

**MANUAL DE VIVEROS PARA LA
PRODUCCIÓN DE ESPECIES
FORESTALES EN CONTENEDOR**

VOLUMEN 6

**Propagación de Plantas
Capítulo 3**

Propagación Vegetativa

Contenido

6.3.1 Introducción	119
6.3.1.1 Los objetivos y recursos afectan el método de propagación.....	119
6.3.1.2 Ventajas y desventajas de la propagación vegetativa.....	120
6.3.1.3 Conceptos básicos y terminología	122
Juvenilidad	122
Enraizamiento adventicio	123
6.3.1.4 Sistemas de propagación vegetativa	124
6.3.2 Estacas de tallo.....	126
6.3.2.1 Importancia del origen.....	126
6.3.2.2 Tipos de estacas de tallo.....	128
Estacas leñosas	128
Estacas semileñosas.....	128
Estacas de madera suave.....	128
6.3.2.3 Recolecta y procesamiento de estacas de tallo.....	128
Condición del donante o planta madre	130
Equipo y herramientas de recolecta.....	130
Tamaño y orientación de las estacas.....	130
Sanidad	131
Hormonas de enraizamiento	132
Tratamientos culturales.....	133
6.3.2.4 Plantación de las estacas de tallo.....	134
Estacado directo	134
Pre-enraizamiento.....	134
Ambientes de propagación	135
6.3.3 Estacas de raíz	140
6.3.4 Acodos	142
6.3.4.1 Acodo de puntas	143
6.3.4.2 Acodo de montículo	143
6.3.4.3 Acodo aéreo.....	143
6.3.5 División	144
6.3.6 Injertado.....	145
6.3.7 Micropropagación.....	146
6.3.7.1 Organogénesis (microestacas).....	147
6.3.7.2 Embriogénesis somática (ES)	149
6.3.8 Resumen	151
6.3.9 Literatura citada.....	152

6.3.1 Introducción

La propagación vegetativa se define como la producción de nuevas plantas que contienen las características genéticas exactas de la planta madre. Esto es posible debido a que el núcleo de cada célula viva contiene toda la información genética que se necesita para reproducir otra planta idéntica, un concepto conocido como “totipotencia”. Dado que sólo un padre es requerido y no involucra recombinación genética, a la propagación vegetativa se le conoce también como **propagación asexual**. Los viveristas pueden producir múltiples “copias al carbón” de la planta madre al evitar la recombinación genética inherente en la reproducción sexual y el desarrollo de la semilla.

6.3.1.1 Los objetivos y recursos afectan el método de propagación

En la naturaleza, algunas plantas se dispersan en forma natural a través de la propagación vegetativa, pero la mayoría de las plantas se propagan por semilla. Este es también el caso en viveros forestales y de conservación, donde más del 95% de las especies son producidas a partir de semillas. En viveros ornamentales, donde la producción de muchas plantas idénticas a partir de “cultivares” específicos (variedades cultivadas) es el objetivo (Figura 6.3.1A), la propagación vegetativa es el método más común. Una técnica en particular, las estacas de enraizadas, constituye del 70 al 90% de la producción total (Davies, 1994). Algunos cultivares de plantas ornamentales han sido específicamente seleccionados por esa habilidad de enraizar fácilmente.

Como se mencionó en el Capítulo 1, la selección del método de propagación depende de los objetivos de manejo y las características de las especies de plantas. Si el objetivo es generar un gran número de plantas que han sido genéticamente seleccionadas por una característica particular (por ejemplo, rápido crecimiento para utilizarse en una plantación forestal), entonces la propagación vegetativa es una opción lógica (Figura 6.3.1B). Por otra parte, si el objetivo es producir plantas que

mantengan el amplio rango de diversidad genética que se encuentra en la naturaleza, entonces la propagación por semilla tiene más sentido.



A



B

Figura 6.3.1 La propagación vegetativa es común en los viveros ornamentales donde numerosas copias de cultivares son requeridos de forma y color deseables (A). En una plantación forestal, la propagación vegetativa es utilizada para producir una gran cantidad de árboles que fueron seleccionados genéticamente para un rápido crecimiento (B).

Sin embargo, circunstancias especiales pueden hacer que la propagación vegetativa sea la mejor o la única opción (Cuadro 6.3.1). Algunas plantas simplemente no producen semilla en cantidades suficientes o con la frecuencia necesaria, y por lo tanto se deben propagar vegetativamente. En otras situaciones, las plagas han dañado tanto las flores o semillas que la propagación por semilla no es una opción. Por ejemplo, cuando una plaga de gusanos de las yemas de *Picea* spp. destruyeron la producción de semilla de *Picea mariana*

durante 10 años en Nueva Escocia, los viveros tuvieron que propagar esta especie vegetativamente a partir de estacas (Levy, 1983). Muchas semillas de especies forestales y de conservación tienen requerimientos de dormancia complejos, que hacen que la propagación vegetativa sea más práctica, especialmente cuando el tiempo es crítico. Esto es a menudo la situación para proyectos de restauración en altas elevaciones. Se encontró que estacas enraizadas recolectadas durante el verano, tienen muchas ventajas sobre la propagación por semilla (Scianna *et al.*, 1998). Plantas que tienen propiedades genéticas únicas, como la resistencia a un insecto o enfermedad, se pueden propagar vegetativamente para que los genes deseados no se pierdan en la recombinación sexual (Figura 6.3.2A). La propagación vegetativa es también usada para mantener o aún incrementar poblaciones de especies raras o amenazadas (Figura 6.3.2B).

Un importante desarrollo actual es la producción exitosa de propágulos de *Castanea dentata* mediante micropropagación. Este árbol fue alguna vez el más importante en el bosque de latifoliadas del este de los Estados Unidos, pero fue prácticamente eliminado a principios del siglo pasado por una infestación de hongos. Los científicos creen que pueden producir *Castanea* mediante micropropagación e ingeniería genética (Carraway and Merkle, 1997). Últimamente, los programas de mejoramiento de árboles se pueden beneficiar enormemente a partir de las técnicas de propagación vegetativa. Por ejemplo, toma alrededor de 21 años para que un huerto semillero iniciado a partir de plántulas llegue a ser completamente productivo, mientras que uno establecido a partir de estacas puede producir semilla mejorada en tan sólo 9 años (Greenwood *et al.*, 1991).

La micropropagación es el tipo de propagación vegetativa más reciente, y comúnmente atractivo para desarrolladores de viveros de vanguardia o para nuevos clientes ya que es moderno y de "alta tecnología". La idea de ser capaces de producir miles de nuevas plantas a partir de una pequeña cantidad de tejido de la

planta es ciertamente atractiva. Sin embargo, la micropropagación tiene muchas de las mismas limitaciones de las otras técnicas de propagación vegetativa y es por mucho la más cara. Así que otra vez, la elección de un método de propagación debe ser determinado por los objetivos y recursos del vivero.

6.3.1.2 Ventajas y desventajas de la propagación vegetativa

El interés y actividad en la propagación vegetativa se ha incrementado dramáticamente en años recientes debido a sus muchas ventajas:

- Multiplicación rápida de material de plantas selectas en corto tiempo
- Alto grado de calidad en el cultivo y uniformidad (Jones *et al.*, 1996)
- No hay problemas complejos de dormancia de semillas
- Habilidad para superar una baja disponibilidad de semillas y estacionalidad
- Floraciones más tempranas y frecuentes, que en plantas que provienen de semilla (Jones *et al.*, 1996)

Por otra parte, la propagación vegetativa tiene ciertas limitaciones:

- Costo - el material de la planta para la producción vegetativa, pueden ser varias veces más caras en comparación con las plantas normales (Cuadro 6.3.2)
- Ambientes de propagación - se requieren sofisticadas estructuras y equipo, particularmente para la micropropagación
- Mano de obra intensiva - todos los métodos de propagación vegetativa requieren más mano de obra, lo cual a menudo excede el 80% de los costos totales (Davies, 1994)
- Reducción de vigor - algunas plantas propagadas vegetativamente son menos vigorosas que aquellas producidas de semilla
- Pérdida de diversidad genética - la propagación vegetativa usualmente significa menos variación natural
- Posibilidad de plagiotropismo - las plantas propagadas vegetativamente pueden perder la dominancia apical

Cuadro 6.3.1 Especies producidas por métodos de propagación vegetativa, en el vivero forestal y de investigación de la Universidad de Idaho.

Especies	Justificación para la propagación vegetativa	Método de propagación
<i>Larix occidentalis</i>	Producción escasa de conos y baja calidad de las semillas	Las estacas de madera suave enraízan de 6 a 8 semanas con hasta 80% de éxito
<i>Juniperus scopolorum</i>	Germinación lenta y errática debido a la compleja dormancia de la semilla	Las estacas de maderas suaves enraízan de 2 a 6 meses con hasta 68% de éxito
<i>Pinus monticola</i>	Escasez de semilla genéticamente mejorada resistente al hongo vesicular de la roya (<i>Cronartium ribicola</i>)	Las estacas de madera suave enraízan de 3 a 6 meses con 50 a 90% de éxito; las plántulas micropropagadas están listas para ser plantadas después de 18 meses
<i>Salix scouleriana</i>	Las estacas tradicionales de madera dura son difíciles de enraizar y muchas mueren de canchros en el tallo	Las estacas de maderas suaves tratadas con hormonas y enraizadas bajo humedad, se desempeñaron significativamente mejor; las plántulas micropropagadas enraizaron con 92% de éxito y tuvieron menos mortandad que las estacas
<i>Purshia tridentata</i> (Ecotipos raros)	Baja producción de semilla y dificultad con la siembra directa: estacas tradicionales son difíciles de enraizar	Los brotes micropropagados enraizaron con 92% de éxito en 4 a 6 semanas y florecieron en el invernadero después de un año

Fuente: Edson (1995).



A



B

Figura 6.3.2 La propagación vegetativa puede incluso ser utilizada para los objetivos de conservación, como la importante restauración ecológica del *Pinus monticola* (A), o el incremento de las poblaciones de especies amenazadas o en peligro, como los ecotipos raros de *Corpus nuttallii* (B).

Cuadro 6.3.2 Costos de los tipos de reproducción de *Pinus radiata*

Tipo de reproducción	Fuente del material de la planta	Costo (\$)/1000 plantas
Plantas	Huerto sexual con polinización libre	76
Plantas	Huerto sexual con polinización controlada	317
Estacas	Camas de planta madre en el vivero	138
Estacas	Recolección en campo	255
Plántulas	Micropropagación	483

Fuente: Menzies (1995)

6.3.1.3 Conceptos básicos y terminología

Un clon se define como un grupo de individuos genéticamente uniformes que fueron originalmente derivados de un solo padre por propagación asexual. **Silvicultura clonal** es un término utilizado para describir el sistema silvícola basado en la regeneración con plantas propagadas vegetativamente, las cuales son usualmente establecidas en campo en plantaciones manejadas intensivamente. Los horticultores se refieren al padre como la planta "madre" y a la progenie como las plantas "hijas" mientras que los genetistas forestales se refieren a la planta original como el "orteto" y cada una de sus progenies como "rameto" (Hartmann *et al.*, 1997). La **planta madre** es otro término utilizado para la "**planta stock**" y será el término preferido en este volumen. Para las recolectas en ambientes naturales, las estacas se colectan de una **planta donadora**.

Juvenilidad. El concepto de juvenilidad, el cual es crítico para una propagación vegetativa exitosa de plantas leñosas, es difícil de entender para mucha gente debido a que difiere entre plantas y animales (Geneve, 1995). Cada organismo pasa a través de un proceso normal de desarrollo y envejecimiento que comienza con un embrión, continúa a través de la juvenilidad y entonces alcanza una etapa de madurez en la cual es capaz de reproducirse sexualmente. La diferencia entre animales y plantas es que en las plantas la edad cronológica no es igual que la edad biológica como en los animales, debido a que **diferentes**

partes de una planta pueden estar en diferentes estados de madurez al mismo tiempo. La parte biológicamente más joven (más juvenil) pero cronológicamente más vieja de un árbol se localiza en la unión entre la raíz y el tallo (Figura 6.3.3 A-E). La fase juvenil se caracteriza por la incapacidad para producir flores bajo condiciones ambientales favorables, y a menudo pueden ser identificadas por características morfológicas y fisiológicas específicas incluyendo la forma de la hoja, falta de espinas, vigor y resistencia a enfermedades. Sin embargo, el mayor interés para los propagadores es el hecho de que las estacas tomadas de tejido juvenil de una planta regeneran raíces más fácilmente. Por ejemplo, en *Picea mariana* las estacas tomadas del tercio inferior de la copa de 9 años de edad, enraízan casi con doble facilidad que las recolectadas del tercio superior (Tousignant *et al.*, 1995).

