



MANUAL DE VIVEROS PARA LA PRODUCCIÓN DE ESPECIES  
FORESTALES EN CONTENEDOR • VOLUMEN SEIS

# PROPAGACIÓN DE PLANTAS



SEMARNAT  
SECRETARÍA DE MEDIO AMBIENTE  
Y RECURSOS NATURALES



COMISIÓN NACIONAL FORESTAL



## Manual de Viveros para la Producción de Especies Forestales en Contenedor



- Volumen Uno**      **Planeación, Establecimiento y Manejo del Vivero (1995)**
- Volumen Dos**     **Contenedores y Medios de Crecimiento (1990)**
- Volumen Tres**    **Condiciones Ambientales del Vivero (1992)**
- Volumen Cuatro** **Fertilización y Riego (1989)**
- Volumen Cinco**   **El Componente Biológico: Plagas, Enfermedades y Micorrizas en el Vivero (1990)**
- Volumen Seis**    **Propagación de Plantas (1999)**
- Volumen Siete**   **Preparación de la Planta, Almacenamiento y Plantación (2010)**



Landis, T.D Tinus, R.W.; Barnett, J.P. 1998.  
Manual de Viveros para la Producción de Especies Forestales en Contenedor. Volumen 6. Propagación de Plantas.  
Servicio Forestal del Departamento de Agricultura de los Estados Unidos (USDA-FS) 206 p.

El Departamento de Agricultura de los Estados Unidos (USDA por sus siglas en inglés) prohíbe la discriminación en todos sus programas y actividades, en términos de raza, color, nacionalidad, género, religión, edad, discapacidad, afinidad política, orientación sexual, situación marital o estatus familiar (no todos los términos prohibidos aplican para todos los programas). Personas con discapacidad que requieren medios alternativos de comunicación respecto de información de programas (Braille, impresiones de gran formato, audio cintas, etc.) deberán establecer comunicación con el Centro USDA TARGET al (202) 720-2600 (voz y TDD). El USDA proporciona igualdad de oportunidades y empleo.

Departamento de Agricultura de los  
Estados Unidos

Servicio Forestal

Manual Agrícola 674

Secretaría de Medio Ambiente y  
Recursos Naturales

Comisión Nacional Forestal

Publicación en Inglés: Mayo, 1999

Publicación en Español: Mayo, 2013



# Manual de Viveros para la Producción de Especies Forestales en Contenedor

## Volumen Seis

## Propagación de Plantas



SEMARNAT  
SECRETARÍA DE MEDIO AMBIENTE  
Y RECURSOS NATURALES



**Thomas D. Landis**, Especialista Nacional en Viveros. Servicio Forestal del Departamento de Agricultura de los Estados Unidos. Bosques Estatales y Privados. Portland, Oregon E.U.A.

**Richard W. Tinus**, Fisiólogo Vegetal, Departamento de Agricultura de los Estados Unidos. Servicio Forestal. Estación Experimental del Sur, Flagstaff, Arizona, E.U.A.

**James P. Barnett**, Supervisor Principal en Silvicultura. Departamento de Agricultura de los Estados Unidos. Servicio Forestal, Estación Experimental del Sur, Pineville, LA, E.U.A.

**Rebeca G. Nisley**, Editor, Departamento de Agricultura de los Estados Unidos. Servicio Forestal, Estación Experimental del Noreste, Hamden, CT.



**Equipo de traducción, verificación de terminología técnica, edición, corrección de estilo, revisión final y formación de archivos digitales:** José Ricardo Sánchez Velázquez, Comisión Nacional Forestal, Zapopan, Jalisco; Arnulfo Aldrete, Profesor Investigador, Colegio de Postgraduados, Montecillo, Estado de México.

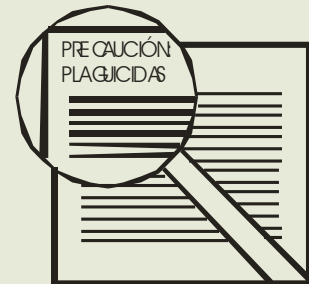
**Edición y facilitación:** Reverdece A.C., Ing. Pedro Hernández Provenzal



## ¡PRECAUCIÓN: PLAGUICIDAS!

Esta publicación refiere investigaciones que involucran plaguicidas. Todo uso de plaguicidas debe ser registrado, con antelación a su recomendación, por las agencias federales y/o estatales correspondientes.

**PRECAUCIÓN:** Los plaguicidas pueden ser dañinos para personas, animales domésticos, plantas deseables, peces y vida silvestre en general, si éstos no son manejados o aplicados apropiadamente. Use todos los plaguicidas selectiva y cuidadosamente. Siga las prácticas recomendadas tanto para la disposición de excedentes de plaguicidas como de sus contenedores.





## Manual de Viveros para la Producción de Especies Forestales en Contenedor

### Volumen Seis Propagación de Plantas

## Contenido

Pág.

<b>Capítulo 1 – Planeación del cultivo .....</b>	<b>1</b>
6.1.1 Introducción .....	3
6.1.2 Crecimiento y Desarrollo de la plántula .....	11
6.1.3 Construcción del Protocolo de Propagación .....	19
6.1.4 Resumen .....	32
6.1.5 Referencias bibliográficas.....	33
<b>Capítulo 2 – Propagación por semilla .....</b>	<b>41</b>
6.2.1 Introducción .....	43
6.2.2 Obtención de semillas de alta calidad .....	51
6.2.3 Pruebas a las semillas.....	56
6.2.4 Almacenamiento de las semillas.....	69
6.2.5 Tratamientos de pre-siembra para romper la dormancia de la semilla .....	73
6.2.6 Tratamientos de pre-siembra para facilitar el manejo de la semilla .....	86
6.2.7 Limpieza y desinfección de las semillas .....	88
6.2.8 Siembra .....	92
6.2.9 Cubrimiento de las semillas.....	104
6.2.10 Resumen .....	107
6.2.11 Referencias bibliográficas.....	108
<b>Capítulo 3 – Propagación Vegetativa .....</b>	<b>117</b>
6.3.1 Introducción .....	119
6.3.2 Estacas de tallo .....	126
6.3.3 Estacas de raíz .....	140
6.3.4 Acodos.....	142
6.3.5 División .....	144
6.3.6 Injertado.....	145
6.3.7 Micropropagación .....	146
6.3.8 Resumen .....	151
6.3.9 Literatura Citada .....	152

<b>Capítulo 4 – Desarrollo de la plántula: Su establecimiento, rápido crecimiento y las fases de endurecimiento.....</b>	<b>155</b>
6.4.1 Introducción .....	157
6.4.2 Fase del establecimiento .....	159
6.4.3 Fase de rápido crecimiento .....	170
6.4.4 Fase de endurecimiento .....	181
6.4.5 Resumen .....	199
6.4.6 Literatura Citada .....	200
<b>Índice de nombres científicos y comunes.....</b>	<b>204</b>

## Agradecimientos

La culminación de este volumen fue posible gracias a la participación y el apoyo de gente e instituciones comprometidas con las acciones de rehabilitación forestal.

Especial agradecimiento a:

- El **Servicio Forestal** del Departamento de Agricultura de los Estados Unidos (**USDA-FS**).
- **Tom Landis** por su invaluable apoyo como autor principal del Manual y por proveer los archivos originales de las fotografías y gráficos. Así mismo, se reconoce su entusiasta participación en acciones de viveros y reforestación en nuestro país.
- **George Hernández** por su apoyo permanente como parte del Servicio Forestal de los Estados Unidos con acciones desinteresadas para colaborar con las acciones de restauración forestal en México.
- La **Comisión Nacional Forestal de México**, por proveer los fondos que permitieran realizar la traducción, con lo cual se completa la serie de los 7 volúmenes en español.
- **José Ricardo Sánchez Velázquez, Arnulfo Aldrete y Silvia M. García Godínez** por su apoyo y participación como equipo de traducción, revisión de terminología técnica, corrección de estilo, edición y formación de archivos digitales.
- **Reverdece, A.C.**, asociación sin fines de lucro, comprometida con el cuidado, fomento y conservación de los recursos naturales, por impulsar la búsqueda de apoyos intergubernamentales para la traducción e impresión del presente manual
- **Al Ing. Rafael Álvarez Reyes**, por promover y buscar los recursos financieros para realizar esta publicación.



## Prefacio

El trabajo para elaborar el primer manual técnico referente a la producción de plantas de especies forestales en contenedor, intitulado "Cómo cultivar plantas de especies forestales en contenedor en invernaderos" (*"How to grow tree seedling in containers in greenhouses"*), fue iniciado en junio de 1975 por Richard W. Tinus y por Stephen E. McDonald, y fue publicado por el Servicio Forestal del Departamento de Agricultura de los Estados Unidos, como Reporte General Técnico (GTR RM-60), en mayo de 1979. Este manual alcanzó gran aceptación en todo el mundo como primera referencia para el cultivo de plantas de especies forestales en contenedor. Dicho trabajo fue realizado originalmente como una publicación de uso interno, y ha sido reimpresso muchas veces; sin embargo, en la actualidad se dejó de reimprimir.

En 1982, se inició la planeación para escribir un nuevo manual fundamentado en la obra referida, pero agregando varios capítulos nuevos. El equipo de autores se integró con Thomas D. Landis, Richard W. Tinus, Stephen E. McDonald, y James P. Barnett, con el apoyo de Rebecca G. Nisley como jefa de redacción. Fueron invitados otros autores para escribir capítulos específicos, y sus contribuciones fueron reconocidas en las páginas correspondientes a los capítulos específicos.

Considerando que el manejo de viveros que usan contenedores ha cambiado considerablemente durante la última década, el equipo de trabajo realizó una encuesta acerca de las prácticas de esta índole en 1984. Para obtener información adicional para el volumen tres, sobre cómo los viveros regularon el ambiente, se elaboró una nueva encuesta a principios de 1991. La información obtenida de estas encuestas sirvió de soporte para determinar las prioridades y el énfasis en la escritura del trabajo, y ha sido utilizada para complementar la literatura ya publicada.

El presente manual consta de siete volúmenes; han sido publicados en el mismo orden en que fueron escritos, todos bajo el mismo número de serie – el Manual Agrícola 674 del Servicio Forestal del Departamento de Agricultura de los Estados Unidos. Cada volumen contiene capítulos en temas estrechamente relacionados con la

producción de especies forestales en contenedor. Los volúmenes pueden ser acopiados y utilizados como un manual completo de viveros, o pueden ser usados en forma separada por especialistas que requieren información sobre un tema en particular. Debido a que varios temas son discutidos en más de un volumen, podría existir alguna redundancia en el manual. No obstante, tal repetición está justificada, ya que muchos lectores usarán el manual como referencia técnica y no leerán el manual en su totalidad.

Este manual ha sido estructurado de manera funcional, siguiendo una secuencia normal desde el establecimiento del vivero, la propagación de plantas y la plantación. En el Volumen uno se discuten las diferentes etapas que deben seguirse para el establecimiento de las instalaciones del vivero. El Volumen dos aborda la importancia de la selección de los tipos de contenedor y los medios de cultivo. En el Volumen tres y cuatro se analizan los "factores limitantes" que afectan el crecimiento de las plántulas, y se discute como éstos pueden ser manipulados en los viveros que utilizan contenedores. En el Volumen cinco se analizan los diversos organismos biológicos que pueden afectar a la producción, tanto en forma negativas como las plagas, y en forma positiva, como las micorrizas. En el Volumen seis se muestra cómo se desarrolla un esquema de producción y como son propagadas las plantas a través de las tres fases de crecimiento. En el Volumen siete se discute deben de ser procesadas, almacenadas, y manipuladas las plantas, tanto en el vivero, como en el sitio de plantación.

Los siete volúmenes están estructurados en torno a un esquema con los títulos organizados y numerados, lo que facilita el lector la rápida localización de un tema sin necesidad de acudir al índice. El esquema general de volúmenes y títulos de capítulos está organizado de la siguiente forma:

### **Volumen Uno. Planeación, Establecimiento y Manejo**

Capítulo 1. Planeación Inicial y Estudio de Factibilidad

Capítulo 2. Selección del Sitio

Capítulo 3. Diseño del Vivero e Instalaciones para el Cultivo

- Capítulo 4. Equipo no Estructural y Controles
- Capítulo 5. Equipo Auxiliar y Construcciones
- Capítulo 6. Áreas de Sombra, Áreas de Crecimiento y Túneles
- Capítulo 7. Manejo del Vivero
- Capítulo 8. Identificación y Control de Problemas en la Producción en Contenedores

### **Volumen Dos. Contenedores y Medios de Crecimiento**

- Capítulo 1. Contenedores: Tipos y Funciones
- Capítulo 2. Medios de Crecimiento

### **Volumen Tres. Condiciones Ambientales del Vivero**

- Capítulo 1. Temperatura
- Capítulo 2. Humedad
- Capítulo 3. Luz
- Capítulo 4. Bióxido de Carbono (CO<sub>2</sub>)

### **Volumen Cuatro. Fertilización y Riego**

- Capítulo 1. Nutrientes Minerales y Fertilización
- Capítulo 2. Riego y Manejo del Agua

### **Volumen Cinco. El Componente Biológico: Plagas, Enfermedades y Micorrizas en el Vivero**

- Capítulo 1. Manejo de Plagas y Enfermedades
- Capítulo 2. Micorrizas

### **Volumen Seis. Propagación de Plantas**

- Capítulo 1. Tipos de Existencias y Programa de Cultivo
- Capítulo 2. Factores de la Semilla y Tratamientos Pre-germinativos.
- Capítulo 3. Siembra Directa y Otros Métodos de Propagación
- Capítulo 4. Fase de Establecimiento
- Capítulo 5. Fase de Rápido Crecimiento
- Capítulo 6. Fase de Endurecimiento

### **Volumen Siete. Preparación de la Planta, Almacenamiento y Plantación**

- Capítulo 1. Preparación y Almacenamiento
- Capítulo 2. Carga y Transporte
- Capítulo 3. Plantación

Este manual está basado en los mejores conocimientos actuales acerca del manejo de viveros forestales que utilizan contenedores, y puede ser empleado como una referencia general. Las recomendaciones fueron dadas utilizando la mejor información disponible al momento, y estarán por lo tanto, sujetas a revisión en la medida que exista un mayor

conocimiento. Mucha de la información de este manual fue desarrollada para especies de coníferas del oeste y sur de los Estados Unidos. Aun y cuando los autores intentaron incluir información de especies procedentes de otras regiones geográficas, dada la amplia variación en las respuestas de cada especie, los viveristas deberán de adaptar éstos principios y procedimientos, a la situación de su propio vivero. No existe sustituto para la experiencia individual, de modo que las prácticas culturales recomendadas deben ser probadas antes de ser aplicadas a una escala operativa.

**En el manual se refieren nombres de productos comerciales, pero sólo como ejemplos, y no se pretende la recomendación de productos específicos, o la exclusión de otros igualmente adecuados. La mención de plaguicidas específicos se provee solamente como información general y no debe ser interpretada como una recomendación. Debido a los cambios frecuentes en el registro y etiquetado de plaguicidas, el lector debe verificar con las autoridades locales si el uso deliberado del producto es, tanto seguro como legal. Recuerde que los plaguicidas pueden ser peligrosos para los seres humanos, animales domésticos, plantas deseables, peces y otros animales silvestres, si tales sustancias no son manejadas o aplicadas apropiadamente. Use todos los plaguicidas selectiva y cuidadosamente, siguiendo las instrucciones de la etiqueta. Siga las prácticas recomendadas para la disposición de los excedentes y los envases de los plaguicidas.**

El manual fue organizado en volúmenes separados lo cual permite revisiones y actualizaciones. Los autores solicitan a los lectores señalar cualquier error en el texto para su consideración, así como proveer sugerencias para su mejora. Cualquier sugerencia puede ser remitirá a Thomas D. Landis, USDA-Forest Service, State and Private Forestry, PO Box 3623, Portland, OR 97208, USA; y envíe correo electrónico a:

nurseries@aol.com

## **Reconocimientos**

Muchas personas han jugado un papel importante en la preparación de este manual. La revisión técnica de tan voluminosa publicación involucra un trabajo considerable, de modo que los autores agradecen a los siguientes especialistas de viveros por la revisión de las versiones preliminares de los siguientes capítulos del presente volumen:

### **Capítulo 1. Planeación del cultivo**

- Eric Van Steeins, Ministerio Forestal de la Columbia Británica, Surrey, BC, Canadá.
- Dave Wenny, Universidad de Idaho, Moscow, ID
- Kas Dumroese, Universidad de Idaho, Moscow, ID
- Joane McDonald, Servicio Forestal Canadiense, Fredericton, NB.

### **Capítulo 2. Propagación por semillas**

- Eric Van Steeins
- Dave Wenny
- Kas Dumroese

### **Capítulo 3. Propagación vegetativa**

- Denise Tousignant, Ministerio Forestal de Quebec, Sainte-Modeste, PQ
- Mark McKean, Trinidad, CO

### **Capítulo 4. Desarrollo de las Plantas: Establecimiento, Rápido Crecimiento y Fases de Endurecimiento.**

- Dave Wenny
- Kas Dumroese

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

**VOLUMEN 6**

**Propagación de Plantas  
Capítulo 1**

**Planeación del Cultivo**



## Contenido

<b>6.1.1 Introducción.....</b>	<b>3</b>
6.1.1.1 Métodos de propagación.....	3
Propagación por semilla.....	5
Propagación vegetativa.....	5
6.1.1.2 Tipos de producción y la planta objetivo .....	7
<b>6.1.2 Crecimiento y desarrollo de la planta.....</b>	<b>11</b>
6.1.2.1 Germinación y emergencia de la semilla.....	11
6.1.2.2 Patrones de crecimiento del brote.....	12
Primera estación de desarrollo del brote .....	12
Segunda estación de desarrollo del brote .....	13
6.1.2.3 Ciclos de crecimiento anual .....	13
6.1.2.4 Fases de crecimiento en vivero .....	15
Fase de establecimiento.....	16
Fase de rápido crecimiento .....	16
Fase de endurecimiento.....	16
<b>6.1.3 Construcción del protocolo de propagación .....</b>	<b>19</b>
6.1.3.1 Fuentes de información de propagación.....	19
Búsqueda sistemática de literatura publicada .....	19
Comparación de los métodos de propagación de especies relacionadas.....	19
Estudio del ambiente nativo y hábito natural de crecimiento natural de la planta.....	19
Consulta con otros viveros que producen las mismas especies o similares .....	20
6.1.3.2 Programación de la producción .....	22
Programación de la producción del cultivo.....	23
Programación de las instalaciones .....	24
Programación cultural.....	25
6.1.3.3 Recolección y preparación de los propágulos.....	26
6.1.3.4 Programación de las fases de crecimiento de la planta .....	27
6.1.3.5 Prueba y ajuste de protocolos.....	29
<b>6.1.4 Resumen .....</b>	<b>32</b>
<b>6.1.5 Referencias.....</b>	<b>33</b>
6.1.5.1 Literatura citada.....	33
6.1.5.2 Referencias generales de propagación.....	34
<b>Apéndice A. Forma del protocolo de propagación.....</b>	<b>36</b>
<b>Apéndice B. Forma para la planeación de la producción del cultivo .....</b>	<b>37</b>
<b>Apéndice C. Forma para la programación de las instalaciones.....</b>	<b>38</b>
<b>Apéndice D. Forma para la programación cultural .....</b>	<b>39</b>

## 6.1.1 Introducción

La propagación de plantas es tanto un arte como una ciencia. En el presente capítulo se discutirá la ciencia de la propagación de plantas, lo cual demanda un conocimiento de la fisiología de la planta, las prácticas culturales en el vivero y las características particulares de la planta que se quiere producir. Sin embargo, el arte de la propagación de plantas no se puede enseñar con un libro o en el salón de clases, ya que se trata de conocimientos técnicos específicos que deben ser adquiridos a través de experiencia o habilidad innata, y a veces requiere un cierto “tacto”. Se dice que los buenos propagadores de planta cuentan con “manos de jardinero”. Los productores exitosos deben ser capaces de reproducir el cultivo con las especies deseadas, tanto de forma consistente como económica. Aunque los viveristas pueden siempre contratar productores o propagadores con estas habilidades, ellos también deberán estar familiarizados con la terminología básica y las técnicas de propagación de plantas.

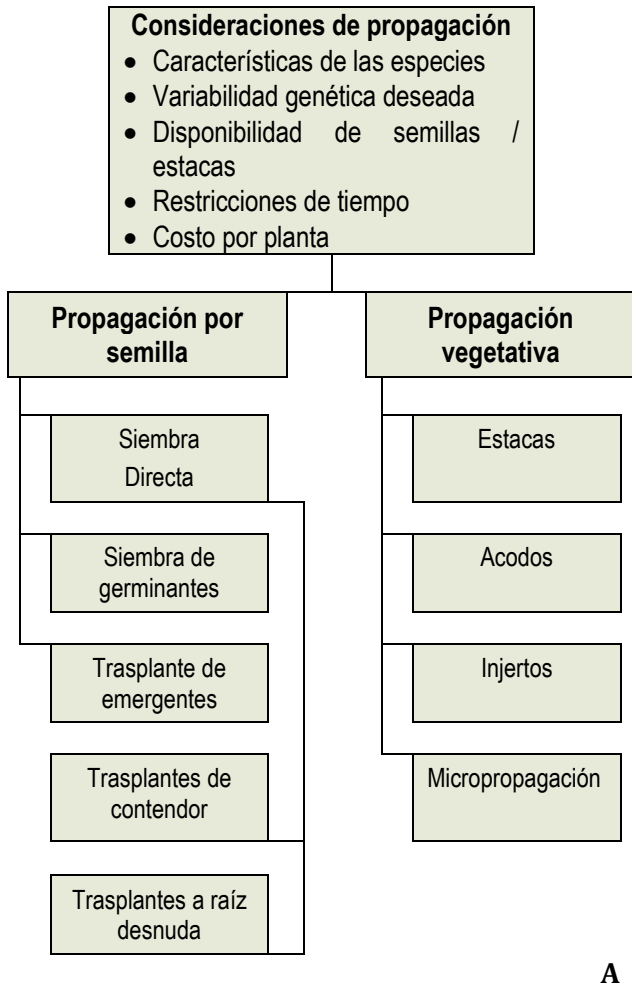
Los cinco volúmenes previos de esta serie muestran cómo construir las instalaciones de propagación y reunir los insumos para el crecimiento del primer cultivo. En este volumen se revisa la secuencia de los procesos y operaciones usadas para propagar plantas en contenedor. El manejo de un vivero exitoso comienza con la planeación. La planeación del cultivo es uno de los aspectos más importantes, y en ocasiones descuidado, en la cultura de las plantas. En este capítulo se discuten los factores que deben ser considerados durante la planeación del cultivo e introduce conceptos de protocolos de propagación y una planeación calendarizada, denominados programación de la producción.

### 6.1.1.1 Métodos de propagación

La primera fase del proceso de planeación es determinar que tipo de método de propagación será más efectivo y económico para el cultivo de especies. Deben ser consideradas tanto la biología de las especies como los objetivos del proyecto de plantación (Figura 6.1.1A). La

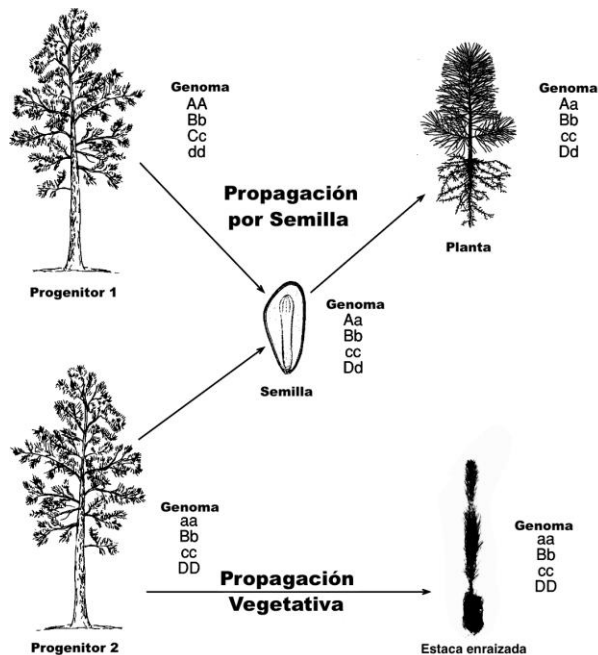
mayoría de las especies de árboles con importancia comercial utilizadas en la reforestación, pueden ser producidas de semillas, aunque algunas especies con importancia ecológica deben ser producidas vegetativamente. Algunos árboles utilizados para producir madera o fibra son propagados vegetativamente a gran escala para multiplicar “clones” que se han seleccionado por características específicas, como un rápido crecimiento. En la década pasada, se ha incrementado cada vez más el interés por la propagación de plantas nativas no comerciales. Uno de los aspectos fascinantes de trabajar en los viveros forestales y de conservación, es que algunas plantas nativas representan desafíos inusuales de propagación (Figura 6.1.1B).

Si es posible propagar una planta, ya sea por semilla o vegetativamente, entonces debe considerarse la cantidad de variabilidad genética que se desea en el cultivo (Figura 6.1.1A). La reproducción sexual da como resultado una mezcla de características genéticas en la descendencia, por lo cual cada planta diferirá ligeramente de sus progenitores y entre sí (Figura 6.1.2). Dado que es muy importante el mantenimiento de la diversidad genética en el manejo de los ecosistemas, la propagación por semilla debe ser preferida siempre que sea posible, dado que es más fácil obtener y mantener la biodiversidad con las semillas, que con la propagación vegetativa. En la actualidad, la mayoría de las especies arbóreas de importancia comercial utilizadas en la reforestación son producidas a partir de semilla, debido a la dificultad de propagarlas de manera vegetativa.



**B**

**Figura 6.1.1** Antes de decidir el sistema de propagación deben ser considerados muchos factores (A). Para plantas como el roble venenoso (*Rhus diversiloba*), la opción de propagación es obvia – por semilla será mucho más seguro que por estacas (B).



**Figura 6.1.2** Las plantas propagadas por semilla lucen diferencias tanto de sus progenitores como de cualquier otra, ya que contienen una mezcla de características genéticas de sus progenitores, mientras que en la propagación vegetativa se producen individuos duplicados de forma exacta a sus progenitores.

La disponibilidad del material de propagación debe considerar las restricciones económicas y en tiempo (Figura 6.1.1A). Algunas especies – como el *Larix occidentalis* – producen cosechas abundantes de semilla, aunque de forma irregular, por lo cual puede ser imposible obtener en tiempo suficiente semilla para un proyecto de plantación. Esto es especialmente cierto para proyectos urgentes, como la rehabilitación de sitios incendiados, cuando los cultivos deben ser producidos en un corto periodo de tiempo. La propagación por semilla casi siempre es más barata que la propagación vegetativa, ya que todas las técnicas de éste último método implican una mayor mano de obra, comparado con la propagación por semilla, y muchas requieren de equipo e instalaciones especiales.

**Propagación por semilla.** Existen diferentes opciones cuando se selecciona la propagación por semilla (Figura 6.1.1A). La **siembra directa** es el método tradicional y consiste en colocar semillas directamente en el sustrato de

un contenedor, permitiendo que germinen en su lugar (Hartmann *et al.*, 1997). Las plantas se pueden dejar crecer en el mismo envase hasta un tamaño entregable, o pueden ser trasplantadas a contenedores de mayor tamaño (**trasplantes de contenedor**), o colocadas en camas de crecimiento en viveros a raíz desnuda (**trasplantes de cepellón**). Una segunda opción consiste en sembrar semillas en charolas poco profundas, manteniéndolas húmedas y después plantar los **germinantes** (semillas germinadas) en contenedores para su crecimiento. El **trasplante de emergentes** consiste en sembrar semillas en charolas poco profundas y permitir que éstas germinen y las plantas emerjan. Los “emergentes” jóvenes son trasplantados en el contenedor para su crecimiento y finalizar su desarrollo.

Cada una de estas técnicas de propagación de semillas serán necesarias para propagar ciertas especies forestales para conservación. Una mayor información sobre la propagación por semillas, incluyendo una discusión a detalle de las ventajas y desventajas de las diversas técnicas, se proporciona en el capítulo 2 de este volumen.

**Propagación vegetativa.** Aunque varían considerablemente en la técnica, todas las opciones de la propagación vegetativa (Figura 6.1.1A) son una forma de **reproducción asexual**. El objetivo es realizar múltiples “copias” de una planta o de un grupo selecto de plantas, con una composición genética similar (Hartmann *et al.*, 1997). Las especies que enraízan fácilmente pueden ser propagadas por **estacas** (también denominados esquejes). Este proceso considera la recolección de secciones de tallo, el tratamiento de la parte inferior con hormonas de enraizamiento y posteriormente ser establecidas tanto en charolas rellenas con sustrato hasta que éstas formen raíces o, enterradas directamente en el mismo contenedor para su desarrollo. La propagación por **acodos** consiste en insertar una sección del tallo o de la raíz, unida aun a la planta, en un ambiente favorable para el enraizamiento, hasta que se desarrollan las raíces. La sección enraizada es entonces cortada de la planta progenitora y trasplantada en un contenedor

para su crecimiento. El **injerto** es una técnica de propagación muy especializada en la cual los brotes o yemas de una planta se implantan quirúrgicamente en otra. La técnica de propagación vegetativa más reciente y de mayor desarrollado es la **micropropagación**. Ésta considera una serie de técnicas estériles de laboratorio en la cual, secciones pequeñas del tejido de una planta son químicamente estimuladas para formar múltiples brotes y posteriormente ser enraizadas. Los “explantos” resultantes son trasplantados a los contenedores para su desarrollo bajo un proceso cultural ordinario. Las técnicas de propagación vegetativa varían considerablemente en términos de esfuerzos y costos, y una discusión detallada de sus ventajas y desventajas es proporcionada en el capítulo 3 de este volumen.

Algunas especies pueden propagarse ya sea vegetativamente o por semilla, por lo que la decisión depende de los objetivos del proyecto de plantación. El abeto fraser (*Abies fraseri*), una conífera nativa que tiene un área de distribución natural restringida en las Montañas Humeantes del Sur, ha llegado a ser fuertemente apreciada como árbol de navidad (Blazich and Hinesley, 1994). En este sentido, si el objetivo de la propagación es la revegetación, entonces la propagación sexual deberá ser la opción lógica, usando semillas recolectadas de las zonas semilleras locales. De otra forma, si el objetivo es producir árboles de navidad, entonces será necesaria la propagación por estacas, obtenidas de un cultivar seleccionado por el color deseado del follaje y la forma de la copa. El *Populus tremuloides* (Figura 6.1.3A) es otro buen ejemplo de cómo la elección del método de propagación depende del objetivo. Las semillas de este álamo son muy pequeñas y se dificulta su manejo debido a que están encerradas en una bola de material algodonoso (Figura 6.1.3B). Las semillas pueden ser limpiadas con relativa facilidad, aunque comúnmente se siembran manualmente en los contenedores para su crecimiento, debido a su tamaño pequeño (Figura 6.1.3C). Algunos viveros siembran las semillas en camas de germinación y trasplantan las plántulas

después de que éstas emergen (Figura 6.1.3D). Sin embargo, si el objetivo es mantener las características físicas de un ecotipo o clon específico, el álamo puede ser propagado vegetativamente a partir de brotes de la raíz (Figura 6.1.3E), los cuales son enraizados y posteriormente trasplantados a los contenedores para su desarrollo.



A



B





C



D



E

**Figura 6.1.3.** El álamo temblón (*Populus tremuloides*) (A) puede ser propagado por semilla o vegetativamente, dependiendo de los objetivos del proyecto de plantación. Si el objetivo es maximizar la diversidad genética, lo mejor es la propagación por semilla. Las semillas del álamo son muy pequeñas (B), por lo cual es difícil controlar la densidad de siembra (C). Sin embargo, las semillas pueden ser producidas como “emergentes” (D), las cuales posteriormente son trasplantadas a los contenedores para su crecimiento. Si el objetivo de la propagación es mantener las propiedades de cierto clon, las estacas de raíz (E) pueden ser cortadas, enraizadas y trasplantadas al contenedor para su desarrollo.

Sin embargo, si el objetivo de propagación es conservar las características físicas de un ecotipo o clon específico, entonces el álamo deberá propagarse vegetativamente de brotes de raíz (Figura 6.1.3E) los cuales son enraizados y después trasplantados a los contenedores para su crecimiento.

### 6.1.1.2 Tipos de producción y la planta objetivo

El término **tipo de producción** es utilizado para describir distintas categorías de plantas, basado en la edad, tamaño, método de propagación e incluso, la fecha de entrega de la planta. Una amplia variedad de diferentes tipos de producción puede ser desarrollada en los viveros que producen en contenedor. La mayoría de los tipos de producción son producidos en los contenedores durante la rotación completa del cultivo, mientras que los trasplantes son iniciados en contenedores de pequeños volúmenes y después trasplantados para otro periodo de crecimiento, tanto en contenedores de mayor tamaño, como en las camas de raíz desnuda en el vivero (Figura 6.1.1A).

Los tipos de producción son comúnmente descritos con códigos numéricos, que hacen referencia al tipo de contenedor en el cual fueron producidos, aunque el sistema varía entre regiones. Por ejemplo, en el oeste de los Estados Unidos el “Styro 4” se refiere a una planta que ha sido producida en un contenedor de bloque de poliestireno expandido (Styrofoam®), con cavidades de un volumen aproximado de 65 cm<sup>3</sup> (4 in<sup>3</sup>). En la Columbia Británica (Canadá) este mismo tipo de producción es denominado “PSB 313B 1+0”, lo que significa que esta planta fue producida por un año en un contenedor de bloque de poliestireno expandido (Styrofoam®), con cavidades de 3 cm (1.2 in) de ancho y 13 cm (5.1 in) de profundidad (BC Ministry of Forests, 1998). Los trasplantes en contenedor son descritos por el número de años en el vivero a raíz desnuda – por ejemplo, el trasplante cepellón más uno (C+1) habría sido producido por un año más. Un problema importante con cualquiera de los actuales sistemas de nomenclatura de los tipos de producción, es

que las plantas de diferentes tamaños y calidades pueden ser cultivadas en el mismo tamaño de contenedor y por tanto, un “Styro 4” del vivero A puede ser significativamente diferente que un “Styro 4” del vivero B.

El nombre del tipo de producción puede incluir también la época de plantación – primavera, verano u otoño. Dado que en los viveros de contenedor es posible controlar la morfología y fisiología de las plantas, en éstos se pueden cultivar tipos de producción para una amplia variedad de sitios y épocas de plantación. Las características genéticas, morfológicas y fisiológicas de las plantas deben ser dirigidas a sitios específicos de plantación, por lo que el mejor tipo de producción para un sitio dependerá de las demandas biológicas de ese sitio (McGilvray and Barnett, 1982). **No hay un tipo de producción ideal que pueda ser usado para todos los propósitos. La medición más reciente de la calidad de la planta es su desempeño en el sitio de plantación – tanto la supervivencia inicial como su crecimiento temprano** (para un mayor detalle de los tipos de producción ver la sección 1.1.1 y Figura 1.1.3 del volumen 1 de esta serie).

Recientemente, el crecimiento después de la plantación ha venido recibiendo una mayor atención debido a que algunos estándares vigentes de la producción, dan lugar a plantas que sobreviven satisfactoriamente pero no se desarrollan, lo que da como resultado que no plantaciones que no son abastecidas de manera satisfactoria, o que muestran crecimientos pobres. Lo anterior ha generado la generación de nuevos estándares de “libertad de crecimiento” que especifican plantas de mayor tamaño, que son más capaces de competir y crecer de manera satisfactoria después de la plantación (Bowden and Scagel, 1994; Wood, 1994).

Tanto el usuario de la planta como el viverista son corresponsables del éxito de las plantaciones, por lo que deben trabajar estrechamente para definir el mejor tipo de planta para un proyecto de plantación en particular (Rose *et al.*, 1990). El usuario de la planta deberá especificar el origen genético apropiado para las plantas (por ejemplo, fuente

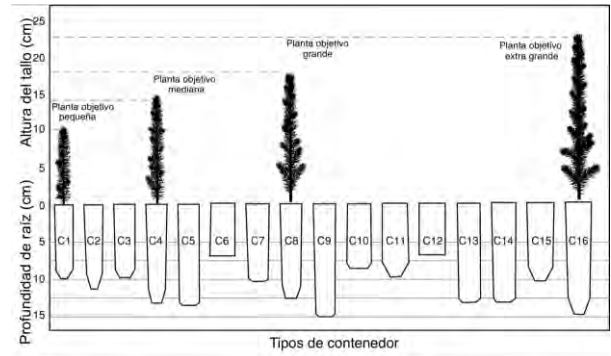
de semillas), el tipo de herramientas de plantación, y cuáles factores ambientales del sitio de plantación serán los más limitantes para la supervivencia y crecimiento. Al estar de acuerdo sobre qué características morfológicas (por ejemplo, altura, diámetro del tallo, volumen de la raíz) y fisiológicas (por ejemplo, estado de dormancia, resistencia al frío) serán necesarias para maximizar el desempeño de la plantación, en un sitio determinado, se está eligiendo el tipo de producción más apropiado – **la planta objetivo** (Figura 6.1.4).

Durante el proceso de planeación, el comprador de la planta y el viverista deberán discutir las características fisiológicas y morfológicas deseables de la planta objetivo, y definir las especificaciones para ese cultivo en particular. El viverista podrá entonces diseñar el calendario de crecimiento para producir ese cultivo, en el menor tiempo posible y al costo más bajo. Por ejemplo, las especificaciones de la planta objetivo para sitios de reforestación en Alberta, Canadá, consisten en cuatro clases de tamaño, para *Picea glauca*, y tres clases para *Pinus contorta* var. *contorta* (Cuadro 6.1.1). Cada clase de tamaño es definida por una altura objetivo y un diámetro del tallo, y puede ser producida en diferentes tamaños de contenedor, o como trasplantes en contenedor (Wood, 1994). Otra excelente discusión de cómo seleccionar la planta objetivo apropiada en Ontario es proporcionada en el libro *Regeneraciones Artificiales de los Bosques de Ontario: Manual para la Selección de Especies y Existencias* (Johnson *et al.*, 1996).

El efecto cultural del vivero sobre las especificaciones de la planta objetivo, se ilustra como la relación entre el tamaño de la planta y el tamaño del contenedor por tipo de plantas, que aumenta con el volumen del envase y separación (Figura 6.1.5). Por ejemplo, para producir *Picea glauca* de una clase de tamaño específica, un viverista seleccionaría un contenedor y diseña un programa de crecimiento que mejor se adapte a las necesidades biológicas de la especie (ver los volúmenes 1 y 7 para continuar con la discusión sobre los tipos de producción).



**Figura 6.1.4** Esta planta objetivo de *Pinus ponderosa* var. *ponderosa* muestra las características ideales para su plantación en sitios intermontanos del Oeste: una altura relativamente corta con un cuello de la raíz grueso, y un vigoroso sistema radical.



**Figura 6.1.5** El volumen del contenedor es uno de los factores más importantes que controlan el tamaño de la planta – contenedores más grandes producen plantas más grandes (modificado de Wood, 1994).

Para desarrollar calendarios de producción efectivos, los productores deben considerar cómo afectan las prácticas culturales las diferentes fases de crecimiento y desarrollo de las plantas.



**Cuadro 6.1.1** Especificaciones de la planta objetivo para reforestación en sitios de Alberta, Canadá, comparando los tipos de contenedores usados para su producción.

Especie/Clase de tamaño de planta <sup>†</sup>	Tipo de producción	Altura del brote				Diámetro del tallo (mm)		Código del tamaño del contenedor*
		Objetivo		Rango		Objetivo	Mínimo	
		cm	in	cm	in			
<i>Picea glauca</i>								
<b>Pequeña</b>	Contenedor	10	3.9	8-14	3.1 – 5.5	2.0	> 1.8	C1 – C2
<b>Media</b>	Contenedor	14	5.5	10-20	3.9 – 7.8	2.5	> 2.2	C3 – C4
<b>Grande</b>	Contenedor	17	6.7	12-25	4.7 – 9.8	3.0	> 2.4	C5 – C13
<b>Extra grande</b>	Contenedor	22	8.7	15-28	5.9 – 11.0	3.5	> 2.6	C14 – C16
<b>Extra grande</b>	Trasplante de cepellón	24	9.4	> 14	> 5.5	4.5	> 3.5	N/A
<i>Pinus contorta</i>								
<b>Pequeña</b>	Contenedor	7	2.8	4-10	1.6 – 3.9	1.5	> 1.2	C1 – C9
<b>Media</b>	Contenedor	12	4.7	8-16	3.1 – 6.3	2.8 **	3.0 ***	C10 – C16
<b>Grande</b>	Trasplante de cepellón	16	6.3	> 10	> 3.9	4.5	> 3.0	N/A

Fuente: Wood (1994)

\* Ver Figura 6.1.5 \*\* Primavera \*\*\* Otoño

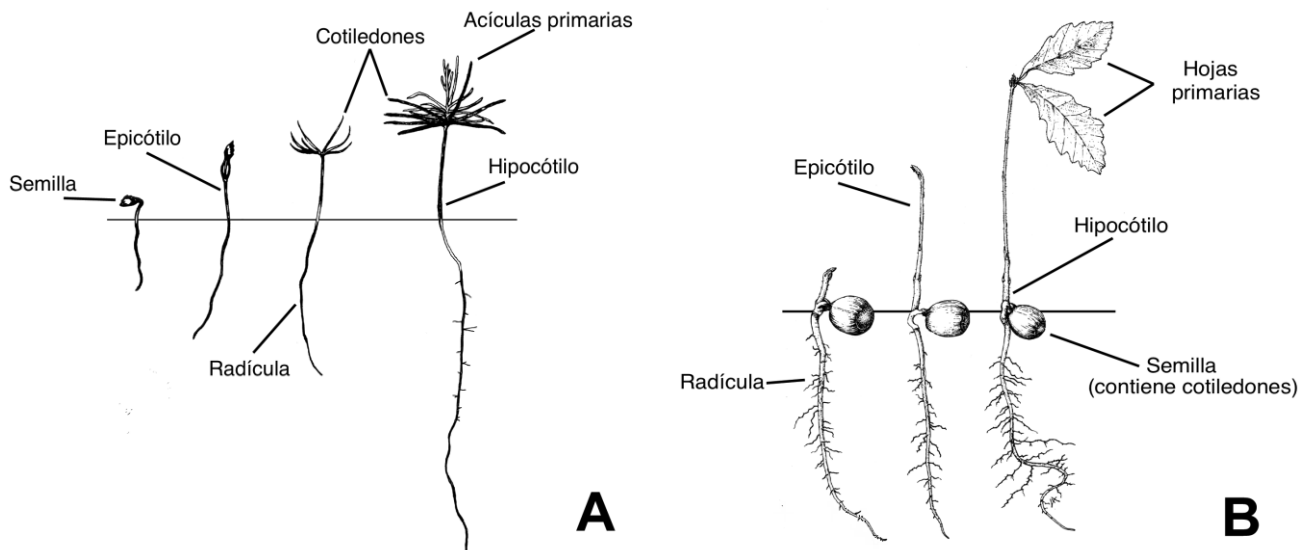
## 6.1.2 Crecimiento y desarrollo de la planta

Antes de que los viveristas puedan desarrollar un cultivo de plantas, deberán tener conocimientos básicos de cómo se desarrollan y crecen las plantas, ya que el ambiente de propagación y las prácticas culturales afectan la morfología y algunas veces, la posibilidad de venta de la producción. El crecimiento y desarrollo de las plantas es controlado por la genética y el ambiente, ya sea en el vivero o en la misma naturaleza. Sin embargo, de manera proporcional el ambiente tiene un efecto mucho mayor sobre los viveros, donde muchos o todos los factores de crecimiento potencialmente limitantes se mantienen en niveles óptimos. Debido a este primordial efecto del ambiente, las plantas en contenedor crecen y se ven de forma diferente que sus contrapartes silvestres, tanto en cantidad como en el tipo de crecimiento.

### 6.1.2.1 Germinación y emergencia de la semilla

Durante la germinación de la semilla, el sistema radical comienza a crecer primero, cuando la

radícula penetra la cubierta seminal de la semilla e inicia su expansión hacia abajo, bajo la influencia de la gravedad (**geotropismo**). Después de que la radícula se establece en el sustrato, la plántula sigue cualquiera de los dos patrones de germinación de la semilla (Koszlowski, 1971). La mayoría de las coníferas y algunas especies latifoliadas exhiben una **germinación epigea**, en la que los cotiledones (“hojas de la semilla”) son empujados por encima de la superficie del sustrato por la expansión del hipocótilo (Figura 6.1.6A). Los cotiledones de las coníferas llevan la cubierta seminal en sus puntas para formar una “jaula”. Otras especies de latifoliadas, como los robles, presentan una **germinación hipogea** en la cual los cotiledones permanecen bajo tierra, mientras que el epicótilo (“brote”) se extiende hacia arriba y produce hojas primarias por encima de la superficie del sustrato (Figura 6.1.6B). Algunos géneros, como *Prunus* sp. contienen algunas especies que tienen una germinación epigea y otras con germinación hipogea (Schopmeyer, 1974).



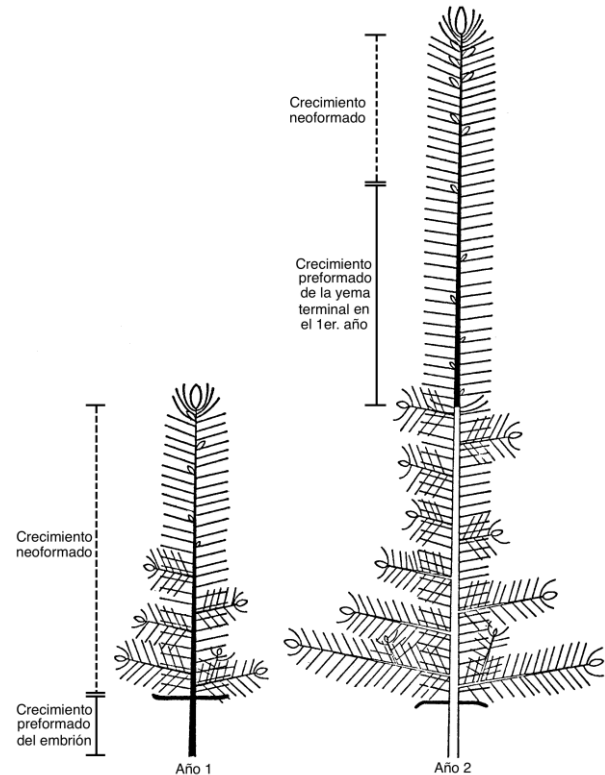
**Figura 6.1.6** En la germinación epigea (A), los cotiledones empujan la cubierta seminal por encima del suelo, mientras que en la germinación hipogea (B) tanto el cotiledón como la cubierta seminal permanecen en el sustrato (modificado de Schopmeyer, 1974).

### 6.1.2.2 Patrones de crecimiento del brote

La forma en la cual crece el brote de la planta es complicado y puede resultar confuso debido a los diferentes términos que se han usando en la literatura. Aquí se prefiere la terminología práctica usada por Powell (1982), que reconoce dos tipos de crecimiento de los brotes. **Crecimiento preformado** (“predeterminado”) es el resultado de la expansión de las estructuras preexistentes: son aquellas preformadas en el embrión para brotes del primer año, o aquellas en las yemas terminales y laterales en los años subsecuentes. Por otra parte, el **crecimiento neoformado** (“libre”) no depende de las estructuras preformadas sino que está determinado por la genética y el ambiente (Figura 6.1.7). Algunas especies presentan ambos en un año determinado, tanto el crecimiento de brotes preformado como el neoformado, mientras que otras sólo presentan uno u otro. Esta tendencia es determinada genéticamente y no puede ser modificada por prácticas culturales (MacDonald, 1998).

