera suave.

Veronica spp. Verónica. Perennes rústicas. Las semillas germinan en 2 semanas a 12-32 °C. Las plantas se multiplican por división en primavera u otoño o por estacas de madera suave tomadas en primavera o verano.

Vinca major. Vinca. Perenne delicada. Se propaga por división o por estacas de madera suave tomadas en verano. *V. minor* Perivinca. Perenne rústica. Las semillas germinan en 2 a 3 semanas a 20 °C. Se propaga con facilidad por estacas de madera suave o por división. *V. rosea.* Perivinca de Madagascar. Perenne delicada que se cultiva como anual. Se propaga igual que las otras especies. Se inicia por semillas puestas a germinar a 20 °C.

Viola cornuta Violeta con cuernos. Pensamiento de macollo. Perenne rústica. Las semillas germinan en 2 a 3 semanas a 12-32 °C. Las semillas de algunas cultivares necesitan luz. La propagación vegetativa se hace por estacas tomadas de brotes nuevos obtenidos por poda severa en el otoño. También se pueden dividir las matas. *V. tricolor hortensis.* Pensamiento. Perenne rústica o semirrústica de vida corta a menudo cultivada como anual. Por lo general, se propaga por semillas como se describe para *V. cornuta,* pero también se puede multiplicar por estacas o por división. *Viola odorata.* Violeta de olor. Perennes de delicadas a semirrústicas. Se cultiva a partir de tallos de tipo rizoma, los cuales pueden separarse de otros en la corona, cuando tienen algunas raíces, y tratarse como estacas. Especies de *Viola.* Muchas especies perennes rústicas. Se cultivan a partir de semilla como las anteriores, pero la germinación puede ser lenta y es mejor exponer las semillas al frío antes de plantarlas. Muchas especies producen semillas en flores inconspicuas, cerradas (cleistógamas) cerca del suelo, mientras que las flores conspicuas y vistosas producen poca o ninguna semilla. Estas plantas se pueden reproducir también por estacas o por división.

Violeta africana. *Véase* Saintpaulia.

Yucca spp. Yuca. Perennes de delicadas a semirrústicas. Las semillas germinan a 20 °C, pero con lentitud y necesitan de 4 a 5 años para florecer. Son plantas monocotiledóneas, algunas

básicamente sin tallo y crecen como una roseta, mientras que otras tienen tallos cortos o largos. Los hijuelos que crecen alrededor de la base de las plantas se pueden separar y manejarse como estacas. A veces se pueden cortar ramas enteras o la punta de la planta unos centímetros m abajo de donde llevan las hojas y volverse a plantar en suelo arenoso. Las secciones de tal viejos, se pueden colocar en arena o en otro medio, en un invernadero cálido y los nuevos b tes laterales que se desarrollan pueden separarse y ponerse a enraizar.

Zantedeschia spp. Alcatraz. Varias especies, con exigencias de propagación semejantes. Pere nes tropicales. Las plantas se cultivan de rizomas engrosados, que producen hijuelos o de br tes laterales enraizados que se separan y plantan.

Zebrina pendula. Judío errante. Se propaga con facilidad en cualquier estación por estacas tallo.

Zinnia elegans y otras especies. Cartulina. Anual semirrústica de clima cálido. Las semillas ge minan a la intemperie en una semana a 20-30 °C. A veces las semillas responden a la luz.

BIBLIOGRAFIA

1. Apps, D. A., and C. W. Heuser. 1975. Vegetative propagation of *Hemerocalli* including tissue culture. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 25:362–67.
2. Arditti, J. 1967. Factors affecting the germination of orchid seeds. *Bot. Rev.* 33:
3. ———. 1977. *Orchid biology.* Ithaca, N. Y.: Cornell Univ. Press.
4. Assn. Off. Seed Anal. 1970. Rules for seed testing. *Proc. Assn. Off. Seed Anal.* 1–115.
5. Bailey, L. H., E. Z. Bailey, and Staff of Bailey Hortorium. 1976. *Hortus third.* New York: Macmillan.
6. Ball, V., ed. 1980. *The Ball red book* (13th ed.). Chicago: G. V. Ball Co.
7. Ball, V. 1977. Seed geraniums. Chapter 17 in *Ball bedding book.* West Chicago, Ill.: Geo. J. Ball, Inc.
8. Besemer, S. 1980. Carnations. In *Introduction to floriculture,* R. A. Larson, ed. New York: Academic Press.
9. Bilkey, P. C., B. H. McCown, and A. C. Hildebrandt. 1978. Micropropagation of African violet from petiole cross-sections. *HortScience* 13(1):37–38.
10. Burr, R. W. 1975. Mass production of Boston fern through tissue culture. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 25:122–24.
11. Bush, S. R., E. D. Earle, and R. W. Langhans. 1976. Plantlets from petal segments, petal epidermis, and shoot tips of the periclinal chimera, *Chrysanthemum morifolium* 'Indianapolis'. *Amer. Jour. Bot.* 63:729–37.
12. Carter, F. M. 1973. Grafting cacti. *Horticulture* 51(3):34–35.
13. Conover, C. A., and R. T. Poole. 1978. Production of *Ficus elastica* 'Decora' standards. *HortScience* 13(6):707–8.
14. Cooke, R. C. 1977. Tissue culture propagation of African violets. *HortScience* 12(6):549.
15. Dallon, J., Jr., and D. Durkin. 1972. Culturing geranium from seed. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 21:324–30.