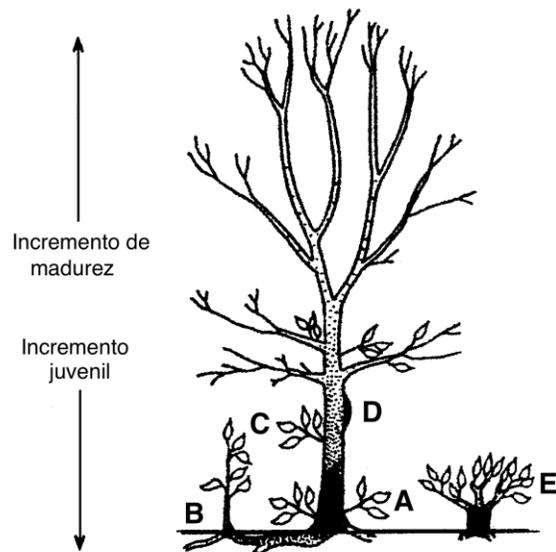


Figura 6.3.3 Las estructuras de la planta cerca de la base del árbol al igual que el sistema radical permanecen juveniles, proporcionando una fuente de material de propagación a los productores: **A** – brotes suculentos, **B** – brotes de raíz, **C** – ramas epicórmicas, **D** – Esferoplastos. Los propagadores deben mantener la juvenilidad de los tejidos e incrementar su suministro de material vegetativo mediante técnicas culturales como los setos (**E**). (modificado de Bonga, 1982).

Por otra parte, las estacas o yemas recolectadas de las partes superiores de la copa son sexualmente maduras, lo cual es ventajoso cuando el objetivo de la propagación es recolectar material maduro para injertación que tiene la habilidad para florecer y producir semillas. Estos “vástagos” son entonces injertados en patrones (Figura 6.3.4) y plantados en huertos semilleros clonales.

Los viveristas pueden manipular las plantas, ya sea cultural o químicamente, para mantener la juvenilidad por un período más largo.

- Cortando repetitivamente una planta hasta la base, es posible producir brotes del tocón (Figura 6.3.3E), los cuales son mantenidos en el vivero para proveer un suministro continuo de estacas. Podando la planta madre hasta el cuello de la raíz a menudo es más efectivo. Por ejemplo, la habilidad de enraizamiento de estacas de los brotes de tocón de *Ulmus americana* incrementó de un 38% cerca de la parte superior a un 83% en la base (Schriebner and Kawase, 1975).
- Los **setos** consisten en un corte de las plantas madre regularmente hasta una altura predeterminada y es particularmente útil para especies que no producen brotes en el tocón. Los setos es un medio eficiente para incrementar la producción de estacas de un número limitado de plantas madre.
- El proceso de madurez puede ser químicamente retardado a través del uso de hormonas. El material de plantas juveniles típicamente produce raíces en forma natural, pero estacas más maduras a menudo pueden ser estimuladas con tratamientos de hormonas para producir raíces. Las estacas que fallan de enraizar, aún cuando son tratadas con hormonas, son llamadas **recalcitrantes** (Geneve, 1995).

Enraizamiento adventicio. La definición de una estructura adventicia en la planta es aquella que no se desarrolla de un meristemo normal o yema (Hartmann *et al.*, 1997). Los brotes adventicios se pueden desarrollar en

estructuras como nudos llamadas esferoplastos en el tallo (Figura 6.3.3D), o raíces adventicias pueden ser inducidas en el material de una planta juvenil. Debido a que las estacas enraizadas son la técnica de propagación vegetativa más común, la habilidad para inducir culturalmente raíces adventicias es de gran interés en horticultura. El enraizamiento adventicio está genéticamente controlado y los genes responsables están activos durante la juvenilidad pero, a medida que el tejido de la planta envejece, éstos gradualmente se inactivan.

Las nuevas técnicas de biotecnología pronto serán capaces de manipular los genes de la juvenilidad para incrementar su sensibilidad a las hormonas o aún volverlos a reactivar para revertir el proceso de madurez (Davies, 1994). Actualmente, sin embargo, los viveristas todavía utilizan técnicas culturales para inducir enraizamiento adventicio.

Existen dos tipos de raíces adventicias: **raíces preformadas**, y **raíces de heridas**. Las primeras se desarrollan naturalmente en la base del tallo y las segundas se forman únicamente después de hacer una herida. Algunas plantas leñosas, como *Populus* spp., *Salix* spp. y *Ribes* spp., tienen primordios de yemas de raíces latentes que están preformados en la corteza interior. Estas yemas permanecen en dormancia mientras los tallos permanecen adheridos a las plantas madre pero desarrollan raíces después de que se toman las estacas. Las raíces de heridas se forman a partir de la masa de células callosas que se desarrolla como parte de la respuesta a la herida (Figura 6.3.5). Aunque varía con el tipo de planta, las raíces adventicias generalmente se desarrollan alrededor del núcleo central de tejido vascular. Existe una creencia general de que el tejido calloso es un precursor del desarrollo de raíces adventicias, pero algunas especies recalcitrantes forman callo sin la formación subsecuente de raíces (Hartman *et al.*, 1997).

6.3.1.4 Sistemas de propagación vegetativa

Una vez que se ha tomado la decisión de propagar una planta vegetativamente, el mejor método a utilizar depende de varios factores, incluyendo: características de las especies, el tipo de ambiente de propagación y la habilidad del propagador. Diferentes métodos de propagación vegetativa han sido utilizados en viveros forestales y de conservación (Cuadro 6.3.3). En las siguientes secciones se discuten los conocimientos básicos de cada técnica. Para una discusión más detallada sobre conceptos y procedimientos básicos de propagación vegetativa, el lector puede consultar textos de horticultura incluyendo Dirr and Heuser (1987), Hartmann *et al.* (1997) y Macdonald (1986).



Figura 6.3.4 Las estacas vegetativamente maduras, comúnmente llamados "vástagos" son recolectados de la copa superior de árboles maduros especialmente seleccionados e injertados en plantas jóvenes, para formar los huertos semilleros clonales.



Figura 6.3.5 Las callosidades celulares se desarrollan a partir de las células del cambium en la superficie de corte de la estaca, seguido del desarrollo y emergencia de las raíces de la herida.

Cuadro 6.3.3 Comparación de los métodos de propagación vegetativa

Método de propagación vegetativa	Habilidad de la mano de obra	Costo relativo por planta	Instalaciones requeridas	Usos en los viveros forestales y de conservación
Estacas del tallo	Baja	Bajo	Cámara de enraizamiento	Problemas con la calidad o disponibilidad de semillas; mejoramiento genético
Estacas de la raíz	Baja	Medio	Cámara de enraizamiento	Limitado a pocas especies
Acodo	Baja	Alto	Ninguna	Limitado a pocas especies
División	Baja	Medio	Ninguna	Bulbos y especies cespitosas
Injerto	Alta	Alto	Invernadero	Huertos semilleros
Micropropagación	Alta	Alto	Cobertizo de transferencia, área de cultivo e invernadero	Mejoramiento genético; especies amenazadas y en peligro de extinción

6.3.2 Estacas de tallo

Estacas enraizadas de tallo – **estacado** – son las técnicas de propagación vegetativa más ampliamente utilizadas para especies forestales y de conservación. Algunas de estas especies también se pueden producir por semilla, pero los productores recurren a la propagación vegetativa por ciertas razones específicas:

- **Facilidad de propagación** - Los álamos (*Populus* spp.) y los sauces (*Salix* spp.) han sido producidos tradicionalmente a partir de estacas de tallo debido a que tienen semillas muy pequeñas que son difíciles de manejar, no se almacenan bien y están cubiertas de pelos finos que resisten la imbibición. La mayoría de los álamos y sauces enraízan bien sin hormonas, aunque algunas especies recalcitrantes y clones las requieren. Por ejemplo, estacas de madera dura de *Salix scouleriana* enraizaron y sobrevivieron significativamente mejor cuando fueron tratadas con 0.3% de AIB (ácido indol-3-butírico) (Edson *et al.*, 1995).
- **Falta de semilla** - Las estacas enraizadas han sido el principal método de reforestación de *Chamaecyparis nootkatensis* en la Columbia Británica en los pasados 15 años, y actualmente se producen más de medio millón de estacados anualmente. El propósito original de este programa fue abastecer de semilla que era escasa, pero se ha expandido recientemente para incluir mejoramiento genético, con más de 1,000 clones siendo evaluados en un huerto de estacas (Russell, 1993).
- **Mejoramiento genético** - Las estacas enraizadas han llegado a incrementar su popularidad en plantaciones forestales por la multiplicación (“bulking”) o clonación de material de plantas mejoradas genéticamente (Ritchie, 1996). La multiplicación se hace a nivel de familias y considera hacer relativamente pocas copias de un gran número de genotipos, la

descendencia (progenie) la cual ha sido probada para verificar la ganancia genética. La multiplicación es más común con coníferas y es particularmente popular para expandir el número de propágulos que provienen de huertos semilleros con control de polinización (Figura 6.3.6). La clonación es primeramente hecha con árboles de hoja ancha y arbustos, y consiste en desarrollar un gran número de copias de algunos genotipos de élite. Aunque los clones han sido fenotípicamente seleccionados, algunas veces después de varias generaciones, su descendencia no ha tenido pruebas de progenie.

6.3.2.1 Importancia del origen

Para propósitos forestales y de conservación, conocer el origen de las estacas es tan importante como con las semillas para asegurar que la producción en el vivero esté bien adaptada a las condiciones ambientales del sitio de plantación. Para proyectos de restauración las estacas deben siempre ser recolectadas de plantas donantes en o cerca del sitio de plantación. Un vivero en las Rocallosas recolectó de al menos 50 plantas diferentes para el área de un proyecto específico para asegurar una adecuada diversidad genética (Atthowe, 1993). **Una estaca lleva la información genética exacta de la planta donante, de manera que la mejor recomendación para mantener la máxima biodiversidad es recolectar estacas de tantas plantas donantes como sea práctico y económico.**

Si existiera suficiente demanda a largo plazo para un ecotipo en particular, entonces un fácil y accesible suministro de estacas se puede obtener de **camas de retoños** en el exterior (Figura 6.3.7A), huertos en setos (Figura 6.3.7B) o plantas madre en contenedor (Figura 6.3.7C). Todas estas opciones reducen los costos de recolección y mantienen el control sobre la fuente y calidad de las estacas. El Servicio de Conservación de los Recursos

Naturales del Departamento de Agricultura de los Estados Unidos, ha establecido camas de retoños de cultivares selectos de sauces (*Salix* spp.) y otras especies riparias en sus centros de materiales de plantas (Carlson, 1992). Varios clones de híbridos de *Populus* spp. han probado ser exitosos para plantaciones de conservación en las Grandes Planicies y éstos son mantenidos en camas de retoños en viveros regionales (USDA SCS, 1991). La mayoría de los viveros del gobierno han establecido camas de retoños o plantas madre de las especies y ecotipos que están adaptados a sus áreas locales y así pueden ser una fuente potencial de material de estacas para productores privados.

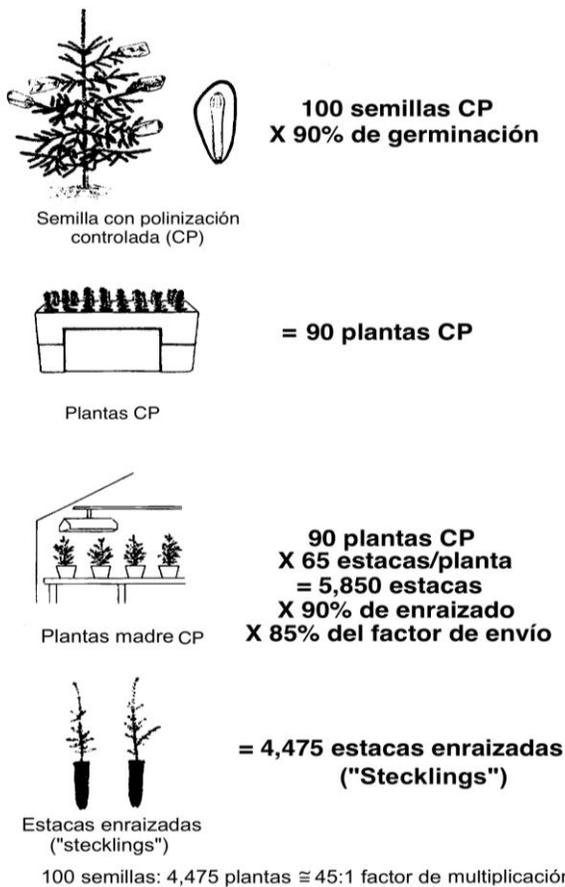


Figura 6.3.6 La multiplicación es usada para incrementar un número limitado de semillas con polinización controlada, mediante el establecimiento de plantas madre y el inicio de estacas enraizadas; en este ejemplo, la proporción de estacas enraizadas ("stecklings") por semillas tuvo un factor de multiplicación de 45:1 (modificado de Russell and Ferguson, 1990).