La presencia o ausencia de yemas también afecta la terminología del brote (Kozlowski, 1971). Los brotes de muchas especies de zonas templadas, incluyendo las Piceas, forman yemas al final de la estación de crecimiento (**brotes determinados**), mientras que otras especies, como el *Juniperus* spp., no las presentan (**brotes indeterminados**).

**Primera estación de desarrollo del brote.** El crecimiento y desarrollo de la planta es diferente durante la primera estación de crecimiento, que en los años posteriores, debido a que todas las especies muestran tanto un crecimiento preformado como neoformado (Figura 6.1.8). En la primera estación, la cantidad de crecimiento preformado es determinada por el tamaño del embrión (que está preformado en la semilla), la energía almacenada en la semilla, y el medio de germinación.



**Figura 6.1.7** El crecimiento de los brotes de la planta puede ser dividido en dos categorías: la primera que se expande de la estructura preexistente (“preformada”) y la segunda que se desarrolla libremente durante la estación de crecimiento (“neoformada”) (modificado de Powell, 1982).

Las plantas pueden o no formar yemas típicas al final de la primera estación de crecimiento. Los brotes en determinadas especies cesan su crecimiento y desarrollan (“forman”) **yemas terminales** (Figura 6.1.8A/D). Sin embargo, otras especies indeterminadas nunca forman yemas verdaderas dormantes (Figura 6.1.8B/C). En particular, los brotes de las plantas de pino pueden parecer muy diferentes durante la primera estación de crecimiento, dependiendo de las especies y del medio de crecimiento. Hay al menos 4 variaciones en el desarrollo de brotes de los pinos (Powell, 1982; Thompson, 1989). Algunos pinos sólo producen follaje primario en forma de punzón y, en lugar de una yema verdadera, forman una roseta de acículas al final de la primera estación de crecimiento (Figura 6.1.8C). Otros pinos producen hojas fasciculadas secundarias en las axilas de las acículas primarias, formando una típica yema en reposo (Figura 6.1.8D). En

algunos pinos de zonas templadas, el tiempo de formación de la yema está bajo un fuerte control genético, y el brote no continuará extendiéndose incluso bajo condiciones ideales de cultivo, en invernadero completamente controlado (Thompson, 1989). Por ejemplo, las plantas de *Pinus ponderosa* var *ponderosa* comúnmente forman una yema terminal firme a principios de julio, aún y cuando se estén produciendo en invernadero, bajo fotoperiodos de días largos y alta fertilización. En otras especies, como *Picea pungens*, el crecimiento de los brotes continuará durante más de un año bajo condiciones ideales de crecimiento, antes de que formen una yema (Young and Hannover, 1978). Los productores deben inducir la formación de la yema en estas especies, modificando drásticamente el ambiente de propagación. Los ecotipos de latitudes más al norte son particularmente propensos al libre crecimiento durante los días largos del verano, por lo que los viveristas requieren utilizar prácticas culturales extraordinarias como cortinas opacas para promover la formación de yemas y la dormancia. El desarrollo de la yema es particularmente importante, ya que la presencia y el tamaño de éstas es considerado por muchos clientes como signo de calidad de la planta (una mayor discusión sobre el desarrollo de la yema y sus efectos sobre la calidad, puede encontrarse en la sección 6.4.4 de este volumen).

Bajo condiciones de vivero, el crecimiento del brote en las especies latifoliadas también es muy variable. En los robles se puede formar una yema en reposo temporal con escamas, de entre varios brotes, mientras que una yema con plena dormancia sólo se forma al final de la estación de crecimiento. El tamaño y forma de la hoja también cambia entre estos brotes de crecimiento, con las que se forman después, las cuales son mucho más grandes y más profundamente lobuladas (Powell, 1982). Sin embargo, en otras especies indeterminadas como el Abedul (*Betula* spp.) y el Olmo (*Ulmus* spp.), nunca se forma una verdadera yema terminal (Figura 6.1.8B). Mas aún, las yemas de las puntas abortan al final de la estación de crecimiento, y las yemas laterales funcionan

como la nueva yema terminal (Kozlowski, 1991).

La “moraleja” así es que el tipo de medio de propagación tiene un profundo efecto en el patrón de crecimiento de las plantas y que algunas prácticas culturales, especialmente la iluminación fotoperiódica, afectará la cantidad y el tipo de crecimiento de los brotes en el vivero (esto se discutirá a detalle en la sección 6.4.4 de este volumen).

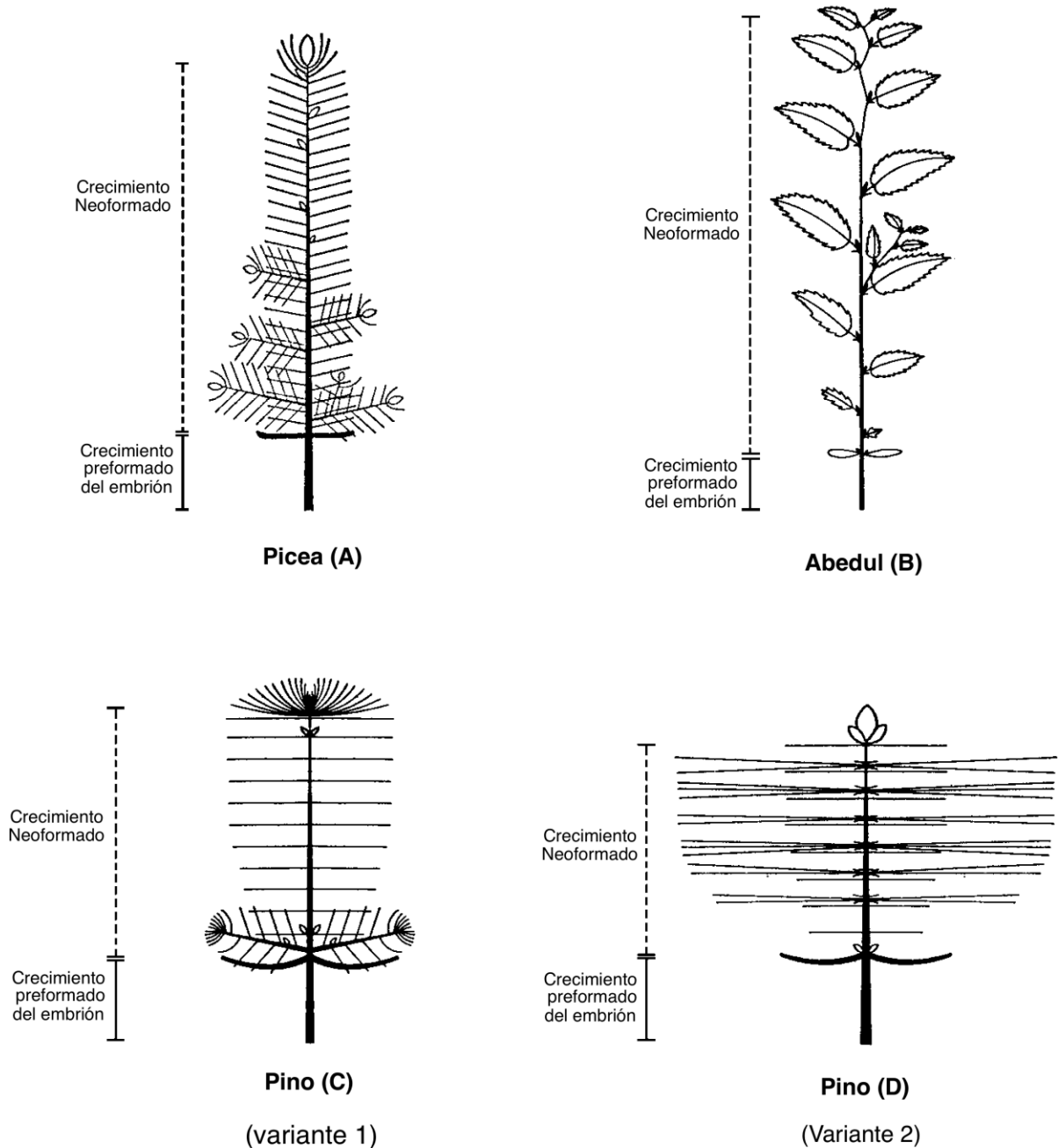
**Segunda estación de desarrollo del brote.** Si las plantas se mantienen durante un segundo periodo de crecimiento (un tipo de producción 2 + 0), algunas especies producen sólo un brote de crecimiento preformado o neoformado, mientras que otras producirán ambos tipos, en forma secuenciada (Figura 6.1.7). Determinadas especies, como los pinos, muestran la primera estructura de crecimiento como una extensión completa del brote en la segunda temporada de crecimiento, la cual proviene tanto de las unidades del tallo preformado en la yema en dormancia, de las rosetas en reposo, o de las yemas de brotes largos (Powell, 1982). El crecimiento del brote en otras especies indeterminadas incluyendo *Juniperus* spp. y *Betula* spp., no dependen de estructuras preformadas a partir de la primera estación de crecimiento, aunque se componen de sólo un crecimiento neoformado. Plantas de *Picea* spp. y *Tilia* spp. exhiben tanto un crecimiento preformado como neoformado, con la cantidad del crecimiento neoformado fuertemente controlado por el ecotipo (Von Wuehlisch and Muhs, 1991).

### 6.1.2.3 Ciclos de crecimiento anual

En la naturaleza, las plantas de especies forestales y para conservación siguen un ciclo típico de crecimiento anual. Este ciclo inicia con la germinación de las semillas o el rompimiento de la dormancia al inicio de la primavera, y continúa hasta el otoño, cuando las plantas vuelven a entrar en dormancia. Estos mismos ciclos de crecimiento se presentan en el vivero, aunque la presencia de varios eventos fenológicos dependen de la fecha de siembra y del tipo de medio de propagación. Comúnmente, sólo el tamaño del brote y el

diámetro del tallo son monitoreados, ya que estas mediciones son fáciles de obtener y son no destructivas. En algunos viveros además se muestrean las plantas durante la estación de

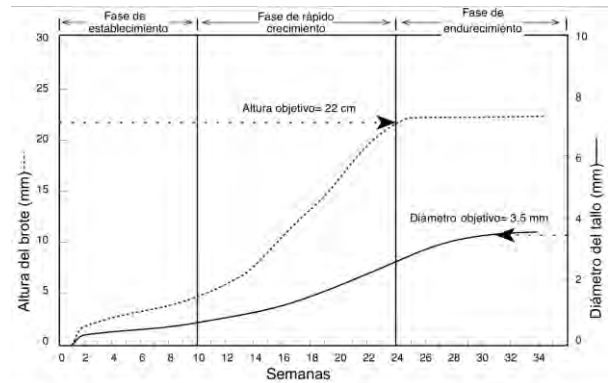
crecimiento para obtener el peso seco (en horno), el cual permite graficar la biomasa de la planta y el crecimiento radical en el tiempo.



**Figura 6.1.8** En el primer año, las plantas muestran diferentes patrones de crecimiento de los brotes en el vivero, dependiendo de las especies, el medio de propagación y la longitud del día (modificado por Powell, 1982).

Estos ciclos de crecimiento de las plantas pueden ser graficados en dos formas: **crecimiento total** y **crecimiento incremental**. La curva del crecimiento total es el método de graficación más comúnmente usado y muestra las dimensiones de la planta graficado en el tiempo, a lo largo de la estación de crecimiento (Figura 6.1.9). Las curvas de crecimiento total son útiles para mostrar el crecimiento progresivo de la planta, en relación a las especificaciones objetivo en cuanto a la altura del brote y diámetro del tallo. La tasa de crecimiento relativo es ilustrado por la pendiente de la línea - entre más pronunciada es la pendiente de la curva, el crecimiento de la planta será mayor. El otro tipo de curva menos común es el crecimiento incremental, el cual grafica más bien la tasa de crecimiento en lugar del crecimiento total (Figura 6.1.10). Las curvas de crecimiento incremental son útiles debido a que revelan los patrones de periodicidad del crecimiento (el monitoreo del crecimiento de la planta se discute también en la sección 1.5.4 del volumen 1 de esta serie).

Las raíces comienzan a crecer después de que germina la semilla y continúan hasta que las plantas son mayores. En las nuevas siembras, el crecimiento del brote inicia con la emergencia o con el rompimiento de las yemas en las producciones de mayor edad (Figura 6.1.10). El crecimiento del diámetro del tallo (“**caliper**”) en las plántulas recién germinadas inicia después de que el cambium vascular se desarrolla, y comienza a producir células leñosas, en las 4 a 6 semanas de edad (MacDonald, 1998). En plantas de mayor edad, el crecimiento del diámetro del tallo inicia a principios de la primavera, y aumenta lentamente hasta alcanzar su máximo después de la formación de la yema terminal, y posteriormente se detendrá gradualmente hasta que el frío induce la dormancia.



**Figura 6.1.9** Curva del crecimiento total de la planta: la altura del brote se acerca a la altura objetivo al final de la fase de rápido crecimiento, mientras que el mayor crecimiento del diámetro del tallo se presenta durante la fase de endurecimiento.

Se debe tomar en cuenta que existe una competencia entre el brote y la raíz por los fotosintatos y por tanto, un incremento en el crecimiento del brote provoca una disminución relativa de la raíz y el crecimiento cambial (Figura 6.1.10). Todas las plantas siguen este mismo patrón general, aunque la tasa de crecimiento varía entre diferentes especies.

#### 6.1.2.4 Fases de crecimiento en vivero

Con fines de planeación, el crecimiento de plantas y desarrollo bajo prácticas culturales en el vivero pueden ser divididas en fases de crecimiento consecutivas. Aunque han sido usadas hasta siete diferentes fases, se prefieren sólo tres: el **establecimiento**, el **rápido crecimiento** y el **endurecimiento**. La duración relativa de estas fases es ilustrada en las Figuras 6.1.9 y 6.1.10. Los viveristas deberán contar con un plan cultural detallado para cada fase, que les permita alcanzar sus objetivos (Van Steenis, 1993; Wood, 1994). Debido a que los objetivos culturales son diferentes para cada fase, el ambiente y quizás aún, el tipo de estructuras de propagación también serán diferentes. La cantidad de tiempo requerido para cada una de estas fases de crecimiento variará dependiendo de las especies, el origen de las semillas, el tipo de ambiente de propagación y las prácticas culturales. Los viveristas usan la información de cultivos previos para estimar la duración de cada fase y el tiempo total del ciclo del cultivo.

**Fase de establecimiento.** En el caso de la propagación por semilla, la fase de establecimiento inicia cuando las semillas son sembradas, continúa durante la germinación y emergencia, y finaliza cuando la plántula desarrolla hojas verdaderas. En la propagación vegetativa, esta fase inicia cuando las estacas son colocadas en los contenedores y finaliza cuando éstas han enraizado y los brotes comienzan a crecer. Con fines de planeación, la fase de establecimiento puede ser dividida en las dos siguientes etapas:

**Etapas de germinación.** Inicia cuando las semillas son sembradas y concluye cuando las plántulas forman cotiledones. La germinación y emergencia deben terminar entre los 14 a 21 días; si esto no sucede, es porque las semillas no recibieron una preparación adecuada o son de mala calidad. El estrés por temperatura y humedad es crítico durante esta etapa, por lo que los productores deben tener especial atención a los daños abióticos y a las enfermedades.

**Etapas de crecimiento temprano.** Inicia cuando las plántulas han emergido y continúa hasta que los brotes inician el rápido crecimiento; esto puede tardar de 4 a 8 semanas. A menudo las plantas muestran una breve pausa en su crecimiento mientras se forman las rosetas de las hojas primarias por encima de sus cotiledones, y después continúa el crecimiento del brote. El follaje primario de algunas especies, incluyendo a los pinos y los eucaliptos, es diferente en forma, tamaño y color, comparado con las hojas maduras. Las plantas muestran un rápido crecimiento radical al principio de la etapa de crecimiento, con la formación de raíces laterales después de que la raíz principal alcanza la base del contenedor y detiene su crecimiento (“poda aérea”). (Un mayor detalle de los procedimientos culturales y de los ambientes de propagación para la fase de establecimiento se proporciona en el capítulo 4 de este volumen).

**Fase de rápido crecimiento.** Es llamada así ya que es durante este periodo que las plantas jóvenes incrementan rápidamente en tamaño; el volumen de la mayor parte del incremento

de la biomasa es en el tejido del brote, con un crecimiento relativamente menor en el diámetro del tallo y la raíz (Figura 6.1.10). Esta fase inicia después de la etapa de cotiledón, cuando los nuevos brotes comienzan a crecer a una tasa acelerada o exponencial, y culmina cuando las plantas han alcanzado la altura objetivo (Figura 6.1.9). En ciertas especies, esto ocurre cuando se forma la yema terminal (“establecida”); mientras que en otras especies indefinidas no se forma una yema, y el único indicador visible es la obtención de la altura objetivo. La duración de la fase de rápido crecimiento puede variar considerablemente, aunque tarda normalmente entre 10 y 20 semanas. Sin embargo, este tiempo está en función de la fecha de siembra, la altura objetivo deseada, las características de las especies y especialmente el medio de propagación.

Por lo tanto, es crítico mantener todos los factores ambientales cercanos a los niveles óptimos. Por ejemplo, el crecimiento del brote de muchas especies de clima templado es particularmente sensible al fotoperiodo (“duración del día”) y podrá cesar de manera abrupta y formar una yema terminal, si la luz fotoperiódica deja de funcionar, incluso, por una sola noche (la fase de rápido crecimiento se discute a detalle en el capítulo 4 de este volumen).

**Fase de endurecimiento.** Es el periodo de tiempo en el cual la planta canaliza la energía para el crecimiento del brote hacia el crecimiento de la raíz y diámetro del tallo (Figura 6.1.10), y también se condiciona gradualmente para soportar el rigor por la cosecha, transporte y plantación. Aquí el objetivo cultural es detener el crecimiento del brote, iniciar el desarrollo de la yema terminal en determinadas especies, e inducir gradualmente la dormancia en la planta. Esto se logra mediante el cambio de cuatro factores ambientales: reducción de la temperatura, inducción de un estrés hídrico leve, reducción del fotoperiodo y modificación de las tasas de fertilización y nutrientes minerales. Durante esta fase las plantas alcanzan el diámetro requerido del tallo (Figura 6.1.9), se establecen



las yemas laterales, y el crecimiento radical continúa hasta la formación de un cepellón firme. La fase de endurecimiento tiene dos diferentes objetivos culturales, aunque fisiológicamente relacionados que se deben alcanzar en dos etapas secuenciales: inducción a la dormancia y el condicionamiento al estrés.

**Inducción a la dormancia.** Debido a que el crecimiento de la planta no puede ser detenido de forma abrupta, la fase de endurecimiento debe iniciarse cuando las plantas se encuentran aproximadamente entre un 80 a 90% de la altura objetivo, teniendo en cuenta este "crecimiento muerto". Mientras el crecimiento del brote comienza a disminuir, el diámetro del tallo continúa incrementándose al tamaño requerido (Figura 6.1.9). En la mayoría de las especies que exhiben un crecimiento determinado, el desarrollo de la yema inicia durante esta etapa. Con especies indeterminadas como los pinos del sur (*Pinus* spp.) y los enebros (*Juniperus* spp.), no se forma una yema verdadera y el brote simplemente detiene su crecimiento.

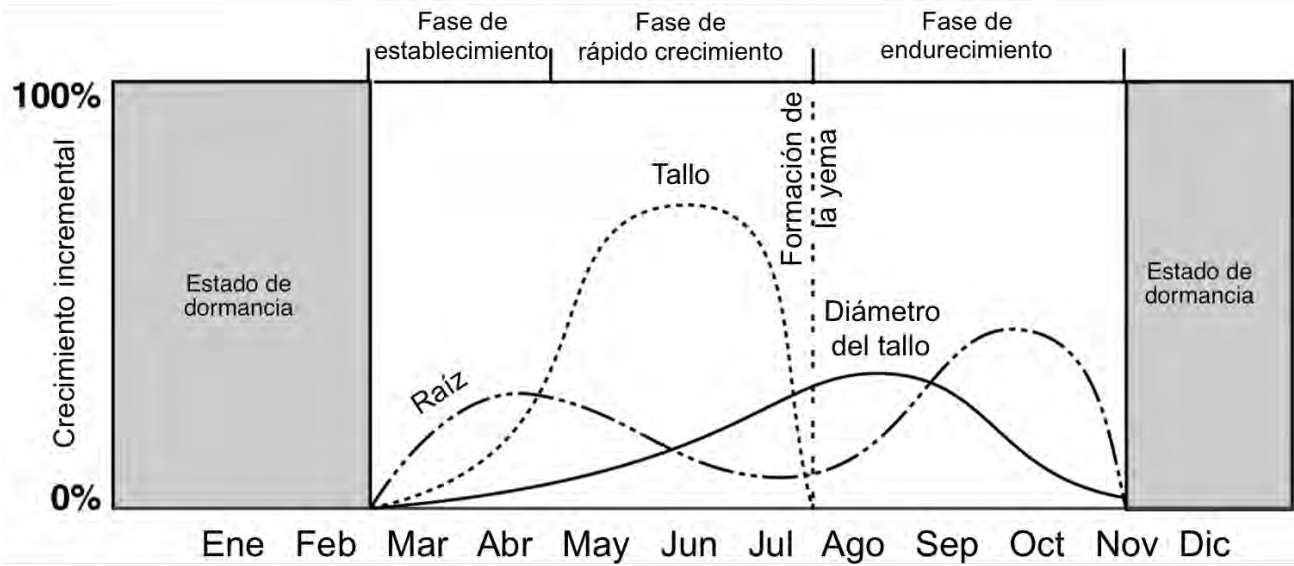
**Acondicionamiento al estrés.** Las plantas de contenedor son extremadamente suculentas después de la fase de rápido crecimiento y tienen poca tolerancia al estrés. Por ello, deben de ser endurecidas de forma gradual para que puedan tolerar el estrés provocado en la cosecha, el manejo, su almacenamiento y plantación. El momento y la duración de la fase de endurecimiento dependerá de cuándo serán establecidas las plantas en campo, así como de los tipos de estrés que serán encontrados en el sitio de plantación:

- **Plantación de verano.** Las plantas que serán establecidas durante el verano en sitios con un estrés relativamente bajo, mantienen un crecimiento activo y cuentan con poca resistencia al frío. Debido a que las plantas serán establecidas en época de calor, son entregadas con una relativa succulencia, no pueden ser almacenadas en frío y deberán ser plantadas en pocos días o periodo corto.
- **Plantación de otoño.** Esta producción recibe una cantidad moderada de

endurecimiento, por lo que las plantas no alcanzan una completa dormancia cuando son enviadas. Aunque el tejido del tallo se ha lignificado, las plantas no están completamente endurecidas. Las yemas se han formado en especies determinantes. Este grado de endurecimiento se alcanza de 5 a 7 semanas, aunque el sistema radical se mantiene activo.

- **Plantación de invierno o primavera.** Estas plantaciones requieren plantas completamente endurecidas y brotes con una dormancia bien desarrollada, y esta producción es comúnmente almacenada en frío por al menos, algunas semanas. Debido a su alto nivel de resistencia al frío, estas plantas cuentan con una máxima resistencia a todos los tipos de estrés. El endurecimiento total comúnmente requiere de 6 a 10 semanas para completarse (la fase de endurecimiento se discute a detalle en el capítulo 4 de este volumen).





**Figura 6.1.10** Curva del crecimiento incremental de la planta: el crecimiento de la raíz se presenta al inicio y al final del programa del cultivo; la mayoría del crecimiento del brote se presenta antes de finalizar la fase de rápido crecimiento, con el mayor crecimiento del diámetro del tallo durante la fase de endurecimiento.

### 6.1.3 Construcción del protocolo de propagación

Un protocolo de propagación es la documentación detallada y sistemática de todas las etapas necesarias para propagar una planta, iniciando con la recolección de semillas o estacas y concluye con la cosecha, almacenamiento y envío. Un protocolo común de propagación para el *Quercus macrocarpa* se muestra en el Cuadro 6.1.2.

#### 6.1.3.1 Fuentes de información de propagación

En comparación con los cultivos ornamentales, las especies forestales para conservación representan un problema difícil, debido a la gran cantidad de especies y ecotipos, algunos de los cuales no son ampliamente propagados. Además, los programas específicos de producción normalmente no son publicados dado que éstos varían mucho con la respuesta de especies individuales, y del clima en el vivero. Sin embargo, existen fuentes de información para construir un protocolo de propagación (Munson and Nicholson, 1994):

**Búsqueda sistemática de literatura publicada.** Existe la posibilidad de que alguien haya propagado las especies con anterioridad, por lo cual, la primera etapa es realizar una búsqueda de literatura. Los textos generales de horticultura pueden contener información específica, aunque se puede tener más suerte con publicaciones técnicas periódicas y revistas especializadas de viveros. Por ejemplo, el artículo "Propagación del abeto fraser (*Abies fraseri*)" en la Revista de Horticultura Ambiental (*Journal of Environmental Horticulture*) proporciona una panorámica detallada de cómo propagar estas especies por semilla o vegetativamente (Blazich and Hinesley, 1994). En particular, las Memorias Documentales de la Sociedad Internacional de Propagadores de Plantas (*Combined Proceedings of International Plant Propagator's Society*) es una gran fuente de información. También pueden ser útiles las publicaciones regionales y especializadas de los jardines botánicos y de las sociedades de plantas nativas. Una lista general con referencias de

propagación se proporciona en la sección 6.1.5.2 de este volumen.

**Comparación de los métodos de propagación de especies relacionadas.** Si no existe información específica para las especies, la información de los parientes propagados cercanos a nivel de género o incluso familia puede ser útil. Estos familiares deben crecer en una zona climática general. Sin embargo, es necesario recordar que pueden existir variaciones considerables incluso dentro de un género. Por ejemplo, los requerimientos de estratificación de semillas para las especies de maple (*Acer* spp.) pueden variar considerablemente (Schopmeyer, 1974).

**Estudio del ambiente nativo y hábito natural de crecimiento natural de la planta.** Los factores ambientales como la precipitación total, su distribución estacional y las temperaturas máxima/mínima pueden afectar la germinación de las semillas. La mayoría de las especies forestales para conservación de las zonas templadas requieren una exposición a temperaturas frías y condiciones de humedad, que naturalmente se presentan durante el invierno. Por ello, las especies de estos climas podrán requerir lógicamente un tratamiento de estratificación con frío y humedad, antes de que las semillas germinen. Las especies adaptadas a ecosistemas dominados por el fuego, como muchas de las especies de chaparral, tienen semillas que requieren tratamiento con agua caliente o incluso humo. Especies que crecen en matorrales bajos, como la rosa (*Rosa* spp.) o las bayas silvestres pueden arraigar fácilmente, por lo que pueden ser propagadas vegetativamente por estacas o acodos.

Muchas otras pistas pueden ser obtenidas mediante el estudio de cómo crecen las plantas de manera silvestre. Cuando se construye un protocolo de propagación por semilla, la información ecológica como el hábitat de crecimiento y el tipo de fruto pueden proporcionar pistas útiles (Finnerty, 1994). En particular, la información de cómo se diseminan las semillas en la naturaleza y el

hábitat que ocupa con relación a las especies en la naturaleza, puede también ser útil (Cuadro 6.1.3). Sin embargo, los productores deberán estar atentos a la información incorrecta. Por ejemplo, se tiene la creencia común de que la Castilleja (*Castilleja* spp.) no se puede propagar debido a que comúnmente se encuentra viviendo como semi-parásita en la Artemisia (*Artemisia* spp.) y otras plantas. Una revisión de la cubierta seminal reveló uno de los problemas – ésta contiene una red de finos pelos que inhiben la absorción del agua. Este impedimento puede ser fácilmente eliminado con la frotación manual (Borland, 1996).

**Consulta con otros viveros que producen las mismas especies o similares.** En particular, los nuevos viveristas requerirán un poco de información básica de tipo cultural, antes de comenzar a planear el cultivo potencial. Aunque consume mucho tiempo, la experiencia indirecta obtenida mediante pláticas con otros productores es muy valiosa. Por razones obvias muchos viveros privados no quieren compartir sus secretos de propagación, aunque los viveros gubernamentales son excelentes fuentes de información técnica, ya que la mayoría considera la transferencia de tecnología como parte de su mandato. Hay sociedades de plantas nativas en casi todos los estados o comúnmente, el horticultor de los jardines botánicos regionales estaría encantado de compartir información. El Jardín Botánico de Denver ha propagado de 1,000 a 2,000 especies de plantas nativas (Borland, 1996).

Existen algunas publicaciones técnicas, como la clásica de *Semillas de Plantas Leñosas en los Estados Unidos* (Schopmeyer, 1974) del Servicio Forestal del Departamento de Agricultura de los Estados Unidos, la cual provee información general sobre la recolección de semillas, procesamiento, almacenamiento y prácticas culturales en el vivero. [una nueva versión de este valioso libro ha sido republicada por Young and Young (1992), quienes incluyeron especies adicionales. En este momento el Servicio Forestal está trabajando en la revisión del libro de Semillas de Plantas Leñosas de los Estados Unidos y planea volver a publicarlo como el Manual de

Semillas de Plantas Leñosas (su nombre popular), y ponerlo a disposición en su página Web]. El vivero forestal experimental de la Universidad de Idaho ha publicado una serie de boletines técnicos que describen las técnicas culturales y los regímenes de crecimiento que han desarrollado para la mayoría de las coníferas comerciales, en su región (Wenny and Dumroese 1987a,b,c; 1988; 1990a,b; 1991; 1992), Muchos viveros gubernamentales cuentan con manuales operativos que también son una excelente fuente de información cultural. Muchos de éstos no han sido publicados de manera formal, aunque ellos están en la mejor disposición de realizar copias. Por ejemplo, la información sobre la propagación de diversas especies es particularmente difícil de encontrar, aunque el *Manual de Producción en Invernaderos y Casas Sombra* del Vivero Estatal Mason, en Illinois, considera pastos, hierbas, flores silvestres, plantas ribereñas y de humedales, arbustos leñosos y árboles de las Grandes Llanuras (Mountz, 1993). (una lista de otras publicaciones que contienen información específica de propagación puede ser encontrada en la sección 6.1.6.1).

**Cuadro 6.1.2** Ejemplo de un protocolo de propagación común.

<p><b>INFORMACIÓN DE LAS ESPECIES:</b>  <b>Especies:</b> Roble Bur (<i>Quercus macrophylla</i>)  <b>Ecotipo:</b> Dakota del Norte  <b>Sitio de plantación:</b> Grandes Llanuras del Norte  <b>Fecha de Plantación:</b> Abril a Mayo</p> <p><b>INFORMACIÓN DE LA PLANTA OBJETIVO</b>  <b>Altura:</b> 10 a 18 pulgadas  <b>Diámetro del Tallo:</b> 4 a 6 mm  <b>Sistema Radical:</b> Cepellón firme</p> <p><b>PROPAGACIÓN Y CALENDARIO DEL CULTIVO</b>  <b>Ambiente de Propagación:</b> Invernadero completamente automatizado  <b>Método de propagación de las semillas:</b> Siembra de germinantes  <b>Fuente de semilla:</b> Recolección manual de las Montañas Tortuga, ND  <b>Recolector y Fecha:</b> Roy/16 de septiembre de 1996  <b>Semillas/kg (lb):</b> 165 (75)  <b>Porcentaje de germinación:</b> 45%  <b>Porcentaje de pureza:</b> 100%  <b>Procesamiento de semillas:</b> Flotación de las bellotas en agua y uso sólo de las precipitadas.  <b>Tratamiento de las semillas:</b> inmersión de bellotas en solución fungicida (Captan) para reducir el moho durante la estratificación. Colocar las bellotas húmedas en una bolsa plástica en un refrigerador por 180 días de estratificación con frío húmedo de 0 a 2°C (3 a 36°F). Remoción de bellotas del refrigerador de 4 a 5 días antes de la siembra, enjuagar para remover el fungicida. Colocar las bellotas en tubos y cubrir con película plástica para conservar la humedad. Llenar los tubos de a 1/4 o 1/3 de su capacidad y colocarlos en ambiente cálido – 60 a 66°F (16 a 19°C) para estimular una rápida germinación.</p> <p><b>Método de propagación vegetativa:</b> N/A  <b>Tipo de estacas:</b> N/A  <b>Recolector y fecha:</b> N/A  <b>Tratamiento de estacas:</b> N/A  <b>Enraizamiento (%):</b> N/A  <b>Época de trasplante:</b> N/A  <b>Tipo de contenedor y volumen:</b> Plantar el <i>Quercus macrophylla</i> en contenedores con cavidades grandes para alojar bellotas grandes; espaciar ampliamente para permitir buen desarrollo del cuello de la raíz. El contenedor Spencer-Lemaire Tinus Roottrainer® tiene una abertura superior de 3.8 X 5.1 cm (1.5 X 2.0in) y profundidad de 18.5 cm (7.2 in); estas cavidades son de 350 cm<sup>3</sup> (21.5 in<sup>3</sup>) de volumen y densidad de 516 celdas/m<sup>2</sup> (48 celdas/ft<sup>2</sup>).</p>	<p>Otro buen contenedor para esta especie es el bloque de poliestireno expandido “Colorado Styroblock”, el cual tiene una apertura superior de cada cavidad de 5 x 5 cm (2 x 2 in) y una profundidad de 20 cm (8 in). Estas cavidades tienen 492 cm<sup>3</sup> (30 in<sup>3</sup>) de volumen, con una densidad de celdas de 270/m<sup>2</sup> (25/ft<sup>2</sup>).</p> <p><b>Sustrato:</b> Cavidades llenadas con 50% de Turba (peat moss del género <i>Sphagnum</i>) y 50% de vermiculita grado #2, presionando ligeramente para remover bolsas de aire. Use una cubierta con punzones grandes para generar espacios para los germinantes.</p> <p><b>Tiempo total para la cosecha:</b> 12 meses, incluyendo almacenamiento en frío.</p> <p><b>Fecha de siembra:</b> 1 de marzo</p> <p><b>Técnica de siembra/plantación:</b> Siembra de las semillas germinadas (“germinantes”).</p> <p><b>Fecha y porcentaje de emergencia:</b> Deberá tener un 85% para el 1 de abril.</p> <p><b>Técnica de siembra/plantación:</b> Irrigar los contenedores llenos hasta la saturación del sustrato. Remover las bellotas germinadas y colocar un germinante en la oquedad pre-hecha en la parte superior de cada contenedor. Asegurarse de sembrar con una profundidad de al menos 1 cm (1/2 in) y orientar la radícula hacia abajo para prevenir el doblez anormal del tallo. Cubrir los germinantes con una cubierta superficial de perlita.</p> <p><b>Fase de establecimiento.</b> Mantener el invernadero cálido y húmedo tanto en el día como en la noche (ver el calendario siguiente). Nebulice frecuentemente para mantener el ambiente “húmedo pero no mojado” hasta que se desarrollen las primeras hojas verdaderas. Fertirrigar dos veces por semana con una solución baja en nitrógeno (100 ppm) pero bien balanceada. Mantenga las hojas secas para evitar hongos patógenos. Las plantas de <i>Quercus macrophylla</i> pueden tolerar luz solar directa, por lo que no requiere sombra, aunque la luz fotoperiódica se requiere para mantener las plantas con un crecimiento activo. Encender los generadores de dióxido de carbono tan pronto como se desarrollen las primeras hojas verdaderas y mantenerlo durante las 4 horas previas a la salida del sol.</p>
--	--

<p><b>Fase de rápido crecimiento.</b> Después de que la planta está bien establecida en el contenedor, incrementar el rango de temperatura del día de 24°C (75°F) a 32°C (90°F) para promover múltiples brotes. El Roble bur crece en series de hasta 4 brotes de altura similar. Mantener alta la humedad relativa para minimizar el estrés hídrico. A medida que las hojas crecen en tamaño, el riego llega a ser más difícil dado que un alto porcentaje del agua aplicada es interceptada y nunca llega a alcanzar el sustrato. Por lo tanto, se debe incrementar en consecuencia la duración de cada riego y el número de riegos por semana. Aunque es simple mantener el riego hasta que el follaje comience a escurrir, se debe monitorear el peso de los contenedores para mantener el sustrato en un rango ideal de humedad. Fertirrigue dos veces por semana con una solución bien balanceada, con una alta concentración de nitrógeno (200 ppm), para mantener todos los nutrientes minerales esenciales a niveles óptimos.</p> <p><b>Fase de endurecimiento.</b> A medida que las plantas de contenedores individuales alcanzan la altura objetivo, se deben mover a finales del verano hacia la casa sombra. El deshije de las plantas de mayor tamaño provoca una apertura del dosel y hace más fácil el riego. A mediados de agosto se deben mover todas las plantas para iniciar su endurecimiento bajo condiciones ambientales. Colocar las plantas sobre camas elevadas para fomentar la poda aérea de las raíces.</p>	<p>El cambio de menor humedad y un fotoperiodo natural ayuda a provocar el proceso de endurecimiento. Para el endurecimiento se debe cambiar la fórmula de fertilización a un nivel reducido de nitrógeno, cercano a las 50 ppm, y se debe aplicar mientras la temperatura del día esté por arriba del punto de congelación y los cepellones permanecen descongelados.</p> <p><b>Fecha de cosecha:</b> Finales de octubre</p> <p><b>Condiciones de almacenamiento:</b> Extraer las plantas de sus contenedores y agruparlos con sus cepellones envueltos con celofán. Colocar los paquetes de plantas en una caja de cartón, cubierta con plástico (película de polietileno); colocar las cajas en almacenamiento bajo congelación, a una temperatura de - 4 a - 6 °C (20 a 25 °F).</p> <p><b>Duración del almacenamiento.</b> Mantener las plantas de roble en la cámara de refrigeración hasta su envío al sitio de plantación, en la próxima primavera. Una semana antes de su entrega, elevar la temperatura de la cámara de congelación de 2 a 5°C (35 a 40°F). Remover las cajas de forma individual de la cámara de refrigeración y descongele a temperatura ambiente para su entrega.</p> <p><b>Propagador:</b> Roy Laframboise, Vivero Estatal Towner, HC 2, Box 13, Towner, ND 58788.</p>
--	---

**Cuadro 6.1.3** Pistas de cómo propagar especies se pueden obtener estudiando el cómo crecen las plantas en la naturaleza.

Método de dispersión de semillas	Hábitat natural	Géneros con semillas fáciles de germinar (%)	Géneros con semillas difíciles de germinar (%)
<b>Viento</b>	Sotobosque	93	7
	Dosel	88	12
<b>Aves</b>	Sotobosque	40	60
	Dosel	50	50
<b>Mamíferos</b>	Sotobosque	30	70
	Dosel	47	53

Fuente: Manson and Nicholson (1994)

### 6.1.3.2 Programación de la producción

La programación de la producción es una parte fundamental de un protocolo de propagación, ya que proporciona una buena forma de visualizar de manera ilustrada las etapas del protocolo, y cómo éstas se relacionan en el tiempo. Éstos sirven como gráficos visuales de tiempo, sobre el tipo de ambiente de propagación que se debe mantener, así como

las prácticas culturales y los procesos que son necesarios, desde la preparación de la semilla hasta la entrega de las plantas. Si además la información detallada de tipo económico se registra, la programación de la producción puede usarse para ilustrar los costos y beneficios de los diferentes regímenes de producción (Clements and Dominy, 1990).

Se recomiendan tres diferentes tipos de programación: la producción del cultivo, instalaciones y las labores culturales. Dentro de cada uno el formato es básicamente el mismo - el tiempo es incluido en la parte superior del gráfico, y los factores culturales y de manejo en el extremo izquierdo. Los intervalos de tiempo variarán de semanas a meses o años, dependiendo de los factores que serán contabilizados, y el grado de detalle requerido. Toda la programación de la producción es completada de la misma forma. Se inicia con la fecha en que deberá ser entregada la producción y se trabaja hacia atrás bloqueando las secciones de tiempo para las diferentes operaciones, hasta llegar a la fecha en que debe iniciarse la producción. Aunque la calendarización puede variar de vivero en vivero, lo importante no es el formato en sí, sino más bien que los viveristas cuenten con un plan de acción detallado antes de iniciar el cultivo.

Aunque pueden ser llenados a mano, los esquemas de la programación de la producción son fáciles de construir mediante modernos programas de cómputo como procesadores de palabras u hojas de cálculo. Un ejemplo del esquema de programación se muestra en los Cuadros 6.1.4, 6.1.5 y 6.1.6, que fueron desarrollados en WordPerfect 8.0© (procesador de palabras), en un par de horas usando la opción "Table QuickCreate" (Creación rápida de tabla). Una vez que se ha completado el marco general de la programación de la producción, se pueden incluir en las celdas, diversas características de forma fácil. Las características como el fondo sombreado y los diseños especiales de llenado hacen que la información sea aun más fácil de entender. Formas en blanco de esta programación, usadas en esta sección, son proporcionadas en el apéndice de este capítulo.

**Programación de la producción del cultivo.** El primer tipo de programación y de mayor largo plazo es el programa de producción del cultivo, el cual es diseñado para apoyar al viverista a tener una "panorámica". Esta programación comúnmente es diseñada con una escala de tiempo mensual, cubriendo al menos un año, e

incluyendo todas las fases de la producción en el vivero, desde la planeación del cultivo hasta su plantación (Cuadro 6.1.4). Muchos clientes del vivero no se dan cuenta del tiempo que realmente se necesita para producir un cultivo de plantas, y por ello, estos programas son particularmente útiles para explicar el conjunto de etapas en el proceso de producción y el tiempo requerido. Por ejemplo, la programación de la producción de un cultivo ilustrará si es necesario el envío de las semillas al vivero varios meses antes de la siembra, sobre todo si son requeridas pruebas de germinación y formulación de tratamientos de pre-siembra. Esta programación también es útil en ilustrar cómo son producidos los diferentes tipos de plantas, el tiempo requerido para su crecimiento y cuándo éstos estarán listos para su plantación (Cuadro 6.1.4)

La programación de la producción del cultivo debe reflejar los requerimientos biológicos de las especies que serán producidas, y tomar la mayor ventaja de la luz solar disponible.

**Grupos culturales.** Otra consideración importante cuando se planea la programación de la producción es el concepto de grupos culturales. Aún y cuando todas las especies de plantas responden de manera diferente a las prácticas culturales del vivero, los viveristas deben analizar las características de las plantas que serán producidas y agruparlas por respuestas similares. Incluso las especies que crecen juntas en el mismo ambiente natural, suelen desarrollarse de manera diferente cuando se siembran juntas en el vivero. Por ejemplo, el pino blanco del oeste (*Pinus monticola*) y el alerce occidental (*Larix occidentalis*), aunque se les encuentra juntos en los mismos bosques del norte de Idaho (Estados Unidos), tienen respuestas radicalmente diferentes a las prácticas culturales en el vivero, especialmente a la fertilización con Nitrógeno (N) (Eggleston, 1994). El alerce occidental (*Larix occidentalis*) es una especie de rápido crecimiento que requiere una fertilización que contenga bajos contenidos de nitrógeno, como de 50 ppm de N, mientras que el pino blanco (*Pinus monticola*) crece mucho más lento, por lo cual debe ser



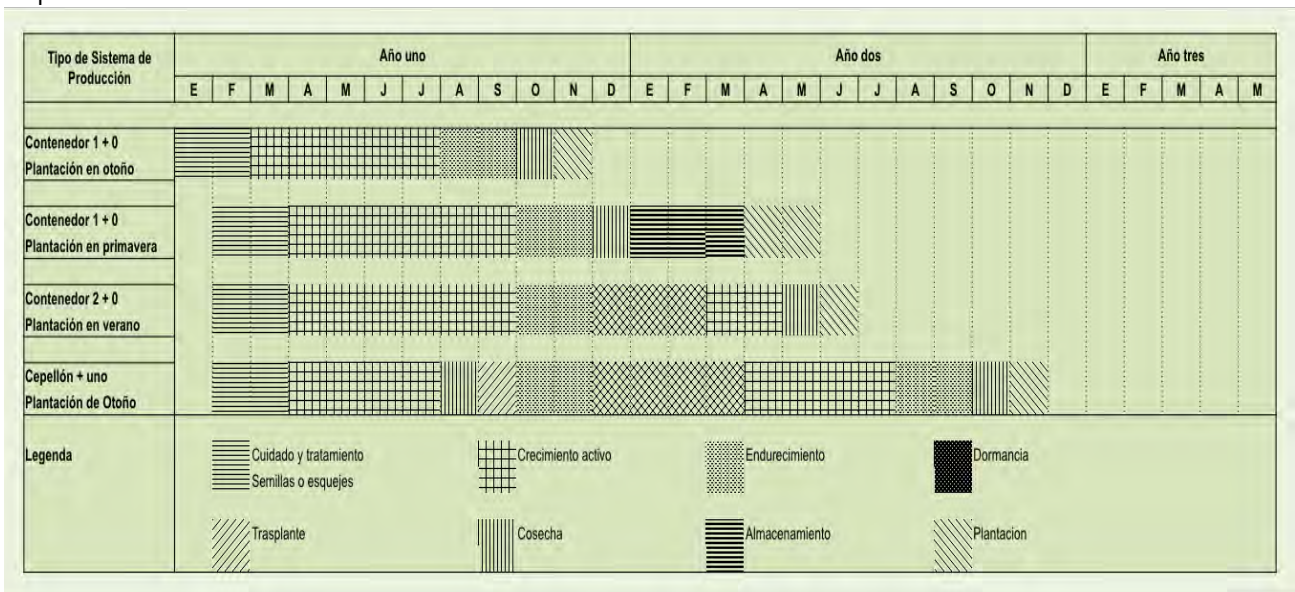
fertilizado con dosis de 200 ppm de N. Por lo tanto, el alerce occidental debe ser colocado en un grupo cultural con otros árboles que sean sensibles al nitrógeno (como el *Populus tremuloides*), mientras que el pino blanco deberá ser colocado en otro grupo cultural, con especies de lento crecimiento.

**Calendario solar.** Debido a los cambios estacionales en las Zonas Templadas, los cultivos de los viveros forestales y de conservación son programados en torno al ciclo solar (Figura 6.1.11). Tanto la intensidad de la luz como la duración del día varían considerablemente durante el año, por lo que los viveristas deben planificar sus cultivos en torno al solsticio de verano, para aprovechar la ventana de luz solar disponible. Para los cultivos producidos bajo estructuras de propagación, los realizados en verano son más baratos de producir, debido a que es requerido menos calor (Clements and Dominy, 1990). Esto es particularmente crítico con cultivos múltiples, ya que el primer cultivo debe ser producido antes del solsticio, de forma tal que el segundo cultivo pueda sembrarse lo más pronto posible para alcanzar su tamaño completo, durante el resto de la estación de crecimiento. Por ejemplo, el cultivo de primavera debe sembrarse en la estructura de

propagación a principios de febrero, y posteriormente, a principios de junio, ser trasladado a una casa sombra o una área a cielo abierto, para concluir la fase de endurecimiento. El cultivo de otoño deberá sembrarse en este tiempo y se deja endurecer en la estructura de propagación (Figura 6.1.11). Debido a que las temperaturas del aire y del suelo se retrasan muy por detrás del ciclo solar, los cultivos múltiples deben ser programados cuidadosamente, de forma tal que aprovechen las ventajas de la luz solar, sin llegar a ser dañados por las heladas tardías de la primavera (mayor detalle de los ciclos de luz solar puede localizarse en el volumen 3 de esta serie).