16. Darrow, G. M., and F. G. Meyer, eds. 1968. *Day lily handbook.* American Horticultural Society, Vol. 47, No. 2.
17. Deburg, P., and J. DeWall. 1977. Mass propagation of *Ficus lyrata. Acta Hort.* 78:361–64.
18. Dodge, M. 1978. Propagation of named delphinium cultivars. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 28:496–98.
19. Earle, E. D., and R. W. Langhans. 1975. Carnation propagation from shoot tips cultured in liquid medium. *HortScience* 10(6):608–10.
20. Edinger, P., ed. 1970. *Succulents and cactus.* Menlo Park, Calif.: Lane.
21. Gilbertson-Ferriss, T. L., and H. F. Wilkins. 1977. Factors influencing seed germination of *Freesia refracta* Klatt cv. Royal Mix. *HortScience* 12(6):572–73.
22. Haage, W. 1963. *Cacti and succulents.* New York: E. P. Dutton.
23. Hammer, P. A. 1976. Stolon formation in *Chlorophytum. HortScience* 11(6):570–72.
24. Hawkes, A. D. 1961. *Orchids, their botany and culture.* New York: Harper & Row, Pub.
25. Henny, R. J. 1978. *In vitro* propagation of *Peperomia* 'Red Ripple' from leaf discs. *HortScience* 13(2):150–51.
26. Higaki, T., and D. P. Watson. 1973. Anthurium culture in Hawaii. *Univ. Hawaii Coop. Ext. Ser. Cir. 420.*
27. Holley, W. D., and R. Baker. 1963. *Carnation production.* Dubuque, Iowa: William C. Brown Co., Publishers.
28. Hosoki, T., and T. Asahira. 1980. *In vitro* propagation of bromeliads in liquid culture. *HortScience* 15(5):603–4.
29. Hull, Helen. 1969. Handbook on ferns. *Plants and Gardens* 25(1):1–77.
30. Hussey, G. 1975. Totipotency in tissue explants of some members of the Liliaceae, Iridaceae, and Amaryllidaceae. *Jour. Exp. Bot.* 26:253–62.
31. Jackson, H. C. 1975. Propagation and culture of African violets. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 25:269–71.
32. Johnson, B. B. 1978. *In vitro* propagation of gloxinia from leaf explants. *HortScience* 13(2):149–50.
33. Knauss, J. F. 1976. A partial tissue culture method for pathogen-free propagation of selected ferns from spores. *Proc. Fla. State Hort. Soc.* 89:363–65.
34. Kramer, J. 1971. *How to grow African violets* (4th ed.). Menlo Park, Calif.: Lane.
35. Kunisaki, J. T. 1975. *In vitro* propagation of *Cordyline terminalis* (L.) Kurth. *HortScience* 10(6):601–2.
36. ———. 1980. *In vitro* propagation of *Anthurium andreanum* Lind. *HortScience* 15(4):508–9.
37. Kusey, W. E., Jr., P. A. Hammer, and T. C. Weiler. 1980. *In vitro* propagation of *Gypsophila paniculata* L. 'Bristol Fairy'. *HortScience* 15(5):600–601.
38. Lane, B. C. 1981. A procedure for propagating ferns from spore using a nutrient agar solution. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 30:94–97.
39. Lyons, R. E., and R. E. Widmer. 1980. Origin and historical aspects of *Cyclamen persicum* Mill. *HortScience* 15(2):132:35.
40. [illegible] Skirvin, A. I. Soltero, and J. Janick. 1977. Tissue culture of [illegible] 6):547–49.
41. [illegible] ige. 1977. Rapid cloning of *Ficus* [illegible]y. *In Vitro* 13(3):160.

Biblioteca de la FAGRO
** Inv: 42549 **
Ubic: 631.53 HARp 1998
Propagación de plantas