A



B



C

Figura 6.3.7 Cuando hay una demanda continua de estacas enraizadas de ciertos ecotipos o cultivares, pueden ser establecidos en el vivero camas de retoños (A), huertos de setos (B), o plantas madre en contenedor (B y C, cortesía de J. Russell, Ministerio de Bosques de la Columbia Británica).

6.3.2.2 Tipos de estacas de tallo

En horticultura, las estacas se dividen en categorías dependiendo del tipo y madurez del tejido (Hartmann *et al.* 1997; Dirr and Heuser, 1987).

Estacas leñosas. Las estacas leñosas provienen ya sea de especies latifoliadas o coníferas, consisten de tejido leñoso maduro de la última temporada de crecimiento, y típicamente son recolectadas durante el período de dormancia (Figura 6.3.8A).

Las estacas leñosas son fáciles de preparar, almacenar, enviar y manejar y algunas veces pueden ser enraizadas bajo condiciones normales de riego sin relativamente pocos tratamientos culturales especiales.

Estacas semileñosas. Las estacas semileñosas se recolectan de tejidos semi-lignificados de plantas creciendo activamente (Figura 6.3.8B). Debido a que éstas se componen de tejido parcialmente maduro, las estacas semileñosas se pueden doblar pero no se rompen cuando se flexionan. Estas solo se pueden almacenar unos pocos días y requieren de ambientes de propagación especializados, como un invernadero con nebulización o una cámara de enraizamiento.

Estacas de madera suave. Las estacas de madera suave son recolectadas de los nuevos brotes suculentos durante la estación de crecimiento, y las estacas adecuadas se doblan o rompen de forma limpia cuando se flexionan. Estas no pueden ser almacenadas y deben ser manejadas con cuidado. Debido a que éstas son muy sensibles a la desecación, usualmente se requiere una cama con nebulización o una cámara de enraizamiento y tratamiento con hormonas (Figura 6.3.8 C-E).

Esta nomenclatura tradicional funciona bien cuando se recolecta de plantas madre o camas de retoños en el vivero. Sin embargo, la propagación de plantas para muchos proyectos de conservación y restauración requiere que se recolecte material en sitios de proyectos remotos, donde el acceso a las plantas donantes es una fuerte limitante. Por ejemplo, se puede necesitar la recolecta de estacas leñosas de

sitios remotos, de plantas donantes en altas elevaciones en el verano o de plantas alpinas y subalpinas durante el otoño, que son bajas en altura y cubiertas por la nieve durante el invierno y principio de la primavera. El ramoneo repetitivo a menudo elimina el tipo de tejido de la planta que puede ser recolectado en el campo, de manera que puede ser útil distinguir entre el tejido del primer año y el tejido leñoso del segundo año. Por ejemplo, estacas leñosas de *Ribes* spp. del primer año, mostraron 61% de enraizamiento en comparación con 21% en las del segundo año. Por lo tanto, **una terminología más práctica para estacas de plantas forestales y de conservación podría incluir la época de recolecta, así como el tipo y condición de dormancia del tejido (por ejemplo, final del otoño dormante leñoso, madera suave del verano)** (Scianna *et al.*, 1998).

6.3.2.3 Recolecta y procesamiento de estacas de tallo

El mejor tipo de estaca dependerá de la especie, genotipo y época de recolección. Por ejemplo, las estacas leñosas de los sauces (*Salix* spp.) son generalmente mejores, aunque hay algunas excepciones. *Salix scouleriana* no enraíza con facilidad, de manera que las estacas de madera suave fueron más exitosas (Edson *et al.*, 1994). El enraizamiento de las estacas también varía fuertemente dependiendo de la época del año y la mejor época de recolecta también varía por especie y aún por genotipo. En *Eucalyptus sideroxylon*, la habilidad de enraizamiento de dos genotipos varió durante el año, mientras que otro fue completamente recalcitrante para enraizar (Cuadro 6.3.4).



Figura 6.3.8 En el estacado directo, las estacas de madera dura de *Populus* spp. y *Salix* spp., con enraizado relativamente fácil, son colocados directamente en el sustrato del contenedor final sin tratamientos previos (A). Las coníferas son propagadas con estacas semileñosas (B), las cuales deben ser tratadas con hormonas para enraizado (C y D), la cual estimula la formación de raíces (E). (B, cortesía de G. Dunsworth; D, cortesía de J. Russell; E, cortesía de Don Carson, Ministerio de Bosques de la Columbia Británica).

Condición del donante o planta madre.

Debido a que la condición fisiológica del donante o planta madre afecta el éxito del enraizamiento, las estacas típicamente se recolectan de plantas donantes sanas que crecen a pleno sol, o de plantas madre bien fertilizadas en el vivero. Es una buena idea visitar los sitios de recolecta si es posible un año antes, para localizar y etiquetar las plantas donantes adecuadas (Scianna *et al.*, 1998). Para minimizar el estrés por humedad, las recolectas en el campo deben siempre hacerse tan temprano como sea posible y en días con poco o nulo viento. Los días nublados o con niebla son ideales. Las plantas madre en contenedor se deben regar antes de la recolecta de estacas o si es posible, mover a un área sombreada varios días antes de la recolecta. Moe and Andersen (1988) presentan una completa discusión del mantenimiento de las plantas madre y los tratamientos culturales para incrementar el enraizamiento de las estacas.

Equipo y herramientas de recolecta. El equipo y herramientas apropiadas incrementan enormemente la facilidad de la recolecta y el éxito en el enraizamiento. Las tijeras de podar de alta calidad y una navaja bien afilada son esenciales. Dos tipos de bolsas de plástico mantendrán las estacas juntas y evitarán la desecación: las bolsas pequeñas sellables de plástico para las estacas de plantas individuales, y bolsas grandes blancas de basura, para recolectas a granel. Para recolectas en campo, una lista de herramientas debe incluir botellas de spray con agua extra, etiquetas permanentes y marcadores, guantes de trabajo, hieleras portátiles con hielo para mantener las estacas frescas y protegidas (Scianna *et al.*, 1998).

Tamaño y orientación de las estacas. El mejor tamaño de la estaca a recolectar depende de la especie, del tipo de tejido de la planta disponible y el tamaño del contenedor para su crecimiento. Para el caso de *Salix* spp. y *Populus* spp. en las camas de retoños en el vivero, se colectan los brotes tan largos como estén y después se cortan al tamaño apropiado. Si la recolecta es manual, el corte basal se hace justamente debajo de un nudo donde las raíces

se forman más fácilmente. Cuando se tiene que hacer un gran número de estacas, los manojos de brotes se cortan con una sierra banda. Las estacas leñosas de *Populus* spp. se recolectan relativamente largas, variando de 10 a 25 cm (4 a 10 in) de longitud y de 0.5 a 2 cm (0.2 a 0.8 in) de diámetro. Los manojos de estacas se aseguran con una liga y se almacenan en refrigeración a una temperatura de 0 a 4.5 °C (32 a 40 °F), para mantenerlas en dormancia hasta que se necesiten.

Cuadro 6.3.4 La capacidad para formar raíces del *Eucalyptus sideroxylon* varía considerablemente entre genotipos y el momento de la recolección.

Mes y año	Porcentaje de enraizamiento		
	Genotipo No. 1	Genotipo No. 2	Genotipo No. 3
Julio 1984	0	70	90
Septiembre 1984	0	50	90
Noviembre 1984	0	57	77
Marzo 1985	0	64	88
Mayo 1985	0	36	48

Fuente: Burger and Lee (1987)

Las estacas semileñosas y de madera suave son generalmente más pequeñas que las estacas leñosas. Las estacas semileñosas y de madera suave de una variedad de plantas nativas donadoras, deben ser de 7.6 a 15.2 cm de longitud (3 a 6 in) y alrededor de 6.4 mm (0.25 in) de diámetro (Scianna *et al.*, 1998). Las estacas de madera suave de *Chamaecyparis nootkatensis* varían de 3 a 8 cm (1.1 a 3.2 in) de longitud (Russell and Ferguson, 1990). Las tijeras de podar, especialmente del tipo “yunque”, machacan los tejidos más suaves de las estacas semileñosas o de madera suave, de manera que cada estaca debe ser recortada en ángulo con una navaja filosa, cuando se regresa al vivero. Esto elimina cualquier tejido dañado y mejora la absorción de agua y de hormonas de enraizamiento (Scianna *et al.*, 1998).

Las estacas de tallo tienen una **polaridad** inherente y siempre producirán brotes en el extremo distal (más cercano a la yema), y las raíces en el extremo proximal (más cercano al tallo principal o al sistema radical). Para distinguir entre la punta y la base de las estacas leñosas, la parte inferior se corta con un ángulo, el cual no solo asegura que las estacas se

plantan correctamente sino que también, facilita su enterrado (Hartmann *et al.*, 1997). Las estacas de ramas laterales de coníferas pueden exhibir **plagiotropismo**, el cual es el término para el hábito de crecimiento horizontal que algunas estacas laterales mantienen después de enraizadas (Figura 6.3.9). El plagiotropismo es mucho más problemático en unas especies que en otras. Alrededor de un tercio de los estacados de *Larix occidentalis* creciendo en invernadero, exhibieron plagiotropismo durante la primer temporada de crecimiento. Esta y otras anomalías en el crecimiento hacen impráctica la producción en invernadero de *Larix occidentalis* en la actualidad (Edson *et al.*, 1996). Los viveristas han desarrollado procedimientos culturales innovadores para evitar el plagiotropismo. Por ejemplo, algunos viveros han encontrado que trasplantando sus estacas enraizadas de *Pseudotsuga menziesii* en camas a raíz desnuda en el sistema de trasplante Cepellón + 1, ayuda a eliminar el plagiotropismo (Ritchie, 1996).

Sanidad. Las heridas que son inherentes en la recolecta de estacas, las deja vulnerables al deterioro, haciendo crítica la sanidad. La epidermis o corteza de una planta funciona como la piel humana en la prevención de infecciones por hongos o bacterias, pero esta protección se pierde cuando se hacen las estacas. Por ejemplo, los álamos (*Populus* spp.) y los sauces (*Salix* spp.) son muy susceptibles a un hongo canceroso (*Cytospora* spp.) que se puede encontrar normalmente en la parte externa de las ramas. Debido a las heridas frecuentes, este hongo se desarrolla en las camas de retoños a tal grado que las camas deben ser periódicamente eliminadas y remplazadas con material de plantas nuevas y sanas.

Para prevenir que crezca el deterioro cuando se recolectan las estacas, las tijeras de podar y otras herramientas deben limpiarse y desinfectarse regularmente. Varios y diferentes desinfectantes se han utilizado en la preparación de estacas (Cuadro 6.3.5). El cloro casero (hipoclorito de sodio) es el desinfectante más común porque es barato y

disponible aunque puede tener riesgos ambientales. El cloro contiene iones de hipoclorito que reaccionan para formar compuestos organoclorados muy estables, que se acumulan en el tejido animal y pueden causar problemas de salud. Aunque son más caros, el cloruro de benzalconio y el peróxido de hidrógeno son igualmente efectivos y no tienen productos dañinos al descomponerse (McClelland and Smith, 1994).



Figura 6.3.9 El plagiotropismo es una condición morfológica en la cual las estacas recolectadas de las ramas laterales, como la planta de la derecha, producida a partir de estacas de *Juniperus scopolorum*, mantiene su hábito de crecimiento horizontal (cortesía de J. Edson).

Las estacas también se pueden tratar en el vivero. Algunos viveros remojan sus estacas de *Salix* spp. y *Populus* spp. en un esterilizante superficial o fungicida para retardar la presencia de moho y el deterioro de las superficies cortadas. Las estacas de las plantas donantes en el campo pueden ser remojadas en un fungicida de amplio espectro, tal como el thiram y el medio de enraizamiento empapado con fungicida (Scianna *et al.*, 1998).

Hormonas de enraizamiento. Tratar con hormonas las estacas de tallo incrementa significativamente la velocidad y uniformidad de desarrollo de las raíces en muchas especies, especialmente aquellas que son difíciles de enraizar. Están disponibles de manera comercial diferentes hormonas de enraizamiento (Figura 6.3.8C). El AIA (ácido indol-3-acético) fue la primera auxina natural descubierta, pero no se usa en la actualidad de manera comercial dado que es relativamente inestable. Dos auxinas sintéticas, el AIB (ácido indol-3-butírico) y el ANA (ácido naftalenacético) son los ingredientes activos encontrados en compuestos comerciales para enraizar, en dosis que van de 1,000 a 20,000 partes por millón (ppm) (Van Dellen, 1998). Los compuestos comerciales para enraizar contienen concentraciones variables de AIB y ANA así como otros materiales suplementarios como fungicidas y vitaminas (Cuadro 6.3.6).