**Programación de las instalaciones.** El segundo tipo de programación de la producción es la programación de las instalaciones, la que ilustra la necesidad de espacio que cada cultivo requerirá en los diferentes ambientes de propagación, procesamiento e instalaciones de almacenamiento. Esta programación además incluye la mano de obra, el equipo y los suministros necesarios para la producción del cultivo. La programación de las instalaciones del vivero es organizada de forma mensual y comúnmente comprende de 2 años (Cuadro 6.1.5).

**Cuadro 6.1.4** Comparación de la programación de la producción del cultivo, para cuatro típicos sistemas de producción de planta en contenedor.





**Figura 6.1.11** Los cultivos en contenedor deben ser programados en función del calendario solar, para aprovechar las ventajas de la máxima intensidad de luz solar.

Como ejemplo, considere la programación de las instalaciones de dos diferentes cultivos de plantas de coníferas, en un vivero de contenedores del norte de Idaho. El primer cultivo es el pino blanco del oeste (*Pinus monticola*) a ser producido en un invernadero de doble cubierta, para su plantación en otoño (Cuadro 6.1.5A). Se debe considerar que las semillas deberán ser recibidas en el vivero durante septiembre del año previo a la siembra, dado que esta especie requiere un tratamiento de estratificación con frío y humedad, relativamente largo (120 días). El cultivo deberá sembrarse a mediados de enero para disponer de suficiente tiempo para que las plantas alcancen las especificaciones deseadas al momento de su entrega. La experiencia con cultivos anteriores ha mostrado que esta siembra temprana es necesaria para esta especie con un crecimiento relativamente lento (Eggleston, 1994). Esta programación muestra que los trabajadores serán requeridos en el área de maniobras a finales del otoño, para la limpieza de los contenedores usados, y para esterilizar el invernadero antes de la siembra. La línea de siembra debe ser ensamblada a principios de enero, y la misma mano de obra se requerirá de nueva cuenta a finales de febrero, para las labores de deshije. Los requerimientos finales de mano de obra para este cultivo serán a mediados de junio, cuando la línea de empaque requerirá ser ensamblada para que la planta pueda ser clasificada,

empacada y transportada durante la época de plantación (Cuadro 6.1.5A).

Continuando con este ejemplo, el segundo cultivo es el abeto douglas de elevaciones altas (*Pseudotsuga menziesii*) (Cuadro 6.1.5B). Esta especie debe plantarse durante el otoño dado que los sitios no llegan a quedar completamente libres de nieve, sino hasta mucho tiempo después, durante la primavera. Las semillas de esta especie requieren una estratificación con frío húmedo de sólo 6 semanas, antes de su siembra a mediados de febrero, y los ecotipos de elevaciones altas de esta especie, tienen particularmente un lento crecimiento. Por lo tanto, este segundo cultivo debe producirse en 5 meses, en un invernadero con doble capa de polietileno, y posteriormente ser movidas hacia un cobertizo para su endurecimiento.

Este ejemplo de dos cultivos muestra como la programación de instalaciones ayuda a coordinar a las cuadrillas de mano de obra y los equipos (ver los "requerimientos de mano de obra" en las Cuadros 6.1.5 A/B). Una cuadrilla de mano de obra puede ser usada para la limpieza de los contenedores y para preparar las estructuras de propagación para ambos cultivos. Debido a las fechas de siembra escalonadas, la línea de siembra debe ser ensamblada sólo una vez, y la misma cuadrilla puede ser usada para sembrar ambos cultivos. Este mismo personal puede también permanecer para realizar el deshije en las plántulas que van emergiendo. La cuadrilla de mano de obra que regresa a mediados de junio para la cosecha del pino blanco (*Pinus monticola*) permanecerá para la movilización del abeto (*Pseudotsuga menziesii*) hacia los cobertizos.

**Programación cultural.** La calendarización de las labores culturales es la actividad más detallada de la programación de la producción en los viveros forestales y de conservación (Cuadros 6.1.6 A/B). Es valiosa no sólo como referencia mientras el cultivo está en desarrollo, sino también, puede ser archivado para documentar el tiempo real y las condiciones ambientales que se utilizaron para producir el cultivo. Esta planeación y registros



actualizados pueden ser consultados para modificar las prácticas culturales de los cultivos posteriores. Esto es particularmente fácil cuando los calendarios son construidos como un documento de computadora, el cual puede ser fácilmente modificado y almacenado.

A pesar de que la programación de las prácticas culturales puede diferir ligeramente en formato, hay factores comunes que deben ser incluidos: el mes y la semana, el número de semanas desde la siembra, el medio de propagación, las especificaciones de la planta objetivo, y la etapa de crecimiento en particular, durante el ciclo del cultivo (Cuadros 6.1.6 A/B). La calendarización también debe incluir espacio para enumerar procesos y operaciones culturales específicas, como el deshielo o el inventario de planta. El tamaño de la cuadrilla de mano de obra para ese proceso en particular también puede ser registrado. Cada uno de los factores ambientales que limitan el crecimiento potencial deben ser listados en el margen izquierdo de la forma de programación, junto con cualquier información pertinente de cómo éstos deben ser controlados y monitoreados. Algunos factores ambientales serán listados como números discretos, mientras que otros deben ser listados como rangos. En estructuras de propagación semi-controladas o totalmente controladas, las temperaturas diurnas y nocturnas se podrán especificar como un **conjunto de puntos discretos**, que corresponden a la configuración del termostato o del control ambiental por computadora. En las estructuras a cielo abierto, los viveristas deberán listar la temperatura ideal para esa etapa de crecimiento, y llevar un registro de la temperatura ambiente actual. Debido a que es más difícil el control preciso y no es tan crítica en el crecimiento de las plantas, la humedad relativa podría ser registrada como un punto específico o un rango permitido, por ejemplo, “60 – 80% durante la fase de establecimiento” (Cuadros 6.1.6 A/B). Otra información de tipo cultural es registrada acorde a la naturaleza del factor ambiental, y la capacidad de controlarlo. Por ejemplo, si los generadores de dióxido de carbono son usados en estructuras de propagación completamente

controladas, entonces podría ser registrado un valor meta de 1,000 partes por millón (ppm). En las estructuras semi-controladas o a cielo abierto, el **ambiente** debe registrarse en las labores culturales. El mismo procedimiento se realiza para el riego, la fertilización y otros factores culturales. Las plagas del vivero, que en ocasiones pueden ser limitantes para el crecimiento de las plantas, también deben registrarse en las labores culturales, junto con los planes de monitoreo y control.

La información acumulada de las labores culturales es valiosa para el monitoreo de los patrones de crecimiento de las plantas, así como la necesidad de identificar los requerimientos de los diferentes equipos de control ambiental, o de los diferentes tipos de estructuras de propagación.

### 6.1.3.3 Recolección y preparación de los propágulos

Uno de los errores más comunes cometidos por los viveristas novatos durante la planeación de los cultivos, es no prever suficiente tiempo para la recolección y preparación de las semillas, estacas o cualquier otro material de propagación. Algunas veces éstas son proporcionadas por los mismos clientes aunque en otras, las semillas deben ser adquiridas de una fuente comercial, o las estacas deben ser recolectadas por el mismo productor. Cuando las semillas de la mayoría de las especies forestales son vendidas por distribuidores de semillas, puede ser difícil encontrar la fuente apropiada para un proyecto de plantación a corto plazo (ver la sección 6.2.2 en este volumen para mayor información sobre la adquisición de semillas).

El procesamiento de semillas o estacas también lleva tiempo. Las semillas de muchas especies forestales para conservación no germinan fácilmente cuando son recién recolectadas o tomadas directamente del almacén, y requieren un periodo de remojo en agua, estratificación con frío húmedo, u otro tratamiento de pre-siembra que consume tiempo (Cuadros 6.1.5 A/B). Algunos tipos de estacas pueden ser recolectadas y usadas inmediatamente, aunque otras, especialmente las estacas de maderas

duras, requieren de un periodo de estratificación con frío húmedo. (ver los capítulos 2 y 3 de este volumen para una discusión mas detallada de estos tratamientos).

#### 6.1.3.4 Programación de las fases de crecimiento de la planta

Las fases de establecimiento, rápido crecimiento y endurecimiento son fácilmente incorporadas en la programación de la producción. La programación de las instalaciones proporcionan una visión general de cómo las fases de crecimiento encajan en el ciclo total del cultivo (Cuadros 6.1.5 A/B) y son útiles con fines de planeación general. La calendarización de las labores culturales de más corto plazo son útiles para mostrar los momentos realmente críticos en el ciclo del cultivo, cuando las condiciones ambientales deben modificarse radicalmente. Cuando la calendarización de las labores culturales impresa se coloca en las instalaciones de producción, ésta resulta ser una forma fácil de alertar tanto al encargado de la producción como al resto de la cuadrilla laboral. Por ejemplo, el cambio de la etapa de germinación a la etapa inicial de crecimiento, requiere una disminución de la temperatura y la humedad relativa (Cuadro 6.1.6A). Al mismo tiempo son encendidas las luces fotoperiódicas y los generadores de dióxido de carbono. La cuadrilla además, debe ser alertada para cambiar de nebulización frecuente a un riego periódico, que controlan el peso del bloque del contenedor, e iniciar la “**fertirrigación**” (inyectado de fertilizante líquido en el agua de riego, es decir, fertilización + irrigación). Una adecuada implementación y coordinación de los diversos cambios se puede realizar fácilmente con una programación detallada de las prácticas culturales, la cual puede ser consultada frecuentemente en el caso de que exista alguna confusión sobre las instrucciones específicas.

Del mismo modo, cuando el ambiente de propagación debe cambiarse para iniciar la fase de endurecimiento en la semana 20, una programación cultural bien diseñada ilustra completamente todo el proceso (Cuadro 6.1.6 B). Para especies como el abeto blanco (*Picea*

*glauca*) que muestran un crecimiento libre del brote, el desarrollo de la yema debe ser inducido mediante un cambio radical en el ambiente de propagación, sometiendo a las plantas a un “shock” fisiológico. Cuatro son los factores ambientales clave para desencadenar el proceso de endurecimiento: la temperatura, la duración del día, el agua y los nutrientes minerales, especialmente el nitrógeno. En este ejemplo, tanto las temperaturas diurnas como nocturnas se reducen sustancialmente, se apagan las luces fotoperiódicas y las plantas se les conduce a un estrés nutrimental, con riegos ligeros. El sustrato se deja secar y se reduce también el nivel de nitrógeno (Cuadro 6.1.6B). Una vez más, la programación del cultivo sirve para alertar al personal del vivero para el cambio en el ambiente de propagación y proporciona los detalles específicos para una fácil referencia (Información con mayor detalle de la fase de endurecimiento se proporciona en el capítulo 4 de este volumen).

**Cuadro 6.1.5A** Esta programación de las instalaciones muestra los requerimientos de planeación para el cultivo del pino blanco del oeste (*Pinus monticola*), con una base mensual para la plantación de otoño en el norte de Idaho.

Año uno												
	Ene	Feb	Mar	Abr	May	Jun	Jul	Ago	Sep	Oct	Nov	Dic
Etapa de crecimiento de las plantas										Estratificación de las semillas		
Requerimiento de espacio										Refrigerador		
Requerimiento de mano de obra										Limpieza de contenedores e invernadero		
Equipamiento y suministros									Semillas		Sustratos y fertilización	

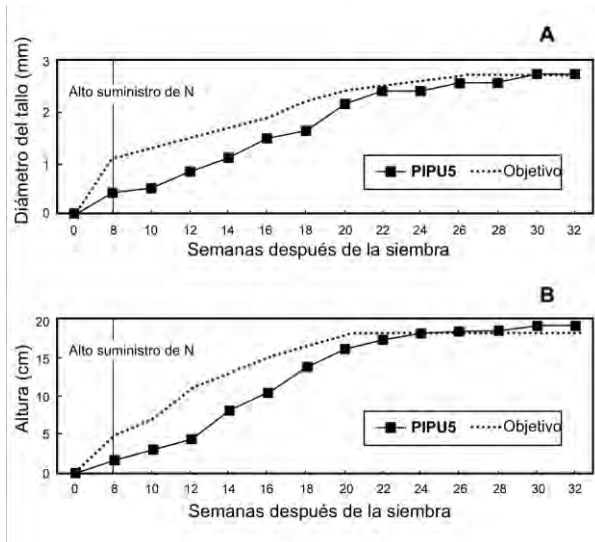
Año dos												
	Ene	Feb	Mar	Abr	May	Jun	Jul	Ago	Sep	Oct	Nov	Dic
Etapa de crecimiento de las plantas	Fase de Establecimiento		Fase de Rápido Crecimiento			Fase de Endurecimiento		Plantación				
Requerimiento de espacio	Invernadero						Casa sombra					
Requerimiento de mano de obra	Siembra	Aclareos					Cosecha		Carga de Camiones			
Equipamiento y suministros	Línea de siembra					Línea de Empaque		Banda Transportadora				

**Cuadro 6.1.5B** Esta programación de las instalaciones muestra los requerimientos de planeación para el abeto douglas (*Pseudotsuga menziesii*) de elevaciones altas con una base mensual, para la plantación de otoño en el norte de Idaho.

Año uno												
	Ene	Feb	Mar	Abr	May	Jun	Jul	Ago	Sep	Oct	Nov	Dic
Etapa de crecimiento de las plantas												
Requerimiento de espacio										Almacen		
Requerimiento de mano de obra										Limpieza de contenedores e invernadero		
Equipamiento y suministros										Semillas	Sustratos y fertilización	

Año dos												
	Ene	Feb	Mar	Abr	May	Jun	Jul	Ago	Sep	Oct	Nov	Dic
Etapa de crecimiento de las plantas	Estratificación de semillas	Fase de establecimiento	Fase de rápido crecimiento				Fase de endurecimiento		Plantación			
Requerimiento de espacio	Refrigerador	Invernadero					Cobertizo					
Requerimiento de mano de obra		Siembra		Deshije			Movimiento de plantas		Cosecha			
Equipamiento y suministros		Línea de siembra					Banda Transportadora		Línea de empaque			



**Figura 6.1.12** Los protocolos de propagación requieren ser ajustados cuando las plantas no están creciendo conforme a las especificaciones requeridas. En este ejemplo, cuando la tasa de fertilización con nitrógeno (N) se incrementó en la semana 8, tanto el diámetro de la raíz (A) como el crecimiento en altura (B) de esta *Picea pungens* se incrementó, alcanzando los estándares deseados al final de la estación (Cortesía de D. Wenny, Universidad de Idaho).

### 6.1.3.5 Prueba y ajuste de protocolos

Debe enfatizarse que los protocolos de propagación son sólo una guía y que el cultivo raramente se desarrollará tal como se ha proyectado. Debido a la variación de las condiciones climáticas año con año, así como los problemas culturales y operacionales imprevistos, será necesario continuar afinando los protocolos. Por lo tanto, los productores deberán monitorear el crecimiento de las plantas y las condiciones ambientales en el medio de propagación, y registrar cualquier discrepancia entre el desarrollo esperado y el observado. Tan pronto como la tasa de crecimiento o desarrollo de las plantas comience a desviarse significativamente del crecimiento proyectado, deberán realizarse cambios específicos en el nivel de uno o más de los factores ambientales. Por ejemplo, si la tasa de crecimiento de la planta de una especie comienza a detenerse más allá de la curva proyectada de la altura del brote, entonces deberá incrementarse el nivel de fertilización

con nitrógeno para tratar de acelerar el crecimiento del brote (Figura 6.1.12).

Cualquier cambio debe ser cuidadosamente anotado en los registros del cultivo y en consecuencia, ajustar la programación de la producción. De ser posible, el viverista deberá tratar de analizar la causa exacta para los ajustes necesarios, de forma tal que la programación de la producción de futuros cultivos sea aún más precisa.



**Cuadro 6.1.6A** Programación cultural para un cultivo de *Picea glauca* durante la fase de establecimiento de la planta.

<b>Cliente:</b> T. Planter		<b>Especies:</b> <i>Picea glauca</i>		<b>Fuente de semillas:</b> Zona 864-300 m	
<b>Especificaciones objetivo:</b>		<b>Altura:</b> 17 cm (12 a 25)		<b>Diámetro del tallo:</b> 3.0 mm (> 2.4)	
<b>Mes y semana</b>	3/13 – 3/19	3/20 – 3/26		3/27 – 4/2	4/3 – 4/9
<b>Semanas desde la Siembra</b>	1	2		3	4
<b>Ambiente de propagación</b>	Cobertizo				
<b>Etapa de crecimiento de la planta</b>	Fase de establecimiento – germinación		<b>Cambio del ambiente</b>	Fase de establecimiento – crecimiento temprano	
<b>Procesos culturales y de operaciones</b>					
<b>Fuerza laboral:</b> tamaño de la cuadrilla (horas hombre)					
<b>Temperatura:</b> valor diurno requerido (rango)	27°C (25 – 29 °C)			22 °C (20 – 24 °C)	
<b>Temperatura:</b> valor nocturno requerido (rango)	27°C (25 – 29 °C)			19 °C (17 – 21 °C)	
<b>Humedad relativa:</b> valor requerido (rango)	80% (70 – 90%)			70% (60 – 80%)	
<b>Luz:</b> ambiente	Luz solar plena			Luz solar plena	
<b>Luz:</b> fotoperiodo: intensidad y duración	Ninguno			Fotoperiodo de 20 horas HPS @ 250 a 400 lux	
<b>Dióxido de carbono:</b> rango y momento	Ninguno			Si – 800 a 1,000 ppm cuando las cortinas están abajo	
<b>Riego:</b> cantidad y frecuencia	Nebulización frecuente – Mantener la superficie del sustrato “húmedo pero no saturado”			Riego ligero – Mantener el sustrato a 80% del peso húmedo del bloque del contenedor	
<b>Fertilización:</b> nitrógeno (N) tasa y frecuencia	Ninguna			Fertirrigación a 100 ppm de N con cada riego	
<b>Manejo de plagas:</b> monitoreo de plagas y frecuencia	Verificación visual diaria. Fungicida preventivo para <i>damping-off</i>			Verificación visual diaria	

**Cuadro 6.1.6B** Programación cultural para el cultivo de *Picea glauca* ilustrando el cambio de la fase de rápido crecimiento a la fase de endurecimiento.

<b>Cliente:</b> T. Planter		<b>Especies:</b> <i>Picea glauca</i>		<b>Fuente de semillas:</b> Zona 864-300 m	
<b>Especificaciones requeridas:</b>		<b>Altura:</b> 17 cm (12 a 25)		<b>Diámetro del tallo:</b> 3.0 mm (> 2.4)	
<b>Mes y semana</b>	6/27 – 7/3	7/4 – 7/10		7/11 – 7/17	7/18 – 7/24
<b>Semanas desde la Siembra</b>	19	20		21	22
<b>Ambiente de propagación</b>	Cobertizo				
<b>Etapa de crecimiento de la planta</b>	Fase de rápido crecimiento		<b>Cambio del ambiente</b>	Fase de endurecimiento – inducción a la dormancia	
<b>Procesos culturales y de operación</b>	Con buen clima levantar las cortinas laterales			Cortinas laterales levantadas de manera permanente	
<b>Fuerza laboral:</b> tamaño de la cuadrilla (horas hombre)					
<b>Temperatura:</b> valor diurno requerido (rango)	22°C (20 – 24 °C)			12°C (10 – 14°C)	
<b>Temperatura:</b> valor nocturno requerido (rango)	18°C (16 – 20 °C)			10°C (8 – 12°C)	
<b>Humedad relativa:</b> valor requerido (rango)	60% (50 – 70%)			50% (40 – 60%)	
<b>Luz:</b> ambiente	Luz solar plena			Luz solar plena	
<b>Luz:</b> fotoperiodo intensidad y duración	Fotoperiodo de 20 horas HPS @ 250 a 400 lux			Ninguno – apagado de luces	
<b>Dióxido de carbono:</b> rango y momento	Si – 800 a 1,000 ppm cuando los extremos laterales están abajo			Ninguno – apagado de generadores	
<b>Riego:</b> cantidad y frecuencia	Ciclo húmedo – seco – Irrigar al 80% del peso húmedo del bloque			Estrés hídrico ligero – Irrigar al 75% del peso húmedo del bloque	
<b>Fertilización:</b> nitrógeno (N) tasa y frecuencia	Fertirrigación a 150 ppm de N con cada riego			Fertirrigación a 50 ppm de N con cada riego	
<b>Manejo de plagas:</b> monitoreo de plagas y frecuencia	Verificación visual cada semana			Verificación visual dos veces por semana – estar alerta por <i>Botrytis</i>	

## 6.1.4 Resumen

La planeación del cultivo es una parte fundamental, aunque en ocasiones pasada por alto en la propagación de plantas. El proceso de planeación debe considerar la biología de las especies, la variación genética deseada, la disponibilidad de los propágulos y los objetivos del proyecto de plantación. Con esta información, el productor decidirá qué será lo más apropiado, si la propagación por semilla o la propagación vegetativa.

La programación de la producción se puede dividir en tres fases de crecimiento de las plantas: establecimiento, rápido crecimiento y endurecimiento, con las especificaciones culturales descritas en un protocolo de propagación. La programación de la producción proporciona una buena manera de ilustrar las etapas en el protocolo y cómo éstas se relacionan en el tiempo. La información de las prácticas culturales puede ser adquirida de forma directa a través de la experiencia, de artículos publicados, o de consejos de otros productores. Independientemente de la fuente, los protocolos de propagación deben ser probados en el ambiente de un vivero específico, y requieren ser actualizados constantemente, a medida que se vaya adquiriendo mayor conocimiento cultural.

## 6.1.5 Referencias

### 6.1.5.1 Literatura citada

- BC Ministry of Forests. 1998. Provincial seedling stock type selection and ordering guidelines. Victoria, BC: British Columbia Ministry of Forests, Silviculture Branch. 71 p.
- Blazich FA, Hinesley LE. 1994. Propagation of Fraser fir. *Journal of Environmental Horticulture* 12(2): 112-117.
- Borland J. 1996. Changing your propagation paradigms. *American Nurseryman* 183(5): 24-29.
- Bowden R, Scagel RG. 1994. Long-term stock type trial results in B.C.: did stock performance meet today's standards? In: Landis TD, Dumroese RK, tech. coords. National Proceedings, Forest and Conservation Nursery Associations. Gen. Tech. Rep. RM-257. Fort Collins, CO: USDA Forest Service, Rocky Mountain Forest and Range Experiment Station: 93-98.
- Clements SE, Dominy SWJ. 1990. Costs of growing containerized seedlings using different schedules at Kingsclear, New Brunswick. *Northern Journal of Applied Forestry* 7(2): 73-76.
- Eggleston K. 1994. Personal communication. Coeur d'Alene, ID: USDA Forest Service, Coeur d'Alene Nursery.
- Finnerty TL. 1994. Native woody shrub propagation three key steps, part 1: know your plants. *Plant Propagator* 6(1): 16-17.
- Hartmann HT, Kester DE, Davies FT Jr, Geneve RL. 1997. *Plant propagation: principles and practices*. 6th ed. Englewood Cliffs, NJ: Prentice Hall. 770 p.
- Johnson F, Paterson J, Leeder G, Mansfield C, Pinto F, Watson S. 1996. Artificial regenerations of Ontario's forests: species and stock selection manual. For. Res. Info. Pap. 131. Sault Ste. Marie, ON: Ontario Forest Research Institute. 52 p.
- Kozłowski TT. 1971. Growth and development of trees. Volume 1, Seed germination, ontogeny, and shoot growth. New York: Academic Press. 443 p.
- MacDonald J. 1998. Personal communication. Fredericton, NB: Canadian Forest Service.
- McGilvray JM, Barnett JP. 1982. Relating seedling morphology to field performance of containerized southern pines. In: Guldin RW, Barnett JP., eds., Proceedings, Southern Containerized Tree Seedling Conference. Gen. Tech. Rep. SO-37, New Orleans: USDA Forest Service Southern Forest Experiment Station: 39-46.
- Mountz RD. 1993. Greenhouse and shadehouse production manual. Mason, IL: Illinois Department of Conservation, Mason State Nursery. 34 p.
- Munson RH, Nicholson RG. 1994. A germination protocol for small seed lots. *Journal of Environmental Horticulture* 12(4): 223-226.
- Powell GR. 1982. A comparison of early shoot development of seedlings of some trees commonly raised in the Northeast of North America. In: Proceedings, Northeastern Area Nurserymen's Conference; 1982 July 25-29; Halifax, NS. Truro: Nova Scotia Department of Lands and Forests: 1-24.
- Rose R, Carlson WC, Morgan P. 1990. The target seedling concept. In: Rose, R.; Campbell SJ, Landis TD, eds. Target Seedling Symposium: Proceedings, Combined Meeting of the Western Forest Nursery Associations; 1990 August 13-17; Roseburg, OR. Gen. Tech. Rep. RM-200. Ft. Collins, CO: USDA Forest Service, Rocky Mountain Forest and Range Experiment Station: 1-8.
- Schopmeyer CS, tech. coord. 1974. Seeds of woody plants in the United States. Agric. Handbk. 450. Washington, DC: USDA Forest Service. 883 p.



Thompson S. 1989. Environmental control of shoot growth in Scots pine, Sitka spruce and Douglas- fir seedlings. *Forestry (Supplement)* 62: 182-188.

van Steenis E. 1993. Targeting specific crop rearing procedures, forest seedling grower course. Surrey: British Columbia Ministry of Forests, Nursery Extension Services. 10 p.

Von Wuehlisch G, Muhs HJ. 1991. Environmental influences on juvenile shoot growth in *Picea abies*. *Scandinavian Journal of Forest Research* 6: 479-498.

Wenny DL, Dumroese RK. 1987a. A growing regime for containerized western larch seedlings. Bull. 42. Moscow, ID: University of Idaho, College of Forestry, Wildlife and Range Sciences. 8 p.

Wenny DL, Dumroese RK. 1987b. A growing regime for containerized ponderosa pine seedlings. Bull. 43. Moscow, ID: University of Idaho, College of Forestry, Wildlife and Range Sciences. 9 p.

Wenny DL, Dumroese RK. 1987c. A growing regime for containerized western white pine seedlings. Bull. 44. Moscow, ID: University of Idaho, College of Forestry, Wildlife and Range Sciences. 9 p.

Wenny DL, Dumroese RK. 1988. A growing regime for containerized grand fir seedlings. Bull. 45. Moscow, ID: University of Idaho, College of Forestry, Wildlife and Range Sciences. 8 p.

Wenny DL, Dumroese RK. 1990a. A growing regime for containerized western redcedar seedlings. Bull. 46. Moscow, ID: University of Idaho, College of Forestry, Wildlife and Range Sciences. 8 p.

Wenny DL, Dumroese RK. 1990b. A growing regime for container-grown spruce seedlings. Bull. 47. Moscow, ID: University of Idaho, College of Forestry, Wildlife and Range Sciences. 8 p.

Wenny DL, Dumroese RK. 1991. A growing regime for container-grown Scotch and Austrian pine seedlings. Bull. 48. Moscow, ID: University of Idaho, College of Forestry, Wildlife and Range Sciences. 8 p.

Wenny DL, Dumroese RK. 1992. A growing regime for container-grown Douglas-fir seedlings. Bull. 49. Moscow, ID: University of Idaho, College of Forestry, Wildlife and Range Sciences. 8 p.

Wood B. 1994. Conifer seedling grower guide. Smoky Lake, AB: Pine Ridge Forest Nursery. 73 p.

Young E, Hanover JW. 1978. Effects of temperature, nutrient, and moisture stresses on dormancy of blue spruce seedlings under continuous light. *Forest Science* 24(4): 458-467.

Young JA, Young CG. 1992. Seeds of woody plants in North America. Portland, OR: Dioscorides Press. 407 p.

#### 6.1.5.2 Referencias generales de propagación

Belcher E. 1985. Handbook on seeds of browse-shrubs and forbs. Tech. Pub. R8-TP8. Atlanta: USDA Forest Service, Southern Region. 246 p.

Dirr MA, Heuser CW Jr. 1987. The reference manual of woody plant propagation: from seed to tissue culture. Athens, GA: Varsity Press. 239 p.

Emery DE. 1988. Seed propagation of native California plants. Santa Barbara, CA: Santa Barbara Botanic Garden. 115.

Fulbright TE, Redente EF, Hargis NE. 1982. Growing Colorado plants from seed: a state of the art. Volume 2, Grasses and grasslike plants. Pub. FWS/OBS-82/29. Washington, DC: USDI Office of Biological Services, Fish and Wildlife Service. 113 p.

Landis TD, tech. coord. 1993. Proceedings, Western Forest Nursery Association; 1992 September 14-19; Fallen Leaf Lake, CA. Gen. Tech. Rep. RM-221. Ft. Collins, CO: USDA Forest Service, Rocky Mountain Forest and Range Experiment Station. 151 p.

Link E, ed. 1993. Native plant propagation techniques for national parks: interim guide. East Lansing, MI: Rose Lake Plant Materials Center. 240 p.

Macdonald B. 1986. Practical woody plant propagation for nursery growers. Volume 1 . Portland, OR: Timber Press. 669 p.

Murphy P, comp. 1984. The challenge of producing native plants for the Intermountain area; Proceedings, Intermountain Nurseryman's Association 1983 conference; 1983 August 8-11; Las Vegas, NV. Gen. Tech. Rep. INT-168. Ogden, UT: USDA Forest Service, Intermountain Forest and Range Experiment Station. 96 p.

Redente EF, Ogle PR, Hargis NE. 1982. Growing Colorado plants from seed: a state of the art. Volume 3, Forbs. Pub. FWS/OBS-82/30. Washington, DC: USDI Office of Biological Services, Fish and Wildlife Service. 113 p.

Rose R, Chachulski CEC, Haase DL. 1998. Propagation of Pacific Northwest native plants. Corvallis: Oregon State University Press. 248 p.

Tinus RW, McDonald SE. 1979. How to grow tree seedlings in containers. Gen. Tech. Rep. RM-60. Fort Collins, CO: USDA Forest Service, Rocky Mountain Forest and Range Experiment Station. 256 p.

Vories KC. 1981. Growing Colorado plants from seed: a state of the art. Volume 1, Shrubs. General Tech. Rep. INT-103. Ogden, UT: USDA Forest Service, Intermountain Forest and Range Experiment Station. 80 p.

## Apéndice A. Forma del protocolo de propagación

<b>Especies:</b>	<input type="checkbox"/> Método de propagación vegetativa
Ecotipo: _____	Tipo de estaca: _____
Sitio de plantación: _____	Recolector y fecha: _____
Fecha de plantación: _____	Tratamientos a las estacas: _____
	Enraizamiento %: _____
<b>Información de la planta objetivo:</b>	Momento para el trasplante: _____
Altura: _____	Tipo de Contenedor y Volumen: _____
Diámetro del tallo: _____	Sustrato: _____
Sistema radical: _____	Tiempo total de la cosecha: _____
	Fecha de siembra: _____
<b>Propagación y calendario del cultivo:</b>	Fecha y emergencia (%): _____
<i>Ambiente de propagación:</i>	Técnica de siembra/plantación: _____
<input type="checkbox"/> Método de propagación por semilla	Fase de establecimiento: _____
Fuente de semilla: _____	Fase de rápido crecimiento: _____
Recolector y fecha: _____	Fase de endurecimiento: _____
Semillas/Kg (lb): _____	Fecha de cosecha: _____
Germinación (%): _____	Condiciones de almacenamiento: _____
Pureza (%): _____	Duración del almacenamiento: _____
Procesamiento de la semilla: _____	Propagador: _____
Tratamiento de la semilla: _____	

## Apéndice B. Forma para la planeación de la producción del cultivo

Tipo de Sistema de Producción	Año uno												Año dos												Año tres				
	E	F	M	A	M	J	J	A	S	O	N	D	E	F	M	A	M	J	J	A	S	O	N	D	E	F	M	A	M
Contenedor 1 + 0 Plantación en otoño																													
Contenedor 1 + 0 Plantación en primavera																													
Contenedor 2 + 0 Plantación en verano																													
Cepellón + uno Plantación de Otoño																													
Legenda	<p>  Cuidado y tratamiento   Semillas o esquejes   Trasplante   Crecimiento activo   Cosecha   Endurecimiento   Almacenamiento   Dormancia   Plantación                 </p>																												

## Apéndice C. Forma para la programación de las instalaciones

Año uno												
	Ene	Feb	Mar	Abr	May	Jun	Jul	Ago	Sep	Oct	Nov	Dic
Etapa de crecimiento de las plantas												
Requerimiento de espacio												
Requerimiento de mano de obra												
Equipamiento e insumos												

Año dos												
	Ene	Feb	Mar	Abr	May	Jun	Jul	Ago	Sep	Oct	Nov	Dic
Etapa de crecimiento de las plantas												
Requerimiento de espacio												
Requerimiento de mano de obra												
Equipamiento e insumos												

## Apéndice D. Forma para la programación cultural

<b>Comprador:</b> _____ <b>Especies:</b> _____ <b>Fuente de semillas:</b> _____					
_____					
<b>Especificaciones requeridas:</b> _____ <b>Altura</b> _____ <b>Diámetro del tallo</b> _____					
_____					
<b>Semana y mes</b>					
<b>Semanas desde la siembra</b>					
<b>Medio de propagación</b>					
<b>Etapas de crecimiento de las plantas</b>					
<b>Labores culturales y de operación</b>					
<b>Mano de obra:</b> tamaño de la cuadrilla (horas hombre)					
<b>Temperatura:</b> valor diurno requerido (rango)					
<b>Temperatura:</b> valor nocturno requerido (rango)					
<b>Humedad relativa:</b> valor requerido (rango)					
<b>Luz:</b> ambiente					
<b>Luz: fotoperiodo:</b> intensidad y duración					
<b>Dióxido de carbono:</b> Tasa y tiempo					
<b>Riego:</b> cantidad y frecuencia					
<b>Fertilización:</b> Nitrógeno (N). Tasa y frecuencia					
<b>Manejo de plagas:</b> Monitoreo plaguicidas y frecuencia					

Blanco



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

**VOLUMEN 6**

**Propagación de Plantas  
Capítulo 2**

**Propagación por Semilla**

## Contenido

<b>6.2.1 Introducción.....</b>	<b>44</b>
6.2.1.1 Biología básica de las semillas.....	44
6.2.1.2 Importancia de la fuente de semillas.....	47
6.2.1.3 Semillas genéticamente mejoradas.....	51
<b>6.2.2 Obtención de semillas de alta calidad.....</b>	<b>52</b>
6.2.2.1 Recolección y procesamiento de semillas.....	52
6.2.2.2 Consideraciones cuando se compran semillas.....	54
6.2.2.3 Mejoramiento de la calidad de las semillas.....	54
Limpieza.....	55
Tamaño.....	55
<b>6.2.3 Pruebas a la semillas.....</b>	<b>57</b>
6.2.3.1 Muestreo.....	58
6.2.3.2 Medición de atributos físicos.....	60
Contenido de humedad.....	60
Pureza.....	61
Peso.....	62
6.2.3.3 Pruebas de germinación y viabilidad de la semilla.....	62
Pruebas de corte.....	63
Pruebas de tetrazolio.....	63
Análisis de rayos X.....	65
Pruebas de germinación.....	65
Nuevas pruebas.....	67
6.2.3.4 Interpretación de las pruebas de germinación.....	67
6.2.3.5 Cálculo de semilla pura viva.....	69
<b>6.2.4 Almacenamiento de semilla.....</b>	<b>70</b>
6.2.4.1 Clases de semillas almacenables.....	70
6.2.4.2 Condiciones críticas de almacenamiento: contenido de humedad y temperatura.....	70
6.2.4.3 Contenedores de almacenamiento.....	71
6.2.4.4 Longevidad de la semilla en almacenamiento.....	71
<b>6.2.5 Tratamientos de pre-siembra para romper la dormancia de semillas.....</b>	<b>74</b>
6.2.5.1 Tipos de dormancia.....	74
6.2.5.2 Semillas sin dormancia.....	74
6.2.5.3 Dormancia de la cubierta de la semilla.....	74
Remojos en agua caliente.....	75
Fuego o humo.....	76
Escarificación.....	76
6.2.5.4 Dormancia morfológica o del embrión.....	79
Estratificación con frío húmedo.....	79
Estratificación antes del almacenamiento.....	80
6.2.5.5 Dormancia doble o combinada.....	83
Estratificación con calor húmedo.....	83
Tratamientos combinados.....	84
Especies desafiantes.....	84
6.2.5.6 Nuevos tratamientos a la semilla.....	85
Remojos químicos.....	85
Cebado.....	85

<b>6.2.6 Tratamientos previos a la siembra para facilitar el manejo de semillas.....</b>	<b>87</b>
6.2.6.1 Revestimiento.....	87
6.2.6.2 Peletizado.....	87
<b>6.2.7 Limpieza y desinfección de semillas.....</b>	<b>89</b>
6.2.7.1 Enjuague con agua aireada.....	90
6.2.7.2 Esterilizantes químicos.....	90
6.2.7.3 Agua caliente.....	92
6.2.7.4 Plaguicidas.....	92
<b>6.2.8 Siembra.....</b>	<b>93</b>
6.2.8.1 Siembra directa.....	93
Determinación de la tasa de siembra por contenedor.....	93
Siembra manual.....	96
Equipos de siembra.....	96
6.2.8.2 Plantación de germinantes de la estratificación.....	98
6.2.8.3 Trasplante de emergentes de las charolas de siembra o "repique".....	99
6.2.8.4 Nuevas técnicas de siembra.....	101
Trasplante de minicepellones.....	101
Perforación fluida.....	103
Siembra de una sola semilla.....	103
<b>6.2.9 Tapado de semillas.....</b>	<b>105</b>
6.2.9.1 Tipos de coberturas.....	105
Textura.....	105
Acumulación de calor.....	105
Esterilidad.....	105
pH.....	105
Peso.....	105
6.2.9.2 Profundidad adecuada y uniforme.....	106
<b>6.2.10 Resumen.....</b>	<b>108</b>
<b>6.2.11 Referencias bibliográficas.....</b>	<b>109</b>
6.2.11.1 Literatura citada.....	109
6.2.11.2 Referencias generales para la propagación de semillas.....	115

## 6.2.1 Introducción

Por mucho, la mayoría de las especies forestales y de conservación son propagadas por semilla. Con base en el número de plantas, el 95% sería una estimación conservadora debido a la preponderancia de cultivar los árboles forestales comerciales a partir de semillas. Sin embargo, sobre la base del número de especies el porcentaje es menor debido a que muchas especies nativas sólo pueden reproducirse vegetativamente.

Existen razones biológicas y económicas por la popularidad de la reproducción por semilla. La primera y la más importante es conservar la amplia adaptación genética la cual es crítica para el establecimiento y crecimiento exitoso de las plantas, en un ambiente natural. La mayoría de los recursos naturales de la reforestación tienen el objetivo de conservar la variación natural de las especies plantadas, haciendo de la propagación por semilla la opción lógica. Adicionalmente, la propagación por semilla es casi siempre el método de propagación menos costoso; los costos comunes de siembras para especies forestales y de conservación variaron entre 0.25 centavos a 35 dólares por cada mil semillas en 1995 (Cuadro 6.2.1). Además, las semillas son fáciles de transportar y no están limitadas a restricciones fitosanitarias del material de propagación vegetativo (MacDonald, 1986). Por último, la propagación por semillas es ventajosa ya que las semillas de la mayoría de las especies pueden ser almacenadas por varios años.

El objetivo principal de la propagación por semilla es promover una germinación rápida y establecerse para su crecimiento en el contenedor. Para que esta actividad sea exitosa y consistente, los productores deben tener un conocimiento básico sobre la biología de las semillas.

### 6.2.1.1 Biología básica de las semillas

Los viveristas novatos deben entender las bases del desarrollo de frutos y semillas para asegurar que las semillas que se recolecten o

comprendan sean de alta calidad. Primeramente algunas definiciones (Bonner *et al.*, 1994):

**Fruto:** un ovario maduro que se desarrolla y envuelve la semilla después de la fertilización. Aunque este término es más comúnmente asociado con las angiospermas, la palabra fruto puede referirse a cualquier estructura que contiene semillas, incluidos los conos.

**Semilla:** un óvulo maduro que consiste de un embrión, su almacenamiento de nutrientes y una cubierta protectora.

Las plantas producidas en los viveros forestales y de conservación tienen muchos y diferentes tipos de frutos y semillas (Figuras 6.2.1 a 6.2.6), por lo cual, los viveristas deben estar familiarizados con las características de ambos. Cuando se les requirió propagar una planta desconocida, los productores sin experiencia deben consultar alguna de las referencias básicas indicadas en la sección 6.2.11. En particular, las referencias siguientes ofrecen una excelente cobertura de los principios básicos de la biología de las semillas: *Seeds of Woody Plants in the United States* (Semillas de Plantas Leñosas en los Estados Unidos) (Schopmeyer, 1974; Bonner en prensa), *Tree Seed Technology Training Course Manuals* (Manuales del Curso de Capacitación sobre la Tecnología de Semillas de Árboles) (Bonner *et al.*, 1994), *A Guide to the Biology and Use of Forest Tree Seeds* (Una Guía de la Biología y Uso de las Semillas de Árboles Forestales) (Leadem, 1996) y *Anatomy and Morphology of Conifer Tree Seed* (Anatomía y Morfología de Semillas de Coníferas) (Kolotelo, 1997).

La naturaleza ha diseñado frutos y semillas para asegurar su amplia diseminación y el éxito del establecimiento de las plantas, aunque muchas de estas adaptaciones ecológicamente útiles son en realidad un obstáculo para la fácil propagación de las semillas. De hecho, con fines de propagación, los frutos no tienen un uso y algunos tienen la función ecológicamente útil de retrasar la germinación de las semillas, pero frustrantes desde el punto de vista hortícola (Cuadro 6.2.2). Por ejemplo, la planta del

Chamisso (*Carex pachystachya*) aparentemente tiene un inhibidor químico de la germinación en la cáscara papirácea que envuelve las semillas, y con su simple eliminación en algunos lotes, la germinación se ha incrementado hasta un 70% (Trindle, 1995).

Los viveristas que recolectan sus propias semillas tendrán que separar de sus frutos aquellas viables y limpiarlas. Antes de comprar a un distribuidor de semillas o aceptar semillas de un cliente potencial, se debe hacer una inspección cuidadosa para asegurarse que han sido identificadas y limpiadas correctamente. En las coníferas esta inspección es relativamente fácil pero se vuelve más crítica cuando se trata de semillas de otras plantas forestales y de conservación que se cultivan con menos frecuencia. Sería frustrante descubrir justo antes de la siembra que un nuevo cliente ha recolectado la parte equivocada de la flor o el fruto, que todavía tienen que ser procesados. Por ejemplo, en un vivero al que se le solicitó producir algunas

plantas de Aliso (*Alnus* spp.) con semillas suministradas por el cliente, se descubrió que se habían recolectado los amentos masculinos en lugar de los conos femeninos.

Los frutos típicos de las plantas forestales y de conservación son de tres clases generales, y cada una requiere diferentes procedimientos de recolección y proceso de producción (Krugman *et al.*, 1974):

1. Frutos secos de semillas múltiples (“conos”) que liberan sus semillas en la madurez, por ejemplo, el abeto douglas (*Pseudotsuga menziesii*) (Figura 6.2.1A).
2. Frutos secos de una sola semilla que se separan de la planta madre en la madurez, por ejemplo *Carya* spp. (Figura 6.2.2A).
3. Frutos carnosos que se separan de la planta madre en la madurez con sus semillas encerradas, por ejemplo *Prunus* spp. (Figura 6.2.3A).

**Cuadro 6.2.1** Los costos de las semillas de especies forestales y de conservación mostrados en las Figuras 6.2.1 a 6.2.6 son relativamente baratos, aunque varían considerablemente debido a la dificultad de su recolección, procesamiento y peso de la semilla.

Especie	Costo (\$)		Número de semillas		Costo (\$)/1000 semillas
	Por kg	Por lb	Por kg	Por lb	
<i>Pseudotsuga menziesii</i> . Montañas rocosas	66	30	70,500	32,000	0.94
<i>Pseudotsuga menziesii</i> . Costa	132	60	88,200	40,000	1.50
<i>Prunus americana</i>	22	10	1,920	8,701	11.48
<i>Carya ovata</i>	7	3.5	220	100	35.0
<i>Acer circinatum</i>	33	15	10,190	4,620	3.25
<i>Populus tremuloides</i> *	1,433	650	7,938,000	3,600,000	0.18
<i>Purshia tridentata</i>	55	25	34,000	15,400	1.62

Fuente: Costos de 1995 del vivero Lawyer; información de las semillas de Schopmeyer (1974).

\* Sólo para colecciones especiales

**Cuadro 6.2.2** La presencia del fruto de *Magnolia grandiflora* reduce tanto el porcentaje como la tasa de germinación de las semillas.

Condición de la semilla	Tratamiento de la semilla	Germinación (%)	Tasa de germinación (días)
Semilla con fruto	Ninguno	29	125
Semilla con fruto	Remojo en agua por 24 hr	21	125
Semillas sin fruto	Ninguno	73	125
Semillas sin fruto	Remojo en agua por 24 hr	76	125
Semillas sin fruto	Estratificación con frío húmedo por 3 meses	~100	35

Fuente: Modificado de Dirr and Heuser (1987)

Las semillas de diferentes especies de plantas varían considerablemente en tamaño, apariencia y anatomía interna, aunque cada una se compone de tres partes básicas: embrión, tejidos de almacenamiento de alimentos, y la testa. El embrión es la nueva planta en miniatura que eventualmente se convertirá en la planta. Las semillas de algunas especies tienen embriones no desarrollados, mientras que las semillas de otras especies, como el *Pseudotsuga menziesii*, cuentan con embriones que parecen plantas en miniatura con hojas en la semilla (**cotiledones**), y un eje tallo-raíz indiferenciado que consiste en el **hipocótilo** y la **radícula** (Figura 6.2.1C). El tejido de almacenamiento de alimentos proporciona una fuente de nutrientes para la germinación de la semilla y el establecimiento de la planta. El cubierta de la semilla (testa) proporciona protección mecánica al embrión y evita la desecación.

Los viveristas deben familiarizarse con la anatomía de las semillas de las plantas que desean propagar, por varias razones:

1. Deben ser capaces de determinar si las semillas están maduras y viables cuando se recolectan los frutos o se compran semillas limpias.
2. El tipo de cubierta de la semilla y la condición del embrión pueden indicar si se necesita un tratamiento previo a la siembra.
3. La estructura de la semilla proporciona una idea sobre el tipo de cuidado requerido después de la germinación.

Por ejemplo, una semilla madura del *Pseudotsuga menziesii* tiene un embrión que es

por lo menos tres cuartas partes de la longitud de la cavidad de la semilla, y está envuelto por un megagametofito firme de color blanco ("endospermo") (Figura 6.2.1C). Las semillas con un embrión corto o con un megagametofito suave y lechoso, indica que los conos recolectados eran inmaduros. Por el contrario, una semilla madura de *Prunus* spp. (Figura 6.2.3B) tiene un embrión pequeño con enormes cotiledones, sin endospermo y una cubierta gruesa de la semilla que requiere de un tratamiento mecánico o químico, previo a la siembra. La semilla del álamo no tiene órganos importantes de reservas alimenticias, además de una testa delgada (Figura 6.2.5B), lo que implica que los germinantes resultantes serán relativamente débiles, requiriendo cuidadosas prácticas culturales. Una buena discusión sobre la anatomía y morfología de las semillas de coníferas comerciales puede encontrarse en Kolotelo (1997), incluyendo excelentes ilustraciones a color.