Esto puede ser confuso para los novatos debido a que no existe una nomenclatura estándar para el contenido o su concentración. Por ejemplo, la numeración de productos de la línea Hormex® indica la concentración mientras que los compuestos de la línea Hormodin® no. Van Dellen (1998) presenta una excelente discusión sobre los compuestos de enraizamiento que existen actualmente en el mercado.

Las formulaciones en polvo son más fáciles de usar debido a que la concentración de las hormonas está incorporada y el polvo se adhiere a la superficie cortada. Los productos líquidos se formulan típicamente con alcohol etílico o isopropílico, y algunos deben ser diluidos a la concentración apropiada (Dirr and Heuser, 1987). Algunos viveristas prefieren los líquidos porque penetran en el tejido de las plantas mejor que los polvos (Van Dellen, 1998). Se debe tener cuidado durante la dilución debido a que este proceso se presta para cometer errores. En los viveros que no cuentan con fácil acceso a laboratorios químicos, el anticongelante para radiador (~95% glicol propileno) y el líquido para limpiar parabrisas (~50% metanol) han probado ser diluyentes seguros y efectivos (Chong and Hamersma, 1995). Como con cualquier práctica nueva, se recomienda probar estos productos antes de usarlos a una escala operativa.

Cuadro 6.3.5 Propiedades de desinfectantes comunes utilizados para recolectar y procesar estacas.

Producto/nombre comercial	Fórmula química	Eficacia	Costo	Cuidado y riesgos ambientales
Blanqueador	NaClO Ca(ClO) ₂	Controla hongos y bacterias	Barato y disponible	Vapores irritantes; los organoclorados pueden plantear riesgos
Alcohol isopropil	CH ₃ (CH-OH) CH ₃	No controla todas las bacterias	Barato	Peligroso para respirar
Physan®, Green-Shield® y Triathalon®	Cloruro de benzalconio	Controla hongos y bacterias	Económico	Ninguno: inerte por productos
Peróxido de hidrógeno	H ₂ O ₂	Controla hongos y bacterias	Barato	Ninguno: se descompone en agua y oxígeno

Fuente: Modificado de McClelland and Smith (1994)

Cuadro 6.3.6 Composición de compuestos comerciales para el enraizamiento que contienen los químicos IBA (Ácido Indol-3-Butírico) y NAA (Ácido Naftalenacético).

Producto	Formulación	Tipos de hormonas y concentración	Otros químicos
Dip'N Grow®	Líquido	IBA y NAA (depende de la tasa de dilusión)	Ninguno
Hormodin 1®	Polvo	0.1% de IBA	Ninguno
Hormodin 2®	Polvo	0.3% de IBA	Ninguno
Hormodin 3®	Polvo	0.8% de IBA	Ninguno
Hormex No. 1®	Polvo	0.1% de IBA	Ninguno
Hormex No. 3®	Polvo	0.3% de IBA	Ninguno
Hormex No. 8®	Polvo	0.8% de IBA	Ninguno
Hormex Concentrate®	Líquido	NAA, IBA (depende de la tasa de dilusión)	Vitamina B ₁
Rootone®	Polvo	0.1% de NAA y 0.06% IBA	Fungicida Thiram

Fuente: Modificado de Hummert (1997); una lista completa se puede localizar en Blazich (1988)

Las hormonas para enraizamiento se aplican a las estacas de tres maneras (Blazich, 1988):

- **Inmersión en hormonas en polvo** - Este método es rápido y fácil para estacas individuales pero es difícil de controlar la dosis de aplicación debido a que la cantidad de polvo que se adhiere a la estaca depende del tamaño, la textura de la superficie y el contenido de humedad (Figura 6.3.8D).
- **Inmersión en formulaciones líquidas por unos segundos (“inmersión rápida”)** - Esta técnica es simple y rápida y proporciona resultados uniformes cuando las estacas se tratan por manojos. Se recomienda para productos más concentrados a base de alcohol. La duración de la inmersión debe ser constante para asegurar una tasa de aplicación uniforme y minimizar la posibilidad de fitotoxicidad.
- **Remojo en formulaciones líquidas desde 2 a 24 horas** - Este método es más lento pero proporciona una tasa de aplicación más uniforme por estaca. Es el mejor para formulaciones de menor concentración de hormonas, a base de agua.

Tratamientos culturales. Los viveristas utilizan otras técnicas en el vivero para mejorar el enraizamiento.

El encallamiento en temperaturas cálidas se logra tratando las estacas leñosas con hormonas de enraizamiento y almacenándolas en condiciones relativamente cálidas y húmedas [18 a 21 °C (65 a 70 °F)] por 3 a 5 semanas. El fondo caliente está llegando a ser una práctica estándar pero es valioso particularmente para especies difíciles de enraizar. Los viveros que procesan muchas estacas tienen camas especiales de enraizamiento con fondo caliente, pero existen comercialmente tapetes con calefacción menos caros. La diferencia de temperatura entre las raíces y los brotes necesita ser de sólo unos cuantos grados, debido a que la temperatura en exceso o el tiempo para encallar pueden disminuir las reservas de fotosintatos almacenados y baja la supervivencia después de la plantación (Hartmann *et al.*, 1997). Los manojos de estacas de *Salix* spp. o *Populus* spp. se pueden almacenar de manera vertical en aserrín o virutas de madera húmedas en una hielera, lo que mantiene las bases más cálidas que la parte superior, lo que promueve la formación de callos y acelera la iniciación de raíces.

Las heridas en la base involucra la remoción de la corteza exterior y hacer incisiones en la parte inferior de la estaca (Hartmann *et al.*, 1997). Esto no solamente expone el tejido del cambium a la hormona de enraizamiento, sino que fomenta la formación del tejido calloso que es a menudo el precursor para la iniciación de raíces. Remover aproximadamente de 2 a 5 cm (1 a 2 in) del tejido de corteza fue benéfico para fomentar el desarrollo de raíces de plantas nativas (Scianna *et al.*, 1998).

La poda, incluyendo la remoción de las puntas de los brotes o las hojas de la base, ha mostrado que mejora el éxito del enraizamiento en estacas semileñosas o de madera suave (Hartmann *et al.*, 1997). Para minimizar la transpiración, las plantas con hojas grandes deben ser podadas para remover entre 25 y 50% de la superficie de cada hoja (Scianna *et al.*, 1998).

6.3.2.4 Plantación de las estacas de tallo

Las estacas pueden ser **clavadas** o **colocadas** dentro de contenedores de dos formas que difieren no sólo en la técnica sino también en el tipo de estacas y las facilidades necesarias para la propagación.

Estacado directo. Esta técnica involucra la plantación de las estacas directamente en los contenedores de crecimiento y el movimiento inmediato de los mismos al área de propagación, donde crecerán hasta alcanzar el tamaño para su entrega (Figura 6.3.8A-E). El estacado directo es comúnmente utilizado en el caso de estacas leñosas de *Salix* spp. y *Populus* spp., las cuales enraízan fácilmente, pero también se puede hacer con estacas semileñosas y de madera suave de especies que requieren tratamiento con hormonas de enraizamiento. Las estacas leñosas se insertan fácilmente en los contenedores llenos, aunque las estacas menos leñosas necesitan tener el contenedor preparado con un hoyo hecho con una vara o plantilla.

Las estacas que se clavan directamente tienen relativamente simples necesidades culturales, requiriendo solo riegos frecuentes o nebulización para minimizar la demanda de transpiración. La altura del contenedor es muy

importante para un buen drenaje porque la lámina de riego que existe en el fondo de todos los contenedores será proporcionalmente menor en contenedores más altos (para más detalles ver sección 4.2.3.3 en el volumen 4 de esta serie). El sustrato para el estacado directo debe ser suficientemente poroso para prevenir la saturación de agua y a la vez, promover una buena aireación alrededor de las raíces en desarrollo. Esto es particularmente crítico en riego por nebulización, donde los viveristas incluyen altas concentraciones de perlita o piedra pómez en la mezcla de turba-vermiculita. La fibra de coco es un componente relativamente nuevo del sustrato que proviene de la cáscara del coco y se ha visto que estos sustratos mejoran en gran medida el éxito en el enraizamiento de algunas especies.

Pre-enraizamiento. Esto se recomienda para estacas semileñosas y de madera suave que son más difíciles de enraizar, y por lo tanto un tratamiento con hormonas y un especial ambiente de propagación son esenciales (Figura 6.3.10A-D). El pre-enraizamiento consiste en plantar estacas tratadas en charolas superficiales o pequeños contenedores hasta que comiencen a formar raíces. Dependiendo de la especie, el enraizamiento puede tomar desde varias semanas hasta varios meses. El desarrollo de raíces puede determinarse dando un suave tirón a la estaca – cualquier resistencia significa que las raíces se han formado y la estaca puede ser trasplantada. Las estacas enraizadas se trasplantan en los contenedores de crecimiento donde se desarrollan hasta alcanzar el tamaño de entrega. Las nuevas raíces formadas son muy delicadas y susceptibles a romperse, y por lo tanto, las estacas enraizadas se deben remover cuidadosamente de las charolas y trasplantadas en los contenedores para su crecimiento final. Al igual que con otro tipo de trasplantes, las estacas pre-enraizadas se deben plantar cuidadosamente para evitar daños en las raíces o la formación de “raíces en J”. Haciendo un hoyo con una vara en el sustrato del contenedor protege las raíces tiernas y el sustrato puede ser presionado alrededor del tallo. Algunos viveristas usan una herramienta

bifurcada para posicionar las raíces. Las estacas trasplantadas deben regarse frecuentemente en las semanas posteriores al trasplante, y la fertilización puede iniciar tan pronto como las plantas enraícen en los contenedores de crecimiento. Las estacas establecidas se tratan como plántulas y se endurecen antes de salir a la plantación.

La altura de las charolas de enraizamiento y las características de porosidad y retención de humedad del sustrato son críticas para el éxito del enraizamiento. Tal como en el caso de los contenedores, las charolas más altas proporcionan mejor drenaje que las más superficiales. El medio de enraizamiento debe proporcionar cuatro funciones: prevenir enfermedades, mantener la estaca en su lugar, suministrar agua tan rápido como se pierda por transpiración y permitir una fácil penetración del aire a la parte baja de las estacas. Las estacas son particularmente susceptibles a pudrición por hongos y por lo tanto debe esterilizarse el medio de crecimiento. Las charolas para enraizamiento se preparan con un sustrato estéril pero con buena aireación que mantenga las estacas verticales y que drene con facilidad. Se han utilizado arena fina o mezclas de perlita, vermiculita o fibra de coco (Hartmann *et al.*, 1997). La selección del sustrato afecta tanto a la velocidad de enraizamiento como al tipo de raíces producidas. Algunas especies producen raíces muy finas y frágiles en medios con buen drenaje, como la arena, y estas raíces a menudo se rompen durante el trasplante.

Ambientes de propagación. Las estacas deben ser cuidadosamente cultivadas en ambientes especiales de propagación hasta que formen nuevas raíces. Algunos productores construyen camas de enraizamiento relativamente simples (Figura 6.3.11A) o cámaras (Figura 6.3.11B) con controles de calor y humedad en el fondo. Los viveros que producen un gran número de estacas usan sofisticadas instalaciones de propagación que tienen ambientes completamente controlados incluyendo sofisticados sistemas de nebulización. El Ministerio de Recursos Naturales de Québec ha desarrollado un innovador sistema de

propagación en estantes, que consiste de entrepaños incorporados que sostienen 4 “mini-invernaderos” equipados con luz fluorescente y sistema de riego móvil (Figura 6.3.11C-D). Los 24 mini-invernaderos pueden contener hasta 51,000 estacas cada uno, para una capacidad de más de 1.1 millones de estacas por estructura de propagación. Las instalaciones se pueden utilizar durante todo el año sumando hasta 5 ciclos de producción. El mini-invernadero debe ser instalado en un cuarto con aire acondicionado para prevenir el sobrecalentamiento. La temperatura dentro de los mini-invernaderos se mantiene a 20 °C (68 °F), la humedad relativa de 90 a 95%, y la luz a 20 $\mu\text{mol}/\text{m}^2/\text{s}$ para un fotoperiodo de 18 a 20 horas (Tousignant *et al.*, 1996).

Los productores deben poner especial atención a los siguientes factores potencialmente limitantes en el ambiente de propagación. Se sugiere al lector consultar Hartmann *et al.* (1997), Macdonald (1986), y las otras referencias generales para una discusión con mayor detalle.

- **Riego.** La pérdida de agua es el factor simple limitante más importante debido a que las nuevas estacas cosechadas no tienen raíces para reponer la humedad perdida a través de la transpiración. Algunos viveros tienen espacios construidos especialmente para generar una niebla o neblina que mantiene la humedad relativa casi al 100% (Figura 6.3.10C). Muchos sistemas de nebulización automáticos requieren sofisticados controles eléctricos los cuales pueden ser muy caros. Sin embargo, sistemas menos caros se pueden construir utilizando “timers”. Algunas especies enraízan más fácilmente en charolas con sub-irrigación, aunque el éxito varía enormemente entre especies (Regan and Henderson, 1996). La calidad del agua de riego es críticamente importante con las boquillas y los sistemas de nebulización, debido a que el agua con altas concentraciones de sales disueltas (alta conductividad

eléctrica) dejará dañinos y perjudiciales depósitos sobre las estacas (Figura 6.3.10D). El agua de riego “dura” es particularmente problemática en este aspecto (Read, 1995). Adicionalmente, todas las fuentes de riego deben

filtrarse para remover sedimentos que pueden taponar las boquillas (Ver sección 4.2.4 en el volumen cuatro de esta serie para más información la calidad del agua de riego).



A



B

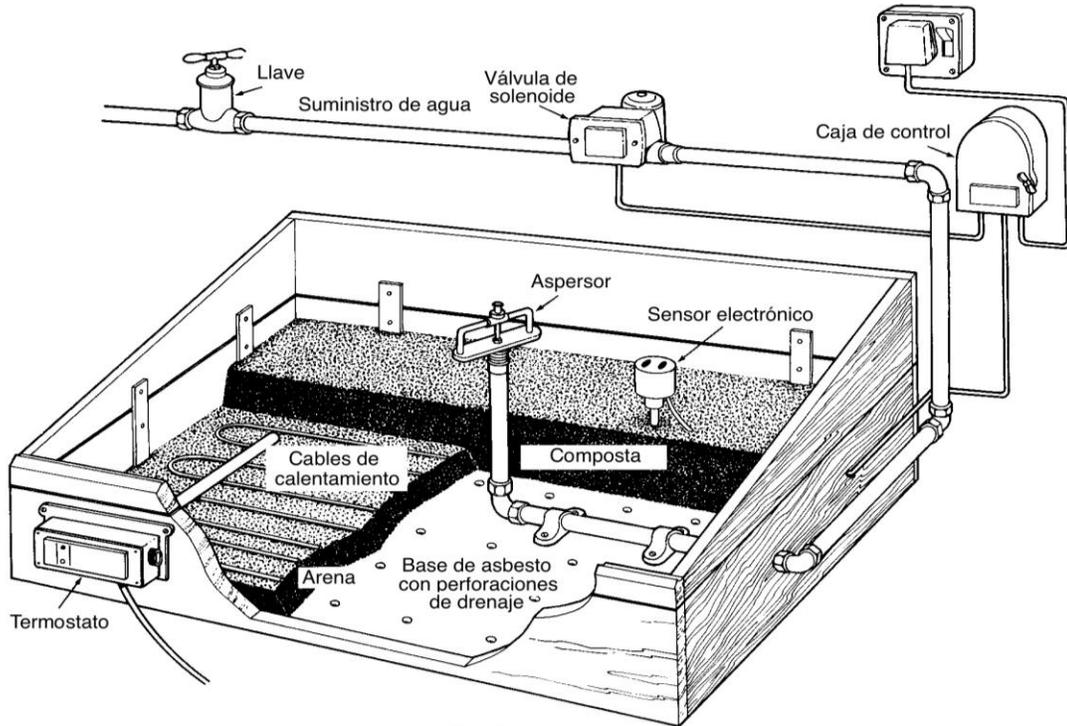


C



D

Figura 6.3.10 En el pre-enraizado, las estacas semileñosas y de madera suave, deben ser primeramente enraizadas en camas o charolas (A) con hormonas, y en ambientes especiales de propagación (B). El riego por microaspersión o nebulización (C) es fundamental para minimizar la pérdida de agua transpiracional en las estacas, pero sólo debe ser usada agua de riego de la mayor calidad para evitar la formación de costras sobre las hojas o las superficies (D).



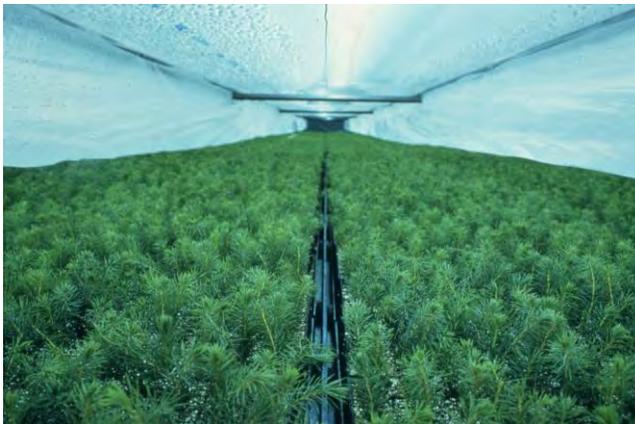
A



B



C



D

Figura 6.3.11 Las estacas enraízan con facilidad sobre camas especializadas de propagación (A), o cámaras (B) que tienen la característica de microaspersar o nebulizar para mantener una humedad relativa cercana al 100%, así como cables eléctricos o tubos de vapor para mantener las raíces más cálidas que los tallos. Los viveros que producen una gran cantidad de estacas han desarrollado instalaciones especializadas de propagación (C y D). (A, modificado de Wright and Titchmarsh, 1981; C y D, cortesía de D. Tousignant, Ministerio de Recursos Naturales de Quebec).

- **Temperatura** - Tanto la temperatura del medio de enraizamiento como del aire son muy importantes para el éxito del enraizamiento. La relación entre las temperaturas del día y la noche es crítica. Para la mayoría de las especies, se recomienda una temperatura del aire en el día de 18 a 32 °C (64 a 90 °F) con temperaturas nocturnas alrededor de 5 °C (10 °F) menor (Preece, 1995). De hecho, la temperatura del medio de enraizamiento es aún más crítica. Sin embargo, la iniciación y desarrollo de la raíz tienen diferente temperatura óptima y por lo tanto, los viveristas deben bajar las temperaturas de la zona radical después de que emergen las raíces. Aunque se debe determinar para cada especie, un valor de 30 °C (86 °F) para la iniciación de raíz y 20 °C (68 °F) para el desarrollo de raíces es un buen punto de partida. El calor en el fondo es aún más importante en riego por nebulización debido a que el riego frecuente mantiene la temperatura del medio de crecimiento baja a través del enfriamiento evaporativo (Read, 1995).
- **Luz** - El efecto de la luz en el enraizamiento de las estacas es muy complejo, debido a que algunas especies responden a diferentes duraciones del día (fotoperiodos), intensidad de luz y calidad de luz. Tradicionalmente, las estacas con hojas se colocan bajo malla sombra al 50% para minimizar la transpiración y mejorar el enraizamiento (Maynard, 1993). La máxima fotosíntesis en estacas de *Picea mariana* ocurrió en intensidades de 200 a 300 $\mu\text{mol/s/m}^2$ el cual es solo alrededor de 10 a 15% de la luz del sol. Sin embargo, estos estudios también revelan una fuerte relación entre la luz y la temperatura del aire, como en un enraizamiento exitoso a 30 °C (86 °F) que requirió tres veces más la cantidad de luz que aquellas que fueron enraizadas a 10 °C (50 °F) (Yue and Margolis, 1993). El efecto de los días largos en el enraizamiento de las

estacas es menos claro: muchos productores creen que cualquier cosa que estimule el crecimiento del brote disminuye el crecimiento de la raíz. Por otra parte, la luz fotoperiódica podría ser benéfica para finalizar las estacas después de que las raíces se han formado. La influencia de la calidad de luz en el enraizamiento de cultivos forestales y de conservación no se ha estudiado mucho, aunque la iniciación de la raíz, como en muchos otros procesos del crecimiento, es probablemente regulada por el proceso de los fitocromos. La luz de cultivo que da más rojo que rojo lejano parece que estimula el enraizamiento en muchos cultivos de invernadero (Moe and Andersen, 1988).

Con algunas especies, la **etiología** de la planta madre (Figura 6.3.12) ha mejorado enormemente el éxito del enraizamiento (Maynard and Bassuk, 1988). Este proceso consiste en forzar a las plantas madre a producir nuevo crecimiento de brotes bajo un sombreado intenso o completa oscuridad y después utilizar esa porción del tallo como la estaca. Colocando una banda o envolviendo con Velcro® la parte baja de las ramas para excluir la luz, es una aplicación práctica de la técnica. La etiología y vendaje se han utilizado con éxito en muchas plantas leñosas, incluyendo *Acer* spp., *Quercus* spp. y *Pinus* spp. (Maynard and Bassuk, 1988).

Fertilización - La mayoría de las especies no requieren nutrientes hasta que son trasplantadas y no hay razón para fertilizar las estacas hasta que enraízan. Sin embargo, la nebulización frecuente puede lavar nutrientes directamente de las estacas con hojas y del sustrato. Algunos productores incorporan fertilizante de lenta liberación en el sustrato, pero la investigación ha mostrado que rápidamente se consume. Una fertirrigación semanal de 300 a 400 ppm de nitrógeno, puede ser una mejor opción durante la formación de raíz (Argo, *et al.*, 1995).

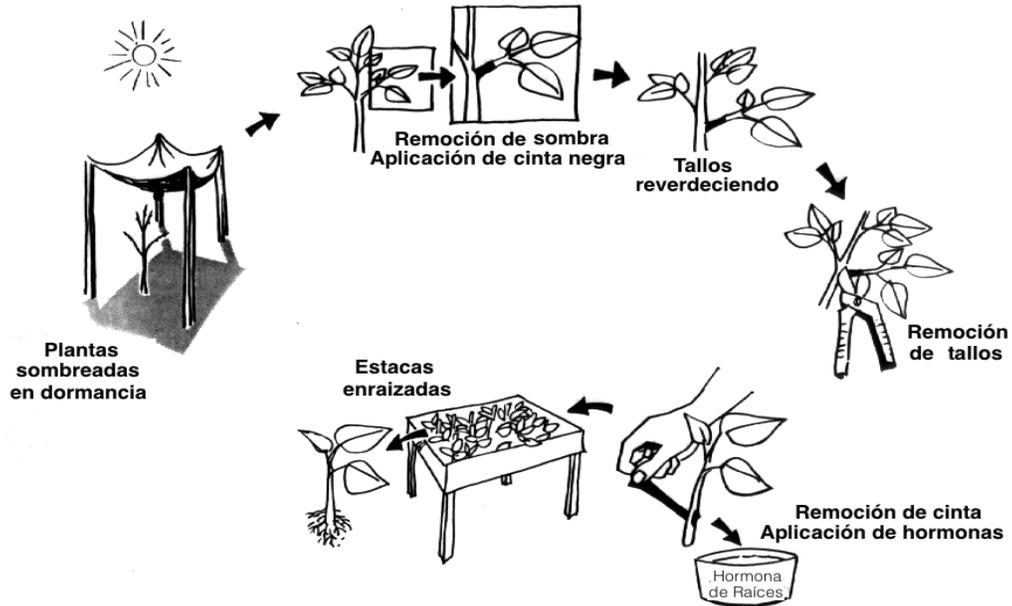


Figura 6.3.12 A las plantas madre se le debe proporcionar técnicas culturales especiales para mejorar el enraizamiento. La colocación de bandas es una forma de etiolación la cual usa la exclusión de luz como un pretratamiento a la planta madre para especies con dificultad para enraizar. (Modificado de Maynard and Bassuk, 1988)

6.3.3 Estacas de raíz

Aunque no son comúnmente usadas en los viveros forestales y de conservación, la propagación por estacas de raíz es una práctica antigua que fue descrita primero por el filósofo griego Theophrastus (371-287 AC). Las estacas de raíz no son comunes en la actualidad debido a la gran facilidad de enraizamiento de las estacas de tallo, especialmente con hormonas, calor en el fondo y nebulización intermitente. No obstante, algunas plantas nativas difíciles de crecer pueden ser propagadas por estacas de raíz, incluyendo zumagues (*Rhus* spp.), zarzamora (*Rubus* spp.) y majuelos (*Crataegus* spp.). Las estacas de raíz también pueden ser usadas para alcanzar un objetivo específico de manejo: por ejemplo, el *Populus tremuloides* se puede producir por semilla pero las estacas enraizadas pueden ser usadas cuando la semilla es difícil de obtener o de mantener ciertos genotipos. Una lista completa de árboles y arbustos que pueden ser producidos mediante estacas enraizadas se puede encontrar en Del Tredici (1996), quien también hace un excelente trabajo resumiendo la literatura.