La genética de una semilla típica de conífera contiene una mezcla de tres distintos genomas. El embrión contiene una mezcla de genes masculinos y femeninos, aunque el megagametofito como la testa de la semilla son estrictamente femeninos. Esto tiene una importancia operativa debido a que la testa puede ser la causa de la dormancia de la semilla, si ésta inhibe la penetración del agua y el oxígeno, retrasando con ello la germinación. El megagametofito derivado de los genes femeninos también tiene una fuerte influencia sobre la germinación de la semilla y el establecimiento de la planta (El-Kassaby *et al.*, 1993a).

### 6.2.1.2 Importancia de la fuente de semillas.

Los conceptos de **fuentes de semillas** o de **procedencia** son de primordial importancia cuando se propagan plantas de especies forestales y de conservación a partir de semillas, y se refieren a la zona geográfica (zona semillera) en la que se recolectó la semilla. Las zonas semilleras de algunas especies son demasiado grandes mientras que las de otras especies pueden ser muy pequeñas. En las regiones montañosas la fuente de semillas puede también ser identificada por los rangos altitudinales, que pueden ser tan estrechos como de 152 m (500 pies) (Ver Figura 1.14A en el volumen 1 de esta serie).

La fuente de semillas afecta el desempeño de la planta en dos formas: la tasa de crecimiento y la tolerancia al frío. En general, las plantas producidas a partir de semillas recolectadas a mayores latitudes o altas elevaciones crecerán más lento, pero tienden a ser más resistentes al frío durante el invierno, que aquellas cultivadas a partir de semillas de elevaciones más bajas y de latitudes más meridionales. Por ejemplo, plantas de fresno producidas a partir de semillas recolectadas en el norte de Michigan, se volvieron más resistentes al frío a principios del año, y se endurecieron a una media de  $-38^{\circ}\text{C}$  ( $-36^{\circ}\text{F}$ ), en comparación con las semillas recolectadas al sur de Mississippi, las cuales endurecieron más lento, y sólo alcanzando su máximo endurecimiento a  $-27^{\circ}\text{C}$  ( $-16^{\circ}\text{F}$ ) (Alexander *et al.*, 1984). **Así que, a menos que las investigaciones muestren lo contrario, las semillas deben ser siempre recolectadas en la misma zona semillera en la cual las plantas deben ser establecidas.**

La investigación sobre la capacidad de adaptación genética puede probar que una fuente de semillas es superior para una región geográfica en particular. Por ejemplo, la fuente Río Niobrara en Nebraska (EUA) del pino ponderosa (*Pinus ponderosa* var. *ponderosa*) fueron sometidas a pruebas en diferentes localidades de las Grandes Planicies y se encontró que presentan significativamente mejor supervivencia, crecimiento y resistencia a la polilla del brote (Read, 1983). Del mismo modo, la investigación genética ha demostrado que las semillas de *Pinus taeda* de la región Livingston Parish en Louisiana, crecen más rápido y tienen mayor resistencia a las enfermedades, cuando son plantadas en todo el sur (Wells y Wakeley, 1966). Una investigación más intensiva puede identificar árboles específicos “plus” o “elite” que tienen una superioridad genética probada, y eventualmente desarrollar huertos semilleros de selección repetida y pruebas en campo. Sin embargo, para la mayoría de las especies forestales y de conservación, el rango y grado de adaptación es desconocido, por lo que las plantas deben siempre ser establecidas en su misma zona semillera de origen. Rudolf (1974) ha integrado la información disponible de las zonas recomendadas de recolección de semillas para un número importante de especies de coníferas del norte y oeste. Organismos forestales gubernamentales también han publicado guías para la transferencia de semillas (ver la sección 1.1.1.1 para mayor discusión sobre la importancia de las zonas de semillas en las prácticas culturales del vivero).

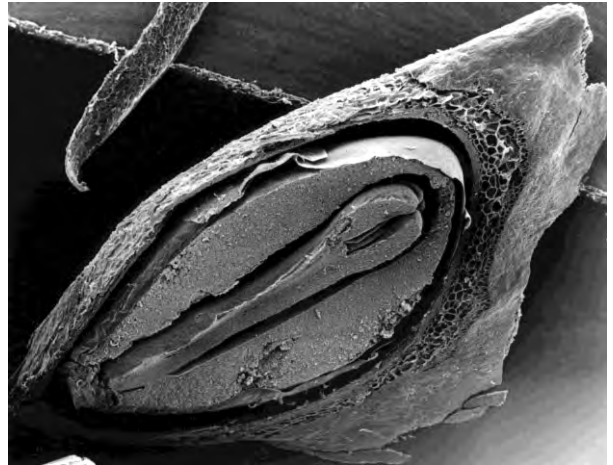




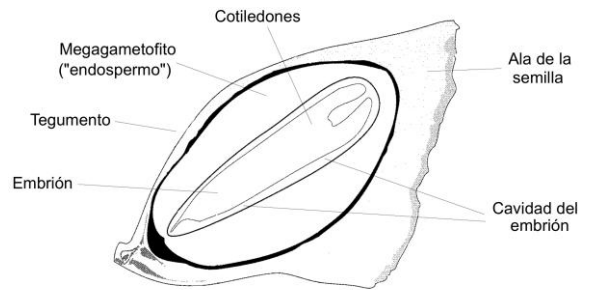
A



B



C

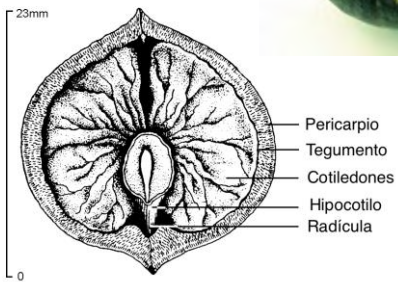


D

**Figura 6.2.1** Ejemplos de frutos y semillas típicas de plantas de especies forestales y de conservación (*Pseudotsuga menziesii*): **A**=cono, **B**=semilla, **C** y **D**=sección transversal de una semilla (C, cortesía de L.E. Manning, Servicio Forestal Canadiense).



2A



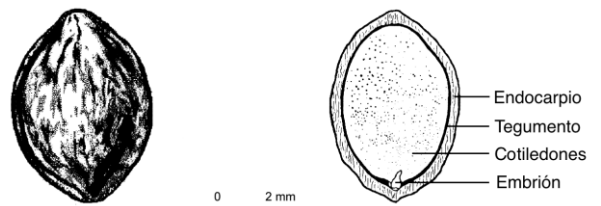
2B

2C

**Figura 6.2.2** Ejemplos de frutos y semillas típicos de plantas de especies forestales y de conservación (*Carya ovata*): **A**=fruto, **B**=semilla en su cáscara, **C**=semilla, sección transversal (A y B cortesía de Jim Rathert, Departamento de Conservación de Missouri; C, modificado de Bonner and Maisenhelder, 1974).



3A



3B

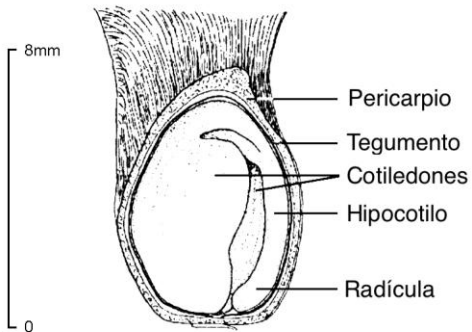
**Figura 6.2.3** Ejemplos de frutos y semillas típicos de plantas de especies forestales y de conservación (*Prunus americana*): **A**=fruto, **B**=semilla y sección transversal (A, cortesía de Randy Moench, Servicio Forestal del Estado de Colorado; B, de USDA, 1984).



A



B

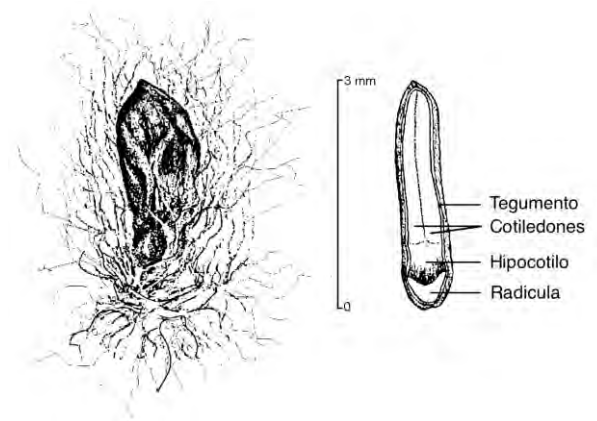


C

**Figura 6.2.4** Ejemplos de frutos y semillas típicos de plantas de especies forestales y de conservación (*Acer circinatum*): **A**=fruto, **B**=semilla, **C**=sección transversal de la semilla (C, de Olson and Gabriel, 1974).



A



B

**Figura 6.2.5** Ejemplos de frutos y semillas típicos de plantas de especies forestales y de conservación (*Populus tremuloides*): **A**=fruto, **B**=semilla y sección transversal (B, de USDA, 1948).





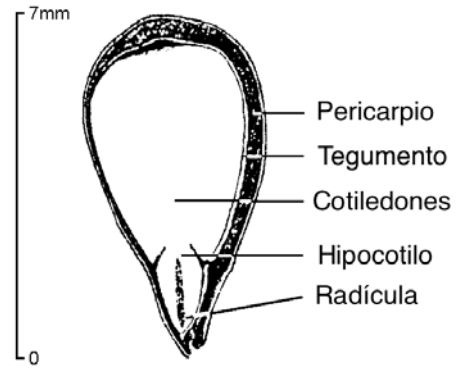
A



B



C



D

**Figura 6.2.6** Ejemplos de frutos y semillas típicos de plantas de especies forestales y de conservación (*Purshia tridentata*) **A, B** = fruto, **C**=semilla, **D**=sección transversal de la semilla (B y C, cortesía de Nancy Shaw, USDA Forest Service; D, de Deitschman *et al.*, 1974).

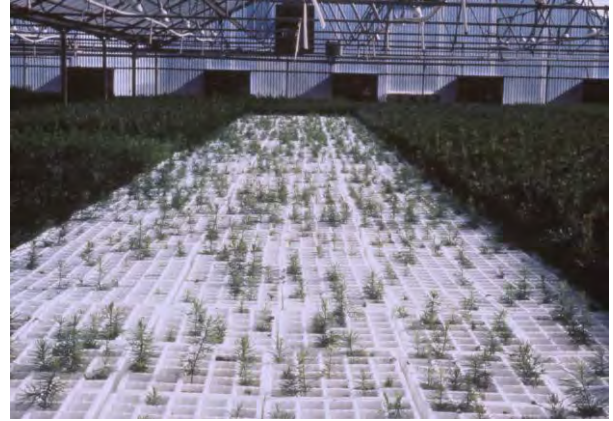
### 6.2.1.3 Semillas genéticamente mejoradas

Los clientes pueden especificar que sus plantas se cultiven a partir de semillas especialmente seleccionadas para contar con tasas de rápido crecimiento, resistencia a enfermedades u otros factores controlados genéticamente. Esta semilla especial puede ser considerablemente más cara así que se puede solicitar que la siembra se haga con una sola semilla. Las bases de la producción de semillas genéticamente mejoradas y el manejo de huertos semilleros se explica a detalle en Rudolf *et al.* (1974).

## 6.2.2 Obtención de semillas de alta calidad

La clave para la producción constante de plantas de alta calidad es la germinación rápida y uniforme de la semilla, y el crecimiento inicial vigoroso de la planta, por lo cual, no se debe soslayar la importancia de insistir en la calidad de las semillas. **Incluso las mejores prácticas en el vivero no podrán superar los problemas culturales resultantes de semillas de mala calidad.** De hecho, el continuo desarrollo de los viveros que producen en contenedor ha puesto de relieve la importancia de la calidad de la semilla. En los viveros comunes de producción a raíz desnuda, la germinación de la semilla se oculta a la vista, por lo que no resulta evidente el alto número de semillas que se pierden por organismos patógenos o por problemas con el clima. Por el contrario, las semillas sembradas en contenedores con sustratos estériles y germinadas bajo condiciones ideales, se pueden observar fácilmente, por lo que la baja calidad de la semilla es mucho más evidente (Figura 6.2.7). Los viveristas que siembran semillas baratas de calidad desconocida pagarán por su falsa economía. El costo de las semillas representa sólo 1% de la producción de plantas. Por lo tanto, el costo de comprar semillas de alta calidad puede ser fácilmente justificada cuando se compara con los costos del mantenimiento de un lote de semillas con muchas celdas vacías, y plantas débiles durante el resto de la temporada de crecimiento (ejemplos de costos de producción son proporcionados en el capítulo del Manejo del Vivero en el volumen 1 de esta serie).

El término **lote de semilla** debe ser abordado en este momento. Un lote de semillas es generalmente se define como la cantidad de semillas de la misma especie que fue recolectada de una fuente o zona de semillas, y que es de una calidad razonablemente uniforme. El término lote de semilla se lleva en todas las prácticas culturales del vivero, lo que significa que un lote de plantas son producidas a partir de ese particular lote de semillas.



**Figura 6.2.7** Semillas de mala calidad puede ser un desastre en un vivero de contenedores, debido a que se desperdicia un valioso espacio de la mesa de producción, durante la estación total de crecimiento.

### 6.2.2.1 Recolección y procesamiento de semillas

Algunos viveristas que producen planta de especies forestales y de conservación prefieren recolectar sus propias semillas ya que tienen un completo control del origen de la fuente y calidad de la semillas. También puede ser más económico recolectar y procesar si dicha recolección coincide con los tiempos en que el personal del vivero demanda trabajo adicional. Para algunas especies de conservación con un amplio rango de adaptación, las zonas de producción de semillas (Figura 6.2.8A) se pueden establecer justo en el mismo vivero, y en algunos casos, pueden establecerse barreras rompevientos con especies de la fuente de semilla deseada. Otros viveristas tienen la posibilidad de acudir a huertos semilleros (Figura 6.2.8B). Sin embargo, para la mayoría de las especies las semillas deben ser recolectadas cerca del sitio de plantación.



A



B

**Figura 6.2.8** Las semillas de especies forestales y de conservación pueden ser adquiridas de distribuidores comerciales o recolectadas por cuenta propia. Algunos viveros establecen áreas productoras de semillas (A) o tienen acceso a huertos semilleros (B).

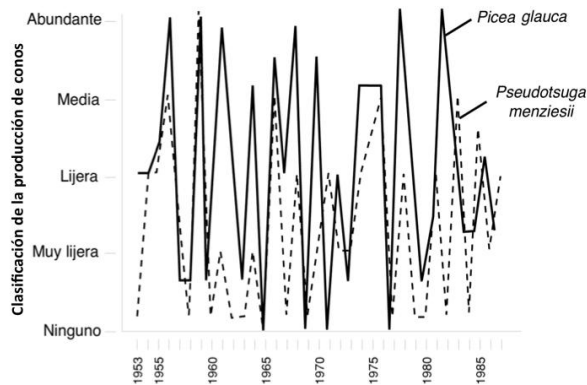
La recolección y procesamiento de las semillas requiere conocimientos técnicos y equipos especializados, por no hablar de un compromiso de tiempo considerable. Muchas especies forestales y de conservación no producen semillas cada año, y los cultivos de especies que crecen de la misma comunidad vegetal, no necesariamente producen cosechas en el mismo año (Figura 6.2.9). Incluso si lo hacen, los cultivos pueden estar muy dispersos y no producirse en la zona de semillas deseada. Además, la calidad de la semilla puede variar considerablemente entre años. Aunque algunas semillas de *Pseudotsuga menziesii* son producidas cada año, la producción abundante de conos se presenta desde cada dos hasta cada diez años. Otros árboles como arces y fresnos,

producen al menos pocas semillas cada año. Las semillas de determinadas especies siempre son difíciles de encontrar. Por ejemplo, semillas de *Larix occidentalis* siempre son escasas, aún y cuando se presenta una buena producción de conos, los problemas con la polinización y la depredación por insectos provocan que la recolección de semillas sea casi imposible (Danielson and Riley, 1995). En buenos años semilleros, la recolección y procesamiento de las semillas puede tardar varias semanas o meses para concluirse, y posteriormente deberán ser almacenadas de manera apropiada hasta que vayan a sembrarse.

Las semillas de algunas especies son almacenadas tan mal que los viveros necesitarán recolectar semillas nuevas para cada cultivo. Por ejemplo, las bellotas de *Quercus douglasii* deben ser cosechadas frescas – directamente de las ramas – debido a que las que se encuentran en el suelo se han desecado, lo cual reduce en gran medida la calidad de la semilla. Sin embargo, esta especie tienen una ventana de recolección inusualmente amplia de dos meses. Cuando las bellotas fueron recolectadas de manera apropiada sin permitir que se sequen, el porcentaje de germinación fue consistentemente superior al 90% durante todo el periodo (McCreary and Koukora, 1990). Todo ello enfatiza la importancia de conocer la biología básica de las especies antes de intentar propagarlas.

Los viveros de los gobiernos federal y estatal comúnmente realizan su propia recolección de semillas, procesamiento y almacenamiento, por lo cual son excelentes fuentes de información para los viveristas inexpertos. (El tema de la recolección de semilla y su procesamiento es demasiado complicado para cubrirlo aquí con mayor detalle, por lo cual el lector deberá referirse a las fuentes bibliográficas en la sección 6.2.11).





**Figura 6.2.9** La mayoría de las especies forestales y de conservación no producen una buena cosecha de semillas todos los años, tal como se ilustra por los patrones de producción de conos de estas coníferas comerciales (modificado de Eremko *et al.*, 1989)

### 6.2.2.2 Consideraciones cuando se compran semillas

Muchos viveristas producen plantas con semillas que han adquirido de distribuidores comerciales, o de las semillas suministradas a menudo por el cliente. Como se mencionó con anterioridad, es imprescindible insistir en la fuente apropiada cuando se compran semillas, y por tanto, **es una buena idea preguntar a los distribuidores cuáles fuentes de semillas de una especie en particular tienen en su inventario**, en lugar de especificar la fuente que desea comprar. Algunos comerciantes sin escrúpulos siempre pretenderán ser capaces de llegar a cualquier fuente de semilla requerida, si se quiere realizar una venta dolosa. Si se es un productor inexperto será una buena idea el llamar a los viveristas locales para averiguar los nombres de los distribuidores de semillas de buena reputación. El laboratorio nacional de semillas del Servicio Forestal del Departamento de Agricultura de los Estados Unidos ha publicado una referencia práctica denominada “Proveedores comerciales de semillas de árboles y arbustos en los Estados Unidos” (USDA Forest Service, 1995). Esta publicación está disponible en versión impresa o puede ser obtenida de internet en la página de Plantas, Viveros y Mejoramiento de Árboles en la siguiente dirección:

> [willow.ncfes.umn.edu/snti/snti.htm](http://willow.ncfes.umn.edu/snti/snti.htm) <

Posteriormente, se debe tener siempre la certeza de que las semillas han sido probadas en cuanto a **calidad**. En particular, se necesitan pruebas de germinación, porcentaje de pureza, y peso de las semillas, para calcular correctamente la tasa de siembra. Si los datos de las pruebas no están disponibles para la fuente requerida, el costo de las semillas deberá ser menor, debiendo ajustar la fecha de siembra hasta que las pruebas se hayan realizado. Las pruebas de tetrazolio a menudo son realizadas a las especies forestales y de conservación, aunque son menos precisas que las pruebas de germinación estándar. Si bien es posible tener una conjetura de la viabilidad de las semillas con las pruebas de corte y sobresembrar lo suficiente como para compensar la variación estimada, esto nunca se recomienda. El espacio de producción en los viveros de contenedor es demasiado valioso como para jugar con semillas de calidad desconocida. Aunque no existen gangas en semillas de alta calidad, siempre valdrá la pena el precio y el esfuerzo por localizarlas (Las pruebas a las semillas se analizan con detalle en la sección 6.2.3).

La cantidad de semillas requeridas para producir un determinado número de plantas dependerá de la información de las pruebas a las semillas (ver la sección 6.2.8.1 para cálculos de siembra).

### 6.2.2.3 Mejoramiento de la calidad de las semillas

Los viveristas que compran semillas deben esperar semillas limpias y puras de alta calidad, pero aquellos que recolectan y procesan sus propias semillas requerirán mejorar ciertos lotes. Aunque no es posible mejorar directamente la calidad de las semillas de forma individual, el mejoramiento aumenta el rendimiento potencial del lote de semillas, mediante la eliminación de semillas inmaduras, vacías, dañadas y débiles.



La limpieza y el mejoramiento de las semillas es un arte de alta especialización que no puede ser analizado con adecuado detalle en esta publicación. La información más exhaustiva sobre la recolección de semillas de plantas leñosas y su procesamiento, se encuentra en *Semillas de Plantas Leñosas en los Estados Unidos (Seeds of Woody Plants in The United States)* (Schopmeyer, 1974; Bonner, en prensa), y en *Métodos y Procedimientos para Pruebas de Semillas de Árboles en Canadá (Methods and Procedures For Testing Tree Seeds in Canada)* (Edwards, 1987). Para una discusión de los conceptos básicos y los equipos disponibles para el procesamiento de semillas de coníferas, el lector deberá referirse al *Catálogo de Equipos para Viveros a Raíz Desnuda (Bareroot Nursery Equipment Catalog)* (Lowman et al., 1992), o al *Curso de Entrenamiento sobre Tecnología de Semillas de Árboles: Manual del Instructor (Tree Seed Technology Training Course: Instructor's Manual)* (Bonner et al., 1994). Mayor información sobre la recolección y procesamiento de semillas de especies latifoliadas y arbustos se incluye en la *Guía de Viveros de Especies Leñosas (Hardwoods Nursery Guide)* (William and Hanks, 1994), así como en *Recolección, Procesamiento y Germinación de Semillas de Plantas Forestales Occidentales (Collecting, Processing, and Germinating Seeds of Western Wildland Plants)* (USDA Agricultural Research Service, 1981), que cubre otras plantas nativas.

Si entre viveros se proporcionan semillas que requieren recibir un proceso de mejora antes de ser sembradas, las siguientes técnicas son útiles.

**Limpieza.** Los viveros pueden tener que re-limpiar algunos lotes de semillas antes de que sean sembrados, especialmente si se utilizan sembradoras de precisión. Aunque la mayoría de los viveros no suelen tener toda la gama de equipos para la limpieza de semillas, hay algunos procedimientos sencillos para mejorar los lotes. La máquina básica para la limpieza de las semillas es la criba (o tamiz) de flujo de aire, la cual utiliza una combinación de cribas y un flujo de aire que remueve los residuos. Una pequeña “versión de oficina” es ideal para

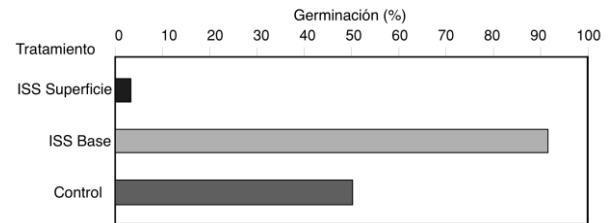
trabajos pequeños de mejoramiento. Estas limpiadoras son relativamente baratas y pueden ser usadas para limpiar pequeños lotes, por tres propiedades físicas: tamaño, forma y densidad (Bonner et al., 1994). Otra forma rápida y simple de remover semillas vacías de algunas especies es por flotación – el principio es que las semillas pesadas y llenas se hunden en el agua, y aquellas livianas, vacías o dañadas, flotarán. Sin embargo, este procedimiento necesita ser verificado cuidadosamente con una prueba de corte, ya que algunas semillas llenas flotarán si las burbujas de agua son atrapadas en la cubierta, y las semillas vacías podrán sumergirse si están sucias.

Una nueva técnica prometedora para el mejoramiento de lotes de semillas de pino y picea es el método ISS (Incubación – Secado – Separación), el cual separa semillas llenas inviables de aquellas llenas viables (Simak, 1984). Las semillas se remojan en agua a 15°C (59°F) para obtener imbibición completa, y luego se secan a 25°C (77°F) para crear diferencias en el contenido de humedad de la semilla. Durante el secado, las semillas viables retendrán mayor humedad que las no viables, por lo que esta diferencia de peso puede ser utilizada para separar las dos fracciones por flotación en agua (Figura 6.2.10). El método ISS está siendo evaluado y desarrollado, y tiene potencial como una técnica simple para mejorar la calidad de los lotes de semillas (Bergsten, 1993). El trabajo operacional ha demostrado que un lote de semilla de *Pinus contorta* podría ser mejorado de un 85% de capacidad de germinación a 90%, usando esta técnica. Algunas veces, entre más pobre es el lote de semillas, mayor será la ganancia mediante el uso de la técnica del ISS: un lote de semillas de *Pseudotsuga menziesii* que había sido dañado durante su procesamiento se elevó en su capacidad de germinación de un 17% a 96% (Edwards, 1993).

**Tamaño.** Algunas especies y lotes de semillas muestran una variación considerable en el tamaño de semilla, por lo cual podría generar varias ventajas al separar las semillas antes de la siembra, ya sea mediante el uso de cribas o por gravedad. Los beneficios potenciales al

vivero por la separación de las semillas son: (1) facilidad de siembra con equipos mecánicos, (2) una completa y más rápida germinación y (3) mayor uniformidad en la densidad de las plántulas, lo cual se traduce en una mayor eficiencia del uso de la semilla (Belcher *et al.*, 1984). En una revisión de la literatura se encontró que el tamaño de la semilla tuvo una correlación significativa con la tasa de germinación en un 50% de las veces, y con el tamaño de las plantas en un 84% (Bonner, 1987). Algunos viveros del sur que producen en contenedor rutinariamente miden sus semillas de pino y han encontrado que las semillas de tamaño medio a medio-grande producen las mejores plantas (Barnett and McLemore, 1984). Sin embargo, en ensayos con otras especies de árboles no han mostrado que la separación sea operacionalmente útil. También se encontró que el tamaño de la semilla no tuvo un efecto significativo en los atributos de plantas de *Pseudotsuga menziesii* (El-Kassaby *et al.*, 1992) o de *Picea sitchensis* (Chaisurisri *et al.*, 1994). Dumroese and Wenny

(1987) encontraron que aunque las semillas grandes de *Pinus strobus* germinaron más rápida y completamente, la altura final y el diámetro del tallo resultaron ser no significativamente diferentes que las plantas producidas con semillas a granel (Cuadro 6.2.3). Por lo tanto, para la mayoría de las especies forestales y de conservación, la separación de semilla como un proceso independiente probablemente no valga la pena.



**Figura 6.2.10** En el procedimiento de Incubación–Secado–Separación (ISS) las semillas buenas son más pesadas y se sumergen hacia la base durante la flotación; esta técnica fue utilizada para mejorar significativamente la calidad de este lote de semillas de *Pinus sylvestris* (modificado de Bergsten, 1993).

**Cuadro 6.2.3** La separación de semillas de *Pinus sylvestris* mejoraron la germinación, comparado con las semillas a granel, aunque no mejoraron el tamaño final de las plantas producidas en contenedor.

Clase de tamaño de las semillas	Semillas/kg	Germinación total(%)	Tasa de germinación (días)	Altura de las plantas (cm)	Diámetro del tallo (mm)
Pequeña	60,990 c	50 c	23 c	10.5 a	2.8 a
Mediana	49,260 b	61 b	22 b	10.4 a	2.7 a
Grande	39,073 a	71 a	19 a	11.9 a	3.0 a
Semillas a granel	48,422 b	61 b	22 b	11.3 a	2.8 a

Fuente: Modificado de Dumroese and Wenny (1987).

Las diferentes letras en las columnas indican diferencias estadísticamente significativas con un margen de error de < 0.05

### 6.2.3 Pruebas a la semillas

Semillas de alta calidad son esenciales para producir de manera constante cultivos de plantas superiores, y la única forma de determinar la calidad de las semillas es mediante pruebas. Aunque grandes viveros de contenedores pueden realizar algunas pruebas en sus propias instalaciones, la mayoría de los viveros utilizan los servicios de laboratorios comerciales de semillas. Comúnmente, las compañías tendrán sus semillas analizadas antes de ofertarlas para su venta, aunque en otros casos, los viveristas deberán realizar las pruebas a las semillas por cuenta propia. Para asegurar que los resultados sean comparables, las pruebas realizadas por los laboratorios alrededor del mundo siguen los estándares internacionales de los procedimientos de la Asociación Internacional de Pruebas de Semillas (ISTA, 1985). Estas reglas deben ser seguidas sin importar si las semillas son intercambiadas o compradas, debido a que la venta de semillas forestales está regulada por ley en algunos estados y en muchos países (Hartmann *et al.*, 1997). Sin embargo, los viveristas deben observar que estos procedimientos de pruebas a las semillas altamente regulados pueden no ser aplicables bajo condiciones operacionales en el vivero, y deben estar preparados para modificarlos cuando resulte apropiado. Por ejemplo, la prueba de germinación estándar se realiza bajo condiciones ideales en una cámara de germinación. Esto puede dar un buen indicador del desempeño de la semilla bajo medios de producción totalmente controlados, pero puede ser pobremente correlacionado con el desempeño, en una estructura de producción a cielo abierto.

Los análisis de las semillas toman tiempo, comúnmente de 4 a 6 semanas. Por ello, los viveristas deberán preguntar a sus clientes si sus semillas han sido analizadas, o deben considerar un tiempo para que las pruebas se realicen antes de que éstas sean preparadas para su siembra. Aún si los viveros compran todas sus semillas, los productores deberán tener un conocimiento básico de las diversas

etapas de las pruebas a las semillas, y comprender la terminología técnica que les permitan comunicarse fácilmente con los proveedores de semillas y el personal de los laboratorios. Se debe tener certeza de que los laboratorios son miembros de la Asociación de Analistas Oficiales de Semillas (AAOS) para asegurarse de que sus procedimientos de análisis cumplen con las directrices establecidas. El Laboratorio Nacional de Semillas de Árboles puede realizar todo tipo de pruebas de semillas o recomendar otro laboratorio confiable:

USDA Forest Service National Tree  
Seed Laboratory 5156 Riggins Mill  
Road Dry Branch, GA 31020-9696  
Tel: 912/751-3552 Fax: 912/751-3554  
E-Mail: seedlab@ix.netcom.com  
Website:  
[http://willow.ncfes.umn.edu/seed\\_lab/n\\_tsl\\_01.htm](http://willow.ncfes.umn.edu/seed_lab/n_tsl_01.htm)

Los procesos de análisis de semillas pueden ser divididos en tres operaciones secuenciales:

1. El lote de semillas debe ser muestreado en una forma estadísticamente válida de forma que las pruebas reflejen la naturaleza real de la totalidad del lote.
2. Pruebas de las propiedades físicas (contenido de humedad, peso de 1000 semillas y pureza) deben concluirse antes de que las semillas sean almacenadas, lo cual también es necesario para calcular las tasas de siembra.
3. Las semillas deben ser analizadas en cuanto a viabilidad para dar una estimación de qué tan rápida y completamente germinarán, y qué tan bien crecerán después de que sean sembradas.

Las pruebas actuales pueden ser divididas en físicas y de viabilidad. Las pruebas físicas de las semillas son comúnmente realizadas sólo una vez, cuando el lote de semillas es recolectado y procesado, debido a que los resultados normalmente no cambian con el tiempo. Las pruebas de viabilidad deben también ser realizadas después de que las semillas son

recolectadas, aunque, debido a que la calidad de las semillas cambiarán durante el almacenamiento, la viabilidad de los lotes de semilla almacenados deben ser obtenidos en intervalos de 2 a 3 años, para asegurar que la calidad no ha disminuido significativamente. Las semillas de algunas especies pueden ser almacenadas de manera exitosa por muchos años, mientras que otras deben sembrarse en forma inmediata (el almacenamiento de semillas es discutido a detalle en la sección 6.2.4 de este volumen). Cualquier análisis de semilla es sólo tan bueno como la técnica de muestreo que fue usada para seleccionar la muestra de prueba, por lo tanto el lote de semilla, deberá ser apropiadamente muestreado.

### 6.2.3.1 Muestreo

La recolección de las muestras de semillas es extremadamente importante por dos razones. Primero, la muestra debe ser representativa de la totalidad del lote de semillas, y segundo, los laboratorios de análisis requieren una cierta cantidad de semillas para realizar cada tipo de prueba. La mejor prueba de calidad a la semilla sólo puede ser aplicada a la muestra obtenida para su análisis y por lo tanto, si la muestra no refleja verdaderamente las características de la totalidad del lote, los resultados serán inútiles. Un lote de semillas es definido como la cantidad total de semillas de una especie y ecotipo, de una localidad en particular en una fecha única de recolección. Aún dentro de la misma zona de semillas, la calidad cambia entre diferentes localidades y la madurez se modifica con el tiempo, incluso de semana a semana (ver la sección 6.2.2 para discusiones adicionales de estos términos).

La definición del lote de semillas también dependerá de sus objetivos, así como del tipo de prueba que se esté haciendo. Durante el procesamiento inicial de las semillas, el lote consistirá de todos los contenedores obtenidos de esa recolección y por ello, cada contenedor debe ser muestreado. Sin embargo, después de que las semillas han sido almacenadas, la población de muestreo puede consistir de solo una parte de la totalidad del lote, dependiendo de los objetivos de la prueba. La mayoría de las

pruebas de atributos físicos, como la pureza y peso, no cambiarán con el tiempo, por lo tanto, la población de muestreo será siempre la totalidad del lote. Sin embargo, como se mencionó en la sección previa, la viabilidad de las semillas cambiará con el tiempo, por lo cual la población de muestreo deberá cambiar en cada situación. En el caso de que se cuente con un lote particular de gran tamaño en almacenamiento, se deberá obtener sólo la prueba de germinación de la cantidad de semilla que se estará sembrando para el cultivo en curso. Por ejemplo, si se cuenta con 25 kg (55 lb) de semilla de *Pinus ponderosa* en almacenamiento, y se requiere sembrar sólo 5 kg (11 lb) en ese año, se deberá tratar esa cantidad como un lote de semillas y analizarlo en forma separada. Los restantes 20 kg (44 lb) de la semilla almacenada constituirá a partir de ese momento, un lote separado y deberá ser analizada su viabilidad nuevamente la próxima vez que vaya a usarse. El contenido de humedad también cambia cuando un lote de semillas es retirado del almacenamiento refrigerado, en cualquier lapso de tiempo. Sin embargo, tanto la pureza como el peso de las semillas seguirá siendo el mismo en ambos lotes.

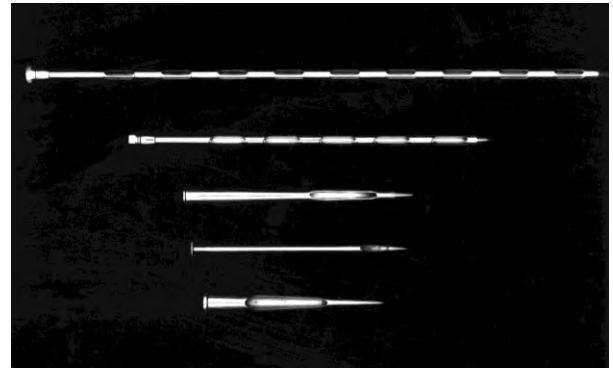
Una vez que el lote de semillas ha sido definido, éste debe ser muestreado de forma sistemática con las técnicas y herramientas apropiadas. Las herramientas adecuadas de muestreo y los procedimientos dependen del tipo de semillas y tamaño del lote. Las semillas de libre-flujo, como los pinos (*Pinus spp.*) y el capulín (*Prunus americana*) generalmente son muestreados con una sonda hueca particionada denominada "muestreador" (Figura 6.2.11). El muestreador cerrado se inserta en el contenedor de semillas en un plano diagonal y después abrirlo para capturar semillas simultáneamente, de diferentes niveles. Las semillas con formas irregulares y aquellas con alas, las cuales incluyen muchos arbustos nativos, son comúnmente muestreados en forma manual. La mano se inserta con la palma extendida y posteriormente los dedos estirados se juntan y se saca una cantidad igual de semillas de diferentes ubicaciones en el contenedor (Stein

*et al.*, 1986). Especies con semillas grandes como los encinos y los nogales son particularmente difíciles de muestrear por lo que puede ser necesario extraerlas de sus contenedores de almacenamiento para obtener una muestra representativa. Si el lote de semillas es almacenado en diferentes contenedores, las muestras deben ser extraídas de cada contenedor, al menos de cinco diferentes posiciones en ambos planos, horizontal y vertical (Gordon, 1992).

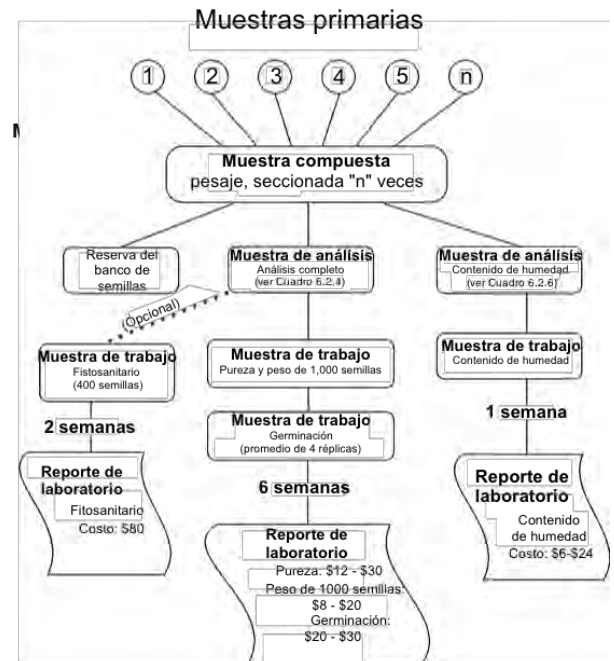
Los analistas de semillas usan una terminología estándar para las etapas de los procesos de muestreo y análisis, por lo cual los viveristas deben estar familiarizados con estos términos (Booner *et al.*, 1994). Las “muestras primarias” son recolectadas del lote de semillas completo, y después mezcladas para formar una “muestra compuesta” de la cual la “muestra de análisis” será enviada al laboratorio de pruebas (Figura 6.2.12). La cantidad de semillas requeridas para realizar un amplio rango de pruebas, varía de 2,500 a 5,000 semillas, excepto para las especies de semillas grandes para las cuales 500 semillas es suficiente. Con base en el peso, la muestra de análisis variará de 25 a 240 g (0.9 a 8.5 oz), para la mayoría de las coníferas, aunque puede alcanzar un máximo de hasta 1 kg (2.2. lb) para especies de semillas grandes (Cordon, 1992). La cantidad de semillas a ser analizadas dependerá también de su tamaño y de la densidad. Algunas muestras de semillas a analizar para una variedad de especies forestales y de conservación, se incluyen en la Cuadro 6.2.4. Sin embargo, los requerimientos pueden variar entre laboratorios, por lo cual siempre será una buena idea contactarlos previo a obtener la muestra a fin de tener certeza de ello.

Todas las muestras de semillas deben ser empaçadas en contenedores rígidos para su protección durante el envío y enviarlas al laboratorio por la vía más rápida posible. Si se prevé obtener el contenido de humedad, entonces las semillas deberán ser colocadas en una bolsa plástica para retardar la pérdida de humedad. Sin embargo, las especies con alto contenido de humedad pueden calentarse o formar moho durante su envío, por lo que las

muestras deberán mantenerse fuera del alcance de la luz directa del sol y enviarse a la brevedad (Gordon, 1992).



**Figura 6.2.11** El muestreador de semillas es utilizado para recolectar una muestra representativa de semillas de coníferas de diferentes niveles en contenedores de gran tamaño (Stein *et al.*, 1986).



**Figura 6.2.12** Las semillas pueden ser analizadas para diferentes atributos de calidad mediante la recolección de “muestras primarias” del lote completo para conformar una “muestra compuesta”, la cual posteriormente es dividida para formar las “muestras de análisis”, las cuales son enviadas al laboratorio de pruebas (modificado de Edwards and Wang, 1995).

**Cuadro 6.2.4** Tamaños recomendados de la muestra para un análisis “completo” de la semilla en cuanto a pureza, germinación y peso de 1000 semillas.

Especies	Número de semillas promedio		Tamaño de muestra de análisis	
	Por kg	Por lb	g	oz
<i>Alnus rubra</i>	1,470,000	666,000	15	0.5
<i>Eucalyptus grandis</i>	705,600	320,000	60	2.1
<i>Juglans nigra</i>	88	40	500 semillas	---
<i>Liquidambar styraciflua</i>	180,800	82,000	30	1.0
<i>Pinus taeda</i>	40,130	18,200	140	4.9
<i>Populus tremuloides</i>	7,940,000	3,600,000	5	0.2
<i>Quercus rubra</i>	275	125	500 semillas	---
<i>Robinia pseudoacacia</i>	52,920	24,000	100	3.5

Fuente: Modificado de ISTA (1985)

Cada muestra debe ser acompañada con la siguiente información:

- Nombre completo, dirección, número de teléfono y fax del remitente
- Fecha de muestreo y de la recolección original
- Especies, fuente de semillas y cualquier otra información de identificación específica
- Cantidad de semillas remitidas y del total del lote
- Tipo y temperatura de almacenamiento
- Tiempo disponible para el análisis

Si hay poco tiempo antes de la siembra, entonces el laboratorio puede recomendar una estimación rápida de viabilidad en lugar de las pruebas estándar de germinación, la cual tomará al menos de 4 a 6 semanas. Con especies como el pino blanco del oeste (*Pinus monticola*) que requiere largos periodos de estratificación, las pruebas pueden tomar de 4 a 6 meses.

Una vez que llega al laboratorio, la “muestra de análisis” es dividida en una “muestra de trabajo” la cual es usada para las diversas pruebas de las características físicas y de calidad (Figura 6.2.12).

### 6.2.3.2 Medición de atributos físicos

Las primeras mediciones tomadas cuando el laboratorio recibe las semillas son el contenido de humedad, pureza y peso. Debido a que el contenido de humedad puede cambiar rápidamente, éste es medido inmediatamente.

**Contenido de humedad.** El contenido de humedad de la semilla proporciona al viverista diferentes tipos de información valiosa. Éste puede indicar la madurez de la semilla, determinar si el lote debe de ser tratado antes del almacenamiento, o indicar el tipo de tratamientos previos a la siembra para asegurar una rápida y completa germinación (Bonner *et al.*, 1994). En particular, los viveros deben conocer el contenido de humedad de las semillas que van a almacenar, debido a que la calidad puede perderse rápidamente si el contenido de humedad está fuera del estrecho rango del 5 al 8% (Cuadro 6.2.5).

**Cuadro 6.2.5** Umbral del contenido de humedad de la semilla y sus efectos potenciales durante el almacenamiento.

Contenido de humedad	Efectos potenciales
> 30	Puede iniciar la germinación
18 – 20	La respiración provoca sobre calentamiento
10 – 18	Los hongos se vuelven activos
> 9	Los insectos se vuelven activos
<b>5 – 8</b>	<b>Mejor rango para un almacenamiento sellado</b>
< 5	Posible desecación

Fuente: Modificado de Bonner *et al.* (1994)



La prueba estándar de laboratorio para obtener el contenido de humedad de las semillas implica el secado de la muestra en un horno, y después calcular el peso del agua perdida. Sin embargo, los viveros comúnmente requieren obtener una rápida estimación del contenido de humedad y por ello, para estas pruebas operacionales, los medidores de humedad electrónicos (Figura 6.2.13) son usados para semillas pequeñas de la mayoría de las especies comerciales de árboles. Varias marcas de medidores de granos de semillas pueden estimar el contenido de humedad de las semillas de árboles, con un error del 1% si están calibrados contra un horno de secado estándar. Una lista de proveedores de medidores de humedad puede encontrarse en Lowman *et al.* (1992), en tanto que el Laboratorio Nacional de Semillas de Árboles puede proporcionar gráficos de humedad de las principales marcas (ver dirección en la sección 6.2.3).

Un horno de microondas puede usarse para secar semillas más grandes si el procedimiento se realiza apropiadamente (Cuadro 6.2.6). Si no, puede matar a las semillas. Es necesario cubrir las muestras de semillas durante todo el procedimiento para asegurarse de que las semillas no ganan o pierden humedad a la atmósfera. El contenido de humedad (%) se calcula con la siguiente fórmula (Edwards and Wang, 1995):

$$\text{Contenido de humedad} = \frac{(M_2)(M_3)}{M_2 - M_1} \times 100$$

Donde:

$M_1$  = peso del contenedor vacío y cubierta

$M_2$  = peso del contenedor, cubierta, y semillas antes del secado

$M_3$  = peso del contenedor, cubierta, y semillas después del secado

Se debe tener en cuenta que el contenido de humedad de la semilla se expresa como el porcentaje de la pérdida de agua en comparación con el peso fresco original, más que el peso del secado al horno, el cual es un estándar cuando se calcula el contenido de humedad de los suelos (Stein *et al.*, 1986).



**Figura 6.2.13** Medidores electrónicos de humedad pueden proporcionar una medición rápida del contenido de humedad de las semillas si éstos han sido apropiadamente calibrados para las especies (cortesía de R. Karrfalt, Servicio Forestal del Departamento de Agricultura de los Estados Unidos).

La siguiente fase del procedimiento de análisis considera a las semillas que son enviadas al laboratorio para un “análisis completo” donde la muestra se somete a pruebas de pureza, peso de mil semillas y germinación (Figura 6.2.12).

**Pureza.** La prueba de pureza determina qué proporción por peso de la muestra es semilla pura de las especies designadas, y que cantidad es de impurezas. La prueba se realiza pesando suficientes semillas para hacer una muestra de trabajo de aproximadamente 2,500 semillas en la mayoría de las especies, o 500 semillas de las especies de semillas grandes (Gordon, 1992). Las semillas se inspeccionan visualmente y las puras se separan en tres clases de impurezas: semillas de otras especies, semillas de malezas y materia inerte. Algunas semillas de especies forestales y de conservación mantienen la



totalidad o parte del ala o tegumento después del procesamiento, y estas requerirán atención especial. Por ejemplo, las alas de las semillas de *Pseudotsuga menziesii* y *Pinus ponderosa* deben ser removidas durante el procesamiento normal, mientras que aquellas del arce y la caoba no lo harán. Los viveristas deberán considerar que el componente de semillas puras puede contener aún semillas dañadas, siempre y cuando el tamaño de éstas sean más grandes que la mitad del tamaño de la semilla completa (Bonner *et al.*, 1994). Por lo tanto, la semilla pura no necesariamente significa que el lote sea también de alta calidad.

Las semillas puras y cada categoría de impurezas es pesada y expresada como un porcentaje en peso de la muestra total de trabajo. Un buen procesamiento de semillas debe siempre producir un 95% de pureza para la mayoría de las semillas comerciales de coníferas, y una alta pureza (>99%) debe ser obligatorio para las semillas cultivadas en viveros de contenedores, especialmente para aquellos que usan sembradoras de precisión. La pureza es mucho más difícil para muchas semillas de plantas nativas debido a sus formas irregulares, tamaño y apéndices.