Las estacas de raíz tienen su propia terminología. El **extremo proximal** de la raíz, es el extremo más cercano al tallo principal, mientras que el **extremo distal**, se refiere al extremo más alejado del tallo. Esta distinción es importante porque cuando las estacas de raíz forman yemas, éstas se encuentran típicamente en el extremo proximal. Existen tres grupos básicos de plantas que forman retoños naturales en la raíz (Hudson, 1956):

- **Retoños naturales sin división** - Este grupo incluye especies que naturalmente producen retoños de raíz cerca de la planta madre, a menudo formando matorrales densos (por ejemplo, *Crataegus* spp.).
- **Retoños naturales con división** - Estas especies naturalmente producen retoños a mayor distancia de la planta madre y forman grandes colonias que se expanden (por ejemplo *Populus tremuloides*).

- **Retoños inducidos** - Las plantas en esta categoría sólo producen retoños después de una herida traumática en el sistema radical (por ejemplo, *Carica papaya*).

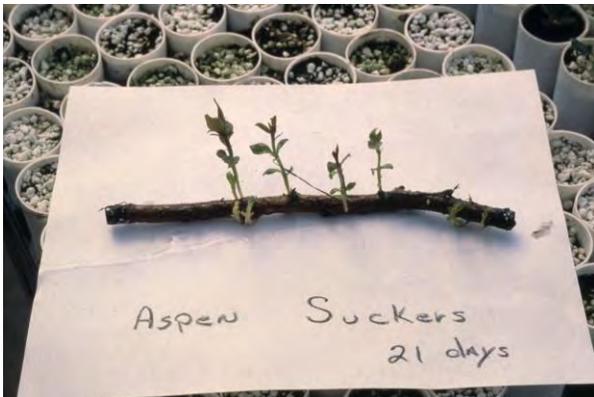
La propagación de los primeros dos grupos es similar. Por ejemplo, *Populus* spp. se expande naturalmente por retoños de raíz (Figura 6.3.13A). Al final del otoño o principios del invierno es la mejor época para la recolección de raíces, y las piezas gruesas próximas al tallo del progenitor producen brotes más pronto. Las raíces se deben cortar en secciones, colocarse en charolas llenas con sustrato húmedo y luego puestas en un ambiente que promueva el crecimiento. Después de varias semanas los brotes comenzarán a formarse en las secciones de la raíz (Figura 6.3.13B). Estos brotes se cortan de las secciones de raíz, se tratan con hormonas y se ponen en contenedores de crecimiento estándar, donde enraizarán y pueden ser cultivados como las estacas de tallo (Schier, 1978). Recientemente, el álamo (*Populus* spp.) ha sido propagado insertando estacas de raíz directamente en los contenedores de crecimiento. Las estacas se recolectan de las plantas madre en los contenedores, se tratan con fungicida Captan® y se almacenan en turba húmeda. Cuando las estacas se insertaron a más profundidad, con la polaridad apropiada y la parte alta de la estaca justo debajo de la superficie del medio de crecimiento, el éxito de enraizamiento varió de 42 a 91% (Dreesen and Harrington, 1997). La *Paulownia tomentosa* se propaga de manera similar: las secciones de las raíces primarias y laterales de plántulas de 1 a 2 años de edad, se usan como propágulos y se plantan directamente en los contenedores de crecimiento. Debido a que estas estacas de raíz suculentas son susceptibles de enraizar, las secciones se deben secar al aire por 10 días y deben tratarse con una solución fungicida antes de plantarse (Stringer, 1994).

Las estacas de raíz en la tercera categoría no producirán brotes y por lo tanto, la planta se

debe propagar en el lugar. A finales del otoño, las raíces deben ser separadas en el campo con una pala comenzando alrededor de 15 a 25 cm (6 a 10 in) del tallo principal y moviéndose hacia afuera en círculos concéntricos. Al dejar las raíces separadas en el suelo se estimula el desarrollo de brotes con sus propios sistemas radicales. Estas plantas separadas se pueden cosechar el siguiente año. Además de *Carica papaya*, esta técnica *in situ* funcionará para otros arbustos y árboles pequeños, incluyendo *Rhus* spp. y *Aralia* spp. (Del Tredici, 1996).



A



B

Figura 6.3.13 En la naturaleza, el *Populus tremuloides* se reproduce naturalmente de los retoños de las raíces (A) y por lo tanto, pueden ser propagados de los brotes que se desarrollan sobre las estacas de raíz (B).

6.3.4 Acodos

Esta técnica tradicional fue desarrollada en viveros a raíz desnuda pero puede adaptarse al cultivo en contenedores para especies que no se pueden propagar de otra manera. El acodado involucra el forzar una parte del tallo a formar raíces adventicias mientras está todavía adherido a la planta progenitora: el método tiene varias ventajas biológicas. El acodado es el método de propagación de menor estrés

porque es mínimo el trauma físico y la planta donante proporciona un suministro apropiado de agua y nutrientes mientras se forman las raíces. Esto es especialmente valioso en la propagación de plantas amenazadas o en peligro porque hay menos riesgo para el donante (Figura 6.3.2B).



Figura 6.3.14 La formación de acodos es una técnica de propagación tradicional en la cuál se induce el enraizado en los tallos y ramas, mediante su cubrimiento con sustratos orgánicos o suelo. En el acodo de puntas, se induce la formación de raíces en los extremos de las ramas laterales (A y B), mientras que en el acodo por montículos, los brotes del tallo de una planta decapitada, son cubiertos con suelo (C), y posteriormente trasplantados a contenedores una vez que se han formado las raíces (D). El acodo aéreo (E) consiste en envolver una sección de una rama, con material que retiene humedad hasta la formación de las raíces (A – C, modificado de Hartmann *et al.*, 1997)

El acodado además produce una planta relativamente grande en un corto periodo de tiempo. Debido a que requiere una intensa mano de obra y el factor de multiplicación es bajo, el acodado es muy caro y se justifica solamente para proyectos de propagación especiales. Sin embargo, el acodado puede ser muy productivo en viveros con mínima infraestructura de propagación. Consultar a Hartmann *et al.*, (1997) para mayores detalles sobre los diferentes tipos de acodos utilizados en horticultura. En viveros forestales y de conservación se han utilizado tres tipos.

6.3.4.1 Acodo de puntas

Esta técnica tradicional consiste en doblar hacia un lado un brote o rama hasta que se pueda mantener en su lugar y ser cubierto con medio de crecimiento o acolchado (Figura 6.3.11A). El enraizamiento de la sección enterrada se estimula naturalmente por la interrupción de la translocación normal basipétala de fotosintatos que se acumula cerca del doblez y por la exclusión de la luz. Los procedimientos culturales que promueven el enraizamiento en las estacas de tallo, como el uso de hormonas y heridas, también aceleran la formación de raíces en la sección de tallo enterrada (Figura 6.3.14B).

6.3.4.2 Acodo de montículo

Otro tipo de acodado que involucra inducir la formación de raíces sobre brotes de tallo o raíz. El acodo de montículo consiste en plantar una estaca enraizada y permitir que se establezca. Antes que empiece el crecimiento en la primavera siguiente, se corta la parte aérea del brote casi al nivel del suelo, estimulando la formación de nuevos brotes. Cuando éstos alcanzan de 8 a 13 cm (3 a 5 in), se amontona aserrín o suelo sobre ellos y se mantienen con humedad hasta el final de la temporada. Para entonces, se han formado raíces en los brotes (Figura 6.3.14C), los cuales son separados tan cerca de la base como se pueda y utilizados como estacas enraizadas (Hartmann *et al.*, 1997). El acodado de montículo se ha modificado recientemente para la producción de *Platanus wrightii* en contenedores y otros árboles riparios en Nuevo México (Dreesen and

Harrington, 1997). Aunque estas especies se pueden producir por semilla, el acodado de montículo rápidamente produce plantas en contenedores grandes de 19 a 76 litros (5 a 20 galones) que se necesitan en proyectos de restauración riparia en ambientes relativamente estresantes (Figura 6.3.14D).

6.3.4.3 Acodo aéreo

Con esta técnica, se hace una herida en la corteza o se remueve completamente de una sección de tallo o una rama lateral de la planta donante (Figura 6.3.14E). El mayor éxito ocurre con tallos de la temporada anterior que todavía tienen hojas maduras. La sección herida se trata con hormona de enraizamiento y se cubre inmediatamente con turba humedecida o algún otro material que retenga humedad y se asegura con una envoltura de plástico claro. El acodo aéreo se cubre entonces con papel aluminio u otra envoltura reflejante para excluir la luz y moderar la temperatura interior. La envoltura de protección se puede remover en forma periódica para revisar el desarrollo de las raíces y para rehumedecer la turba. La nueva planta está lista para ser cortada del progenitor y trasplantada en alrededor de 2 a 3 meses; sin embargo, en especies difíciles de propagar puede requerir hasta dos temporadas. El acodo aéreo se ha utilizado para propagar muchas plantas tropicales y subtropicales, especialmente *Citrus* spp., así como algunos pinos con propósitos de mejoramiento de árboles.

6.3.5 División

Algunas plantas se propagan naturalmente de manera lateral mediante la formación de nuevos brotes, rizomas (tallos modificados) o bulbos, por lo cual puedan ser fácilmente reproducidas mediante separación (extracción de estructuras separables de forma natural) o por división (cortar la planta en secciones). Aunque Hartmann *et al.*, (1997) hacen distinción entre estos dos métodos, se observa poca diferencia operativa, por lo que aquí se referirá a ellos sólo como división.

En los viveros forestales y de conservación, la división se utiliza principalmente para la propagación de especies de humedales, como juncias (*Carex* spp.), juncos (*Juncus* spp.) y espadañas (*Scirpus* spp.) que se usan para restauración o construcción de proyectos de humedales. Las recolecciones iniciales se hacen de sitios nativos y posteriormente se establecen plantas madre en contenedores grandes o charolas en el vivero.

Cuando han crecido lo suficiente, las plantas se pueden dividir en secciones (Figura 6.3.15A) y se trasplantan a nuevos contenedores. En algunas especies, incluso la sección más pequeña enraizará, pero el tamaño de las divisiones es crítico con algunas especies; por ejemplo, las divisiones de *Juncus effusus* debe tener al menos 5 tallos o éstos no serán viables (Street, 1994). La división se puede repetir varias veces durante la temporada de crecimiento y a los nuevos trasplantes se les aplica un cultivo normal hasta que estén listos para la cosecha (Beagle and Justin, 1993). Durante la cosecha, las nuevas plantas pueden ser recolectadas y utilizadas para iniciar el siguiente cultivo (Figura 6.3.15B). Al igual que otras técnicas de propagación vegetativa, la división es relativamente intensa en mano de obra, pero ofrece una manera rápida y segura para producir especies de los humedales.



A



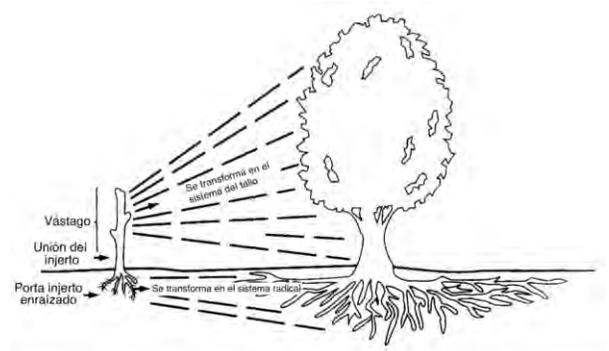
B

Figura 6.3.15 Las plantas de humedales como los juncos (*Juncus* spp.) son propagadas por división. Las plantas donantes o plantas madre son separadas físicamente en secciones (A), las cuales son trasplantadas nuevamente en contenedores (B).

6.3.6 Injertado

El injertado es el arte de propagar plantas que son difíciles o prácticamente imposibles de producir mediante otras técnicas vegetativas. Existen varios tipos de injertos pero todos consideran dos partes de la planta unidas físicamente entre sí para que se adhieran y crezcan como un solo individuo. El **vástago**, la porción superior del injerto que se desarrollará sobre el nuevo sistema del tallo, se une al portainjertos, que es una planta preestablecida de ella misma o de una especie estrechamente relacionada (Figura 6.3.16A). A pesar de que se utiliza comúnmente para propagar árboles ornamentales y frutales, el injerto sólo se utiliza para fines de mejora genética en los viveros forestales y de conservación. Las especies forestales comerciales requieren muchos años para producir semillas de forma natural, por lo que los especialistas en mejoramiento de árboles utilizan injertos para establecer huertos clonales que pueden llegar a ser productivos en sólo unos cuantos años.