**Peso.** El peso de las semillas tradicionalmente es determinado mediante el pesaje de 1,000 semillas del lote. Una muestra de trabajo para el análisis del **peso de 1,000 semillas** es tomado de la misma muestra de trabajo con la que se hizo la prueba de pureza (Figura 6.2.12). La mayoría de los laboratorios tienen máquinas de conteo de semillas, que pueden contar y pesar de manera automática 1,000 semillas. El análisis puede también hacerse manualmente: varias repeticiones de 100 semillas cada una se cuentan, se pesan y el promedio se usa para calcular el peso de las mil semillas.

El peso de la semilla está en función del tamaño, del contenido de humedad y la proporción de semillas llenas en un lote determinado, lo cual también proporciona una idea de la calidad de la semilla. El peso de mil semillas es requerido para el cálculo de las tasas de siembra en los viveros a raíz desnuda, aunque es menos importante en las instalaciones que producen en contenedor,

debido a que la siembra se realiza con una base numérica de una o más semillas por contenedor. El peso de mil semillas se puede convertir fácilmente a **semillas por kilogramo (o semillas por libra)**, el cual tradicionalmente se utiliza para describir los lotes de semillas (Cuadro 6.2.4).

### 6.2.3.3 Pruebas de germinación y viabilidad de la semilla.

Aunque los dos términos a menudo se utilizan indistintamente, los viveristas deben entender la diferencia entre las pruebas de **viabilidad**, que *estima* el potencial para germinar y crecer, y las de **germinación**, que **miden** su logro real. La viabilidad puede estimarse de varias formas, incluyendo la prueba estándar de corte, la prueba de tetrazolio y el procedimiento de la escisión del embrión. Todas excepto la última son rutinariamente utilizadas para propósitos de pruebas en los viveros. Sin embargo, las pruebas de germinación son la medida estándar de calidad de las semillas en los viveros forestales y de conservación.

Todas las pruebas siguientes asumen que los requerimientos de dormancia de la semilla se han cumplido, aunque esto no suele ser en la práctica. Por ello, los viveristas deben estar familiarizados con las características de la dormancia de las especies que desean propagar, y, o bien exigir que el distribuidor de semillas realice los tratamientos previos necesarios o que haya tiempo para hacerlos ellos mismos (los tratamientos de pre-siembra de la semilla son discutidos a detalle en la sección 6.2.5 de este volumen).

**Cuadro 6.2.6** El mejor método para obtener una estimación rápida del contenido de humedad depende del tamaño de la semilla y de su composición.

Tamaño de semilla/clase	Género común	Método recomendado	Tamaño de muestra requerido
Pequeño/bajo contenido de aceite	<i>Platanus, Robinia</i>	Medidor de humedad eléctrico	80-200 g
Pequeño/alto contenido de aceite	<i>Abies, Pinus, Tsuga</i>	Medidor de humedad eléctrico	80-200 g
Grande/bajo contenido de aceite	<i>Nyssa, Aesculus, Quercus</i>	Horno de microondas	4-5 g ó al menos 5 semillas
Grande/alto contenido de aceite	<i>Carya, Fagus, Juglans</i>	Horno de microondas	Al menos 5 semillas

Fuente: Modificado de Bonner (1981).

**Pruebas de corte.** Esta prueba tradicional no debe soslayarse, ya que es una forma rápida y simple de estimar la viabilidad del lote de semillas. Con el uso de una navaja filosa o una navaja para rasurar, la muestra de semillas es cortada a la mitad y el contenido se analiza con una lupa. Estas pruebas revelan qué semillas están vacías, dañadas o afectadas por insectos, y también revelan una morfología anormal. Las estructuras inmaduras de las semillas comúnmente identifican las que han sido recolectadas antes de tiempo. En este sentido, la estructura normal de las semillas de las especies cultivadas debe ser reconocida mediante comparación (Figuras 6.2.1 a 6.2.6). Sin embargo, como en todas las pruebas de viabilidad una prueba de corte no mostrará si el lote germinará debido a que las semillas en dormancia tienen una morfología normal. El proceso de usar las pruebas de corte para evaluar la calidad de semillas de coníferas comerciales, está bien descrito en Anatomía y Morfología de las Semillas de Coníferas (Anatomy and Morphology of Conifer Tree Seed) (Kolotelo, 1997). Esta publicación también incluye fotografías a color de problemas comunes en las semillas y una clave para clasificarlas durante las pruebas de corte.

Las pruebas de corte también pueden ser usadas durante y después de los tratamientos a las semillas previos a la siembra para determinar su efectividad. Por ejemplo, las pruebas de corte pueden ser usadas para determinar el momento de realizar la estratificación en frío. Cuando los cotiledones

de las semillas de coníferas se agrandan y cambian a tono verde claro, las semillas están próximas a la germinación, debiendo reducir su humedad y almacenarlas en refrigeración hasta el momento de la siembra (Benerjee, 1994).

**Pruebas de tetrazolio.** La prueba de tetrazolio (TZ) es la prueba de viabilidad de la semilla más popular y puede tardar sólo algunas horas para realizarse. El principio químico que respalda la prueba es que el tejido vivo de la semilla se manchará de un color rojo brillante cuando se trata con la solución incolora trifenil cloruro de tetrazolio (Figura 6.2.14). La solución TZ reacciona con las enzimas deshidrogenasas que están presentes en todos los tejidos vivos, formando un compuesto rojizo insoluble denominado formazán.

El procedimiento de esta prueba es fácil de realizar - las semillas de una muestra son cortadas por la mitad de manera longitudinal, la solución TZ es aplicada y las semillas son examinadas con una lupa. Dado que la reacción de manchado es afectada por el pH, la temperatura, tiempo y concentración de la solución TZ, las condiciones estándar del laboratorio deben mantenerse durante la prueba. Las semillas con dormancia profunda requieren de largos periodos para la tinción, una mayor concentración de soluciones TZ y tratamientos de pre-acondicionamiento especiales (AOSA, 1995).

Aunque el procedimiento de tinción TZ es relativamente fácil de realizar, las semillas teñidas requieren de experiencia para una

adecuada interpretación. Los analistas de semillas consideran varios factores cuando se evalúa la prueba TZ (Vankus, 1997):

1. Cantidad de área que es teñida
2. Intensidad de la tinción
3. Patrón de tinción
4. Turgencia de los tejidos
5. Presencia y condición de los componentes esenciales de las semillas

La experiencia ha mostrado que, con la mayoría de las semillas, los resultados del tetrazolio comúnmente sobreestimarán el porcentaje de germinación actual. Sin embargo, también hay diferencias entre especies. Las bellotas del roble contienen químicos que inhiben la reacción del tetrazolio, por lo que estas pruebas tienden a subestimar el porcentaje de germinación (Gordon, 1992). Otros estudios han reportado una excelente correlación entre TZ y las pruebas de germinación estándar por lo que para algunas especies, incluidos *Acer* spp. y *Purshia* spp., las pruebas TZ es el mejor reflejo del desempeño de la planta en el vivero (Hardin, 1981).

Desde el punto de vista de los productores, las pruebas de tetrazolio son comúnmente utilizadas cuando ellos requieren sembrar un lote de semillas antes de que la prueba de germinación estándar pueda ser finalizada. La prueba TZ es especialmente útil para determinar la viabilidad de semillas muy dormantes que de otra forma, requerirán de largos pre-tratamientos antes de que las pruebas de germinación puedan ser realizadas (Stein *et al.*, 1986). Las pruebas de TZ también son usadas para determinar la viabilidad de las semillas que no germinaron al finalizar las pruebas de germinación (Vankus, 1997).

Ya sea para realizar pruebas de TZ en el vivero o para enviar las semillas a un laboratorio de pruebas, depende de diferentes factores. La verificación minuciosa de las estructuras de las semillas y el entendimiento sobre las semillas de diferentes especies sería muy valiosa para cualquier viverista. Vankus (1997) provee un listado completo de equipamiento y suministros necesarios para realizar pruebas de TZ y adicionalmente ofrece direcciones para

obtener capacitación del procedimiento. Sin embargo, el procedimiento preciso para conducir pruebas de TZ varía por familia o planta (AOSA, 1995), y la interpretación de los resultados demanda experiencia. Por ello, a menos que se requiera analizar una gran cantidad de muestras, por lo general, es más rentable trabajar con los laboratorios de pruebas.



A



B

**Figura 6.2.14** Las pruebas de tetrazolio (TZ) tiñen de rojo el tejido de las semillas vivas y pueden ser usadas para dar una rápida estimación de la viabilidad de las semillas: de derecha a izquierda, buena semilla, embrión saludable, embrión dañado y embrión muerto (A=*Abies procera*; B=*Purshia* sp. (Stein *et al.*, 1986).

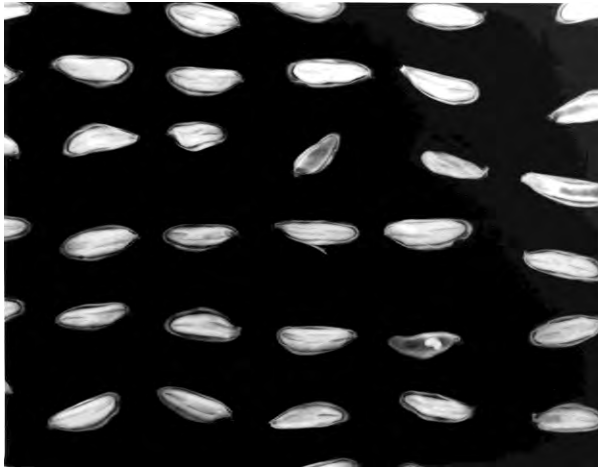
**Análisis de rayos X.** Muchos laboratorios de análisis de semillas y más recientemente algunos viveros utilizan radiografías de rayos-x de manera rutinaria, y curiosamente esta es una de las pocas tecnologías que se originaron con las semillas de los árboles (Bonner *et al.*, 1994). El procedimiento consiste en colocar una muestra de semillas puras en una bandeja y exponerlas en la máquina de rayos X, los cuales pasan a través de las semillas, golpean una película fotográfica y producen una fotografía en blanco y negro llamada radiografía (Figura 6.2.15). Muchos aspectos de la calidad de la semilla se pueden determinar a partir del análisis de éstas radiografías, incluyendo la estructura de las semillas, la madurez de embriones, semillas vacías, afectación por insectos, y daños a la cubierta de la semilla que son invisibles a simple vista. (Stein *et al.*, 1986). Aunque no se puede medir la viabilidad, el procedimiento de rayos X es un complemento valioso a las pruebas de germinación.

**Pruebas de germinación.** En la mayoría de los viveros forestales y de conservación, la prueba de germinación es la mejor prueba de desempeño de un lote de semillas y por ello, se usa como la prueba operacional de la viabilidad de la semilla. En una prueba de germinación estándar, cuatro repeticiones de 100 semillas cada una se colocan sobre un sustrato que retenga humedad, en condiciones ambientales óptimas de luz y temperatura. Los laboratorios de análisis de semillas realizan las pruebas bajo condiciones estériles en cámaras especiales de germinación (Figura 6.2.16 A y B), y cuentan el número de semillas que han germinado en una base semanal, durante 4 semanas (Cuadro 6.2.7). Debido a las diferencias en la dormancia, no todas las semillas de especies forestales y de conservación se pueden analizar de la misma manera, y algunas requieren tratamientos previos. Una lista de los procedimientos recomendados para semillas de árboles y arbustos se pueden localizar en las Normas Internacionales para el Ensayo de Semillas (ISTA, 1985). Por ejemplo, los embriones de las semillas del arce deben extirparse, mientras que las de la acacia deben escarificarse antes de

la prueba. Para las especies con requerimientos complejos de dormancia, como la rosa, la prueba de tetrazolio se prescribe en lugar de la prueba de germinación (ver la sección 6.2.5 para una discusión completa de los tratamientos a las semillas).

El procedimiento de evaluación de las pruebas de germinación también es estandarizado. Para ser contadas, las semillas deben germinar de manera normal y superar alguna etapa de crecimiento estándar como “tener una radícula cuatro veces más larga que la cubierta de la semilla”. El número promedio de semillas de las cuatro repeticiones que germinan normalmente se expresa como el porcentaje de germinación o capacidad de germinación. A las semillas que no germinan comúnmente se les aplica la prueba de corte para tener la certeza de que están llenas y sanas. Los datos de la prueba de corte son reportadas en forma complementaria al porcentaje de germinación (Cuadro 6.2.7), lo que le da al viverista un indicio de lo bien que se procesó el lote y el grado de dormancia de las semillas (Gordon, 1992).

La velocidad de germinación es otro resultado importante de la prueba de germinación, por lo que muchos laboratorios de análisis reportan los resultados de la germinación por semana. Con la representación gráfica del porcentaje de germinación en el tiempo, los viveristas pueden considerar la tasa de germinación como un buen indicador del vigor. Las especies o lotes que muestran variación significativa en la tasa de germinación pueden requerir diferentes tratamientos previos a la siembra. Por ejemplo, el tratamiento estándar de 3 semanas de estratificación con frío húmedo resultó ser inadecuado para una mezcla de lotes de semilla de *Pseudotsuga menziesii* (Edwards and El-Kassaby, 1995).



**Figura 6.2.15** Las radiografías de rayos X proporcionan mediciones rápidas y no destructivas de la calidad de la semillas, mostrando semillas vacías y aquellas afectadas por insectos (de Stein *et al.*, 1986).



A



B

**Figura 6.2.16** La mejor estimación de la viabilidad de las semillas es la prueba de germinación, la cual consiste en colocar semillas en un ambiente estándar como una cámara de crecimiento (A). Después del periodo prescrito, el número de semillas que completaron su germinación son contadas y promediadas para dar un valor del “porcentaje de germinación” de un lote completo de semillas (B).

**Cuadro 6.2.7** Los datos de las pruebas actuales de germinación han demostrado que una interpretación adecuada requiere de la combinación del conocimiento de la fisiología de las semillas y la experiencia práctica: las semillas de *Pinus contorta* requieren un preenfriamiento (estratificación con frío húmedo) para una germinación óptima, aunque este tratamiento disminuye drásticamente la viabilidad de *Picea glauca*.

Especie/estado de pre-enfriamiento	Días	Germinación (%)	Semilla firme (prueba de corte)
<i>Pinus contorta</i>			
No	7	43	
	14	81	
	21	83	
	28	84	7
Si	7	85	
	14	97	
	21	97	
	28	97	0
<i>Picea glauca</i>			
No	7	0	
	14	74	
	21	83	
	28	84	4
Si	7	1	
	14	32	
	21	32	
	28	32	0



Han sido desarrollados muchos índices de germinación y algunos tienen aplicaciones prácticas en los viveros de contenedores (Bonner *et al.*, 1994):

**Germinación máxima** = el tiempo específico al cual la germinación es máxima.

**Energía de germinación** = la proporción de la germinación que se ha producido hasta el momento de la máxima germinación.

Otros términos como valor de germinación y valor máximo (Czabator, 1962) son expresiones matemáticas que son reportadas en informes de investigación, pero que no se utilizan normalmente en las prácticas operativas del vivero. Una discusión completa de los términos usados por los laboratorios de análisis de semillas y buenas imágenes de germinaciones normales y anormales para muchas semillas de árboles, pueden encontrarse en Edwards and Wang (1995) y Kolotelo (1997).

La mayoría de los viveros producen una variedad de especies y lotes de semillas, por lo que la ejecución de una batería completa de pruebas de germinación de forma anual puede resultar relativamente caro (Figura 6.2.12). Los viveristas sin experiencia o los productores que han esperado hasta el último minuto, comúnmente tienen la tentación de saltarse las pruebas de germinación y en su lugar realizar sobre-siembras, aunque esto no es una buena idea. Hay demasiada variación en el desempeño de las semillas de las especies forestales y de conservación y el desperdicio de semillas, el alto costo de mano de obra para el deshije, y la pérdida de crecimiento por la sobrepoblación de las plántulas, superarán con mucho cualquier ahorro de los costos percibidos (Figura 6.2.17). Se recomienda que los productores insistan siempre en las actuales pruebas de germinación cuando han sido contactados para producir un cultivo, y se requieren de éstas en las especificaciones del contrato. Permitir suficiente tiempo en la programación del cultivo para el análisis y pre-tratamientos a las semillas es el distintivo de un experimentado gerente de viveros.



**Figura 6.2.17** La carencia de una buena información de germinación del lote de semillas puede provocar una sobre-siembra, con lo cual no sólo se desperdicia semilla, sino también incrementa los costos por deshije.

**Nuevas pruebas.** Probablemente la prueba no destructiva más prometedora es la denominada conductividad de lixiviados. Las semillas se remojan en agua por 24 horas a temperatura ambiente y posteriormente se mide la conductividad eléctrica del lixiviado, y se relaciona con la calidad de la semilla (Barnett 1985a; Bonner and Vozo, 1983). El incremento en la conductividad del lixiviado resulta de la fuga de las sustancias celulares producto del daño o deterioro de las paredes celulares. En la actualidad está disponible equipo comercial para acelerar y estandarizar la prueba, y las evaluaciones preliminares muestran un potencial considerable con las semillas del pino del sur (Bonner and Vozo, 1986). Las ventajas son la velocidad, facilidad de operación y el objetivo de la evaluación, aunque el equipo es caro y aún existen factores desconocidos que afectan las mediciones. Es requerida una mayor investigación para aclarar estos problemas.

#### **6.2.3.4 Interpretación de las pruebas de germinación.**

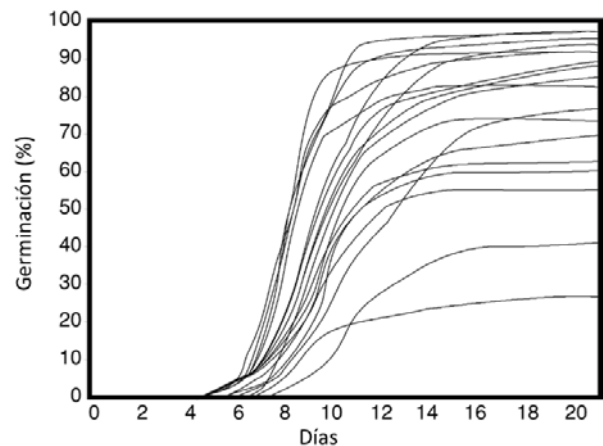
Las pruebas de germinación estándar en laboratorio deben ser interpretadas de forma apropiada antes de que pueda ser aplicada en el vivero. Muchas especies forestales y de conservación tienen semillas dormantes, las cuales deben ser tratadas previo a la prueba, además de que la prueba de germinación puede no revelar el verdadero potencial del lote de semillas. El grado de dormancia puede variar

considerablemente entre especies; por ejemplo, en los pinos, la duración del tratamiento de la estratificación en frío es distinta entre variedades, ecotipos o aún entre lotes de semillas. Algunos laboratorios realizan pruebas de germinación en pares, tanto de semillas normales como de estratificación en frío (pre-enfriamiento)(Cuadro 6.2.7). Para aquellos lotes que tienen inusualmente bajos porcentajes de germinación, los viveristas deben solicitar pruebas de tetrazolio o análisis de rayos-X para tratar y determinar la causa de los bajos resultados (ver la sección 6.2.5 para una discusión completa de la dormancia).

**Es necesario recordar que la prueba de germinación es un promedio del potencial de viabilidad de la semilla, y su desempeño en vivero puede variar considerablemente.** Esto ha sido bien ilustrado en ensayos de investigación, aunque también es evidente para los viveristas en las actividades de siembra, algunas veces trágicamente (Figura 6.2.17). Aunque los tratamientos de pre-siembra pueden reducir esto, alguna variación inherente en la germinación siempre estará presente en los lotes de especies forestales y de conservación (Figura 6.2.18), lo cual de hecho es deseable desde un punto de vista genético (Campbell and Sorensen, 1984). Los viveristas deberán darse cuenta que mantener o incluso incrementar la biodiversidad es un objetivo primario de muchos proyectos de plantaciones forestales y de conservación, y por lo tanto ellos deben esperar alguna variación en los resultados de la germinación. Esto es un marcado contraste para la mayoría de las semillas hortícolas, las cuales son híbridos que han sido creados para germinar rápida y uniformemente (Hartmann *et al.*, 1997).

Las condiciones de germinación en el vivero pueden ser considerablemente diferentes de las pruebas de laboratorio (Cuadro 6.2.8). Lo anterior es especialmente cierto en un medio de propagación mínimamente controlados, como las instalaciones a cielo abierto. Bajo estas situaciones, se debe poner más atención a la tasa de germinación. Frecuentemente, incluso si los análisis revelan que la germinación total de las semillas es excelente,

la tasa de germinación relativamente baja indica que puede haber un problema con el funcionamiento del vivero. Para muchas especies dormantes, es recomendado un tratamiento de 30 días con frío húmedo, aunque periodos de tratamiento más largos pueden incrementar la velocidad y uniformidad de la germinación, bajo condiciones menores a las ideales. (Dunlap and Barnett, 1982). Los viveristas deberán usar también la experiencia de los analistas de semillas y de los laboratorios de análisis, para responder preguntas acerca de los resultados de las pruebas, ya que tales esfuerzos serán recompensados con evidentes mejoras en el establecimiento y crecimiento de las plantas.



**Figura 6.2.18** La calidad de las semillas puede variar considerablemente entre lotes de semillas recolectados el mismo año, como es evidenciado por estas pruebas de germinación de diferentes familias de *Pseudotsuga menziesii* (modificado de El-Kassaby *et al.*, 1992).



**Cuadro 6.2.8** Pruebas de germinación en laboratorio son una forma razonablemente precisa de predecir la germinación de semillas en el vivero, para la mayoría de especies de árboles comerciales.

Especie de árbol	Porcentaje de germinación		
	Prueba estándar	Pre-siembra	Actual en el Vivero
<i>Pseudotsuga menziesii</i>	92	94	90
<i>Picea glauca</i>	85	88	86
<i>Pinus contorta</i>	93	94	93
<i>P. ponderosa</i>	84	80	84
<i>Abies lasiocarpa</i>	62	58	51
<i>Pinus monticola</i>	80	60	68

Fuente: Modificado de Kolotelo (1994)

### 6.2.3.5 Cálculo de semilla pura viva

El índice de calidad de semillas denominado **semilla pura viva** (PLS por sus siglas en inglés) es calculado comúnmente después del análisis de semillas, especialmente cuando éstas serán vendidas. El PLS es una base comúnmente aceptada para comparar y costear los lotes de semillas que difieren en pureza y viabilidad (Stein *et al.*, 1986):

$$\text{Semilla pura viva (\%)} = \frac{\% \text{germinación(viabilidad)} \times \% \text{pureza}}{100}$$

Los viveristas deberán siempre insistir en la semilla de la más alta calidad. Aunque los distribuidores de semillas pueden ofrecer lotes con valores bajos de PLS a precios de ganga, ésta es una falsa economía que se reflejará en problemas operacionales en el vivero. Si las semillas de baja calidad pertenecen al vivero, entonces deben ser sembradas en forma inmediata o destruidas, ya que estos lotes se deterioran con el tiempo y tienen poco potencial para ser almacenadas aún bajo las mejores condiciones. Contrariamente, lotes de alta calidad se desempeñarán bien sobre un amplio rango de condiciones ambientales y muchos pueden ser almacenados para producciones futuras de plantas (Edwards and Wang, 1995).

## 6.2.4 Almacenamiento de semilla

La mayoría de los viveros que producen en contenedor sólo necesitan almacenar semillas para periodos cortos de tiempo, como desde el momento de la recolección o compra, hasta la siembra. Sin embargo, algunas veces son recolectadas más semillas que pueden ser usadas inmediatamente, o puede ser más económico comprar grandes cantidades de un lote popular de semillas y almacenarlas de un año a otro. Un almacenamiento exitoso requiere un conocimiento de las características de las semillas de diferentes especies, una alta calidad inicial de las semillas y un contenido apropiado de humedad de la semilla. La temperatura de almacenamiento, contenedores y método también son importantes. El tema del almacenamiento de semillas es discutido a detalle en Gordon (1992) y Bonner (1990).

### 6.2.4.1 Clases de semillas almacenables

La longevidad de las semillas es una característica de las especies de plantas y existen cuatro clases de semillas basadas en su genética y composición (Bonner *et al.*, 1994):

1. **Ortodoxas** – semillas que toleran la desecación y por lo tanto se almacenan fácilmente por periodos de tiempo relativamente largos.
2. **Subortodoxas** – semillas que requieren las mismas condiciones de almacenamiento que las ortodoxas, pero tienen limitaciones debido a la composición de la semilla y su origen genético.
3. **Recalcitrantes templadas** – semillas que son intolerantes a la desecación por lo que deben ser almacenadas a temperaturas por arriba del punto de congelación, y no deben ser almacenadas en recipientes herméticos.
4. **Recalcitrantes tropicales** – semillas que tienen los mismos requerimientos de humedad e intercambio de gases que las especies recalcitrantes templadas pero además, son muy sensibles a bajas temperaturas.

Otras características de las semillas también afectan su almacenabilidad. El grosor o dureza de las cubiertas de las semillas restringen la pérdida de humedad y las semillas que contienen aceites tienden a ser más difíciles de almacenar que aquellas que contienen más almidón. Las semillas recolectadas antes de que maduren o aquellas que estuvieron bajo condiciones de estrés ambiental durante la maduración, tienen baja almacenabilidad.

El manejo de las semillas antes de su almacenamiento también afecta el potencial de almacenabilidad. La exposición directa de las semillas al sol o a altas temperaturas, especialmente cuando el contenido de humedad de las semillas es alto, es dañino. El cuidado con el cual los frutos y semillas son manejados y almacenados durante su recolección, envío y procesamiento es importante. Un procesamiento sin cuidado puede provocar grietas en la cubierta de las semillas o incluso, sensibilidad de los tejidos de las células a las contusiones. Una cubierta agrietada permite que la humedad escape y proporcione una entrada a hongos patógenos.

### 6.2.4.2 Condiciones críticas de almacenamiento: contenido de humedad y temperatura

De todos los factores que influyen en el almacenamiento de semillas, el contenido de humedad es por mucho el más importante. Los contenidos de humedad recomendados de las semillas para el almacenamiento de especies ortodoxas y subortodoxas es del 6 al 10% (Cuadro 6.2.9). Sin embargo, para las especies recalcitrantes, el contenido de humedad debe mantenerse en un rango de 30 a 45% para periodos de almacenamiento de incluso, algunos años. El contenido de humedad de la semilla también puede afectar la cantidad de dormancia secundaria indeseable que se desarrolla durante su almacenamiento. Estudios han indicado que el contenido de humedad de 10 a 18% (con base en el peso seco) durante el primer año del periodo de almacenamiento, incrementa el grado de

dormancia comparado con aquellas semillas con un contenido de humedad por debajo de 10% o por arriba de 18% (McLemore and Barnett, 1968).

La temperatura es la otra consideración importante cuando se almacenan semillas. En general, a menor temperatura menor será la tasa de deterioro de las semillas, aunque el rango recomendado es considerablemente diferente entre las especies ortodoxas /subortodoxas y las recalcitrantes. La mayoría de las semillas se pueden almacenar a temperaturas iguales o ligeramente por debajo del punto de congelación por cortos periodos de tiempo, excepto para aquellas en la categoría de tropicales recalcitrantes. Estas semillas son muy sensibles al daño por frío, el cual ocurre a temperaturas relativamente frías de 12 a 20°C (54 a 68°F)(Bonner *et al.*, 1994).

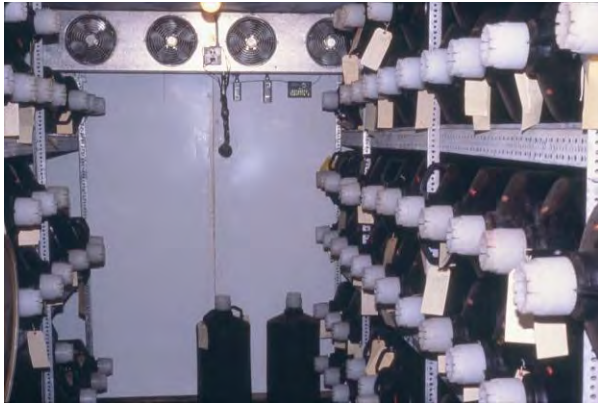
El almacenamiento refrigerado es recomendado para las semillas de todas las especies, pero en las tropicales recalcitrantes, esto puede hacerse sólo si es justificado económicamente y se cuenta con una fuente de energía confiable. Existen en el mercado unidades comerciales prefabricadas de refrigeración en forma modular, y pueden crearse estructuras ideales para el almacenamiento de semillas. Pueden ser independientes o instalarse dentro de construcciones existentes. El control de humedad no es necesario para las semillas ortodoxas y subortodoxas, pero es deseable para especies recalcitrantes. Debido a que las unidades de refrigeración sin escarcha constantemente remueven la humedad del ambiente de almacenamiento, todos los tipos de semillas deben ser empacados apropiadamente para mantener un contenido de humedad adecuado. (ver el apartado de estructuras de almacenamiento refrigerado en la sección 1.3.5.4 en el volumen 1 de esta serie).

### 6.2.4.3 Contenedores de almacenamiento

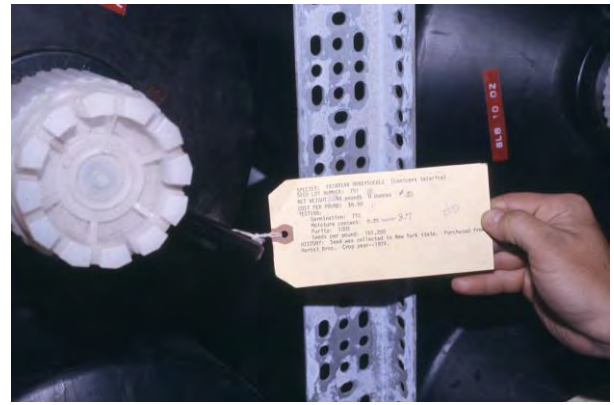
Los contenedores para el almacenamiento de semillas deben ser lo suficientemente rígidos para proporcionar protección física durante el almacenamiento y manejo. Los contenedores que retardan la pérdida de humedad deben ser usados para el almacenamiento de semillas ortodoxas y subortodoxas, para prevenir la desecación. Se han usado botellas de plástico con tapaderas de rosca (Figura 6.2.19) y cilindros de fibra comprimida o cajas de cartón, cubiertas con bolsas de plástico. Aunque los contenedores rectangulares son más eficientes en espacio, los redondos aseguran necesariamente espacios de aire. Los contenedores de cartón o de fibra comprimida deben ser cubiertos con bolsas plásticas. Bolsas de 0.102 a 0.152 mm (4 a 6  $\mu$ ) de grosor son suficientes, excepto en ambientes húmedos donde se usan con mayor grosor para mantener el contenido de humedad deseado de las semillas. Sin embargo, las especies recalcitrantes deben tener un intercambio constante de gas, por lo que se deben almacenar en contenedores cubiertos con una bolsa de plástico sin sellar de 0.102 mm (4  $\mu$ )(Cuadro 6.2.9).

### 6.2.4.4 Longevidad de la semilla en almacenamiento

Bajo condiciones naturales la mayoría de las semillas de las coníferas y de maderas duras tienen una vida útil menor a los 3 años. Sin embargo, cuando las condiciones son cuidadosamente reguladas en almacenamiento refrigerado, la viabilidad de las especies ortodoxas y subortodoxas, puede mantenerse a altos niveles por un periodo más largo (Cuadro 6.2.10). Operativamente, las semillas de coníferas comerciales son almacenadas de 10 a 20 años con una pequeña pérdida apreciable en viabilidad. La longevidad potencial de las semillas de pino bajo condiciones óptimas de humedad y temperatura, es desconocida, pero podría acercarse a los 100 años (Bonner, 1989).



A



B

**Figura 6.2.19** Los contenedores para el almacenamiento de semillas deben proporcionar protección física, así como mantener un apropiado contenido de humedad (A). Las etiquetas de almacenamiento deben ser legibles, permanentes y contener toda la información necesaria para la identificación del lote de semillas (B).

**Cuadro 6.2.9** Condiciones recomendadas de almacenamiento para las cuatro clases de semillas de árboles.

Clase de semilla	Periodo de almacenamiento (años)	Humedad de la semilla (%)	Temperatura		Tipo de contenedor	Ejemplo de géneros típicos
			°C	°F		
Ortodoxa	< 5	6 – 10	0 – 5	32 – 38	Hermético	<i>Pinus, Picea, Betula y Prunus</i>
	> 5	6 – 10	- 18	0	Hermético	<i>Eucalyptus, Acacia y Casuarina</i>
Subortodoxa	< 5	6 – 10	0 – 5	32 – 38	Hermético	Semillas con alto contenido de lípidos ( <i>Juglans</i> y <i>Carya</i> ); semillas con cubiertas delgadas ( <i>Populus</i> y <i>Salix</i> ); semillas que deben secarse lentamente ( <i>Fagus</i> y <i>Citrus</i> )
	> 5	6 – 10	- 18	0	Hermético	
Templada-recalcitrante	< 3	30 – 45	- 1 a - 3	26 – 30	Bolsa plástica sin sellar	Semillas con alto contenido de lípidos ( <i>Quercus</i> ); semillas con alto contenido de carbohidratos ( <i>Aesculus</i> )
Tropical-recalcitrante	< 1	30 – 45	12 – 20	54 – 68	Bolsa plástica sin sellar	<i>Chorea, Hopea y Dipterocarpus</i>

Fuente: modificado de Bonner *et al.* (1994)

Las especies recalcitrantes deben ser almacenadas por un periodo de tiempo mucho más corto, desde algunos meses a un par de años (Cuadro 6.2.10). Sin embargo, el tiempo actual de almacenamiento puede variar dentro de un género y los encinos son un ejemplo interesante. Cuando son recolectadas algunas bellotas de roble blanco, las radículas se encuentran emergiendo mientras que en algunas bellotas del roble rojo, se pueden

mantener durante un máximo de cinco años cuando se manejan y almacenan apropiadamente. Algunos tratamientos culturales pueden extender el almacenamiento de las bellotas, como el remojo en agua por 48 horas a 2°C (36°F) antes de guardarlas en bolsas de plástico atadas ligeramente (Gosling, 1988).

**Cuadro 6.2.10** Periodos comunes de almacenamiento de semillas de árboles

Clase de semilla y especies	Temperatura		Contenido de humedad (%)	Tiempo de almacenamiento	Pérdida de viabilidad (%)
	°C	°F			
Ortodoxas					
<i>Acer saccharum</i>	-10	14	10	5.5 años	5
<i>Liquidambar styraciflua</i>	3	37	5-10	9.0 años	3
<i>Pinus ponderosa</i>	0	32	8	7.0 años	0
Subortodoxas					
<i>Fagus sylvatica</i>	-10	14	10	5.0 años	34
<i>Populus deltoides</i>	-20	-4	6-10	6.0 años	21
<i>Salix</i> spp.	-10	14	6-10	1.2 años	0
Templada-recalcitrante					
<i>Acer saccharinum</i>	-3	26	50	18 meses	8
<i>Quercus falcata</i>	3	37	35	30 meses	6
<i>Q. rubra</i>	-2	28	38-45	17 meses	18-46
Tropical-recalcitrante					
<i>Araucaria hunsteinii</i>	19	66	25-30	54 días	30
<i>Shorea robusta</i>	14	57	40-50	30 días	60

Fuente: Modificado de Bonner (1990).

## 6.2.5 Tratamientos de pre-siembra para romper la dormancia de semillas

A diferencia de las semillas de cultivos hortícolas, que han sido creadas para germinar inmediatamente después de la siembra, las de muchas especies forestales y de conservación se tornan dormantes después de que maduran. La **dormancia de la semilla** se refiere al estado fisiológico en el cual, de otra forma, las semillas viables no germinarán aún y cuando sean colocadas en ambientes que favorezcan su crecimiento (Bonner *et al.*, 1994). La dormancia es una adaptación ecológica que asegura que las semillas sólo germinarán cuando las condiciones climáticas, especialmente la humedad y la temperatura, son favorables para la supervivencia de la planta. El **tipo de dormancia** es controlada genéticamente y por lo tanto, usualmente es el mismo para una determinada especie o incluso géneros. Sin embargo, al igual que con la mayoría de las cosas en la naturaleza, siempre hay excepciones y los robles son un buen ejemplo. La mayoría de las especies del grupo de *Alnus rubra* tienen embriones inmaduros que se benefician de la estratificación, mientras que la mayoría de las especies del grupo de *Quercus alba*, no lo hacen. Dentro de cada grupo, sin embargo, hay especies de roble que son excepciones a la regla (Schopmeyer, 1974). El **grado de dormancia** varía entre ecotipos de una especie, los lotes de semillas recolectadas en diferentes años, o incluso entre las semillas individuales de una determinada planta. Esta variación es una adaptación que asegura que no todas las semillas germinarán al mismo tiempo, pero algunas germinarán cada año durante un período prolongado.

### 6.2.5.1 Tipos de dormancia

La dormancia de las semillas puede ser provocada por una diversidad de diferentes factores, y no existe un acuerdo universal sobre la mejor terminología para los tipos de dormancia. A fin de que sea relevante para los viveristas, el sistema de clasificación para la dormancia debe ser útil tanto lógicamente, como operativamente (Cuadro 6.2.11). Los principales tipos de dormancia pueden

superarse con los siguientes tratamientos a las semillas. En el caso de una dormancia secundaria, la mejor solución es prevenir dicha condición como primera opción, mediante un adecuado manejo y almacenamiento de las semillas.

### 6.2.5.2 Semillas sin dormancia

No todas las semillas de especies forestales y de conservación son dormantes, sin embargo, aún las semillas sin dormancia requieren algún tratamiento antes de que puedan ser sembradas. Las semillas que acaban justamente de ser procesadas o que han estado en almacenamiento, tienen bajos contenidos de humedad, que el ideal para la germinación (Cuadro 6.2.5). La **imbibición** es el proceso fisiológico mediante el cual las semillas absorben el agua necesaria para iniciar las reacciones metabólicas que conducen a la germinación. En las actividades prácticas del vivero, esto se obtiene mediante el remojo de las semillas en agua, por 24 a 48 horas. Es recomendado un chorro de agua corriente para mantener alto el contenido de oxígeno disuelto del agua, y evitar las condiciones de estancamiento. Algunos viveros incluso usan un burbujeador en el tanque de remojo. Además de lograr la imbibición, este tratamiento también suaviza la cubierta de las semillas y la limpia, removiendo posibles inhibidores químicos o patógenos (la limpieza de las semillas y su desinfección son discutidos en la sección 6.2.7).

### 6.2.5.3 Dormancia de la cubierta de la semilla

Esta condición es comúnmente denominada **dormancia externa**, debido a que el factor limitante es el tejido que rodea al embrión (Cuadro 6.2.11). El grado de dureza de la cubierta varía entre especies, aunque también depende del ecotipo y de las condiciones climáticas durante el proceso de maduración de la semilla (Macdonald, 1986). Para suavizar la cubierta de las semillas, pueden ser usados varios tratamientos, aunque la mejor selección



dependerá del costo y disponibilidad de materiales y mano de obra. Al trabajar con semillas de *Gleditsia triacanthos* y *Robinia pseudoacacia*, se encontró que el mejor tratamiento de escarificación dependía de su tamaño y de los recursos económicos del vivero (Singh *et al.*, 1991). El objetivo es incrementar la permeabilidad de la cubierta de las semillas al agua y los gases. Los tratamientos excesivamente severos pueden dañar el embrión, de forma tal que debe intentarse primeramente con un método delicado y posteriormente aumentar la rudeza del tratamiento hasta lograr que la cubierta de las semillas sea permeable (Bonner, *et al.*, 1994). **Mantener notas precisas y detalladas del método de tratamiento y de su tiempo, permitirá a los viveristas desarrollar una guía de tratamiento de las semillas para cada especie o ecotipo.**

**Remojos en agua caliente.** Este es un tratamiento tradicional para muchas semillas de leguminosas o para aquellas con una cubierta cerosa. Un volumen de agua de aproximadamente 4 a 6 veces el volumen de las semillas secas debe ser puesto a ebullición. Posteriormente, las semillas se sumergen por

algunos minutos y el contenedor se remueve del calor y se deja enfriar. El embrión de algunas semillas puede ser dañado por las altas temperaturas, por lo que para estas especies, el agua debe calentarse a solo 65-70°C (149-158 °F). Las semillas deben ser extraídas y secadas cuando se hinchan y se vuelven gelatinosas al tacto. Con algunas especies, como *Buxus* spp., las semillas embebidas se hunden hasta el fondo del recipiente, y aquellas que flotan son removidas y se vuelven a tratar. Aunque algunos productores utilizan un tiempo de tratamiento estándar para el remojo en agua caliente, es mejor experimentar con cada especie y lote de semillas, debido a la variación en el espesor de la cubierta de las semillas. Las semillas tratadas están expuestas a la infección por bacterias y hongos, por lo cual deberán ser sembradas de manera inmediata. Un problema con las semillas tratadas con agua caliente es que se pegan entre sí, dificultando su uso con sembradoras mecánicas. Un remedio a esto es colocar las semillas tratadas en turba humedecida por algunos días (Macdonald, 1986).

**Cuadro 6.2.11** La dormancia de la semilla puede ser provocada por diferentes factores.

Clase de dormancia	Factores causales	Ejemplos de géneros típicos
Cubierta de la semilla (externa)	1. La semilla es impermeable al agua o al oxígeno. 2. La cubierta físicamente restringe el desarrollo del embrión.	1. Muchas leguminosas: <i>Acacia</i> spp.; <i>Robinia</i> spp. 2. <i>Pinus</i> spp.; <i>Quercus</i> spp.
Embrión (interna)	1. Sustancias inhibitoras dentro del embrión o del tejido envolvente 2. Inmadurez fisiológica	1. <i>Betula</i> spp.; <i>Magnolia</i> spp. (ver Cuadro 6.2.2) 2. <i>Juniperus virginiana</i>
Morfológica	El embrión no está totalmente desarrollado	<i>Fraxinus</i> spp.; <i>Pinus</i> spp.
Doble	Dormancia del embrión tanto en la radícula como en el epicotilo	<i>Prunus</i> spp.; <i>Quercus</i> spp.
Combinada	Resultante de dos o más factores de dormancia primaria	<i>Tilia</i> spp. tiene una cubierta muy dura aunado a dormancia del embrión; <i>Crataegus</i> spp.
Secundaria	Resultante de una deficiente recolección de semilla, manejo y almacenamiento	<i>Pinus taeda</i> después de ser expuesto a altas temperaturas y humedad, durante el almacenamiento.

Fuentes: Modificado de Bonner *et al.* (1994) y Macdonald (1986).



Las semillas remojadas en agua aireada a 16°C (60°F) es un tratamiento simple para superar una dormancia ligera de las semillas de los pinos del sur. Éste es particularmente útil cuando no se cuenta con suficiente tiempo para realizar una estratificación tradicional con frío húmedo (Barnett, 1971).

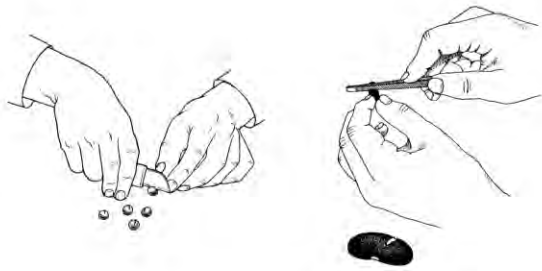
**Fuego o humo.** Los tratamientos con calor seco rara vez son recomendados para superar la dormancia debido al peligro de daño al embrión. Sin embargo, el tratamiento con fuego ha sido utilizado en las semillas de algunos arbustos leñosos (por ejemplo, *Arctostaphylos* spp.) de comunidades vegetales dependientes del fuego, como el chaparral del sur de California (Emery, 1988). Obviamente, este tratamiento debe realizarse en exteriores en un área segura. Las semillas de *Eucalyptus* spp. son sembradas en superficies planas, cubiertas con una capa de suelo de 6 mm (0.25 in) y tapadas con una capa de paja, la cual posteriormente es incinerada permitiendo que se quemara completamente, cuyo calor seco rompe la cubierta de las semillas (Macdonald, 1986). Sin embargo, este tratamiento con fuego no es un procedimiento exacto debido a que la cantidad y duración del calor que alcanza a las semillas, no pueden ser controladas con precisión.

El uso del humo para estimular la germinación de las semillas de las plantas nativas adaptadas al fuego, fue descubierto hace menos de 10 años en Australia. Desde entonces, los investigadores han demostrado que el humo procedente de la combustión de materiales vegetales podría tener un efecto positivo en la germinación de 170 diferentes especies, que representan a 37 familias de plantas y 88 géneros (Roche *et al.*, 1997). Tanto la exposición directa al humo como la imbibición en soluciones acuosas diluidas de humo, fueron eficaces, aunque el tiempo de exposición varió considerablemente entre especies. Algunas plantas responden sólo después de los tratamientos tradicionales a la semilla, como la escarificación mecánica o con ácidos, y otros necesarios para tener sus semillas almacenadas en el suelo, previo al tratamiento. Aunque la aplicación práctica de esta tecnología aun requiere desarrollarse para las especies de

América del Norte, el uso del humo como un tratamiento de presiembrado es muy prometedor para plantas de comunidades vegetales adaptadas al fuego, como el chaparral del sur de California.

**Escarificación.** El proceso de **escarificación involucra** el debilitamiento suficiente de las cubiertas duras de las semillas, para permitir la imbibición, y varias técnicas son efectivas.

**Abrasión mecánica.** La cubierta de pequeñas cantidades de semillas relativamente grandes pueden ser tratadas manualmente: se realiza un mellado con una lima triangular o con una navaja afilada (Figura 6.2.20), se frota con una lija gruesa o se quema con un soldador eléctrico o con un pirógrafo de madera. Esta última técnica con un “punzón caliente” es particularmente útil, ya que hace una pequeña perforación en la cubierta seminal permitiendo a las semillas tratadas ser enviadas o incluso almacenadas, sin pérdida de viabilidad (Bonner *et al.*, 1994). Los trabajadores deberán siempre usar guantes de protección y pueden sujetar a las semillas pequeñas con pinzas. Las escarificadoras mecánicas pueden ser “hechas en casa” o compradas comercialmente. Para tratar grandes lotes de semillas, se han usado tambores giratorios forrados con papel de lija o mezcladoras de cemento llenadas con grava. Las semillas de *Scirpus* spp. pueden ser escarificadas colocándolas en un tambor rotatorio (pulidor) con arena de grano 120, por 5 a 7 días (Date, 1994). La maceración de bayas en una licuadora doméstica modificada puede ser una técnica de escarificación mecánica efectiva. Se debe eliminar el filo de las cuchillas con una lima y mezclar el fruto en un volumen de agua de 2 a 5 veces del volumen del fruto. Este tratamiento mella ligeramente la cubierta de las semillas, mejorando la imbibición y la germinación (Trindle, 1995). Sin importar la técnica utilizada, es importante comprobar regularmente la cubierta de las semillas para asegurarse que el tratamiento no ha ido demasiado lejos.



**Figura 6.2.20** Escarificación mecánica. Semillas grandes con cubiertas seminales duras pueden ser escarificadas manualmente con una navaja filosa o una lima triangular (modificado de Bir, 1992).

**Remojos en ácido.** Otro método de escarificación es remojar las semillas en una solución de ácido fuerte. El ácido sulfúrico concentrado (densidad relativa de 1.84) es preferido, aunque los productores deben estar consientes de que éste es un material extremadamente cáustico y que la seguridad del trabajador siempre debe ser la consideración más importante (Cuadro 6.2.12). Cuando se realiza apropiadamente, la escarificación con ácido es una forma muy efectiva de eliminar cubiertas duras de la semilla, y estimular una rápida germinación (Figura 6.2.21).