Los vástagos se obtienen de las copas de los "árboles plus" especialmente seleccionados en el bosque para luego injertarlos sobre el portainjertos en el vivero. Debido a que estos vástagos son vegetativamente maduros (ver sección 6.3.1.3), que van a florecer y producir semillas mucho antes de que los árboles harían en un huerto semillero producido a partir de plantas (Figura 6.3.5). Los injertos están sujetos a la desecación y al daño físico, por lo cual, los injertos en contenedor son comúnmente preferidos ya que las plantas pueden ser protegidas y la pérdida de humedad puede ser controlada. En algunos viveros, las plantas de contenedor injertadas son desarrolladas en invernaderos u otros ambientes de propagación protegidos para acelerar aún más la producción de semillas (Figura 6.3.16B). El injertado es una técnica muy precisa que requiere una considerable capacitación y experiencia, por lo que se remite al lector a Hartmann *et al.*, (1997) y Macdonald (1986) para obtener información más específica.



A



B

Figura 6.3.16 El injertado es el arte de unir físicamente el injerto y el portainjerto (patrón) de dos individuos diferentes en una sola planta (A). En los viveros forestales las plantas injertadas en contenedor, son desarrolladas en invernaderos u otros ambientes de propagación cubiertos para acelerar aún más la producción de semillas (B). (A, modificado de Hartmann *et al.*, 1997).

6.3.7 Micropropagación

Esta aplicación de las técnicas del cultivo de tejidos para la propagación, considera muy pequeñas partes de la planta producidas bajo condiciones asépticas de laboratorio. Aunque existen diferentes tipos de micropropagación, todos ellos comienzan con la escisión de una pequeña pieza de tejido de la planta, su limpieza de microorganismos y su cultivo en un medio artificial en un tubo de ensayo, o en un pequeño recipiente de laboratorio. La parte extirpada de la planta que sirve como propágulo inicial, es conocida como **el explante**. Mediante la manipulación del ambiente del laboratorio y el suministro de hormonas específicas y vitaminas en la etapa adecuada de desarrollo, estos explantes se multiplican y se convierten en numerosas **plántulas miniatura**. Desde luego, el proceso de micropropagación es muy complicado y por lo tanto, se remite al lector a Dirr y Heuser (1987), Kyte y Kleyn (1996), y Hartmann *et al.* (1997) para una exhaustiva y completa discusión.

La micropropagación tiene muchas ventajas (Suttle, 1995):

- **Facilidad de propagación** - Bajos porcentajes de enraizamiento e incompatibilidad del injerto son problemas comunes que se pueden superar con la micropropagación; algunas plantas, como *Sequoia sempervirens* y *Syringa* spp., son muy difíciles de propagar.
- **Juvenilidad** - Las plantas micropropagadas mantienen su juvenilidad y pueden ser utilizadas como plantas madre para una fuente de estacas fáciles de enraizar.
- **Material vegetal limpio** - Las plántulas micropropagadas son inherentemente libres de patógenos, especialmente de virus que pueden fácilmente ser dispersadas por otras técnicas de propagación vegetativa.
- **Menor necesidad de espacio** - Las grandes camas de retoños o bloques de

plantas madre en contenedores son caros de mantener, mientras que los cultivos de plantas micropropagadas requieren un mínimo espacio.

- **Producción en todo el año** - Dado que la micropropagación no está sujeta a ciclos estacionales, las plantas pueden ser propagadas todo el año, lo cual dispersa la carga de trabajo.

Sin embargo, la implementación operacional de la micropropagación plantea varios problemas potenciales económicos y técnicos (Zimmerman, 1985):

- **Requerimientos culturales únicos** - Cada nueva especie requiere pruebas empíricas para adaptarse a los procedimientos existentes, y esto puede ser imposible para propagar económicamente algunas plantas.
- **Altos costos de mano de obra** - Los costos de producción se mantendrán altos ya que la mano de obra especializada implicará el 60 a 80% de los costos totales de la micropropagación.
- **Escalamiento** - A pesar de que la capacidad de producir decenas de miles de plantas de un solo explante es teóricamente correcto, los costos de las instalaciones y mano de obra necesarias para ampliar a una escala económica, son a menudo prohibitivos.
- **Contaminación del cultivo** - El control de microorganismos, especialmente bacterias y ácaros, es un problema continuo y requiere de instalaciones estériles y rigurosos procedimientos de saneamiento.
- **Desempeño en campo y estabilidad fenotípica** - Con los cultivos forestales, el largo tiempo necesario para evaluar el desempeño de las plantas micropropagadas es un proceso costoso, aunque necesario. Las evaluaciones de campo de árboles de madera dura micropropagados ha mostrado cierta

variación fenotípica indeseable (Charest, 1996).

La micropropagación es comercialmente viable para muchas plantas ornamentales debido a su elevado valor intrínseco. Por ejemplo, los árboles de *Cowania stansburiana* con un follaje azul profundo, tienen una gran demanda para las plantaciones paisajísticas, aunque los mejores cultivares no crecen fieles a las semillas. Sólo un porcentaje muy bajo de las plantas producidas a partir de semillas de una fuente parental azul, mantiene el color deseado del follaje, por lo cual es requerida la propagación vegetativa. Las estacas enraizadas son costosas de producir y pueden llegar a ser plagiotrópicas (haciéndolas deformes), mientras que el injerto es eficaz aunque costoso. Sin embargo, la micropropagación tiene un enorme potencial para la producción de un alto volumen de cultivares deseables de este valioso árbol desde el punto de vista del paisaje (Cervelli and Webster, 1995).

Hay diferentes tipos de micropropagación, pero en la actualidad sólo dos se usan en los viveros forestales y de conservación.

6.3.7.1 Organogénesis (microestacas)

La organogénesis, el proceso más popular de la micropropagación se puede dividir en cuatro operaciones culturales secuenciales (Dirr and Heuser, 1987):

- **Establecimiento de un cultivo aséptico** - Esta etapa inicia con la escisión quirúrgica del tejido de la planta deseada, y el establecimiento y mantenimiento del explante en medios artificiales, bajo condiciones estériles de laboratorio (Figura 6.3.17A).
- **Multiplicación del explante** - El objetivo de esta etapa es aumentar rápidamente el número de propágulos a través de promover químicamente el cultivo, para dividir y elongar brotes en miniatura, que posteriormente pueden ser cosechados como **microestacas**.
- **Enraizamiento de las microestacas** - Las microestacas son recolectadas bajo condiciones asépticas y se transfieren a

otro recipiente con un medio diferente que contiene hormonas, para inducir el enraizamiento (Figura 6.3.17B).

- **Trasplante y aclimatación de las plántulas** - Cuando las microestacas han desarrollado raíces suficientes (Figura 6.3.17C), éstas pueden ser trasplantadas de los recipientes del cultivo a los contenedores comunes de crecimiento, y movidos al área normal de propagación. Éstas son gradualmente aclimatadas en varias etapas y cultivadas hasta un tamaño entregable, mediante operaciones culturales normales (Figura 6.3.17D).

El protocolo de propagación exacto de los tipos de hormonas, concentraciones y los tiempos de las distintas etapas varía entre las especies e incluso cultivares. Uno de los retos reales de esta técnica ha sido el desarrollo de procedimientos rutinarios que pueden utilizarse para una producción operativa.

En la actualidad los altos costos de producción hacen a las microestacas poco prácticas para la mayoría de especies forestales y de conservación. Sin embargo, la Compañía Maderera Simpson en Korb, California, tiene un sistema de micropropagación operacional que produce de 300,000 a 500,000 secuoyas (Figura 6.3.18A) y 500 mil plántulas de eucalipto por año (Lehar, 1997). En comparación con las plantas normales, las plántulas micropropagadas de secuoya tuvieron un aumento en volumen de hasta 122% (Figura 6.3.18B).

Las microestacas también tienen aplicación para la conservación de las especies amenazadas o en peligro de extinción que, por alguna razón, no pueden propagarse mediante técnicas convencionales. *Hackelia venusta* es una herbácea que se encuentra en la actualidad en una sola población de menos de 500 individuos. Las puntas del brote de 10 colecciones fueron micropropagadas mediante cultivo de tejidos (Figura 6.3.17C/D), y las plántulas resultantes se han plantado en cuatro sitios diferentes (Edson *et al.*, 1994).



A



B



C



E

Figura 6.3.17 Las microestacas son establecidas en cultivos artificiales (A), las cuales requieren de mano de obra altamente capacitada e instalaciones estériles especializadas, incluyendo las campanas de transferencia de flujo laminar (B), y espacios de cultivo de clima controlado. Por ejemplo, las puntas del brote de una planta rara (*Hackelia venusta*), fueron inducidas para proliferar y después enraizar mediante cultivo de tejidos (C), para desarrollar plántulas endurecidas, que fueron posteriormente cultivadas como una planta normal (D). (A, C y D, cortesía de J. Edson).

6.3.7.2 Embriogénesis somática (ES)

Este segundo tipo de micropropagación implica la inducción química de cultivos de tejidos para formar embriones somáticos. Dos protocolos de propagación se han utilizado: la embriogénesis indirecta, la cual requiere un paso intermedio del tejido calloso para producir los embriones y, la embriogénesis directa, que no lo hace (Dirr and Heuser, 1987). La mayoría de los sistemas ES para especies forestales incluyendo *Picea* spp. y *Larix* spp., usan la embriogénesis indirecta. Sin embargo, en algunos pinos la embriogénesis directa se utiliza para producir numerosas plántulas idénticas de una sola semilla inmadura. El proceso consiste en una serie de procedimientos culturales secuenciales que provocan una extirpación de una semilla inmadura para producir embriones somáticos, para posteriormente ser propagados y poder producir muchas plántulas. Con *Pinus radiata*, al menos 10,000 embriones iniciales pueden obtenerse a partir de 1 g de tejido fresco (Jones, 1990).

Una de las etapas más críticas es la selección de los embriones progenitores inmaduros durante una ventana de tiempo relativamente corta (tanto como 2 semanas), después de la fertilización de la semilla. Este paso es particularmente difícil para los pinos debido a que el embrión no es fertilizado por un año después de la polinización. Por ejemplo, en *Pinus sylvestris* la fertilización se da alrededor de los 13 meses posteriores a la polinización, aunque el momento variará con la temperatura, por lo que esos días-grado son utilizados para programar la escisión de la semilla (Keinonen-Mettala *et al.*, 1996). A escala operativa el proceso de ES se ha utilizado sólo para algunas especies forestales. Las piceas son particularmente adecuadas para la ES, ya que los embriones se pueden cosechar de las semillas almacenadas, en comparación con la estrecha ventana de una a dos semanas para *Pseudotsuga menziesii* o los pinos.

En el sector forestal comercial, la aplicación más práctica de la ES es para multiplicar el volumen de semillas genéticamente mejoradas con control de polinización. El Servicio Forestal

Canadiense está utilizando esta nueva biotecnología para acelerar el ciclo de producción de árboles de varias especies de abetos y alerces (Charest, 1996). Un programa operacional para la ES de *Picea glauca* x *P. engelmannii*, se ha desarrollado en la Columbia Británica por el Centro de Biotecnología Forestal del Instituto de Investigación de la Columbia Británica (Grossnickle *et al.*, 1996). Las semillas de *Picea* spp. inmaduras son disectadas y los explantes de embriones cigóticos se colocan en un medio de inducción que contiene una mezcla de nutrientes y hormonas. Después de cerca de 6 semanas, el tejido embrionario ha proliferado y una pequeña cantidad se transfiere a un medio de maduración por otras 6 semanas. Las plantas en miniatura denominadas “emblings”, son transferidas (Figura 6.3.19A) y eventualmente trasplantadas a contenedores comunes, en los que se cultivan como plantas de tamaño comercial para su entrega final (Figura 6.3.19B). En los últimos 5 años, la supervivencia de las plántulas somáticas de *Picea glauca* x *P. engelmannii*, ha alcanzado consistentemente un 95% después del primer año, mientras que las tasas de sacrificio han disminuido un 5 a 8%. Las plantas somáticas también se han desarrollado favorablemente en una batería de pruebas de calidad de las plántulas, que se hicieron durante el almacenamiento congelado y después de la plantación. El programa de 5 años se ha expandido rápidamente desde una producción inicial de 12,000 plantas somáticas, a un objetivo de 1'000,000 en 1998.



A



B

Figura 6.3.19 El procedimiento de la embriogénesis somática (ES) inicia cuando los explantes de embriones cigóticos son removidos de las semillas y cultivados en un sustrato artificial, para producir una masa de embriones somáticos cotiledonares (**A**). Posteriormente éstos son transferidos a diferentes sustratos para “germinar”. La etapa final consiste en transferir los “emblings” al sustrato de los contenedores estándar, los cuales son cultivados en plantas somáticas (**B**) (Cortesía de David Cyr and Steve Grossnickle, Centro de Biotecnología Forestal, BC Research, Inc.).

6.3.8 Resumen

La propagación vegetativa se define como la producción de nuevas plantas que contienen las características genéticas exactas de la planta progenitora. Si el objetivo es generar un gran número de plantas que han sido genéticamente seleccionadas por alguna característica, como el rápido crecimiento, entonces la propagación vegetativa es el método preferido. Varios y diferentes métodos de propagación vegetativa se están usando en los viveros forestales y de conservación. La elección dependerá de factores como las características de la especie, el tipo de ambiente de propagación y la habilidad del propagador. Las estacas de tallo enraizadas es la técnica más ampliamente utilizada y se prefiere para las especies fáciles de enraizar, como el sauce (*Salix* spp.) y el álamo (*Populus* spp.). Las estacas enraizadas de otras especies requiere de experiencia para determinar el mejor momento de la recolección, el tratamiento con hormonas de enraizamiento y otros requerimientos culturales. Algunas especies son totalmente recalcitrantes y no pueden ser enraizadas. Otras pueden ser propagadas a partir de estacas de la raíz, acodos o la división, en función de las características de las especies de plantas. El injerto es una técnica especializada que sólo se utiliza para establecer programas de mejoramiento de árboles.

La micropropagación, el tipo más nuevo de la propagación vegetativa, requiere de equipo y técnicas especializadas. Aunque se utiliza principalmente para la multiplicación de semillas mejoradas de especies de árboles forestales comerciales, la micropropagación puede ayudar a preservar especies o ecotipos valiosos. Por lo tanto, en la actualidad, las técnicas de propagación vegetativa se mantendrán como de alta especialización y sólo se utilizan para menos del 5% de todas las especies forestales y de conservación.

6.3.9 Literatura citada

- Argo B, Hack K, Biernbaum J, Weesies A, Weesies B. 1995. Direct stick mist propagation: part 1. *Greenhouse Grower* 13(8): 40, 42, 44.
- Atthowe H. 1993. Propagation of riparian and wetland plants. In: Landis TD, tech. coord. Proceedings, Western Forest Nursery Association; 1992 Sept. 14-18; Fallen Leaf Lake, CA. Gen. Tech. Rep. RM221. Ft. Collins, CO: USDA Forest Service, Rocky Mountain Forest and Range Experiment Station: 78-81.
- Beagle G, Justin J. 1993. Using a constructed wetland to treat waste water and propagate wetland species. *Tree Planters' Notes* 44(3): 93-97.
- Blazich FA. 1988. Chemicals and formulations used to promote adventitious rooting. In: Davis TD, Haissing BE, Sankhla N, eds. Adventitious root formation in cuttings. *Advances in Plant Sciences Series, Volume 2*. Portland, OR: Dioscorides Press: 132-149.
- Bonga JM. 1982. Vegetative propagation in relation to juvenility, maturity, and rejuvenation. In: Bonga JM, Durzan DJ, eds. *Tissue culture of forest trees*. Amsterdam: Elsevier: 387-412.
- Boyle ED, Kuser JE. 1994. Atlantic white-cedar propagation by seed and cuttings in New Jersey. *Tree Planters' Notes* 45(3): 104-111.
- Burger DW, Lee CI. 1987. Genetic variability in the propagation of *Eucalyptus sideroxylon* by stem cuttings. *Journal of Environmental Horticulture* 5(1): 31-32.
- Carlson JR. 1992. Selection, production, and use of riparian plant materials for the western United States. In: Landis TD, tech. coord. Proceedings, Intermountain Forest Nursery Association; 1991 August 12-16; Park City, UT. Gen. Tech. Rep. RM-211. Ft. Collins, CO: USDA Forest Service, Rocky Mountain Forest and Range Experiment Station: 55-67.
- Carraway DT, Merkle SA. 1997. Plantlet regeneration from somatic embryos of American chestnut. *Canadian Journal of Forest Research* 27: 1805-1812.
- Cervelli R, Webster F. 1995. Propagation of ornamental varieties of spruce (*Picea* spp.) through somatic embryogenesis. Combined Proceedings of the International Plant Propagators' Society (1994) 44: 300-303.
- Charest PJ. 1996. Biotechnology in forestry: examples from the Canadian Forest Service. *Forestry Chronicle* 72(1): 37-42.
- Chong C, Hamersma B. 1995. Automotive radiator antifreeze and windshield washer fluid as IBA carriers for rooting woody cuttings. *HortScience* 30(2): 363-365.
- Davies FT Jr. 1994. What's new in the biology of adventitious root formation. Combined Proceedings of the International Plant Propagators' Society (1993) 43: 382-384.
- Del Tredici P. 1996. Cutting through the confusion. *American Nurseryman* 184(7): 22-24, 26, 28.
- Dirr MA, Heuser CW Jr. 1987. The reference manual of woody plant propagation: from seed to tissue culture. Athens, GA: Varsity Press. 239 p.
- Dreesen DR, Harrington JT. 1997. Propagation of native plants for restoration projects in the southwestern US – preliminary investigations. In: Landis TD, Thompson JR, tech. coords. National Proceedings, Forest and Conservation Nursery Associations. Gen. Tech. Rep. PNW-GTR-419. Portland, OR: USDA Forest Service, Pacific Northwest Research Station: 77-88.
- Edson JL. 1995. Personal communication. Moscow, ID: University of Idaho, Forest Research Nursery.
- Edson JL, Wenny DL, Leege-Brusven A, Everett RL, Henderson DM. 1994. Conserving threatened rare plants: some nursery strategies. In: Landis TD, Dumroese RK, tech. coords. National Proceedings: Forest and Conservation Nursery Associations. Gen. Tech. Rep. RM-GTR-257. Fort Collins, CO: USDA Forest Service, Rocky Mountain Forest and Range Experiment Station: 150-157.
- Edson JL, Leege-Brusven AD, Wenny DL. 1995. Improved vegetative propagation of Scouler willow. *Tree Planters' Notes* 46(2): 58-63.
- Edson JL, Wenny DL, Fins L, Roberts LW. 1996. Growth and form of western larch stecklings: plagiotropism and reiteration. *Canadian Journal of Forest Research* 26:1273-1283.
- Geneve RL. 1995. Propagating cuttings: part 4. *American Nurseryman* 181(6): 56-61.

- Greenwood MS, Foster GS, Amerson HV. 1991. Vegetative propagation of southern pines. In: Duryea ML, Dougherty PM, eds. Forest Regeneration Manual. Boston: Kluwer Academic Publishers:75-86.
- Grossnickle SC, Cyr D, Polonenko DR. 1996. Somatic embryogenesis tissue culture for the propagation of conifer seedlings: a technology comes of age. Tree Planters' Notes 47(2): 48-57.
- Hartmann HT, Kester DE, Davies FT Jr, Geneve RL. 1997. Plant propagation: principles and practices. 6th ed. Englewood Cliffs, NJ: Prentice Hall. 770 p.
- Hudson JP. 1956. Increasing plants from roots. Gardeners' Chronicle 139: 528-529.
- Hummert AH. 1997. 1997-1998 Horticultural Supply Catalog. Earth City, MO: Hummert International. 513p.
- Jones C. 1991. What is somatic embryogenesis in a conifer? Combined Proceedings of the International Plant Propagators' Society 40: 350-353.
- Jones OP, Welander M, Waller BJ, Ridout MS. 1996. Micropropagation of adult birch trees: production and field performance. Tree Physiology 16(5):521-525.
- Keinonen-Mettala K, Jalonen P, Eurola P, Von Arnold S, Von Weissenberg K. 1996. Somatic embryogenesis of *Pinus sylvestris*. Scandinavian Journal of Forest Research 11(3): 242-250.
- Kyte L, Kleyn J. 1996. Plants from test tubes: an introduction to micropropagation. Portland, OR: Timber Press. 240 p.
- Lehar G. 1997. Propagation of coast redwood (*Sequoia sempervirens*) and river red gum (*Eucalyptus camaldulensis*) for clonal forestry. In: Landis TD, South DB, tech. coords. National Proceedings, Forest and Conservation Nursery Associations-1996. Gen. Tech. Rep. PNW-GTR-389. Portland, OR: USDA Forest Service, Pacific Northwest Research Station: 198-200.
- Levy DM. 1983. Production of highland black spruce from cuttings. For. Tech. Note 7. Truro, NS: Nova Scotia Department of Lands and Forests. 4 p.
- Macdonald B. 1986. Practical plant propagation for nursery growers. Volume 1. Portland, OR: Timber Press. 669 p.
- Maynard BK. 1993. Basics of propagation by cuttings: light. Combined Proceedings of the International Plant Propagators' Society 43: 445-449.
- Maynard BK, Bassuk NL. 1988. Etiolation and banding effects on adventitious root formation. In: Davis TD, Haissig BE, Sankhla N, eds. Adventitious root formation in cuttings. Advances in Plant Sciences Series, Volume 2. Portland, OR: Dioscorides Press: 29-46.
- Menzies MI. 1995. Propagation of radiata pine plants for plantation forestry. Combined Proceedings of the International Plant Propagators' Society (1994) 44: 382-388.
- Moe R, Andersen AS. 1988. " plant environment and subsequent adventitious rooting. In: Davis TD, Haissig BE, Sankhla N, eds. Adventitious root formation in cuttings. Advances in Plant Sciences Series, Volume 2. Portland, OR: Dioscorides Press: 214-234.
- McClelland MT, Smith MAL. 1994. Alternative methods for sterilization and cutting disinfestation. Combined Proceedings of the International Plant Propagators' Society (1993) 43: 526-530.
- Preece JE. 1995. Propagating cuttings: 2. American Nurseryman 181 (4): 38-41.
- Read PE. 1995. Propagating cuttings: 1. American Nurseryman 181 (3): 80-85.
- Regan R, Henderson A. 1996. Rooting cuttings with subirrigation. FarWest Magazine 40(8): 82-83, 85-87.
- Ritchie GA. 1996. Operational use of vegetative propagation in forestry: world overview of cloning and bulking. In: Landis TD, South DB, tech. coords. National Proceedings, Forest and Conservation Nursery Associations. Gen. Tech. Rep. PNW-GTR-389. Portland, OR: USDA Forest Service, Pacific Northwest Research Station: 192-197.
- Russell JH. 1993. Clonal forestry with yellow-cedar. In: Ahuja MR, Libby WJ, eds. Clonal Forestry III. New York: Springer-Verlag: 186-201.
- Russell J, Ferguson C. 1990. Production of genetically improved stecklings of interior spruce: a grower's manual. FRDA Rep. 110. Victoria: British Columbia Ministry of Forests and Forestry Canada. 15 p.
- Schier GA. 1978. Vegetative propagation of Rocky Mountain aspen. Gen. Tech. Rep. INT-44. Ogden, UT: USDA Forest Service, Intermountain Forest and Range Experiment Station. 13 p.

Scianna JD, Winslow SR, Majerus ME, Gruber LM, Reid SM. 1998. Asexual plant propagation: special techniques and considerations for successful high altitude revegetation. In: Keammerer WR, ed. Proceedings, High Altitude Revegetation Workshop 13; 1998 March 4-6; Ft. Collins, CO. Ft. Collins: Colorado State University, Colorado Water Resources Research Institute [in press].

Schriebner LR, Kawase M. 1975. Rooting of cuttings from tops and stumps of American elm. *HortScience* 10(6): 615.

Street C. 1994. Propagation of wetland species. Combined Proceedings of the International Plant Propagators' Society (1994) 44: 468-473.

Stringer JW. 1994. Fungicide treatment increases sprouting percentage and sprout growth for *Paulownia tomentosa* root cuttings. *Tree Planters' Notes* 45(3): 101-103.

Suttle GRL. 1995. Micropropagation: the ultimate power tool. Combined Proceedings of the International Plant Propagators' Society (1994) 44: 503-505.

Tousignant D, Perinet P, Rioux M. 1996. Black spruce cutting propagation at the Pepiniere de Saint-Modeste. Sainte-Foy: Quebec Ministry of Natural Resources. 38 p.

Tousignant D, Villeneuve M, Rioux M, Mercier S. 1995. Effect of tree flowering and crown position on rooting success of cuttings from 9-year-old black spruce of seedling origin. *Canadian Journal of Forest Research* 25(7): 1058-1063.

USDA Soil Conservation Service. 1991. Conservation tree and shrub cultivars in the United States. Agric. Handbk. 692. Washington, DC: USDA, SCS. 50 p.

Van Dellen J. 1998. Raging hormones. *American Nurseryman* 187(11):42-45.

Wright RCM, Titchmarsh A. 1981. The complete book of plant propagation. London: Ward Lock Ltd. 180 p.

Yue D, Margolis HA. 1993. Photosynthesis and dark respiration of black spruce cuttings during rooting in response to light and temperature. *Canadian Journal of Forest Research* 23(6): 1150-1155.

Zimmerman RH. 1985. Application of tissue culture to woody plants. In: Henke RR, and others, eds. Tissue culture in forestry and agriculture. New York: Plenum Press: 165-176.