Las semillas deben estar limpias y secas. Éstas no deben ser usadas cuando son extraídas directamente del almacenamiento en frío, ya que pueden estar cubiertas con la humedad condensada. Después de colocar las semillas en el contenedor para el tratamiento, el ácido se vierte lentamente sobre ellas, dejándolas en remojo por un lapso de 15 a 120 minutos. Dado que el tiempo del tratamiento variará considerablemente entre especies y lotes de semilla, es una buena idea realizar primero algunos ensayos a pequeña escala, removiendo algunas semillas en intervalos regulares de tiempo, realizando cortes en ellas para evaluar el grosor de la cubierta de las semillas. Otro procedimiento de la prueba es dividir la muestra en varios lotes más pequeños y posteriormente tratar cada uno incrementando la cantidad de tiempo. Las semillas escarificadas son remojadas en agua por varios

días y examinadas. El lote de prueba con la mayor proporción de semillas hinchadas en buen estado indican el tiempo óptimo de tratamiento para ese lote de semillas y especies (Schopmeyer, 1974). Con semillas de *Arctostaphylos nevadensis*, Trindle (1996) encontró que el espesor de la cubierta de la semilla no fue una guía confiable para determinar el momento óptimo de la escarificación con ácido, recomendando verificar la apariencia del propio endospermo. Un aspecto vítreo, empapado de agua indica que el tratamiento ha llegado demasiado lejos.

**Cuadro 6.2.12** Cuidado y precauciones ambientales cuando se manejan ácidos.

1. La capacitación apropiada es fundamental. Todos los nuevos empleados deben ser capacitados en campo; trabajadores experimentados deben recibir una "actualización" de capacitación cada vez que vayan a trabajar con ácidos.
2. Se debe vestir con ropa de protección total para resguardar ojos y piel – guantes de hule y delantal resistentes al ácido, gafas de protección y botas de hule.
3. Deben usarse contenedores de vidrio resistentes al ácido, debiendo ser siempre mucho más grandes que el volumen de semilla a ser tratado.
4. **El agua no debe ser adicionada al ácido – ello podría provocar que hierva y salpicar sobre el trabajador. En cambio, el ácido debe ser cuidadosamente vertido en un gran volumen de agua.**
5. Después del tratamiento, la solución de ácido debe ser diluida en concentraciones seguras, vertiéndolo lentamente en un gran volumen de agua limpia.

Fuente: Modificado de Macdonald (1986).

Macdonald (1986) presenta un buen procedimiento operacional para la escarificación con ácido:

1. Colocar un volumen de semillas en un contenedor limpio y seco, y adicionando cuidadosamente el doble del volumen de ácido. Algunos productores colocan el recipiente del tratamiento en otro contenedor de agua fría para reducir la acumulación de calor resultante.

2. Revolver las semillas en intervalos regulares para prevenir que se peguen entre sí y mejorar la acumulación de calor en un lugar determinado.
3. Mientras las semillas estén en remojo, llenar otro contenedor de igual volumen con una solución de bicarbonato de sodio al 5%, para ser usado como un baño neutralizador del ácido.
4. Cuando se ha completado el tiempo de tratamiento, se debe vertir el ácido cuidadosamente y mover las semillas al baño de neutralización y revolver.
5. Remover las semillas del neutralizador y enjuagarlas completamente con agua limpia y fría.

Aunque las semillas escarificadas con ácido pueden ser almacenadas por algunos días, es mejor si son sembradas de forma inmediata. La escarificación de algunas especies puede concretarse tanto con un tratamiento con agua caliente como con ácido (Cuadro 6.2.13). El mejor tratamiento de escarificación dependerá de los requerimientos de las especies y de las habilidades y experiencia del productor.



**Figura 6.2.21** Escarificación con ácido. Semillas con cubiertas seminales duras, como las del *Rhus trilobata* son tratadas con ácido, el cual disuelve la cubierta de la semilla permitiendo al agua penetrar e iniciar la germinación (cortesía de N. Shaw, USDA Forest Service).

**Cuadro 6.2.13** Tratamientos a la semilla para superar la dormancia de algunas especies forestales y de conservación.

Especies	Escarificación		Estratificación (días)		
	Agua caliente	Ácido	Templado húmedo	Frio húmedo	
				Fresco	Almacenado
<i>Acer circinatum</i>	No	No	30-60	---	90-180
<i>A. rubrum</i>	No	No	No	No	No
<i>A. saccharum</i>	No	No	No	---	40-90
<i>Ceanothus velutinus</i>	Si	No	No	---	90
<i>Cersis canadensis</i>	Si*	Si*	No	---	30-60
<i>Gleditsia triacanthos</i>	Si*	Si*	No	No	No
<i>Juniperus scopulorum</i>	No	No	120	---	120
<i>Pinus ponderosa</i> var. <i>arizonica</i>	No	No	No	No	No
<i>P. ponderosa</i> var. <i>ponderosa</i>	No	No	No	No	30-60
<i>P. taeda</i>	No	No	No	30-60	30-60
<i>Populus tremuloides</i>	No	No	No	No	No

Fuente: Schopmeyer (1974)

\* Cualquier tratamiento funcionará

#### 6.2.5.4 Dormancia morfológica o del embrión

Estos tipos “internos” de dormancia pueden tener dos causas diferentes (Cuadro 6.2.11), pero en ambos, el tratamiento cultural debe superar una condición fisiológica o morfológica dentro de la propia semilla. Como en el caso con la dormancia de la cubierta de la semilla, el grado de dormancia puede variar considerablemente entre especies y ecotipos, por lo que una vez más, no debe subestimarse la necesidad de intentar diferentes tratamientos y mantener registros precisos y detallados.

**Estratificación con frío húmedo.** Para la mayoría de especies forestales comerciales, el tratamiento más común de estratificación para superar la dormancia de la semilla es la estratificación bajo condiciones de frío y humedad. Esta estratificación que tiene sus orígenes en la práctica histórica de colocar capas de semillas entre capas alternantes (“estratos”) de turba húmeda o arena. El procedimiento actual de colocar semillas embebidas en bolsas de plástico bajo refrigeración se puede describir con mayor precisión como estratificación en frío húmedo o estratificación desnuda. Aunque el pre-enfriamiento es el término preferido por los científicos de semillas, la **estratificación** se usará en este documento debido a que es simple, definitiva y profundamente arraigada en el lenguaje vernáculo de las operaciones del vivero.

La estratificación con frío húmedo satisface diversas funciones fisiológicas importantes, incluidas la activación de los sistemas enzimáticos y en la conversión de los almidones en azúcares, para acelerar el metabolismo. Aunque el mecanismo exacto es desconocido, la estratificación también cambia el balance entre los inhibidores y promotores químicos, y por lo tanto, actúa como un “interruptor” para estimular la germinación químicamente. Aún en especies que no exhiben cierta dormancia, la estratificación en frío húmedo produce una rápida y más completa germinación (Moreno, 1985). Ésta estratificación también beneficia la

biodiversidad debido a que permite que más semillas germinen en forma individual al mismo tiempo. Por ejemplo, una mezcla de semillas de *Pseudotsuga menziesii* sin estratificar mostró una variación altamente significativa al momento de la germinación, comparada con aquellas que fueron sometidas a una estratificación con frío húmedo (Figura 6.2.22A). Las semillas de algunos pinos germinarán sin estratificación cuando fueron recolectadas frescas, pero la dormancia se desarrolló después de que fueron almacenadas (Krugman and Jenkinson, 1974). Otro beneficio cultural no ampliamente apreciado de la estratificación con frío húmedo, es que la germinación inicial se vuelve más lenta, creando una germinación homogénea, cuando los contenedores sembrados son colocados en un medio de propagación cálido (Bonner *et al.*, 1994).

La práctica tradicional de mezclar semillas con un sustrato húmedo sigue usándose en algunos viveros que producen especies forestales y de conservación. Algunos viveros mezclan semillas con turba (*Sphagnum*) húmeda en una bolsa de plástico y la colocan en el refrigerador (Figura 6.2.22B/C). La condición de las semillas es verificada semanalmente y son sembradas después del periodo de estratificación prescrito o plantadas como germinantes (ver sección 6.2.8). La estratificación desnuda considera el remojo de las semillas en agua para obtener una imbibición total, drenando el exceso de agua y colocado posterior de las semillas en bolsas de polietileno en un almacén refrigerado, donde se mantiene la temperatura ligeramente por encima del punto de congelación. Es preferido el chorro de agua corriente para mantener remojadas las semillas porque el burbujeo del agua mantiene altos los niveles de oxígeno disueltos y también limpia las cubiertas de las semillas de los organismos patogénicos. En un estudio con *Pseudotsuga menziesii* (Axelrod *et al.*, 1995), el porcentaje de semillas contaminadas con el hongo *Fusarium* se incrementó durante la estratificación después del remojo en agua estancada; los lotes de semillas tratadas con la imbibición con agua corriente disminuyeron

significativamente los niveles de contaminación post-estratificación.

La estratificación exitosa requiere conocer cuatro condiciones:

**Humedad y aireación.** Operacionalmente éstos dos factores deben ser considerados juntos ya que pueden ser inversamente relacionados en el ambiente de estratificación. La estratificación efectiva requiere que las semillas se encuentren completamente embebidas y no permitir que se sequen durante el periodo completo del tratamiento. Los contenidos de humedad en los cuales se presenta una imbibición total, varía entre las especies de coníferas, aunque comúnmente es adecuado el remojo de las semillas en agua corriente a temperatura ambiente por 24 a 48 horas (Barnett, 1981). Si las semillas no están completamente embebidas, la estratificación será menos efectiva lo cual se verá reflejado en una germinación lenta o irregular. Sin embargo, las semillas de algunas especies son dañadas por un remojo demasiado prolongado. Por ejemplo, la viabilidad de las semillas *Pinus palustris* se reduce si se remoja por más de 8 horas (Barnett and Pesacreta, 1993). Después de la imbibición, las semillas se drenan y se colocan en bolsas de polietileno. El volumen de semillas por bolsa de estratificación debe ser relativamente pequeño para asegurar una buena aireación a lo largo de ella y las bolsas de plástico que se usan no deberán tener un grosor superior de 0.102 mm (4  $\mu$ ). Este grosor de plástico permite poco intercambio de oxígeno y de bióxido de carbono – **se debe recordar que las semillas están vivas y “respirando”**. En algunos viveros se inserta un tubo hueco o paja, en la parte superior de la bolsa para incrementar la aireación (Figura 6.2.22D). La colocación de las bolsas en bastidores de malla de alambre asegura el intercambio de aire debajo de la bolsa y en algunos viveros se cuelgan las bolsas de estratificación en ganchos. También es una buena práctica disponer de una persona que mueva y practique masajes a las bolsas semanalmente para mover las semillas del interior al exterior, y asegurar que no existen condiciones anaeróbicas. También es una

buena idea verificar en este momento la existencia de hongos.

**Temperatura.** La temperatura ideal para la estratificación con frío húmedo dependerá de las especies y de los ecotipos, aunque la mayoría de los árboles y arbustos de climas fríos requerirán una temperatura ligeramente superior a la de congelación. El rango óptimo de temperatura para la mayoría de las especies de zonas templadas es de 1 a 5 °C (34 a 41 °F). Los productores deberán tener certeza de que sus unidades de refrigeración están funcionando de forma apropiada y que el equipo de monitoreo de la temperatura es preciso, dado que la congelación deseca las semillas y detiene el proceso de estratificación (Macdonald, 1986).

**Duración del tratamiento.** La duración del tratamiento prescrito de estratificación con frío húmedo puede variar de 4 a 20 semanas, dependiendo de la especie, variedad y ecotipo (Cuadro 6.2.13). Periodos de estratificación mayor eliminan las diferencias inherentes dentro de un lote de semillas, mejorando con ello la velocidad y uniformidad de la germinación, generando con ello un cultivo de plantas más uniforme (Barnett, 1986). Esto es especialmente importante cuando las condiciones de germinación no son las óptimas (Tanaka *et al.*, 1986). Sin embargo, las especies con menor dormancia pueden ser adversamente afectadas por largos periodos de estratificación (Boyer *et al.*, 1985). Por lo tanto, el periodo de la estratificación con frío húmedo debe basarse en pruebas de germinación por pares o en ensayos de germinación realizados en el vivero, siempre que sea posible.

**Estratificación antes del almacenamiento.** En años recientes, han ido surgiendo nuevas ideas con respecto a la estratificación con frío húmedo, primeramente en términos del contenido de humedad de las semillas y el tiempo del tratamiento. La mayoría de los trabajos previos basados en esta técnica de “**estratificación con resecado**” fue realizada en coníferas del oeste (Edwards, 1986), y en los pinos del sur (Barnett, 1985c), y recientemente ha sido usada en especies de madera dura. Danielson and Tanaka (1978) encontraron que

después de un corto periodo de secado con aire, las semillas de *Pinus ponderosa* y de *Pseudotsuga menziesii* estratificadas con frío húmedo, pueden ser almacenadas por varios meses a 2°C (34°F) sin pérdida, tanto de viabilidad o de los beneficios de la estratificación. Por su parte, McLemore and Barnett (1968) encontraron una disminución no significativa de la germinabilidad usando semillas de *Pinus taeda* que fueron tratadas y después almacenadas por un año a diferentes contenidos de humedad y temperaturas. Las semillas almacenadas con una temperatura justo por encima del punto de congelación y un contenido de humedad mayor al 25%, pero por debajo de la imbibición total, continuó incrementando su capacidad de germinación. Edwards (1981) reportó la misma respuesta con semillas de *Abies*.

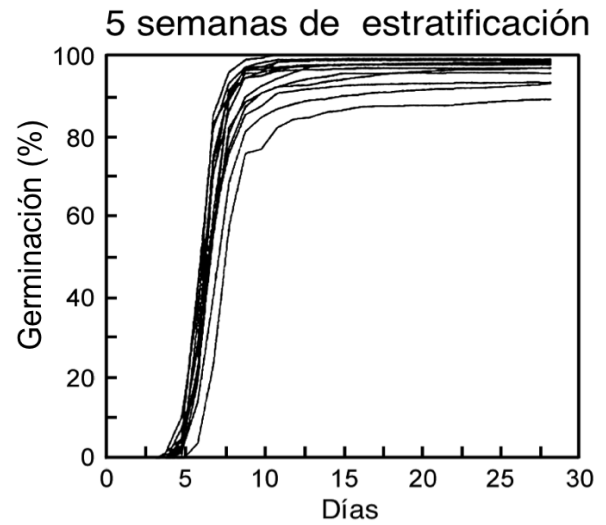
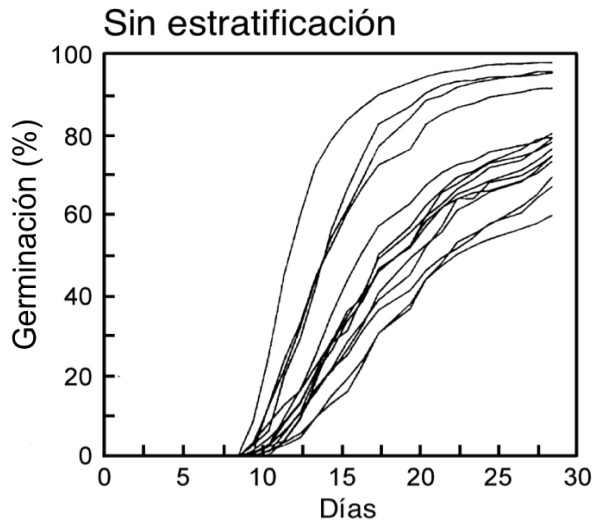
El concepto clave de la técnica de estratificación con resecado, es que las semillas se estratifican bajo condiciones comunes de frío y humedad y luego se vuelven a secar a un contenido de humedad menor y son devueltas al almacenamiento frío (Figura 6.2.23). Los beneficios son que la germinación prematura durante la estratificación es grandemente prevenida y las tasas de germinación se mejoran al punto de que la germinación total puede incluso ser mayor que con los tratamientos tradicionales de pre-siembra (Cuadro 6.2.14).

Una investigación reciente en Europa con semillas de especies de madera dura, mostró que si durante la estratificación fue determinado y controlado un adecuado contenido de humedad, la total imbibición y el secado posterior fueron innecesarios (Muller and Bonnet-Masimbert, 1989). Las semillas deben ser estratificadas con el contenido de humedad que permita superar la dormancia y a su vez prevenga la germinación, para posteriormente ser almacenadas en frío hasta por 5 años sin pérdida de viabilidad. De interés fundamental para los propagadores, las semillas deben ser extraídas del almacenamiento y ser sembradas en cualquier momento sin tratamiento adicional. La eficiencia del uso de estas semillas son tan

impresionantes como la técnica de estratificación con resecado con la cual se logró producir 2,500 plantas/kg de *Fagus* spp., lo cual representó un aumento de 2.5 veces mayor a las producciones previas (Muller, 1993).

La técnica de estratificación con resecado incluso puede ser aplicada a semillas estratificadas no utilizadas que quedan después de la siembra. Sin embargo, cuando las semillas han sido estratificadas, se secan a un contenido de humedad de cerca de 10% (base de secado en horno) y son almacenadas, se pierden muchos de los beneficios de la estratificación (Barnett, 1972; Danielson and Tanaka 1978). Pruebas recientes han demostrado que este tipo de semillas pueden ser re-tratadas de nueva cuenta en lo que se conoce como "doble pre-enfriamiento". Boyer *et al.* (1985) encontraron que un tratamiento de 30 días, seguido de secado, almacenamiento y un tratamiento de 30 días adicionales un año después, incrementó la velocidad de la germinación sobre la estratificación convencional con frío húmedo.

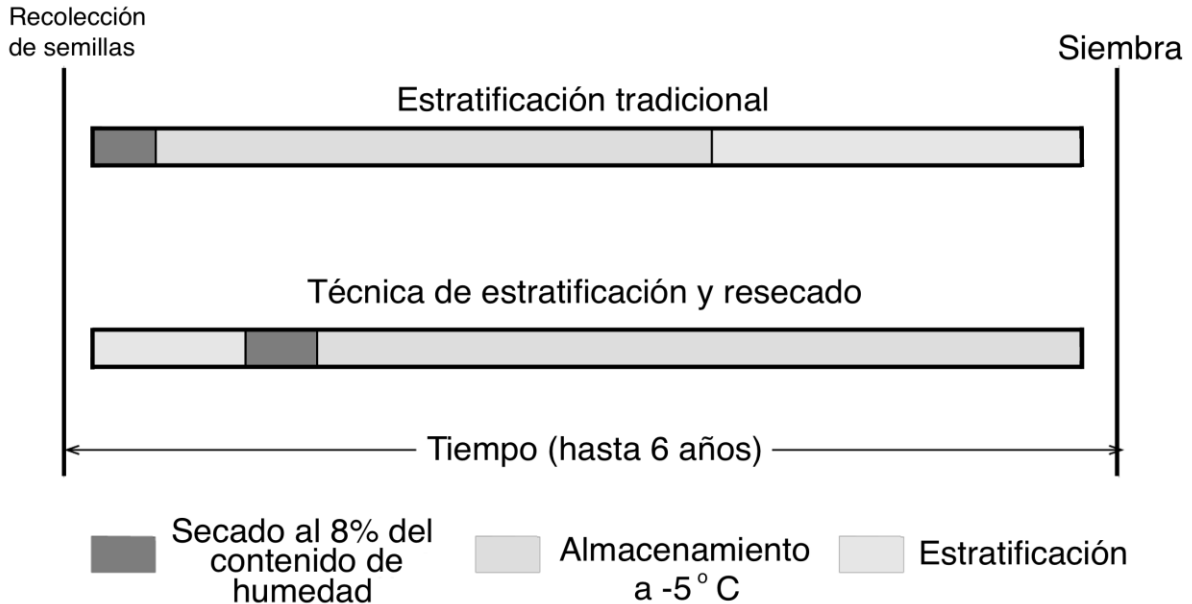




A



**Figura 6.2.22** La estratificación con frío húmedo no sólo rompe la dormancia de la semilla, sino que mejora la velocidad y uniformidad de la germinación (A). En el método tradicional, las semillas son mezcladas entre sí con un sustrato húmedo como la turba (*Sphagnum*) en una bolsa de plástico y almacenadas bajo refrigeración hasta que inicia la germinación (B). Las semillas germinadas son entonces separadas del sustrato y plantadas en los contenedores para su crecimiento (C). Con la “estratificación desnuda”, las semillas completamente embebidas se colocan en bolsas de plástico y se almacenan bajo refrigeración por un periodo de tiempo prescrito. Algunos viveros insertan un tubo en la parte superior de la bolsa para incrementar el intercambio de aire (D).



**Figura 6.2.23** La técnica de “estratificación y resecado” es una modificación de la estratificación tradicional con frío húmedo en la cual, las semillas tratadas pueden ser almacenadas antes de la siembra (modificado de Muller, 1993).

**Cuadro 6.2.14** La técnica de “estratificación y resecado” es un nuevo tratamiento prometedor para superar la dormancia, ya que permite a las semillas recibir los beneficios de la estratificación con frío húmedo antes del almacenamiento, por lo que éstas están listas para sembrarse, sin importar que sea requerido

Número de lote de semilla ( <i>Fagus sylvatica</i> )	Duración del almacenamiento (meses)	Germinación de las semillas estratificadas (%)	
		Antes del almacenamiento	Después del almacenamiento
A	72	61	71
B	42	72	72
C	30	87	70
D	6	88	78
E	6	87	89
F	6	92	90
Promedio	n/a	81	78

Fuente: Muller (1993)

### 6.2.5.5 Dormancia doble o combinada

Las semillas de algunas especies forestales y de conservación son particularmente difíciles de propagar, debido a que el nivel de dormancia varía en el embrión o es debido a la combinación de factores (Cuadro 6.2.11).

**Estratificación con calor húmedo.** Existen dos objetivos culturales de este tratamiento de dormancia: para suavizar una cubierta dura de la semilla y para fomentar el crecimiento del embrión poco desarrollado. El primero se acelera por el aumento de la descomposición

microbiana de la cubierta de la semilla y las temperaturas cálidas simulan el periodo de verano que se presenta en la naturaleza (Macdonald, 1986). Con algunas especies, como *Quercus alba*, el epicotilo entra en dormancia mientras que la radícula no, y por ello el tratamiento de estratificación con calor húmedo permite completar la germinación cuando las semillas son sembradas. Las semillas de algunas otras especies germinan mejor cuando se les aplica un periodo con calor húmedo, justo antes de la estratificación con frío húmedo (Cuadro 6.2.13).

Los requerimientos y procedimientos para el tratamiento de estratificación con calor húmedo es básicamente el mismo que con la estratificación con frío húmedo, excepto que las temperaturas son incrementadas a 18 – 29°C (65-85°F). Las semillas deben ser embebidas completamente para beneficiarse de la estratificación con calor húmedo, y deben ser empacadas y removidas regularmente para promover una buena aireación. La estratificación con calor húmedo comúnmente toma entre 4 y 12 semanas aunque varía considerablemente entre especies. En algunos viveros se empapan las semillas y se colocan en bolsas de plástico, justo como se hizo anteriormente con la estratificación con frío húmedo, y posteriormente se cuelgan en el interior de un invernadero cálido, o se colocan en el piso calentado o mesa al interior de la estructura de propagación (Figura 6.2.24). Si se requiere procesar un volumen mayor de semillas, en algunos viveros se ha construido un cuarto aislado para la estratificación, usando lámparas de calor para mantener la temperatura de 24 a 27°C (75 a 80°F) (Macdonald, 1986).

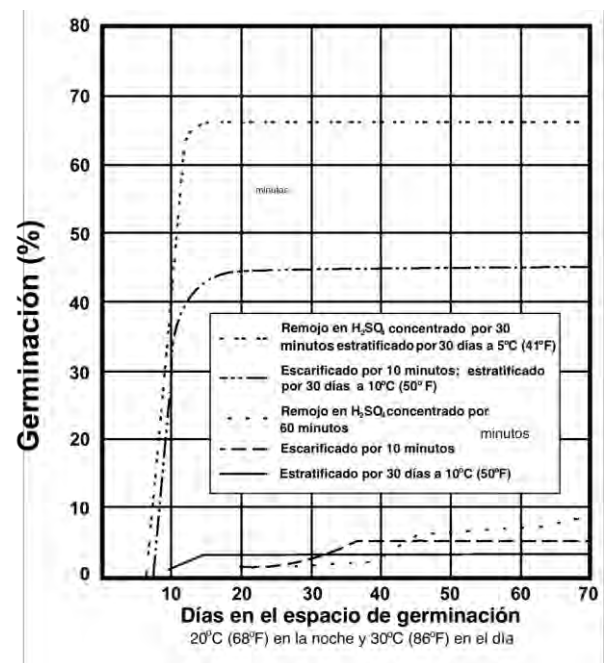
**Tratamientos combinados.** Algunas semillas tienen una dormancia combinada consistente en una cubierta dura, aunada a una dormancia del embrión (Cuadro 6.2.13), y desarrollar tratamientos a las semillas de estas especies es especialmente retardador. Por ejemplo, es posible superar la dureza de la cubierta de *Cercis canadensis* con agua caliente o remojo en ácido, aunque las semillas no germinarán debido a su dormancia interna. Una combinación de escarificación con ácido o mecánica, seguida de un periodo de estratificación relativamente corto con frío húmedo, resultó ser efectivo (Figura 6.2.25).

**Especies desafiantes.** En caso de que el productor novato tenga la impresión de que superar la dormancia es un procedimiento cultural rutinario, algunas especies siguen causando problemas, incluyendo al *Pinus monticola* y al *Juniperus scopulorum* (Figura 6.2.26A). Aunque mucha investigación se ha dedicado a lograr una germinación rápida y uniforme en el vivero para estas especies

problemáticas, aún hay mucho trabajo por hacer. Parte de la respuesta puede ser que el grado de dormancia varía año con año, o que se encuentra presente algún inhibidor químico desconocido de la germinación.



**Figura 6.2.24** Estratificación con calor húmedo. La técnica considera colocar semillas completamente empapadas en un invernadero calentado, donde el contenido de humedad es alto por la cubierta con una arpillera húmeda.



**Figura 6.2.25** La doble dormancia de las semillas de *Cercis canadensis* requiere tanto escarificación con ácido como estratificación con frío húmedo (Bonner et al., 1974).



En algunos casos, la respuesta podría ser tratar de imitar a la naturaleza. Por ejemplo, la semilla del *Juniperus scopolorum* normalmente requiere una estratificación cálida húmeda seguida por un período con temperaturas frías (Cuadro 6.2.13), y un vivero de Colorado ha desarrollado la técnica de "volver a la naturaleza" para satisfacer estos requisitos. A mediados del verano, una bolsa de malla llena de semillas de junípero es enterrada en el suelo a una profundidad de 10 cm (4 in) e irrigadas, permitiendo una estratificación natural hasta finales de invierno. La bolsa se desentierra en febrero del año siguiente, cuando las semillas muestran signos de germinación (Figura 6.2.26 B/C). Estas son después sembradas manualmente en contenedores y cultivadas con prácticas culturales normales (Moench, 1995). La germinación de semillas de diferentes especies como el *Acer* spp., *Crataegus* spp. y *Tilia* spp. fueron mejoradas mediante un pretratamiento, con un activador de composta que suaviza químicamente la cubierta de las semillas, y por lo tanto, imita las condiciones de estratificación natural invernal (Cullum and Gordon, 1994).

La naturaleza ha ideado algunos complicados trucos para asegurar la supervivencia de las especies, haciendo que ciertas semillas germinen en un periodo de tiempo. La superación de la compleja dormancia de la semilla es uno de esos factores que hacen el trabajo en el vivero muy interesante, ya que es tanto un arte como una ciencia.

#### 6.2.5.6 Nuevos tratamientos a la semilla

**Remojos químicos.** La dormancia de las semillas de algunas especies forestales puede superarse con tratamientos químicos, incluida la tiourea, etileno, peróxido de hidrógeno, hipoclorito de sodio y ácido cítrico (Bonner *et al.*, 1994). Stein (1994) reportó en un ensayo de campo que con remojo por 48 horas en peróxido de hidrógeno al 1%, se aceleró la germinación del *Pseudotsuga menziesii*. Sin embargo, el mismo tratamiento tuvo un mínimo efecto positivo en la germinación de *Pinus lambertiana* y *P. ponderosa*. La combinación de remojo en ácido cítrico seguido de estratificación incrementó la germinación

del *Taxodium distichum* en vivero (Jones, 1962). El tratamiento de semillas con hormonas como el ácido giberélico (AG) ha mostrado ser prometedor con algunas especies. Un remojo con AG de 12 a 24 horas se ha reportado como un remplazo parcial del periodo de estratificación con frío húmedo en *Myrica pensylvanica*, y un tratamiento con AG a 100 ppm, seguido de una estratificación con frío por 7 días, ha mostrado resultados prometedores para *Liquidambar styraciflua* (Macdonald, 1986). El tratamiento con hormonas vegetales es una estrategia lógica y sólo se puede esperar tener en breve una mayor investigación.

**Cebado.** El cebado de las semillas u osmoacondicionamiento describe un proceso de hidratación previo a la siembra, en el que se incuban las semillas a temperaturas óptimas, pero impiden la germinación hasta que llegue el momento de la siembra. Las semillas cebadas se usan comúnmente para la producción de cultivos agrícolas, y las semillas tratadas se pueden incluso almacenar por varias semanas (Kren, 1994). El cebado líquido utiliza soluciones osmóticas, particularmente el polietilenglicol (PEG), mientras que el cebado de matriz sólida considera una suspensión de agua y arcilla calcinada. Los principales beneficios del cebado es una germinación y emergencia de las plantas más rápida y uniforme. Simak (1976) encontró que un tratamiento previo por 11 días en *Pinus sylvestris* a -800kPa (-8 bares), con una solución de PEG, mejoró la germinación. Sin embargo, Haridi (1985) y Fleming and Lister (1984) en experimentos similares encontraron que los resultados variaron por las especies y las fuentes de semillas. Consecuentemente, el cebado no es considerado como un tratamiento de pre-siembra para especies de árboles forestales. Las semillas proporcionan un conveniente sistema de entrega para los agentes de control biológico, como los hongos benéficos *Trichoderma* spp. y *Gliocladium* spp., o incluso hongos micorrízicos, por lo que estos tratamientos podrían ser una nueva aplicación promisoriosa para el cebado de las semillas (Taylor and Harman, 1990).



A



B



C

**Figura 6.2.26** La propagación de semillas de algunas especies forestales y de conservación como el *Juniperus scopolorum*, continua siendo un reto debido al poco conocimiento de la naturaleza morfológica y fisiológica de su dormancia es poco conocida (A), sin embargo, imitando los procesos naturales mediante el enterrado de bolsas con semillas a finales del verano, y desenterrándolas durante la siguiente primavera (B), se logra superar la compleja dormancia (C).

## 6.2.6 Tratamientos previos a la siembra para facilitar el manejo de semillas

Muchas semillas de especies forestales y de conservación son pequeñas o de formas irregulares, haciéndolas difícil de manejar durante la siembra. Las semillas de algunas especies hortícolas son tratadas rutinariamente con recubrimientos o son peletizadas para hacer la siembra más fácil y más precisa. El “recubrimiento” se refiere a la aplicación de una sustancia a la semilla que no cambia de modo apreciable su tamaño o forma, mientras que la “peletización” o “peletizado” se refiere a la adición de rellenos inertes para incrementar la uniformidad del tamaño y peso de la semilla (Taylor and Harman, 1990).

### 6.2.6.1 Revestimiento

Las semillas pueden ser revestidas con una fina capa a base de polvo de color, haciéndolas fáciles de manejar mediante el aumento de la uniformidad de la cubierta de la semilla. Esto es particularmente importante durante la siembra mecánica para asegurar el número adecuado de semillas por cavidad del contenedor. El revestimiento puede eliminar la electricidad estática en la cubierta de las semillas pequeñas, la cual provoca que se agrupen y se adhieran a otras superficies. En algunos viveros se usa talco común para recubrir las semillas de color blanco, aunque existen otros colorantes orgánicos. El amarillo es muy popular ya que es fácil de ver en los sustratos de crecimiento de color oscuro (Kren, 1994). Los productores usan revestimientos de diferentes colores para permitir una rápida identificación de las semillas de diferentes ecotipos o especies de tamaño similar. Muchos otros revestimientos de semillas han sido usados en la horticultura, incluidos los bioprotectores, fertilizantes y materiales que ayudan al suministro de oxígeno o retardan la imbibición de agua (Taylor and Harman, 1990).

### 6.2.6.2 Peletizado

Esta acción implica encerrar semillas pequeñas dentro de un recubrimiento más grueso para que sean más grandes y uniformes en tamaño y peso. Las semillas son colocadas en un tambor con un polvo inerte y un adhesivo hasta que se obtiene el aumento deseado en volumen. Después del tratamiento, las semillas peletizadas se secan y se pueden almacenar (Taylor and Harman, 1990). La peletización hace fácil el manejo de las semillas pequeñas e irregulares, especialmente durante la siembra mecanizada. Semillas peletizadas grandes y pesadas pueden ser recogidas con más facilidad por las sembradoras automáticas, y colocadas con mayor precisión en el centro de la cavidad del contenedor (Kren, 1994). Muchas de las especies forestales comerciales como los pinos, tienen semillas grandes y uniformes por lo que no es común la peletización en la mayoría de los viveros forestales y de conservación. Sin embargo, las semillas de los eucaliptos son muy pequeñas y no pueden ser separadas de sus cascarillas durante el procesamiento. Una empresa forestal sueca ha sido capaz de limpiar las semillas de varios eucaliptos y peletizar semillas individuales en pequeños gránulos esféricos de cerca de 3 mm (0.11 in) de diámetro (Figura 6.2.27A). En Italia, las semillas peletizadas de eucalipto se han sembrado en los contenedores de forma directa por más de 10 años, suprimiendo así la deformación de la raíz asociada con el trasplante (Piotto, 1994). Las semillas de *Thuja plicata* son pequeñas con alas en ambos lados, y por ello son peletizadas de manera rutinaria previo a su siembra en los viveros que producen en contenedor de la Columbia Británica (Figura 6.2.27B). El peletizado de las semillas no se debe permitir que se seque, por lo tanto es fundamental un adecuado riego para asegurar que la cubierta se rompa, y se presente una germinación normal (Kolotelo, 1996). El proceso de peletización puede ser prometedor para otras especies forestales y de conservación que se producen en suficiente



cantidad para hacer más económico el proceso. Ya que la siembra de precisión está siendo más común, la peletización se convertirá en una práctica más aceptada.



A



B

**Figura 6.2.27** La peletización puede hacer que las semillas sean fáciles de sembrar: semillas muy pequeñas, como estas semillas de eucalipto (A, **izquierda** = semillas a granel de un distribuidor; **al centro** = semillas con doble limpieza; **derecha** = semillas peletizadas), o semillas con alas, como de *Thuja plicata* (B, **izquierda** = sin tratar; **derecha** = tratadas).

## 6.2.7 Limpieza y desinfección de semillas

Las semillas de coníferas comerciales están comúnmente contaminadas con hongos y bacterias, aunque la mayoría de los microorganismos se consideran saprófitos, sin efectos adversos en la germinación de las semillas o desarrollo de las plantas (Belcher and Waldrip, 1972). Sin embargo, con el advenimiento de la cultura del contenedor, se hizo evidente que los agentes patógenos transmitidos por las semillas pueden ser una causa importante de enfermedad en el vivero. Diferentes hongos patógenos han sido aislados de las cubiertas de las semillas de coníferas (Figura 6.2.28A), aunque los patógenos pueden también ser acarreados internamente (Littke, 1990). Por ejemplo, de 8 al 20% de las semillas procedentes de 5 lotes de *Pinus palustris* resultaron ser infestados con 5 diferentes especies del hongo *Fusarium*, y todos mostraron ser patógenos (Pawuk, 1978). En un estudio reciente en la Columbia Británica se encontró que la totalidad de los 12 lotes de semillas analizadas de *Pseudotsuga menziesii* resultaron infectados, aunque el nivel de infección y la virulencia de las especies de *Fusarium*, variaron fuertemente (Axelrood *et al.*, 1995). Esta variabilidad hace que sea difícil predecir qué especies o lotes de semillas serán afectados.

El síntoma más común de la enfermedad transmitida por semilla es una germinación y emergencia de las plántulas lenta y variable. Lamentablemente, estos síntomas se suelen atribuir a la mala calidad de las semillas. Incluso si las semillas germinan y las plántulas emergen de manera normal, los hongos transmitidos por las semillas pueden producir afectaciones por *damping-off* (marchitamiento) después de la emergencia o tizón de los cotiledones (Figura 6.2.28B). A veces, los síntomas de la enfermedad transmitida por las semillas no se vuelve tan evidente sino hasta que se da la pudrición de la raíz, tiempo después en el periodo de producción (una discusión completa de la identificación de la enfermedad transmitida por la semilla y el

control se puede encontrar en el volumen 5 de esta serie).

Históricamente, los viveristas tratan todas sus semillas con fungicidas antes de la siembra. Sin embargo, el uso de plaguicidas ha sido objeto de un creciente escrutinio debido a la fitotoxicidad de las semillas germinadas, así como las más recientes preocupaciones sobre la seguridad del trabajador y la contaminación ambiental. Se recomiendan las siguientes medidas para el manejo de las enfermedades de las semillas (Campbell and Landis, 1990):

1. Determinar si existe algún problema de la enfermedad transmitida por semillas observando cuidadosamente la germinación y monitoreando la eficiencia del uso de las semillas.
2. Si se sospecha de algún problema, realizar ensayos a las semillas para identificar los agentes patógenos específicos involucrados.
3. Tratar lotes de semilla que muestran estar contaminados.

Una buena idea es seguir adelante y asumir que las semillas son portadores de agentes patógenos, y establecer prácticas culturales que prevengan afectaciones por patógenos potenciales que pasen al ambiente del vivero comúnmente libre de plagas. Sin embargo, si los productores requieren confirmar que tienen algún problema con alguna enfermedad transmitida por las semillas, entonces se debe analizar una muestra para determinar su presencia. Algunos laboratorios de análisis de semillas ofrecen una prueba fitosanitaria (Figura 6.2.12), o en su caso, puede enviarse una muestra al laboratorio de patología de viveros. Se ha desarrollado un ensayo por inmunoabsorción ligado a enzimas (ELISA) para confirmar el patógeno fúngico *Sirococcus strobilinus* y *Caloscypha fulgens* en la semilla del abeto (Littke, 1990). Una vez que se confirma el hongo específico, entonces uno de los siguientes tratamientos que se enumeran en orden creciente de toxicidad, puede ser establecido.

### 6.2.7.1 Enjuague con agua aireada

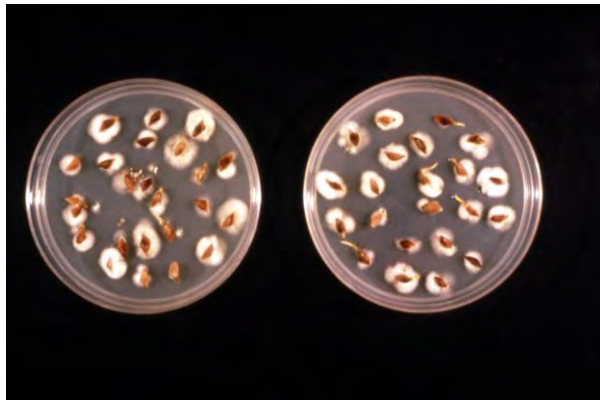
Tal como se discutió en la sección 6.2.5, el remojo de las semillas con un enjuague aireado es un procedimiento estándar para preparar las semillas sin dormancia para la siembra, o como tratamiento previo a la estratificación. También ha demostrado ser una forma eficaz de controlar enfermedades en el vivero y reducir el uso de plaguicidas tóxicos (Dumroese *et al.*, 1990). La limpieza de las semillas de coníferas con agua corriente durante 48 horas resultó ser eficaz en la reducción de los niveles de *Fusarium* y este sencillo tratamiento también lavará otros patógenos en la cubierta seminal. Las semillas se deben colocar en una bolsa de malla plástica con suficiente espacio para permitir que éstas se muevan, y la bolsa se coloca en un tanque de agua. La inserción de una manguera de riego generará suficiente presión de agua para agitar suavemente las semillas y lavar los contaminantes con el correr del agua sobre la parte superior del tanque. En algunos viveros se han utilizado jacuzzis modificados para tratar grandes volúmenes de semilla antes de la estratificación.

### 6.2.7.2 Esterilizantes químicos.

El peróxido de hidrógeno ( $H_2O_2$ ) ha sido utilizado por muchos años para esterilizar semillas, aunque la concentración y el tiempo de tratamiento son críticos (Figura 6.2.28C/D). Un remojo de 40 minutos en  $H_2O_2$  al 30% (grado laboratorio) elimina virtualmente todos los organismos transmitidos por la semilla de *Pseudotsuga menziesii*, siendo también eficaz en los pinos del sur, con tiempos de tratamiento en rangos que van de los 15 minutos a una hora (Barnett, 1976). El grado antiséptico común del  $H_2O_2$  es sólo del 3% y mucho menos cáustico que el producto químico de grado laboratorio. En pruebas operativas recientes se encontró que un tratamiento de 4 horas con  $H_2O_2$  al 3%, fue muy eficaz en la reducción de los niveles de afectación por *Fusarium* transmitido por las semillas de *Pseudotsuga menziesii* de la costa y en *Tsuga heterophylla*. Sin embargo, en *Abies lasiocarpa* fue más sensible, por lo que un tratamiento de 1 hora arrojó el mejor control con el menor riesgo de fitotoxicidad (Neumann *et al.*, 1997).

Además de una efectiva esterilización de la cubierta de las semillas, el  $H_2O_2$  incrementa la germinación de algunas semillas de pino. La germinación de algunos lotes de semilla de *Pinus palustris*, especialmente aquellos con baja viabilidad, se puede incrementar mediante un remojo en  $H_2O_2$  por 30 a 60 minutos (Campbell, 1982). El vivero estatal Claridge de Carolina del Norte realiza de forma operativa, remojos a la semilla de *Pinus palustris* con  $H_2O_2$  al 30% para reducir la contaminación por hongos y mejorar la germinación, encontrando que con este tratamiento se incrementó hasta un 10% la media de plantas, después de 90 días. Lotes de 9 a 11 kg (20 a 25 lb) de semillas son colocados en bolsas de una malla plástica porosa, y remojadas por 55 minutos en una solución de  $H_2O_2$  a 24°C (75°F). Posteriormente las bolsas son drenadas y enjuagadas a fondo en 3 contenedores separados de agua limpia, permitiendo que la superficie se seque (Barnett and McGilvray, 1997).

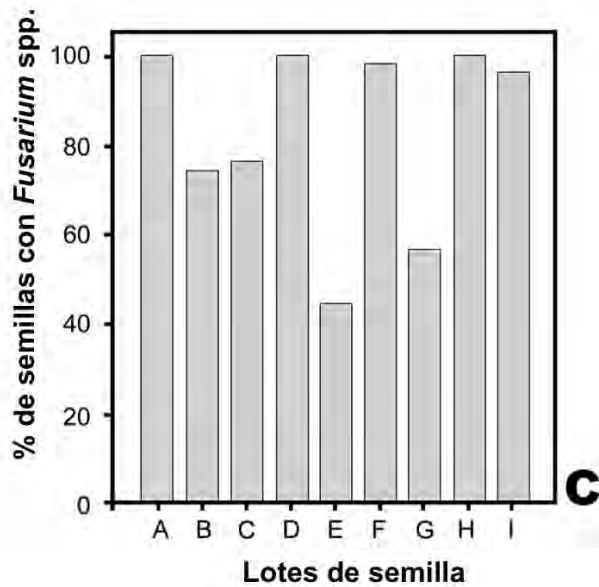
También se ha utilizado en las semillas el blanqueador a base de cloro (hipoclorito de sodio), como un esterilizador de superficies. Los viveros de forma operacional usan una solución de 2 partes de lejía común (hipoclorito de sodio al 5.25%) por 3 partes de agua, indicando que es un tratamiento a las semillas menos confiable que el peróxido de hidrógeno, pero es más seguro de usar (Wenny and Dumroese, 1987). La otra ventaja del blanqueador casero es que es barato y ampliamente disponible.



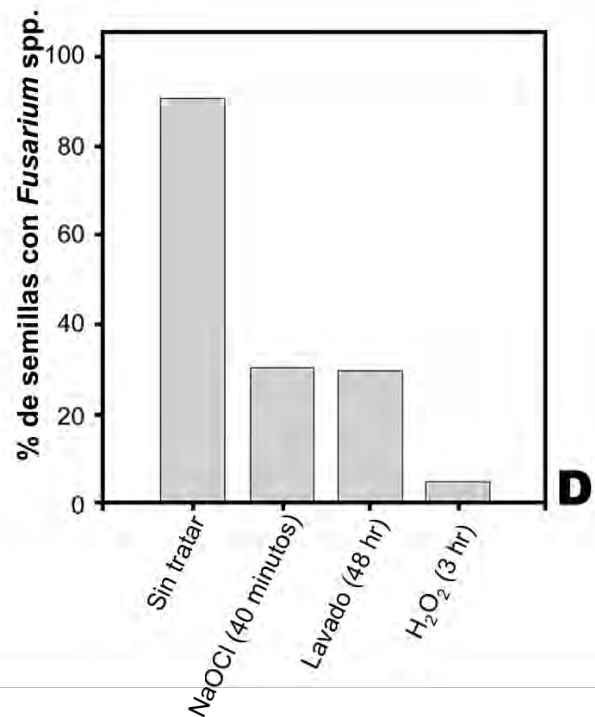
A



B



C



D

**Figura 6.2.28** Muchas semillas son contaminadas por hongos y bacterias (A), algunos de las cuales son patógenicos y pueden provocar enfermedades, incluyendo al *Damping-off* y el tizón del cotiledón (B). Se encontraron lotes de semillas de *Pinus monticola* altamente infestados por el hongo patógeno *Fusarium* spp. (C, izquierda). Aunque el blanqueador (NaOCl) y el enjuague con agua corriente removieron la mayoría del inóculo, el peróxido de hidrógeno (H<sub>2</sub>O<sub>2</sub>) fue el más efectivo (D, derecha). (A, cortesía de A. Kanaskie, Departamento Forestal de Oregon; C y D, modificado de Buschena et al., 1995).

### 6.2.7.3 Agua caliente.

El remojo con agua caliente es una técnica tradicional de esterilización para semillas hortícolas y podría ser eficaz en aquellas especies forestales y de conservación. Las semillas se colocan en bolsas de malla plástica, sumergidas en un tanque de agua caliente – 49 a 57 °C (120 a 135 °F) – por 15 a 30 minutos y después enfriadas con agua corriente de la llave (Handreck and Black, 1994). El vapor aireado es una forma aún más segura para aplicar calor, ya que no lixivia las semillas. Las semillas se extienden sobre una malla, en una cámara aislada conectada a un vapor aireado para que éste este seco cuando llega a la cámara. Las temperaturas alcanzan el mismo rango que en el método de agua caliente, y el tratamiento dura unos 30 minutos, aunque los tratamientos cortos de 10 a 15 minutos también pueden ser eficaces. Al final del tratamiento, las temperaturas deben bajarse rápidamente con un enjuague de agua fría y las semillas se dejan secar (Hartmann *et al.*, 1997).

Aunque el mejor tratamiento en función de temperatura/tiempo depende del patógeno a ser controlado, y tendría que ser determinado para diferentes especies, el agua caliente o vapor de agua es una forma segura, sencilla y ambientalmente amigable para la limpieza de semillas.

### 6.2.7.4 Plaguicidas.

Históricamente, los plaguicidas se aplican rutinariamente a las semillas para controlar enfermedades, especialmente el *Damping-off*. En 1981, el captan, el thiram y el benomilo fueron catalogados como plaguicidas para el control del hongo *Fusarium* en las semillas (Bloomberg, 1981), sin embargo, el número de plaguicidas registrados para su uso en viveros sigue reduciéndose cada año. En los viveros de contenedores, la posibilidad de fitotoxicidad derivada de los plaguicidas de semillas es más serio, debido a la baja capacidad de amortiguamiento biológico y químico de los sustratos artificiales (Sutherland and Van Eerden, 1980). Por lo tanto, el uso de tratamientos de semillas con plaguicidas debe ser justificado mediante la identificación de

patógenos específicos y ensayos operativos en el vivero, para mostrar que estos tratamientos son realmente eficaces.

El uso de recubrimientos protectores repelentes para limitar la depredación por aves no es necesario en las estructuras de propagación completamente cerradas. Sin embargo, una mayor cantidad de las plantas en contenedor se están produciendo en estructuras a cielo abierto, por lo que es necesario proteger las semillas de las aves. El uso de recubrimientos repelentes incluyendo el thiram o antraquinona, es común en los viveros del sur que producen a raíz desnuda. La antraquinona con un adhesivo a base de látex es más seguro de manejar y tiene menos efecto sobre la germinación, pero su formulación en polvo hace que sea problemático de aplicar. Sólo deben usarse las dosis etiquetadas de antraquinona o thiram, ya que dosis mayores pueden disminuir la germinación (May, 1985). Una vez más, los viveristas deben confirmar que los recubrimientos repelentes de aves son seguros y efectivos antes de iniciar su uso a gran escala.



## 6.2.8 Siembra

El proceso actual de siembra en contenedores varía con el tipo de semillas y su calidad, tal como se determina con la prueba de viabilidad. Las semillas grandes o de forma irregular deben sembrarse manualmente, mientras que aquellas pequeñas y de forma uniforme pueden sembrarse mecánicamente. Para aquellos lotes de alta calidad, puede ser sembrada una sola semilla por contenedor, tal como aquella procedente de huertos semilleros, aunque deben usarse de 2 a 6 semillas por contenedor para aquellos lotes con menores porcentajes de germinación. **Sin embargo, sólo las semillas de la más alta calidad deben ser usadas en los viveros de contenedor, ya que existen desventajas económicas y culturales con la siembra de semillas múltiples.** Algunos viveros tienen estándares de calidad de semillas y no aceptan lotes de semilla con pruebas de germinación por debajo de un cierto mínimo. Cuando varias plántulas emergen en el mismo contenedor, éstas compiten por luz, agua y nutrientes, lo que resulta en tasas iniciales de crecimiento más bajas hasta que se eliminan plántulas dejando sólo una por contenedor. Los costos de deshije de plántulas son mayores con la siembra múltiple, y siempre existe la posibilidad de dañar el cultivo de plantas cuando se eliminan las demás.

Se han utilizado tres diferentes técnicas de siembra en los viveros forestales y de conservación: siembra directa, plantación de germinantes y trasplante de emergentes (Cuadro 6.2.15).

### 6.2.8.1 Siembra directa.

La siembra directa se define como la colocación de las semillas directamente en el contenedor de crecimiento cuando están listas para germinar y crecer (Cuadro 6.2.15). Si las semillas están en dormancia, éstas deben ser tratadas antes de la fecha prevista de siembra. La gran mayoría de las semillas de especies comerciales de árboles como los pinos, se siembran en forma directa, pero la situación es diferente para otras especies forestales y de

conservación ya que la mayoría tienen semillas con formas irregulares y requerimientos difíciles de dormancia. En un vivero de plantas nativas de la zona montañosa del oeste, sólo un 10% de las especies fueron sembradas en forma directa (Landis and Simonich, 1984).

La operación con las plantas inicia con el cálculo de la tasa de siembra sobre la base de los resultados de las pruebas de germinación, aunado al cálculo basado en la experiencia del productor.

**Determinación de la tasa de siembra por contenedor.** Para que los viveros de contenedor alcancen su máxima eficiencia de producción, deben evitarse las cavidades vacías. Por desgracia, las semillas de la mayoría de las especies forestales y de conservación rara vez tienen porcentajes de germinación mayores a 90%. Las semillas de coníferas comerciales procedentes de huertos son la excepción, con el porcentaje de germinación de algunos lotes cercanos a 100% y por lo tanto, en estas semillas de alto valor se siembra sólo una por cavidad. Sin embargo, para la mayoría de las especies los productores siembran varias semillas por cavidad para asegurarse no tener cavidades vacías. Los productores utilizan diferentes estrategias para lograr la máxima ocupación de contenedores con la siembra directa:

- Sembrar una semilla por cavidad, aunque se deben sembrar algunos contenedores adicionales (**sobresiembrar**).
- Siembra sencilla y trasplante de emergentes procedentes de charolas de siembra adicionales.
- Siembra múltiple y deshije para dejar sólo un emergente por cavidad.

La decisión dependerá de la disponibilidad de semillas y el costo, los resultados de las pruebas de germinación, el tipo de envase, los costos de mano de obra y el espacio disponible en crecimiento. Si el productor tiene espacio adicional y utiliza contenedores con cavidades extraíbles que pueden ser consolidadas,



entonces la opción de sobresiembra funcionará bien si la siembra de otras especies se puede retrasar más o menos por un mes. La segunda opción de una sola siembra con el consecuente trasplante de emergentes que son producidos en charolas de siembra separadas es viable, si los costos de mano de obra no son prohibitivos (ver la sección 6.2.8.3 para más información sobre el trasplante de emergentes).

La mayoría de los viveros siembran varias semillas por cavidad de producción y se realiza un deshije para dejar sólo una planta después de que la germinación ha finalizado. La decisión de cuantas semillas sembrar puede calcularse directamente o determinarse a partir de tablas que usan las tasas de siembra y la germinación esperada, para predecir el número de cavidades vacías y ocupadas (Balmer and Space, 1976). Un conjunto completo de tablas de probabilidad de siembra se puede encontrar en Tinus and McDonald (1979).

Sin embargo, los cálculos directos son relativamente simples y la mayoría de los productores deben ser capaces de calcular la densidad de siembra adecuada con mínimo esfuerzo. La técnica se basa en el concepto de probabilidad binomial – una semilla crece o no crece. Si "X" es igual a la probabilidad de germinación de una semilla y "Y" es igual a la probabilidad de que la germinación falle, una expansión binomial puede ser construida, que incluye todas las posibles ocurrencias. El siguiente ejemplo muestra las posibilidades cuando 2 semillas son sembradas por contenedor (Schwartz, 1993):

$$(X + Y)^2 = X^2 + 2XY + Y^2$$

donde:  $X^2$  = la probabilidad de que germinen ambas semillas.

$2XY$  = la probabilidad de que sólo una semilla germine.

$Y^2$  = la probabilidad de que ninguna de las semillas germine.

En tanto se conocen los datos de las pruebas de germinación, el número adecuado de semillas a sembrar por cavidad puede ser determinado fácilmente, ingresando el cálculo de la "falla de germinación" en una calculadora de mano con

la formula universal de potencia ( $y^x$ ). El procedimiento consiste en teclear en el equivalente decimal de la falla de germinación, pulsando la tecla de potencia universal, introduciendo el número de semillas que se pueden sembrar, y finalmente pulsando la tecla "igual a". Si la calculadora no tiene la opción de la fórmula universal de potencia, entonces sólo tiene que utilizar repetidas multiplicaciones. Por ejemplo, un lote de semillas con 78% de germinación tiene una puntuación de 22% de falla:

Para 1 semilla por cavidad:  $(0.22)^1 = 0.2200 = 22\%$  de celdas vacías

Para 2 semillas por cavidad:  $(0.22)^2 = 0.0484 = 4.8\%$  de celdas vacías

Para 3 semillas por cavidad:  $(0.22)^3 = 0.0106 = 1.1\%$  de celdas vacías

Para 4 semillas por cavidad:  $(0.22)^4 = 0.0023 = 0.2\%$  de celdas vacías

Por lo tanto, el cálculo llega a ser una "ley de rendimientos decrecientes" y el mejor número de semillas a sembrar dependerá de la disponibilidad de semillas, su costo, el costo del deshije y la confiabilidad de la prueba de germinación. En este ejemplo, la mayoría de los viveros estarían satisfechos con la siembra de 3 semillas por cavidad.

Muchos viveros tienen "Formularios para el uso de semillas" que muestran la información necesaria para cada lote de semillas. No sólo son muy valiosas para mantener los registros internos, sino también son una buena forma de mostrar a los clientes cómo es calculado el requerimiento de semillas para cada orden (Cuadro 6.2.16).

**Cuadro 6.2.15** Características de los 4 principales métodos de propagación para especies forestales y de conservación.

Método de propagación	Mejor método para:	Ventajas	Desventajas
<p><b>Siembra directa:</b> Las semillas son sembradas en los contenedores de producción con o sin tratamiento</p>	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Semillas de tamaño medio a grande</li> <li>• Semillas de forma uniforme con cubiertas lisas</li> <li>• Semillas de alta calidad con datos de la prueba de viabilidad</li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Rápido</li> <li>• Minimiza el manejo de semillas</li> <li>• Posibilidad de siembra mecanizada</li> <li>• Menor requerimiento de mano de obra</li> <li>• La siembra se realiza toda al mismo tiempo</li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Requiere semillas de alta calidad conocida</li> <li>• Las semillas con dormancia deben ser pretratadas</li> <li>• Requiere deshije y/o consolidación por la dificultad de las semillas para germinar</li> <li>• Uso ineficiente del espacio de producción</li> </ul>
<p><b>Plantación de germinantes:</b> Las semillas pregerminadas son sembradas de las charolas de estratificación o bolsas, a los contenedores de crecimiento (“brotes de la siembra”)</p>	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Semillas de forma irregular o muy grandes</li> <li>• Semillas de calidad desconocida o de baja pureza</li> <li>• Lotes de semillas escasos o valiosos</li> <li>• Las semillas requieren de estratificación con frío húmedo o calor húmedo</li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Buena utilización del espacio de crecimiento</li> <li>• Uso eficiente de las semillas</li> <li>• Posibilidad de hacer ajustes por la calidad desconocida de las semillas</li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Lento y mayor mano de obra intensiva</li> <li>• La siembra puede tomar semanas o meses para completarse</li> <li>• El desarrollo del cultivo no es uniforme debido a la siembra en etapas</li> <li>• La fecha de siembra depende de los requerimientos de estratificación</li> <li>• Posible deformación de la raíz si no se hace correctamente</li> </ul>
<p><b>Trasplante de emergentes:</b> Las semillas son sembradas en charolas de siembra para su germinación; después de algunas semanas, las plantas son trasplantadas en los contenedores de producción (“repique”)</p>	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Semillas pequeñas o frágiles</li> <li>• Semillas de calidad desconocida o baja pureza</li> <li>• Lotes de semillas escasos o valiosos</li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Buena utilización del espacio de crecimiento</li> <li>• Uso eficiente de las semillas</li> <li>• Posibilidad de hacer ajustes para semillas desconocidas</li> <li>• Desarrollo del cultivo más uniforme</li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>• El trasplante requiere habilidad y es intensivo en mano de obra</li> <li>• Dificultad para controlar la densidad en las charolas de siembra, y el potencial de enfermedades es alto</li> <li>• Probable deformación de raíz si no se hace correctamente</li> </ul>
<p><b>Trasplante de minicépellones:</b> Las semillas se siembran directamente en contenedores pequeños y se trasplantan después a contenedores de mayor tamaño</p>	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Semillas de tamaño pequeño a medio</li> <li>• Semillas de alta calidad con datos de pruebas de viabilidad</li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Buen uso del espacio de producción con el resultante ahorro en costo</li> <li>• Posibilidad de siembra y trasplante mecanizado</li> <li>• Desarrollo uniforme del cultivo</li> <li>• Sin daños a la raíz por trasplante</li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Requiere dos juegos de contenedores</li> <li>• El momento para realizar el trasplante es crítico para evitar ataduras de los minicépellones</li> <li>• Intensiva mano de obra para el trasplante y por lo tanto costosa</li> </ul>

Fuente: Modificado de Landis and Simonich (1984).

**Siembra manual.** Los lotes de semillas pequeños siempre se siembran a mano ya que se requiere una cierta cantidad mínima de semillas para operar una sembradora. En la actualidad, no existen sembradoras que pueden manejar grandes semillas (Figura 6.2.29A), por lo que deben también ser sembradas a mano. Las semillas muy pequeñas también son difíciles de manejar, no sólo debido a su tamaño, sino también porque la electricidad estática provoca que se agrupen. Sin embargo, pueden ser sembradas con un palillo de dientes húmedo o un alfiler (Figura 6.2.29 B-G).

**Equipos de siembra.** Las semillas de forma uniforme y con una cubierta lisa, como las de los pinos, pueden sembrarse de forma mecánica. La gama de equipos de siembra va desde las sembradoras manuales relativamente baratas como el marco perforado ("shutterbox") y de placa de vacío caseras (Figura 6.2.29H), hasta las sembradoras comerciales de vacío de punta de aguja, que puede depositar una semilla por cavidad con una extremada precisión. En los viveros mecanizados, la sembradora es incluida en una línea de siembra, donde los contenedores son llenados con sustrato, se siembran, y se cubren en una misma operación. Sin embargo, la precisión de muchos sembradoras es tal que los trabajadores tienen aun que llenar las cavidades vacías en forma manual (Figura 6.2.29I) (ver la sección 1.4.5.3 del volumen 1 de esta serie para una discusión completa sobre equipos de siembra).

El éxito de la siembra directa depende de la precisión de los datos obtenidos en la prueba a las semillas, la técnica de siembra, y las condiciones en el ambiente de propagación. Los productores novatos deben darse cuenta que la emergencia real de las plántulas puede ser diferente a los resultados de las pruebas de germinación de laboratorio, las cuales se realizan en condiciones ambientales ideales. Por lo tanto, los viveristas deben ajustar esta discrepancia sobre la base de su propia experiencia práctica.

Una vez más, la importancia de mantener registros precisos y detallados no se debe subestimar.

**Cuadro 6.2.16** Formulario típico para calcular los requerimientos de semillas para cultivos de viveros en contenedor.

Nombre del vivero: _____								
Fecha: _____								
Dirección: _____								
Contacto: _____								
Método de envío: _____								
Tratamiento de semilla deseado: Ninguno <input type="checkbox"/> Estratificación con frío húmedo <input type="checkbox"/> Otro (especificar) <input type="checkbox"/> _____								
Lote de semilla: _____								
No. semillas/peso (kg o lb): _____								
Prueba de germinación (%): _____								
No. de cavidades a sembrar*: _____								
No. de semillas por cavidad**: _____								
Peso de semillas requeridas (kg o lb)***: _____								
Fecha en que las semillas serán requeridas: _____								
* Total de cavidades, incluida la sobresiembra: 1. Cavidades a sembrar X No. de semillas/cavidad = total de semillas a sembrar 2. Total de semillas a sembrar ÷ No. de semillas/peso = peso de semillas requeridas								
** Uso de tasas recomendadas de siembra:								
<table border="1"> <thead> <tr> <th>Germinación %</th> <th>Semillas/cavidad</th> </tr> </thead> <tbody> <tr> <td>85 – 100</td> <td>2</td> </tr> <tr> <td>75 – 85</td> <td>3</td> </tr> <tr> <td>&lt; 75</td> <td><b>No recomendado</b></td> </tr> </tbody> </table>	Germinación %	Semillas/cavidad	85 – 100	2	75 – 85	3	< 75	<b>No recomendado</b>
Germinación %	Semillas/cavidad							
85 – 100	2							
75 – 85	3							
< 75	<b>No recomendado</b>							
*** Redondear al más cercano 0.1 kg o 0.25 lb								

Fuente: Wood (1994)



A



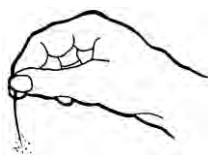
B



C



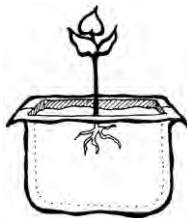
D



E



F



G



H



I

**Figura 6.2.29** Para la siembra directa, las semillas grandes como las de este *Juglans californica* deben ser sembradas a mano (A), pero muchas de las semillas muy pequeñas son difíciles de manejar – como estas de *Eucalyptus* spp. – y pueden ser sembradas con un palillo de dientes húmedo o con un alfiler (B). Se humedece la punta del palillo (C), y se sumerge en las semillas secas (D). La semilla se adhiere a la punta (E) y pueden ser sembradas en el contenedor (F) donde los múltiples emergentes son deshijados para dejar sólo una planta (G). Las semillas de la mayoría de especies comerciales de árboles pueden ser sembradas con un equipo casero o comercial (H), aunque muchas sembradoras comúnmente usadas carecen de precisión y deben ser supervisadas por los trabajadores, quienes siembran cualquier cavidad vacía (I). (B-G, modificadas de Weber and Stoney, 1986).



### 6.2.8.2 Plantación de germinantes de la estratificación

La siembra de germinantes consiste en colocar las semillas pregerminadas en los contenedores de crecimiento, y es particularmente bien adaptado a las semillas grandes (Cuadro 6.2.15). Este procedimiento es referido en algunas ocasiones como plantación de "brotes" (Finnerty and Hutton, 1993), aunque se considera que "germinantes" es un término más preciso y descriptivo. La plantación de germinantes es más comúnmente usado para las semillas que requieren estratificación con frío húmedo, aunque puede ser también utilizado para las semillas que requieren estratificación con calor húmedo. Incluso se puede utilizar para las semillas de *Acer* spp. o *Juniperus* spp. que requieren ambos tratamientos. La siembra de germinantes es particularmente útil para los lotes de semilla de calidad variable o para aquellos para los que no se dispone de datos de las pruebas de germinación. Es comúnmente usado para las coníferas comerciales como *Abies* spp. que suelen tener pruebas con baja germinación y para semillas grandes de especies de madera dura como la de *Quercus* spp. (Figura 6.2.24). En un vivero del oeste intermontano especializado en plantas nativas, la técnica de germinantes se utilizó para cerca del 15% de las especies (Landis and Simonich, 1984). También es popular en los países en desarrollo que no realizan pruebas a la semilla de forma rutinaria, y donde los costos de la mano de obra son bajos. La siembra de germinantes no sólo asegura que una semilla viva se coloca en cada contenedor, sino que las plantas resultantes son más grandes, ya que pueden comenzar a crecer inmediatamente (Cuadro 6.2.17).

El proceso de siembra de germinantes es relativamente simple. Las semillas frescas o procedentes del almacén se sumergen en un tanque de agua aireada, de 24 a 48 horas para lograr una imbibición total y limpieza de sus cubiertas. Posteriormente se colocan ya sea en estratificación en frío húmedo o calor húmedo hasta que comiencen a germinar. Algunos propagadores cubren sus semillas con un plaguicida protector para reducir el desarrollo

de mohos (Finnerty and Hutton, 1993), aunque esto sólo debe hacerse cuando sea absolutamente necesario, debido a la posible fitotoxicidad y preocupación por la salud. Las semillas más grandes son algunas veces colocadas en bolsas de plástico y mezcladas con un sustrato húmedo como el musgo *Sphagnum* o una arpillera húmeda, para mantener una humedad alta (Figura 6.2.30A). Las semillas más pequeñas son estratificadas desnudas en una charola para que las semillas germinadas sean más fáciles de localizar. Se ha utilizado una gran variedad de charolas comunes incluyendo las bandejas de carne de poliestireno expandido, o moldes para pasteles con tapas de plástico transparente. Una innovación consiste en la dispersión de las semillas en una tela de malla plegada, entre capas húmedas de sustrato a base de turba y vermiculita (Figura 6.2.30B). Para la estratificación en frío húmedo, las bolsas o charolas se colocan en condiciones normales de refrigeración, de 1 a 2°C (34 a 36°F), o se dejan bajo una cubierta húmeda en un invernadero para la estratificación con calor húmedo.

Las semillas son verificadas cada ciertos días o semanas para monitorear la germinación, y tan pronto como la radícula comienza a emerger (Figura 6.2.30C), la semilla se siembra en el contenedor de crecimiento. Las semillas grandes pueden ser plantadas con los dedos, aunque las más pequeñas requieren pinzas (Figura 6.2.30D). Algunos productores prefieren podar la radícula de las especies con raíz dominante, como *Quercus* spp. antes de la siembra, para asegurar un sistema radical más fibroso. No más de 1.5 a 3.0 milímetros (0.06 a 0.12 in) se recorta con tijeras o con la uña (Emery, 1988). **La colocación de las semillas germinadas es muy importante.** Las semillas deben ser sembradas ya sea de costado o con la radícula extendida hacia abajo. Las semillas mal colocadas desarrollarán un doblez en sus tallos (Figura 6.2.30E) que los vuelven frágiles y se rompen cuando se hacen más grandes (Figura 6.2.30F). La principal desventaja de la técnica de germinantes es que la siembra se extenderá durante varias semanas o incluso meses, dependiendo del grado de dormancia de la



semilla, y el desarrollo del cultivo resultante será desigual, produciendo plantas con un amplio rango de tamaños y edades (Cuadro 6.2.15).

### 6.2.8.3 Trasplante de emergentes de las charolas de siembra o "repique"

Debido a que muchas semillas de especies forestales y de conservación son demasiado pequeñas o frágiles para ser sembradas directamente o incluso plantadas como germinantes, otra técnica consiste en la siembra de semillas en charolas poco profundas. Después de la germinación, las plántulas que emergen (emergentes) son trasplantadas a los contenedores de crecimiento (Cuadro 6.2.15). Este procedimiento es también comúnmente conocido como "repique" o "trasplante" (Emery, 1988). El trasplante de emergentes es particularmente popular para las especies nativas debido a sus complejos requerimientos de dormancia, además de que sus semillas son pequeñas y de formas irregulares (Finnerty and Hutton, 1993). En un vivero de plantas nativas, cerca de 65% de las especies fueron propagadas mediante el trasplante de emergentes (Landis and Simonich, 1984).

**Cuadro 6.2.17** La siembra de semillas germinadas de *Hardwickia binata* no sólo incrementaron significativamente la supervivencia de las plantas, sino que también, tuvieron un consecuente crecimiento comparado con las semillas remojadas o sin tratar.

Tratamiento a la semilla	Supervivencia (%)	Altura (cm)	Diámetro del tallo (mm)
Sin tratar	63	7.8	0.8
Remojo en agua	84	12.4	1.3
Pre-germinado	90	15.9	1.6

Fuente: Suresh *et al.* (1994)

Las semillas que requieren escarificación deben ser tratadas antes de la siembra y aquellas que requieren estratificación en frío húmedo se pueden sembrar en charolas durante el otoño para luego ser colocadas en un refrigerador o incluso fuera, en un lugar protegido para obtener la estratificación natural. En este último caso, las charolas de semillas deben ser irrigadas periódicamente para prevenir la desecación y protegerlas contra la depredación de roedores. Cuando estas charolas son llevadas al invernadero en la primavera, las semillas germinan casi de inmediato. Algunas especies pueden germinar mejor a temperaturas más bajas. Por ejemplo, las semillas de *Gaultheria* spp. son sembradas sobre cubiertas planas con marcos fríos, donde la temperatura es cercana a los 13 °C (55 °F) (Date, 1994).

El trasplante de emergentes comienza con la siembra de semillas en las charolas de germinación. Estas charolas poco profundas se llenan con aproximadamente 5 cm (2 in) de sustrato estándar a base de turba y vermiculita, el cual es ligeramente comprimido hasta que esté firme, pero no compactado. Las semillas más grandes se dispersan con la mano sobre la superficie del sustrato, mientras que las semillas más pequeñas pueden sembrarse con un salero con los agujeros agrandados en la parte superior. Las semillas se cubren con una ligera capa de textura fina, como el polvo de arena, se riega y se coloca en un invernadero y se humedece ligeramente (Figura 6.2.31A). Cuando las plántulas en germinación alcanzan la etapa de cotiledón y comienzan a desarrollar su primer conjunto de hojas primarias, están listas para ser trasplantadas a los contenedores de crecimiento (Figura 6.2.31B). El mejor tamaño o edad para el trasplante varía con la especie, sin embargo, las especies de hoja ancha con grandes cotiledones, como el zumaque (*Rhus* spp.), deben ser trasplantadas en la etapa de 2 hojas, mientras que aquellas con cotiledones más pequeños, como *Mimilus* spp., no deben trasplantarse hasta la etapa de 6 a 8 hojas (Emery, 1988). Con el *Picea mariana* y el *Pinus banksiana* el trasplante fue imposible después del desarrollo de las agujas primarias,

ya que la incidencia y severidad de la deformidad de la raíz aumentó con la cantidad de tiempo más allá de la etapa de hipocótilo erecto (Scarratt, 1991).



A



B



C



D



E



F

**Figura 6.2.30** Para la plantación de germinantes, las semillas son pretratadas con una estratificación desnuda de frío-húmedo (A) o en el sustrato (B) hasta que comienzan a germinar (C); posteriormente, los germinantes son plantados de forma individual con la mano en los contenedores de crecimiento (D). Las semillas germinadas deben ser orientadas de forma apropiada con la raíz apuntando hacia abajo (E) o las plantas desarrollarán un doblez en el tallo (F).



El trasplante consiste en manipular los emergentes para aflojarlos de la charola de siembra (Figura 6.2.31C), haciendo un agujero plantador en el centro del sustrato del contenedor de crecimiento, la colocación de una planta en el hoyo y reafirmar el sustrato alrededor del tallo (Figura 6.2.31D). Desafortunadamente, este procedimiento a veces produce una raíz en forma de "J" o una torcedura en el tallo de la planta (Gordon and Hayes, 1994). Esta deformidad no sólo puede reducir el crecimiento en el vivero, sino que también provoca debilidad mecánica o mortalidad después de la plantación (Figura 6.2.31E). Con la reducción de la longitud de la raíz principal de las plantas del abeto en un 50%, se encontró una mejora importante en el éxito del trasplante, aunque este tratamiento de recorte fue menos eficaz a medida que los emergentes crecieron más (McCure, 1995; Singh *et al.*, 1984). En otra forma novedosa para evitar la deformación de la raíz, los productores han desarrollado una herramienta de trasplante consistente en una sonda afilada con un muesca en la punta en forma de "V" (Figura 6.2.31F). La parte superior del emergente se sostiene con una mano y la inferior de la raíz se engancha con la punta mellada de la herramienta (Figura 6.2.31G). La raíz se empuja hacia abajo en el sustrato hasta que la planta se ubica a una profundidad adecuada. Posteriormente, mientras la plántula se mantiene estabilizada, la parte enganchada de la raíz se corta y se retira la herramienta (Figura 6.2.31H). Esta simple técnica deja sin la posibilidad de que el emergente trasplantado desarrolle raíz en forma de "J" u otra deformación que las raíces pueden desarrollar normalmente (Figura 6.2.31I).

El trasplante de emergentes requiere cierto grado de habilidad, aunque el proceso puede ser fácilmente dominado con un cierto entrenamiento (Cuadro 6.2.15). Este procedimiento demanda mucha mano de obra, en comparación con la siembra directa o siembra de germinantes, pero un trabajador con experiencia puede trasplantar hasta 2,000 emergentes en una jornada de 8 horas (Landis and Simonich, 1984).

#### 6.2.8.4 Nuevas técnicas de siembra

Los viveristas están buscando constantemente mejores formas para la siembra de semillas y con mejores índices costo/beneficio.

**Trasplante de minicepellones.** Una opción relativamente nueva de propagación es realizar la siembra de semillas en recipientes de pequeño volumen ("minicepellones") o pastillas de turba. Una vez que las plántulas se han establecido en estas pequeñas cavidades, éstas son extraídas y trasplantadas en el contenedor de crecimiento. El trasplante se realiza comúnmente a mano, y los productores han desarrollado herramientas innovadoras, como plantadores y espátulas para hacer los procesos más fáciles y rápidos (Figura 6.2.32A). La etapa de desarrollo de las plántulas en el momento del trasplante es muy importante, ya que deben tener un cepellón lo suficientemente firme para soportar la manipulación, pero no demasiadas raíces que podrían deformarse después del trasplante (Figura 6.2.32B).

Los minicepellones se han utilizado con éxito por varios años para el trasplante en el sistema de producción a raíz desnuda (Gelinis, 1990), aunque este procedimiento sigue siendo muy nuevo en el de contenedores. Esta tecnología tiene una aplicación particular en los viveros que tienen una gran producción en contenedor, debido al valioso espacio de crecimiento que debe ser conservado para el crecimiento de los minicepellones en el invernadero. Una vez que se trasplantan, éstos deben ser movidos a casas sombra o en estructuras a cielo abierto, las cuales son mucho menos costosas de operar. El mayor inconveniente de esta técnica es el costo de la manipulación y el trasplante (Cuadro 6.2.15). El ahorro de espacio en el invernadero y su calentamiento debe compensar el costo de los contenedores adicionales y el trasplante. Se han utilizado durante muchos años equipos de trasplante de cepellones para las flores y hortalizas, y en la actualidad están disponibles trasplantadoras de minicepellones para las plantas de especies forestales y de conservación. (ver la sección 1.4.5.6 en el volumen 1 de esta serie para mayor información).



A B



C



D



F



G



H



I

**Figura 6.2.31** Para trasplantar emergentes, las semillas son sembradas manualmente en la superficie del sustrato, en charolas poco profundas y cubiertas con un delgado mantillo (A) y posteriormente colocadas en un ambiente propicio, donde puedan germinar. Cuando los emergentes logran la etapa de hojas primarias (B), éstos son cuidadosamente removidos de la charola de siembra (C) y trasplantados en el contenedor de crecimiento (D). Una técnica apropiada de trasplante es crítica o las plantas desarrollarán una raíz principal torcida (E). Este defecto puede ser evitado usando una sonda afilada (F) para enganchar la base de la raíz (G). Mientras se sujeta el tallo, la raíz del emergente es presionada hacia abajo en el sustrato, y la punta enganchada se corta con un movimiento hacia abajo de la parte afilada (H). Esta técnica orienta la planta en una posición vertical y la raíz podada produce un sistema radical más fibroso (I).





A



B

**Figura 6.2.32** El uso de contenedores de volúmenes pequeños (“minicépellones”) para iniciar la producción de las plántulas (A), las cuales serán trasplantadas a contenedores más grandes (B), es una nueva opción de propagación que ahorra tanto semillas como el valioso espacio de producción en el invernadero.

**Perforación fluida.** La técnica de perforación fluida, que también se conoce como siembra con gel, implica la germinación de semillas en agua aireada a las temperaturas óptimas para la germinación, hasta que emerja la radícula. Las semillas no viables y de lenta germinación son removidas del resto de las semillas por separación de densidad. Las semillas germinadas se mezclan con un gel viscoso y se siembran con sembradoras especializadas (Taylor and Harman, 1990). La perforación fluida mantiene buena humedad alrededor de las semillas y también las protege de un manejo rudo. Otra ventaja es que los geles se pueden utilizar para suministrar agentes de biocontrol, como fungicidas para el control de enfermedades de las plantas como el *damping-off*.

En Sudáfrica, las semillas de *Eucalyptus* spp. y *Pinus* spp. con menos de 90% de germinación han sido sembradas operacionalmente desde 1986 mediante siembra con gel (South and Young, 1994). Semillas del mismo tamaño y masa son germinadas en agua y después separadas usando una solución azucarada. Después de la separación, los germinantes son sembrados mediante sembradoras especiales de precisión al vacío. En los Estados Unidos la siembra con gel es aún experimental y resulta prometedora para semillas de alto valor. Barnett (1985b) mostró que si los lotes de semilla de alta calidad de los pinos del sur (90% o más de germinación) recibían un pretratamiento con frío por alrededor de 60 días y luego se sumergían en agua aireada a 24°C (75°F), cerca de 85% de las semillas tendrían sus radículas emergiendo dentro de 4 a 5 días.

**Siembra de una sola semilla.** El número de semillas a sembrar por cavidad normalmente se calcula basándose en el porcentaje de germinación, como se explica en la sección 6.2.8.1. Sin embargo, con semillas que son valiosas o de limitada disponibilidad, la economía de sembrar una sola semilla llega a ser más atractiva. El aumento de los costos de mano de obra para el deshije de planta es también otra consideración: South and Young (1994) calcularon que los costos de deshije



fueron 34% mayores cuando se sembraron dos semillas por cavidad, comparando con los costos de la siembra de una sola semilla.

La siembra de una sola semilla también tiene beneficios genéticos debido a las presiones de selección desigual planteado por ciertas prácticas en los viveros que producen en contenedores. Se ha estimado que la germinación, el deshije y el sacrificio de la planta contribuyen en 66, 20 y 14%, respectivamente, a la variación total en el cultivo final (El-Kassaby and Thomson, 1996). Los autores recomiendan la siembra de una sola semilla como una forma de mantener la biodiversidad natural en los lotes de semilla silvestre o para obtener una ganancia razonable, con semillas genéticamente mejoradas.

## 6.2.9 Tapado de semillas

Después de que la semilla se ha sembrado en el contenedor o la cavidad, éstas deben ser tapadas con un mantillo con un material que las mantenga húmedas y protegidas hasta que éstas puedan germinar. El tapado de las semillas ayuda a mantener la semilla en contacto con el sustrato, además de que reduce el desarrollo de criptógamas, como el musgo, las algas y líquenes (Figura 6.2.33A)(ver la sección 5.1.5.4 en el volumen 5 de esta serie para mayor información en el manejo de estas plagas).

### 6.2.9.1 Tipos de coberturas

Muchos materiales han sido usados para tapar las semillas incluyendo los componentes comunes de los sustratos, como la turba, la vermiculita y la perlita. Los materiales orgánicos trabajan razonablemente bien aunque promueven el crecimiento de criptógamas en la mayoría de los ambientes húmedos necesarios para germinar semillas (Tinus and McDonald, 1979). Por ello, en años recientes están siendo populares otros materiales orgánicos, como la arena de grano grueso o granito de arena. Sin embargo, algunos materiales son desagradables o incluso peligrosos de usar. Dado que los tipos comunes de perlita grado hortícola contiene polvos que pueden irritar los pulmones de los trabajadores, se deben usar máscaras de protección (Figura 6.2.33B). Algunas marcas comerciales contienen una etiqueta de precaución informando que la inhalación prolongada del sílice cristalino puede provocar un daño pulmonar retardado denominado silicosis, además de que se ha encontrado que puede provocar cáncer en animales de laboratorio.

Cuando se adquieran coberturas para las semillas, es necesario observar las siguientes características:

**Textura:** Una de las funciones principales de la cobertura de las semillas es mantener un ambiente “húmedo pero no mojado” en torno a la semilla en germinación. Para los productores

novatos, puede parecer lógico seleccionar un material que retenga agua, aunque esto no es el caso. Una buena cobertura de la semilla funciona al crear un rompimiento en la textura de la capa superior del sustrato (Figura 6.2.33C). Debido a que el sustrato tiene una textura más fina, el agua no se moverá hacia las coberturas gruesas de la semilla, con lo cual la superficie del sustrato se mantendrá húmeda creando condiciones ideales para la germinación.

**Acumulación de calor.** Las semillas en germinación son dañadas fácilmente por calor. Las temperaturas en la superficie del sustrato de color oscuro o de la cobertura de las semillas pueden exceder significativamente a las del ambiente de propagación. La luz solar intensa en el invernadero puede provocar rápidamente temperaturas que alcanzan niveles dañinos cuando se usan coberturas de colores oscuros, por lo cual deberán siempre usarse materiales de colores claros. Los viveros de la costa de la Columbia Británica (Canadá) usaron un grano oscuro por muchos años, pero cambiaron a materiales muy claros cuando muchas plantas emergentes resultaron dañadas durante una primavera inusualmente soleada.

**Esterilidad.** Dado que las semillas en germinación son muy susceptibles al ataque de hongos o bacterias, cualquier material en contacto directo con ellas obviamente debe ser estéril. Algunas coberturas de semillas son intrínsecamente estériles, incluyendo a la vermiculita y la perlita, debido a que se calientan a altas temperaturas durante su procesamiento. El musgo de la turba *Sphagnum* se considera a menudo estéril, pero recientemente se ha demostrado que es falso. Las coberturas de semillas necesitan ser probadas o esterilizadas con calor antes de su uso.

**pH.** Los productores deben tratar de mantener condiciones ligeramente ácidas (pH 5.0 a 6.0) en torno a las semillas en germinación para desalentar hongos del tipo *damping-off*.

Algunas coberturas de las semillas están hechas de conchas de mar trituradas, que son un 90% de carbonato de calcio, y algunas arenas gruesas también pueden ser calcáreas. Tales materiales pueden hacer que el pH alrededor de la semilla en germinación sea demasiado alto, por lo que los productores siempre deben probar cualquier nuevo material potencial. El musgo de turba *Sphagnum* tiene el pH ideal y las grandes fibras pueden molerse al tamaño adecuado, forzándolos a través de un malla de 6.4 mm (0.25 in) (Emery, 1988).

**Peso.** Las coberturas de las semillas, como la grava o la arena son relativamente pesadas y puede resultar costoso su envío, por lo cual los productores tratan de encontrar un proveedor local. La perlita es muy ligera lo cual puede ser una desventaja, ya que tiende a volar fuera de los contenedores hasta que son regados, e incluso pueden ser desplazadas por las gotas pesadas de agua (Tinus and McDonald, 1979).

### 6.2.9.2 Profundidad adecuada y uniforme

La profundidad ideal de la cobertura de las semillas depende de su tamaño y, en cierta medida, del tipo de sistema de riego. Una buena regla general es la de tapar las semillas a una profundidad que es aproximadamente el doble de su diámetro más pequeño (Figura 6.2.33C), aunque este efecto varía con el tamaño de la semilla. En un estudio con *Pseudotsuga menziesii* y *Tsuga heterophylla*, las semillas más grandes de la primera germinaron y emergieron en todos los tratamientos de profundidad de siembra, mientras que para las semillas pequeñas de la segunda, todas tuvieron problemas, excepto en las profundidades más someras (Minore, 1985). Las semillas muy pequeñas o aquellas que requieren altos niveles de luz deben dejarse destapadas y humedecidas frecuentemente o tapadas con un material de textura fina como la turba molida de *Sphagnum* (Emery, 1988). Por ejemplo, semillas de *Chamaecyparis thyoides* germinaron mejor cuando se presionaron al suelo, y luego se dejaron sin tapar y posteriormente se regaron por un sistema de nebulización de manera que la superficie del sustrato se mantuvo húmedo (Boyle and Kuser, 1994).

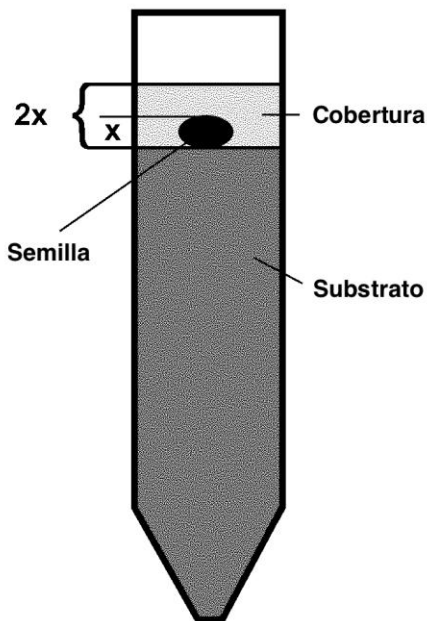
Es particularmente difícil mantener una profundidad uniforme de la cobertura de la semilla si los contenedores se llenan de forma desigual con el sustrato. Cualquier recubrimiento de las semillas debe ser de una profundidad uniforme o la germinación de las semillas y su emergencia variarán ampliamente. La mayoría de las semillas son fototrópicas y germinarán y emergerán con mayor rapidez cuando no se cubren muy profundamente. La profundidad de la cobertura de la semilla no sólo afecta la tasa de germinación sino también, el tamaño de las plantas en desarrollo. El tiempo que tardan en emerger las plantas de *Larix sibirica* casi se duplicó cuando se aumentó la cobertura de 5 a 10 mm (0.2 a 0.4 in), y fue diferente para vermiculita y la arena (Figura 6.2.33D). El tamaño de las plantas de *Larix* spp. también se redujo significativamente a medida que la profundidad de cobertura de las semillas aumentó para ambos materiales (Figura 6.2.33E). Además, las semillas de bajo vigor podrían no tener la energía suficiente para empujar a través de una cobertura profunda de las semillas.



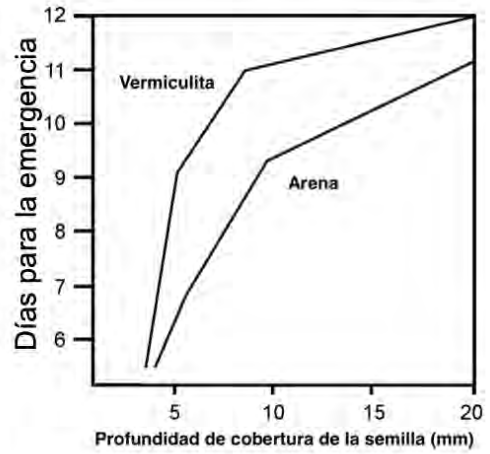
A



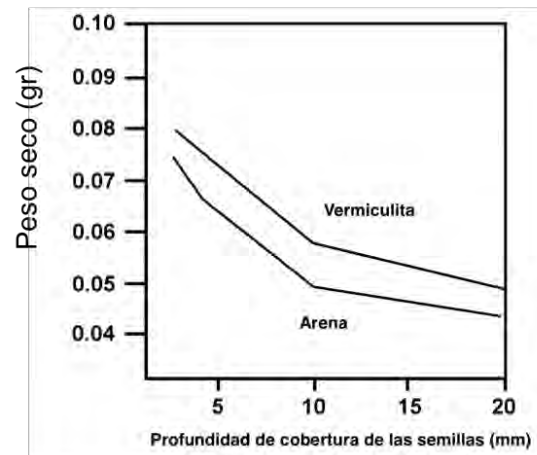
B



C



D



E

**Figura 6.2.33** Después de la siembra, las semillas y los germinantes son tapados con un cubierta delgada para mantenerlas húmedas y prevenir el crecimiento de criptógamas (A). Los materiales de colores claros son favorables dado que reflejan la intensa luz solar, aunque algunos, como la perlita son polvosos y requieren precauciones especiales (B). La profundidad recomendada para el tapado de las semillas es de dos veces el ancho de las semillas (C). Si la cobertura es demasiado profunda ésta puede inhibir la germinación (D) e incluso afectar el tamaño de la planta (E). Una cobertura de las semillas dispereja es peor que cualquiera de las anteriores, ya que las tasas de germinación variarán fuertemente (D y E, modificado de PFRA, 1983).

## 6.2.10 Resumen

La mayoría de las especies forestales y de conservación se propagan a partir de semillas para mantener la amplia adaptación genética, que es crítica para el éxito del establecimiento de las plantas y el crecimiento en el ambiente natural. Los productores deben familiarizarse con la anatomía de las semillas de las plantas que desean propagar, por lo que resulta obligado un conocimiento básico de la biología de las semillas. La fuente de semillas es importante ya que afecta el crecimiento de las plantas en el vivero, pero, más importante aún, las plantas deben adaptarse al sitio de plantación. Si la semilla no es suministrada por el cliente, los productores deben insistir en la fuente de semilla adecuada al momento de su compra. Una semilla de alta calidad es esencial para producir consistentemente cultivos de plantas superiores, y la única manera de determinar la calidad de las semillas es por medio de pruebas, las cuales tardan varias semanas, por lo que los productores deben programar suficiente tiempo para las pruebas antes de que se preparen las semillas para la siembra. A diferencia de las semillas de los cultivos hortícolas, que han sido criadas para germinar inmediatamente después de la siembra, aquellas de muchas especies forestales y de conservación desarrollan dormancia después de que maduran. Por lo tanto, la mayoría necesita algún tipo de tratamiento previo a la siembra, como la estratificación en frío húmedo.

Las semillas de la mayoría de las especies forestales y de conservación normalmente están contaminadas con hongos y bacterias, por lo cual deben ser limpiadas de manera que los patógenos no se introduzcan al ambiente del vivero. El proceso actual de la siembra de las semillas en los contenedores varía con el tipo de semillas y su calidad, la cual se determina con una prueba de viabilidad. Los productores utilizan tres métodos de propagación (siembra directa, plantación de germinantes y el trasplante de emergentes) y su elección depende de la calidad y sus dimensiones. La siembra directa es más común y, a pesar de que

las semillas grandes o de forma irregular deben ser sembradas a mano, la mayoría de las semillas de coníferas comerciales se siembran mecánicamente. El número de semillas a sembrar por contenedor depende de su calidad, y va desde 1 a un máximo de 6. Las semillas se tapan con una cobertura para proteger a las semillas en germinación y mantenerlas húmedas. Con la siembra múltiple, las plántulas adicionales deben ser removidas físicamente. La propagación por semilla seguirá siendo la técnica más popular en los viveros forestales y de conservación y cada vez son más comunes nuevas innovaciones como los trasplantes de minicepellones y la siembra de precisión.



## 6.2.11 Referencias bibliográficas

### 6.2.11.1 Literatura citada

AOSA [Association of Official Seed Analysts]. 1995. Tetrazolium testing handbook (No. 29). Lincoln, NE: AOSA. 22 p.

Alexander NL, Flint HL, Hammer PA. 1984. Variation in cold-hardiness of *Fraxinus americana* stem tissue according to geographic origin. *Ecology* 65(4): 1087-1092.

Axelrood PE, Neumann M, Trotter D, Radley R, Shrimpton G, Dennis J. 1995. Seedborne *Fusarium* on Douglas-fir: pathogenicity and seed contamination. *New Forests* 9 (1): 35-51.

Balmer WE, Space JC. 1976. Probability tables for containerized seedlings. Atlanta: USDA Forest Service, Southern Area, State and Private Forestry. 27 p.

Banerjee M. 1994. A presowing treatment for spruce and lodgepole pine. *Seed and Seedling Extension Topics* 7(2): 7-8.

Barnett JP. 1971. Aerated water soaks stimulate germination of southern pine seeds. *Res. Pap. SO-67*. New Orleans: USDA Forest Service, Southern Forest Experiment Station. 9 p.

Barnett JP. 1972. Drying and storing stratified loblolly pine seeds reinduces dormancy. *Tree Planters' Notes* 23(3): 10-11.

Barnett JP. 1976. Sterilizing southern pine seeds with hydrogen peroxide. *Tree Planters' Notes* 27(3): 17-19.

Barnett JP. 1981. Imbibitional temperatures affect seed moisture uptake, germination, and seedling development. In: *Proceedings, 1st Biennial Southern Silvicultural Research Conference*. Gen. Tech. Rep. SO-34. New Orleans: USDA Forest Service, Southern Forest Experiment Station: 41-45.

Barnett JP. 1985a. Estimating seed vigor by sugar exudates and radicle elongation. *Tree Planters' Notes* 36(31): 16-19.

Barnett, J.P. 1985b. Fluid drilling: a technique for improving nursery seedling establishment. In: *Proceedings, 3rd Biennial Southern Silvicultural Research Conference*. Gen. Tech. Rep. SO-54. New Orleans: USDA Forest Service, Southern Forest Experiment Station: 38-41 .

Barnett JP. 1985c. Techniques for improving the performance of southern pine seeds in nurseries. In: *Practices for the southern pines*. *Proceedings, International Symposium of Nursery Management*, Montgomery, AL. Auburn University, AL: Alabama Agricultural Experiment Station: 102-112.

Barnett JP. 1986. Principles of sowing southern pine seeds. In: Schroeder, R.A., comp. *Proceedings, Southern Forest Nursery Association Annual Meeting; 1986 July 22-24; Pensacola, FL*. Tallahassee: Florida Division of Forestry: 22-31.

Barnett JP. 1997. Practical guidelines for producing longleaf pine seedlings in containers. *Gen. Tech. Rep. SRS-14*. Asheville, NC: USDA Forest Service, Southern Research Station. 28 p.

Barnett JP.; McGilvray JM. 1997. Practical guidelines for producing longleaf pine seedlings in containers. *Gen. Tech. Rep. SRS-14*. Asheville, NC: USDA Forest Service, Southern Research Station. 28 p.

Barnett JP, McLemore BF. 1967. Germination of loblolly pine seed hastened by soakings in aerated cold water. *Tree Planters' Notes* 18(2): 24-25.

Barnett JP, McLemore BF. 1984. Germination speed as a predictor of nursery seedling performance. *Southern Journal of Applied Forestry* 8: 157-162.

Barnett JP, Pesacreta TC. 1993. Handling longleaf pine seeds for optimal nursery performance. *Southern Journal of Applied Forestry* 17: 180-187.

Belcher EW, Leach GN, Gresham HH. 1984. Sizing slash pine seeds as a nursery practice. *Tree Planters' Notes* 35(2): 5-10.

- Belcher EW, Waldrip BJ Jr. 1972. Effect of thiram on seed mold and germination of slash pine. In: Proceedings, Association of Official Seed Analysts No. 62. Corvallis: Oregon State University: 91-93.
- Bergsten U. 1993. Removal of dead-filled seeds and invigoration of viable seeds: a review of a seed conditioning concept used on conifers in Sweden. In: Edwards DGW, ed. Dormancy and barriers to germination. Proceedings, IUFRO Project Group P2.04-00. Victoria, BC: Forestry Canada, Pacific Forestry Centre: 7-15.
- Bir RE. 1992. Growing and propagating showy native woody plants. Chapel Hill: University of North Carolina Press. 192 p.
- Bloomberg WJ. 1981. Disease caused by *Fusarium* in forest nurseries. In: Nelson PE, Toussan TA, Cook RJ. *Fusarium: diseases, biology and taxonomy*. University Park: Pennsylvania State University Press: 178-187.
- Bonner FT. 1981. Measurement and management of tree seed moisture. Res. Pap. SO-177. New Orleans: USDA Forest Service, Southern Forest Experiment Station. 4 p.
- Bonner FT. 1987. Effect of storage of loblolly and slash pine cones on seed quality. Southern Journal of Applied Forestry 11 : 59-65.
- Bonner FT. 1990. Storage of seeds: potential and limitations for germplasm conservation. Forest Ecology and Management 35:35-43.
- Bonner FT. 1991. Seed management. In: Duryea ML, Dougherty PA, eds. Forest Regeneration Manual. Boston: Kluwer Academic Publishers: 51-73.
- Bonner FA, tech. coord. [In press]. Woody plant seed manual, including tropical and range species. 3rd ed. Washington, DC: USDA Forest Service.
- Bonner FT, Maisenhelder LC. 1974. *Carya*, hickory. In: Schopmeyer CS, tech. coord. 1974. Seeds of woody plants in the United States. Agric. Handbk. 450. Washington, DC: USDA Forest Service: 269-272.
- Bonner FT, Vozzo JA. 1983. Measuring southern pine seed quality with a conductivity meter: does it work? In: Proceedings, Southern Nursery Conference. Savannah, GA. Tech. Bull. R8-TP4. Atlanta: USDA Forest Service, Southern Region, State and Private Forestry: 97-105.
- Bonner FT, Vozzo JA. 1986. Evaluation of tree seed by electrical conductivity of their leachate. Journal of Seed Technology 10:142-150.
- Bonner FT, Vozzo JA, Elam WW, Land SB Jr. 1994. Tree seed technology training course: instructor's manual. Gen. Tech. Rep. SO-106. USDA Forest Service, Southern Forest Experiment Station. 160 p.
- Boyer JN, South DB, Muller C, Vanderveer H, Chapman W, Rayfield W. 1985. Speed of germination affects diameter at lifting of nursery-grown loblolly pine seedlings. Southern Journal of Applied Forestry 9: 243-247.
- Boyle ED, Kuser JE. 1994. Atlantic white-cedar propagation by seed and cuttings in New Jersey. Tree Planters' Notes 45(3): 104-111 .
- Buschena CA, Ocamb CM, O'Brien J. 1995. Biological control of fusarium diseases of conifer seedlings. In: Landis TD, Cregg B, tech. coords. National Proceedings, Forest and Conservation Nursery Associations. Gen. Tech. Rep. PNW-GTR-365. Portland, OR: USDA Forest Service, Pacific Northwest Research Station: 130-134.
- Campbell RK, Sorensen FC. 1984. Genetic implication of nursery practices. In: Duryea ML, Landis TD, eds. Forest nursery manual: production of bareroot seedlings. Boston: Kluwer Academic Publishers: 183-191.
- Campbell SJ, Landis TD. 1990. Managing seedborne diseases in western forest nurseries. Tree Planters' Notes 41(4): 3-7.
- Campbell TE. 1982. The effects of presoaking longleaf pine seeds in sterilants on direct seeding. Tree Planters' Notes 33(1): 8-11 .
- Chaisurisri K, Edwards DGW, El-Kassaby, Y.A. 1994. Effects of seed size on seedling attributes in Sitka spruce. New Forests 8(1): 81-87.

- Cullum FJ, Gordon AG. 1994. Dormancy release of tree and shrub seeds using a compost activator pretreatment. Combined Proceedings of the International Plant Propagators' Society 43: 125-130.
- Czabator FJ. 1962. Germination value: an index combining speed and completeness of pine seed germination. Forest Science 8: 386-396.
- Danielson J, Riley L. 1995. Western larch containerized seed orchards: adapting a concept to meet the production seed needs of the Pacific Northwest. In: Ecology and management of *Larix* forests: a look ahead. Proceedings of an international symposium. Gen. Tech. Rep. INT-319. Ogden, UT: USDA Forest Service, Intermountain Research Station: 478-481
- Danielson RH, Tanaka Y. 1978. Drying and storing stratified ponderosa pine and Douglas-fir seeds. Forest Science 24:11-16.
- Date L. 1994. Propagation of Pacific Northwest native plants from seed. Combined Proceedings of the International Plant Propagators' Society 43: 299-300.
- Dirr MA, Heuser CW Jr. 1987. The reference manual of woody plant propagation: from seed to tissue culture. Athens, GA: Varsity Press. 239 p.
- Deitschman GH, Jorgensen KR, Plummer AP. 1974. Purshia DC., bitterbrush. In: Schopmeyer CS, tech. coord. 1974. Seeds of woody plants in the United States. Agric. Handbk. 450. Washington, DC: USDA Forest Service: 686-691.
- Dumroese RK, Wenny DL. 1987. Sowing sized seed of western white pine in a containerized nursery. Western Journal of Applied Forestry 2(4): 128-130.
- Dumroese RK, Wenny DL, Quick KE. 1990. Reducing pesticide use without reducing yield. Tree Planters' Notes 41(4): 28-32.
- Dunlap JR, Barnett JP. 1982. Germination characteristics of southern pine as influenced by temperature. In: Proceedings, Southern Forest Tree Seedling Symposium. Gen. Tech. Rep. SO-37. New Orleans: USDA Forest Service, Southern Forest Experiment Station: 33-36.
- Edwards DGW. 1981. Improving seed germination in *Abies*. In: Combined Proceedings of the International Plant Propagators' Society 31 : 69-78. 85
- Edwards DGW. 1986. Special prechilling techniques for tree seeds. Journal of Seed Technology 10: 151-171.
- Edwards DGW. 1987. Methods and procedures for testing tree seeds in Canada. For. Tech. Rep. 36. Ottawa: Canadian Forestry Service. 32 p.
- Edwards DGW. 1993. A historical overview of seed upgrading techniques and on to new roads of discovery. In: Proceedings, Joint Meeting of the B.C. Seed Dealers' Association and the Western Forest and Range Seed Council; 1993 June 2-4; Vernon, BC. Victoria, BC: Forestry Canada, BC Ministry of Forests: 21-24.
- Edwards DGW, El-Kassaby YA. 1995. Douglas-fir genotypic response to seed stratification. Seed Science and Technology 23(3): 771-778.
- Edwards DGW, Wang BSP. 1995. A training guide for laboratory analysis of forest tree seeds. Info. Rep. BC-X-356. Victoria, BC: Canadian Forest Service, Pacific Forestry Centre, 64 p.
- El-Kassaby YA, Thomson AJ. 1996. Parental rank changes associated with seed biology and nursery practices in Douglas- fir. Forest Science 42(2): 228-235.
- El-Kassaby YA, Chaisurisri K, Edwards DGW, Taylor DW. 1993. Genetic control of germination parameters of Douglas-fir, Sitka spruce, western redcedar, and yellow-cedar and its impact on container nursery production. In: Edwards DGW, ed. Dormancy and barriers to germination. Proceedings, IUFRO Project Group P2.04-00. Victoria, BC: Forestry Canada, Pacific Forestry Centre: 37-42.
- El-Kassaby YA, Edwards DGW, Taylor DW. 1992. Genetic control of germination parameters in Douglas- fir and its importance for domestication. Silvae Genetica 41(1): 48-54.
- Emery DE. 1988. Seed propagation of native California plants. Santa Barbara, CA: Santa Barbara Botanic Garden. 115.

- Eremko RD, Edwards DGW, Wallinger D. 1989. A guide to collecting cones of British Columbia conifers. FRDA Rep. 055. Victoria: British Columbia Ministry of Forests and Forestry Canada. 114 p.
- Finnerty TL, Hutton KM. 1993. Woody shrub propagation: a comprehensive approach. In: Landis TD, tech. coord. Proceedings, Western Forest Nursery Association; 1992 September 14-18; Fallen Leaf Lake, CA. Gen. Tech. Rep. RM-221. Fort Collins, CO: USDA Forest Service, Rocky Mountain Forest and Range Experiments Station: 82-91 .
- Fleming RL, Lister SA. 1984. Stimulation of black spruce germination by osmotic priming: laboratory studies. Info. Rep. 0-X-362. Sault Ste Marie, ON: Canadian Forestry Service, Great Lakes Forest Research Center. 26 p.
- Gelinas D. 1990. Seedling production in mini-cell containers in Quebec. In: Seedling production in Quebec: bareroot versus container seedlings. Proceedings, Northeastern State, Federal, and Provincial Nurseryman's Conference; 1990 July 23-26; Montreal, QC: Berthier, QC: Pepiniere Forestiere de Berthier.
- Gordon AC. 1992. Seed manual for forest trees. Great Britain For. Comm. Bull. 83. London: Her Majesty's Stationery Office, Publications Centre. 132 p.
- Gordon I, Hayes R. 1994. Control of woody root systems using copper compounds. Combined Proceedings of the International Plant Propagators' Society 44: 416-424.
- Gosling PG. 1988. The effect of drying *Quercus robur* acorns to different moisture contents, followed by storage, either with or without imbibition. Forestry 62: 41-50.
- Handreck KA, Black ND. 1994. Growing media for ornamental plants and turf. Randwick, NSW, Australia: University of New South Wales. 448 p.
- Hartmann HT, Kester DE, Davies FT Jr, Geneve RL. 1997. Plant propagation: principles and practices. 6th ed. Englewood Cliffs, NJ: Prentice Hall. 770 p.
- Hardin E. 1981. Quick test vs. standard germination test. In: Proceedings, Intermountain Nurseryman's and Western Forest Nursery Association Combined Meeting; 1980 August 12-14; Boise, ID. Gen. Tech. Rep. INT-109. Ogden, UT: USDA Forest Service, Intermountain Forest and Range Experiment Station: 71-73.
- Haridi MB. 1985. Effect of osmotic priming with poly ethylene glycol on germination of *Pinus elliotii* seeds. Seed Science and Technology 13: 669-674.
- ISTA [International Seed Testing Association]. 1985. International rules for seed testing. Seed Science and Technology 13(2): 299-355.
- Jones L. 1962. Ninth annual report, Eastern Tree Seed Laboratory. Asheville, NC: USDA Forest Service, Southeastern Forest Experiment Station. 18 p.
- Kolotelo D. 1996. Western redcedar seed. Seed and Seedling Extension Topics 9(1): 6-8.
- Kolotelo D. 1997. Anatomy and morphology of conifer tree seed. For. Nursery Tech. Series 1.1. Victoria: British Columbia Ministry of Forests, Nursery and Seed Operations Branch. 60 p.
- Kren LA. 1994. Seed for thought. Greenhouse Grower 12(11):48-49.
- Krugman SL, Jenkinson JL. 1974. *Pinus L.*, pine. In: Schopmeyer CS, tech. coord. 1974. Seeds of woody plants in the United States. Agric. Handbk. 450. Washington, DC: USDA Forest Service: 598-638.
- Krugman SL, Stein WI, Schmitt DM. 1974. Principles and general methods of producing and handling seeds. In: Schopmeyer CS, tech. coord. 1974. Seeds of woody plants in the United States. Agric. Handbk. 450. Washington, DC: USDA Forest Service: 5-52.

- Landis TD, Simonich EJ. 1984. Producing native plants as container seedlings. In: Murphy PM, comp. The challenge of producing native plants for the Intermountain Area. Proceedings, Intermountain Nurserymen's Association 1983 Conference; 1983 August 8-11 ; Las Vegas, NV. Gen. Tech. Rep. I NT168. Ogden, UT: USDA Forest Service, Intermountain Forest and Range Experiment Station. 96 p.
- Leadem C. 1996. A guide to the biology and use of forest tree seeds. Victoria, BC: Crown Publications. 20 p.
- Littke WR. 1990. Seed fungi. In: Hamm PB, and others, eds. Growing healthy seedlings: identification and management of pests in Northwest forest nurseries. Spec. Pub. 19. Corvallis: Oregon State University, Forest Research Laboratory: 22-24.
- Lowman BJ, Landis TD, Zensen F, Holland B. 1992. Bareroot nursery equipment catalog. MTDC Proj. Rep. 9224-2839. Missoula, MT: USDA Forest Service, Missoula Technology and Development Center. 204 p.
- Macdonald B. 1986. Practical woody plant propagation for nursery growers. Volume 1. Portland, OR: Timber Press. 669 p.
- May JT. 1985. Sowing and mulching. In: Southern pine nursery handbook. Atlanta: USDA Forest Service, Southern Region: 6-1 to 6-7.
- McCreary D, Koukoura Z. 1990. The effects of collection date and pre-storage treatment on the germination of blue oak acorns. *New Forests* 3: 303-310.
- McCure IG. 1995. The importance of selection and root pruning in container-grown seedling production of ornamental trees and shrubs. *Combined Proceedings, International Plant Propagators' Society* 44:121-122.
- McLemore BF, Barnett JP. 1968. Moisture content influences dormancy of stored loblolly pine seed. *Forest Science* 14: 219-221 .
- Minore D. 1985. Effects of sowing depth on emergence and growth of Douglas- fir, western hemlock, and noble fir seedlings. *Canadian Journal of Forest Research* 15: 935-940.
- Moench RD. 1995. Rocky Mountain juniper production at the Colorado State Forest Service nursery. In: Landis TD, Cregg B, tech. coords. National Proceedings, Forest and Conservation Nursery Associations. Gen. Tech. Rep. PNW-GTR-365. Portland, OR: USDA Forest Service, Pacific Northwest Research Station: 52-53.
- Moreno R. 1985. Do southern pine species benefit from cold stratification? In: South DB, ed. Proceedings, International Symposium on Nursery Management Practices for the Southern Pines; 1985 August 4-9; Montgomery, AL. Auburn University, AL: Auburn University, Department of Research Information: 113-117.
- Muller C. 1993. Combination of dormancy-breaking and storage for tree seeds: new strategies for hardwood species. In: Edwards DGW, ed. Dormancy and barriers to germination. Proceedings, IUFRO Project Group P2.04-00. Victoria, BC: Forestry Canada, Pacific Forestry Centre: 79-85.
- Muller C, Bonnet-Masimbert M. 1989. Storage of nondormant hardwood seeds: new trends. *Annales des Sciences Forestieres* 46(Suppl): 92s-94s.
- Neumann M, Trotter D, Kolotelo D. 1997. Seed sanitation method to reduce seedborne *Fusarium* levels on conifer seed. *Seed and Seedling Extension Topics* 100(2): 1-35.
- Olson DF Jr, Gabriel WJ. 1974. Acer L., maple. In: Schopmeyer CS, tech. coord. Seeds of woody plants in the United States. Agric. Handbk. 450. Washington, DC: USDA Forest Service: 187-194.
- PFRA. 1983. Prairie Farm Rehabilitation Act (PFRA) Annual Report. Indian Head, SK: PFRA Tree Nursery: 17.
- Pawuk WH. 1978. Damping-off of container-grown longleaf pine seedlings by seedborne *Fusaria*. *Plant Disease Reporter* 62: 82-84.
- Piotto B. 1994. Sowing of pelletized seed: a technique to simplify Eucalypt raising in tropical nurseries. *Tree Planters' Notes* 45(2):58-62.



- Read RA. 1983. Ten-year performance of ponderosa pine provenances in the Great Plains of North America. Res. Pap. RM-250. Ft. Collins, CO: USDA Forest Service, Rocky Mountain Forest and Range Experiment Station. 17 p.
- Roche S, Dixon KW, Pate JS. 1997. Seed ageing and smoke: partner cues in the amelioration of seed dormancy in selected Australian native species. *Australian Journal of Botany* 45: 783-815.
- Rudolf PO. 1974. Tree-seed marketing controls. In: Schopmeyer CS, tech. coord. *Seeds of woody plants in the United States*. Agric. Handbk. 450. Washington, DC: USDA Forest Service: 153-166.
- Rudolf PO, Dorman KW, Hitt RG, Plummer AP. 1974. Production of genetically improved seed. In: Schopmeyer CS, tech. coord. *Seeds of woody plants in the United States*. Agric. Handbk. 450. Washington, DC: USDA Forest Service: 53-74.
- Scarratt JB. 1991. Effect of early transplanting upon growth and development of spruce and pine seedlings in paperpot containers. *New Forests* 4(4): 247--259.
- Schopmeyer CS, tech. coord. 1974. *Seeds of woody plants in the United States*. Agric. Handbk. 450. Washington, DC: USDA Forest Service. 883 p.
- Schwartz M. 1993. Germination math: calculating the number of seeds necessary per cavity for a given number of live seedlings. *Tree Planters' Notes* 44(1): 09-20.
- Simak M. 1984. A method for removal of filled dead seeds from a sample of *Pinus contorta*. *Seed Science and Technology* 12:767-775.
- Simak M. 1976. Germination improvement of Scots pine seeds from circumpolar regions using polyethylene glycol. In: *Proceedings, Second International Symposium on Physiology of Seed Germination; IUFRO Working Group 52.01.06; Fuji, Japan: 145--153*.
- Singh O, Sharma HP, Sharma SK. 1984. Effect of root clipping on the growth of transplanted spruce seedlings. *Journal of Tree Science* 3(1/2): 149-152.
- Singh DP, Hooda MS, Bonner FT. 1991. An evaluation of scarification methods for seeds of two leguminous trees. *New Forests* 5: 139-145.
- South DB, Young C. 1994. Germinant sowing in South Africa. *Combined Proceedings of the International Plant Propagators' Society* 44: 266-270.
- Stein WI. 1965. A field test of Douglas-fir, ponderosa pine, and sugar pine seeds treated with hydrogen peroxide. *Tree Planters' Notes* 71 : 25-29.
- Stein WI, Danielson R, Shaw N, Wolff S, Gerdes D. 1986. Users guide for seeds of western trees and shrubs. Gen. Tech. Rep. PNW-193. Corvallis, OR: USDA Forest Service, Pacific Northwest Research Station. 45 p.
- Suresh KK, Swaminathan C, Vinaya Rai RS. 1994. Increasing nursery efficiency by use of presprouted seeds in *Hardwickia binata* Roxb. *Indian Journal of Forestry* 17(4): 356-358.
- Sutherland JR, Van Eerden E. 1980. Diseases and insect pests in British Columbia forest nurseries. Joint Rep. 12. Victoria, BC: British Columbia Ministry of Forests and Canadian Forestry Service, Pacific Forest Research Centre. 55 p.
- Tanaka Y, Kleyn NJ, Harper LM. 1986. Seed stratification of Engelmann spruce and lodgepole pine: the effect of stratification duration and timing of surfacedrying. *Forestry Chronicle* 62: 147-151 .
- Taylor AG, Harman GE. 1990. Concepts and technologies of selected seed treatments. *Annual Review Phytopathology* 28: 321-339.
- Tinus RW, McDonald SE. 1979. How to grow tree seedlings in containers in greenhouses. Gen. Tech. Rep. RM-60. Ft. Collins, CO: USDA Forest Service, Rocky Mountain Forest and Range Experiment Station. 256 p.
- Trindle JDC. 1995. Personal communication. Corvallis, OR: USDA Natural Resources Conservation Service, Plant Materials Center.

Trindle JDC. 1996. Evaluating acid scarification effects on dormant *Arctostaphylos nevadensis* seeds. International Plant Propagators' Society Combined Proceedings (1995) 45: 312-314.

USDA Agricultural Research Service. 1981. Collecting, processing, and germinating seeds of western wildland plants. Rep. ARM-W-3. Oakland, CA: USDA Agricultural Research Service. 44 p.

USDA Forest Service. 1948. Woody-plant seed manual. Misc. Publ. 654. Washington, DC: USDA Forest Service. 416 p.

USDA Forest Service. 1995. Commercial suppliers of tree and shrub seed in the United States. Misc. Rep. R8-MR 33. Atlanta: USDA Forest Service, Southern Region. 97 p.

Vankus V. 1997. The tetrazolium estimated viability test for seeds of native plants: 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: 57-62.

Weber FR, Stoney C. 1986. Reforestation in arid lands. Arlington, VA: Volunteers in Technical Assistance. 335 p.

Wells 00, Wakeley PC. 1966. Geographic variation in survival, growth, and Fusiform rust infection of planted loblolly pine. Forest Science Monograph 11: 1-40.

Wenny DL, Dumroese RK. 1987. Germination of conifer seeds surface-sterilized with bleach. Tree Planters' Notes 38(3): 18-21.

Williams RD, Hanks SH. 1994. Hardwood nursery guide. Agric. Handbk. 473. Washington, DC: USDA Forest Service. 78 p.

Wood B. 1994. Conifer seedling grower guide. Smoky Lake, AB: Pine Ridge Forest Nursery 73 p.

### 6.2.11.2 Referencias generales para la propagación de semillas

AOSA [Association of Official Seed Analysts]. 1985. Handbook on seeds of browse shrubs and forbs. Tech. Pub. R8-TP8. Atlanta: USDA Forest Service, Southern Region. 246 p.

Bonner FA, tech. coord. [In press]. Woody plant seed manual, including tropical and range species. 3rd ed. Washington, DC: USDA Forest Service.

Bonner FT, Vozzo JA, Elam WW, Land SB Jr. 1994. Tree seed technology training course: instructor's manual. Gen. Tech. Rep. SO-106. USDA Forest Service, Southern Forest Experiment Station. 160 p.

Dirr MA, Heuser CW Jr. 1987. The reference manual of woody plant propagation: from seed to tissue culture. Athens, GA: Varsity Press. 239p.

Emery DE. 1988. Seed propagation of native California plants. Santa Barbara, CA: Santa Barbara Botanic Garden. 115.

Hartmann HT, Flocker WJ, Kofranek AM. 1981. Plant science: growth, development, and utilization of cultivated plants. Englewood Cliffs, NJ: Prentice-Hall. 676 p.

Kolotelo D. 1997. Anatomy and morphology of conifer tree seed. For. Nursery Tech. Series 1.1. Victoria: British Columbia Ministry of Forests, Nursery and Seed Operations Branch. 60 p.

Landis TD, Simonich EJ. 1984. Producing native plants as container seedlings. In: Murphy PM, comp. The challenge of producing native plants for the Intermountain Area. Proceedings, Intermountain Nurserymen's Association 1983 Conference; 1983 August 8-11; Las Vegas, NV. Gen. Tech. Rep. INT168. Ogden, UT: USDA Forest Service, Intermountain Forest and Range Experiment Station. 96 p.

Leadem C. 1996. A guide to the biology and use of forest tree seeds. Victoria, BC: Crown Publications. 20 p.

Owen JN, Blake MD. 1985. Forest tree seed production: a review of the literature and recommendations for future research. Info. Rep. PI-X-53. Chalk River, ON: Canadian Forestry Service, Petawawa National Forestry Institute. 161 p.

Schopmeyer CS, tech. coord. 1974. Seeds of woody plants in the United States. Agric. Handbk. 450. Washington, DC: USDA Forest Service. 883 p.

USDA Forest Service. 1948. Woody-plant seed manual. Misc. Publ. 654. Washington, DC: UDA Forest Service. 416 p.

Vories KC. 1981. Growing Colorado plants from seed: a state of the art. Volume 1, Shrubs. Gen. Tech. Rep. INT-103. Ogden, UT: USDA Forest Service, Intermountain Forest and Range Experiment Station. 80 p.

Wasser CH. 1982. Ecology and culture of selected species useful in revegetating disturbed lands in the West. Pub. FWS/OBS 82/56. Washington, DC: USDI Fish and Wildlife Service. 347 p.

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

Young JA, Young CG. 1992. Seeds of woody plants in North America. Portland, OR: Dioscorides Press. 407 p.

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

**VOLUMEN 6**

**Propagación de Plantas  
Capítulo 3**

**Propagación Vegetativa**

## Contenido

<b>6.3.1 Introducción .....</b>	<b>119</b>
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
<b>6.3.2 Estacas de tallo.....</b>	<b>126</b>
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
<b>6.3.3 Estacas de raíz .....</b>	<b>140</b>
<b>6.3.4 Acodos .....</b>	<b>142</b>
6.3.4.1 Acodo de puntas .....	143
6.3.4.2 Acodo de montículo .....	143
6.3.4.3 Acodo aéreo.....	143
<b>6.3.5 División .....</b>	<b>144</b>
<b>6.3.6 Injertado.....</b>	<b>145</b>
<b>6.3.7 Micropropagación.....</b>	<b>146</b>
6.3.7.1 Organogénesis (microestacas).....	147
6.3.7.2 Embriogénesis somática (ES) .....	149
<b>6.3.8 Resumen .....</b>	<b>151</b>
<b>6.3.9 Literatura citada.....</b>	<b>152</b>



### 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

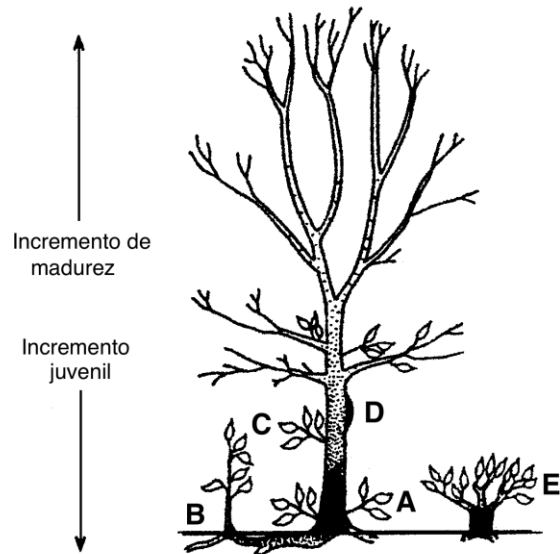
Fuente: Menzies (1995)

### 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

<b>Método de propagación vegetativa</b>	<b>Habilidad de la mano de obra</b>	<b>Costo relativo por planta</b>	<b>Instalaciones requeridas</b>	<b>Usos en los viveros forestales y de conservación</b>
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.

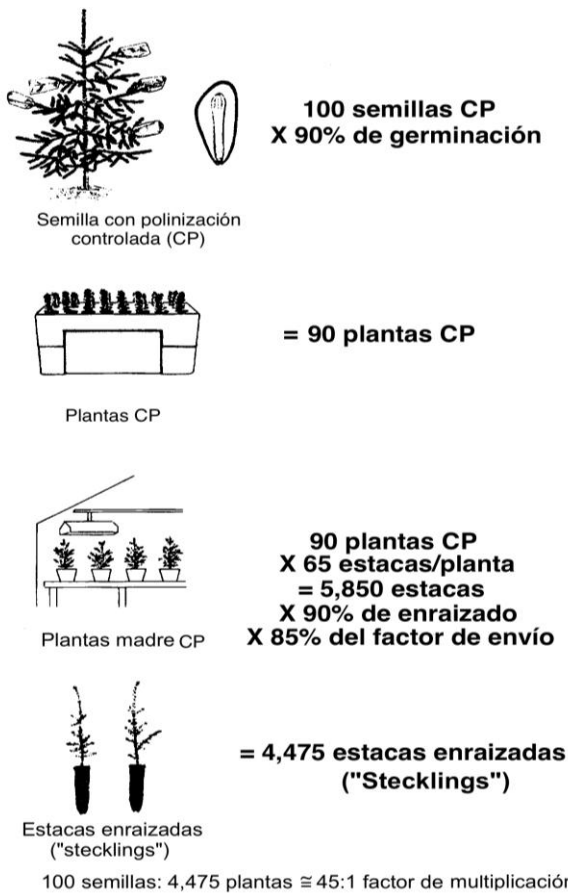
### 6.3.2.1 Importancia del origen

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 recolectan 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



planten 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) <sub>2</sub>	Controla hongos y bacterias	Barato y disponible	Vapores irritantes; los organoclorados pueden plantear riesgos
Alcohol isopropil	CH <sub>3</sub> (CH-OH) CH <sub>3</sub>	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 <sub>2</sub> O <sub>2</sub>	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 <sub>1</sub>
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 tapar 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



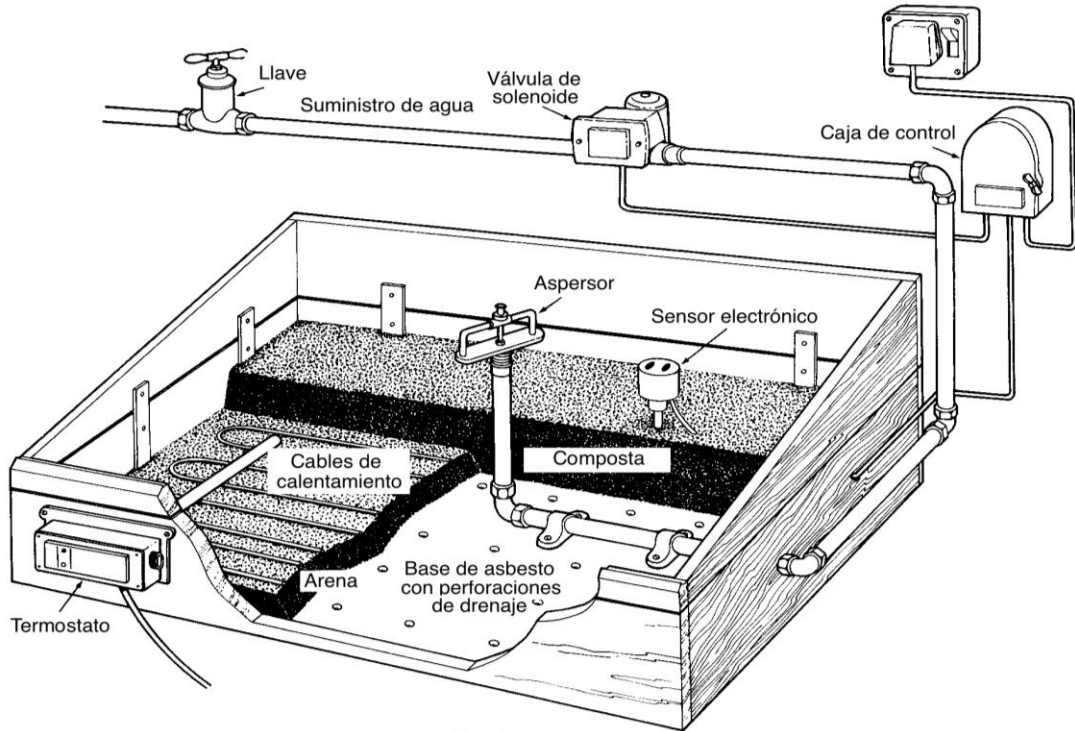
C



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).

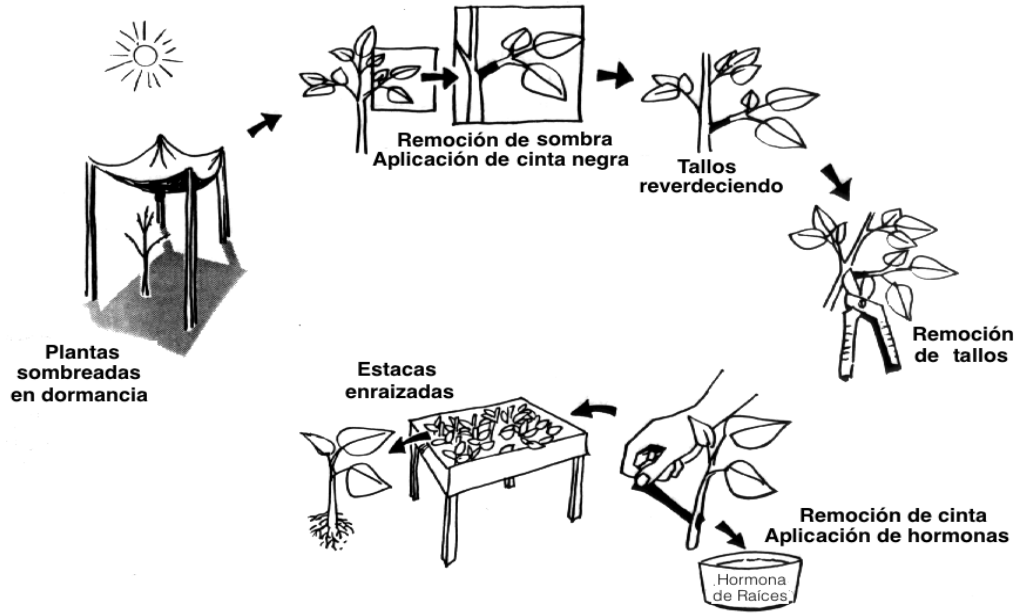
- **Temperatura** - Tanto la temperatura del medio de enraizamiento como del aire son muy importantes para el éxito del enraizamiento. La relación entre las temperaturas del día y la noche es crítica. Para la mayoría de las especies, se recomienda una temperatura del aire en el día de 18 a 32 °C (64 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 zumaques (*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):

- **Reñoños 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.).
- **Reñoños 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*).

- **Reñoños 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



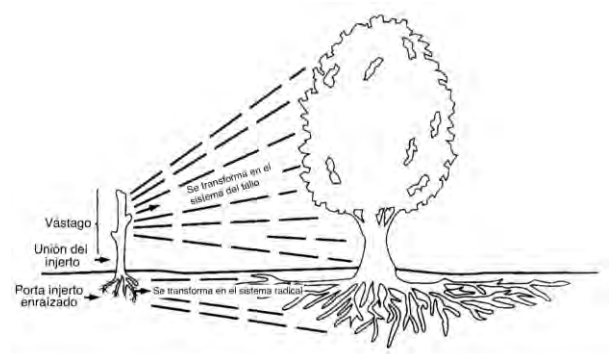
B

**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).



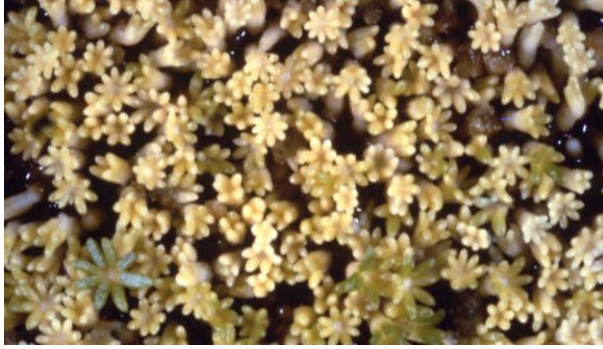
### 6.3.7.2 Embriogénesis somática (ES)

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 stockings 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.

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

**VOLUMEN 6**

**Propagación de Plantas  
Capítulo 4**

**Desarrollo de la Planta:  
Fases de establecimiento, rápido  
crecimiento y endurecimiento**

## Contenido

<b>6.4.1 Introducción</b> .....	158
<b>6.4.2 Fase de establecimiento</b> .....	160
6.4.2.1 El ambiente atmosférico.....	160
Temperatura .....	161
Humedad.....	161
Luz .....	161
Dióxido de carbono .....	162
6.4.2.2 El ambiente edáfico .....	162
Riego .....	162
Nutrición mineral.....	164
6.4.2.3 Operaciones culturales.....	164
Monitoreo de la germinación.....	164
Deshije .....	165
Resiembra .....	165
Trasplante .....	166
6.4.2.4 Plagas y problemas abióticos .....	167
Temperaturas extremas.....	167
Damping-off.....	168
Moscos fungosos .....	169
Criptógamas y malezas.....	169
Aves y roedores .....	169
<b>6.4.3 Fase de rápido crecimiento</b> .....	171
6.4.3.1 El ambiente atmosférico.....	171
Temperatura .....	171
Humedad.....	173
Luz .....	173
Dióxido de carbono .....	174
6.4.3.2 El ambiente edáfico .....	174
Riego .....	174
Fertilización.....	174
6.4.3.3 Operaciones culturales.....	177
Control cultural de la altura del tallo .....	178
Poda del tallo .....	178
Hojas primarias versus hojas secundarias .....	180
6.4.3.4 Plagas y problemas abióticos .....	181
Pudrición de la raíz por Fusarium .....	181
Insectos.....	181
<b>6.4.4 Fase de endurecimiento</b> .....	182
6.4.4.1 Introducción.....	182
Problemas con plantas no endurecidas .....	182
Terminología del endurecimiento.....	183
Objetivos de la fase de endurecimiento .....	184
Factores que afectan el endurecimiento de las plantas.....	186
Programación de la fase de endurecimiento .....	188
6.4.4.2 Ambiente atmosférico.....	189
Estructuras de propagación .....	189
Temperatura .....	190
Humedad.....	192
Luz .....	192
Dióxido de carbono .....	193
6.4.4.3 El ambiente edáfico .....	193

Riego .....	193
Fertilización.....	195
6.4.4.4 Operaciones culturales.....	197
Inoculación con hongos micorrízicos.....	197
Selección de especies .....	197
Tipos de inóculos micorrízicos .....	198
¿Cómo y cuándo inocular? .....	198
Rentabilidad .....	198
6.4.4.5 Plagas y problemas abióticos .....	198
<b>6.4.5 Resumen.....</b>	<b>200</b>
<b>6.4.6 Literatura Citada .....</b>	<b>201</b>
<b>Índice de nombres científicos .....</b>	<b>205</b>

## 6.4.1 Introducción

El objetivo de este capítulo es presentar una descripción general de cómo un cultivo común es producido en un vivero forestal. Es claro que el protocolo y la calendarización de la producción variarán con las especies cultivadas y por el tipo de ambiente del vivero; sin embargo, se considera que entrar en los detalles de la producción de un cultivo común será informativo para el viverista principiante. Los protocolos de propagación y calendarización de la producción para una variedad de especies forestales y de conservación son proporcionados en la página web del Servicio Forestal de los Estados Unidos en la siguiente URL:

» [willow.ncfes.umn.edu/snti/snti.htm](http://willow.ncfes.umn.edu/snti/snti.htm) «

El ejemplo considera la propagación por semilla de un cultivo de plantas de coníferas del noroeste de los Estados Unidos producidas en un invernadero totalmente controlado. Este cultivo tomará 17 meses para su producción y envío, y la calendarización de las instalaciones se presenta en el Cuadro 6.4.1A. Las diferentes especies se agrupan en las mesas del invernadero, acorde a sus requerimientos culturales. Las especies de crecimiento

relativamente rápido se producen en una mesa (o banco) y las más lentas en otro (Cuadro 6.4.1B).

El ambiente de propagación y las prácticas culturales requieren ser planeadas para cada una de las tres fases de desarrollo de las plantas: **establecimiento, crecimiento rápido y endurecimiento**. Para cada fase se discutirán los posibles factores limitantes del ambiente de propagación: el **entorno ambiental**, que incluye la temperatura, la humedad, la luz y el dióxido de carbono, y el **ambiente edáfico**, el cual se compone del agua y los nutrientes minerales (Figura 6.4.1). Cabe destacar que el sustrato y el tipo de contenedor son muy importantes, no sólo porque proporcionan una reserva limitada de agua y nutrientes minerales, sino porque son los únicos factores que no se pueden cambiar después de la siembra. Los viveros también contienen una variedad de organismos que afectan a las plantas, por lo que tanto las plagas como los organismos benéficos también serán discutidos para cada fase de desarrollo. Por último, se hablará de las prácticas culturales comunes que se pueden utilizar en cada fase.

**Cuadro 6.4.1A** La programación de las instalaciones para plantas de coníferas del oeste en el vivero forestal para la investigación de la Universidad de Idaho.

Año uno												
	Ene	Feb	Mar	Abr	May	Jun	Jul	Ago	Sep	Oct	Nov	Dic
Etapa de crecimiento de las plantas	Estratificación de semillas		Fase de establecimiento			Fase de crecimiento rápido			Fase de endurecimiento			Almacenamiento
Requerimiento de espacio	Refrigerador		Invernadero									Cobertizo de empaque
Requerimiento de mano de obra	Limpieza de contenedores y cuadrilla de llenado		Cuadrilla de siembra	Cuadrilla de entresacado								Cuadrilla de empaque
Equipamiento y suministros	Contenedores, sustratos y fertilizantes		Línea de siembra							Cajas, bolsas de recubrimiento y etiquetas		Línea de empaque

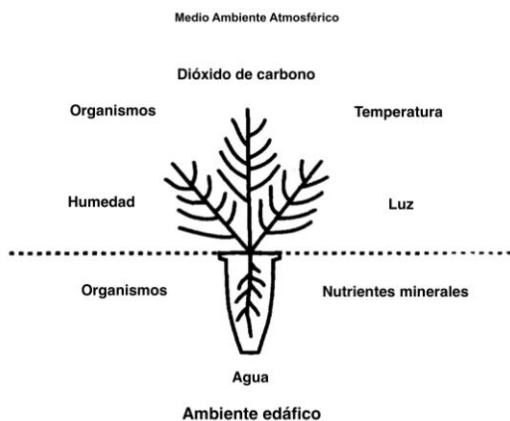
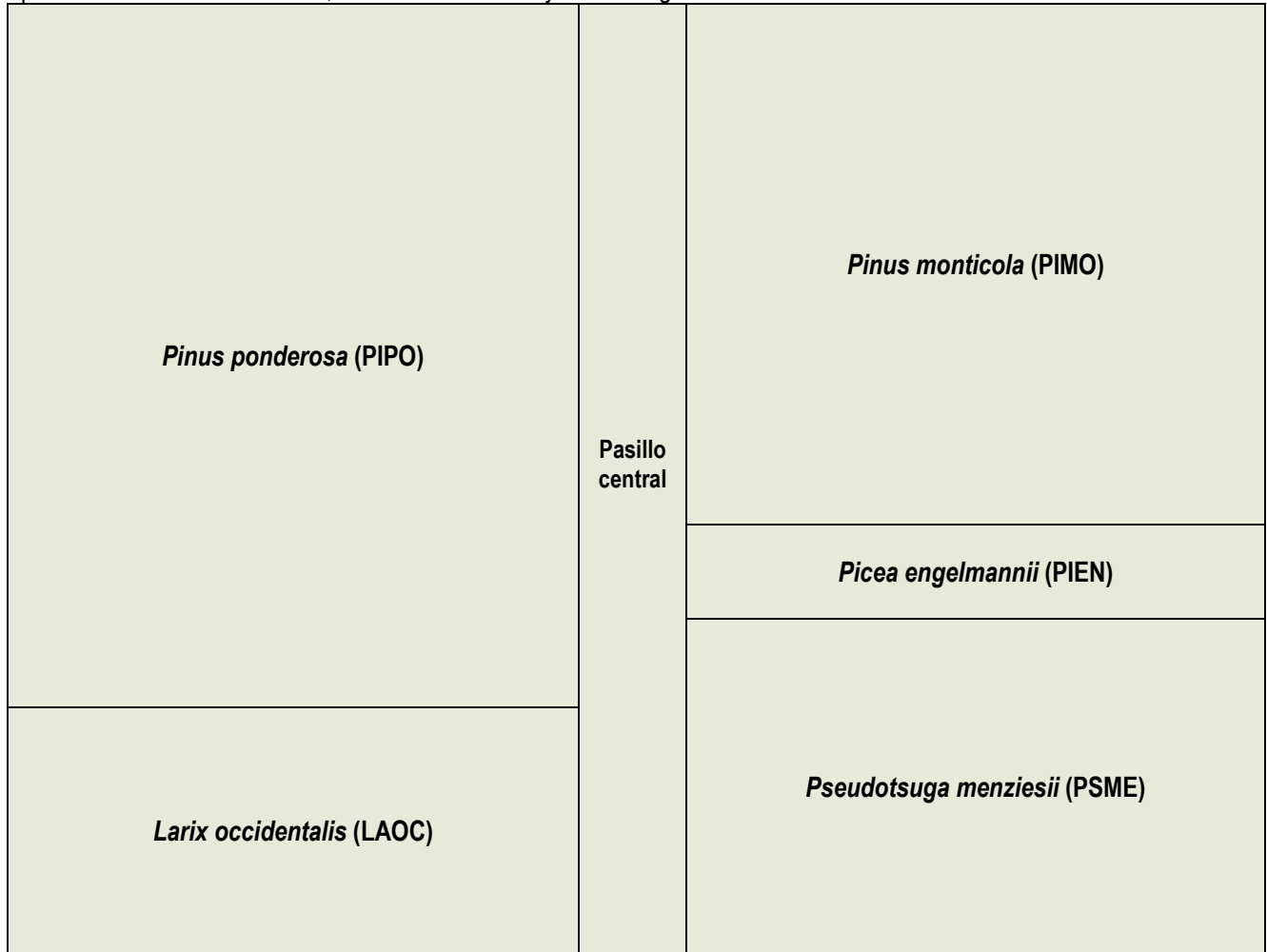
  

Año dos												
	Ene	Feb	Mar	Abr	May	Jun	Jul	Ago	Sep	Oct	Nov	Dic
Etapa de crecimiento de las plantas	Planta dormante en almacenamiento			Envío						Pruebas a la semilla para el siguiente cultivo		
Requerimiento de espacio	Cobertizo de empaque	Almacenamiento refrigerado								Cámaras de germinación		
Requerimiento de mano de obra	Cuadrilla de empaque		Cuadrilla de Embarque									
Equipamiento y suministros	Línea de empaque		Bandas transportadoras, camiones de entrega						Obtención de las semillas para el próximo cultivo			

Fuente: Modificado de Wenny and Dumroese (1998).



**Cuadro 6.4.1B** Vista en planta del esquema de distribución de espacios de un invernadero para un cultivo mixto de plantas de coníferas del oeste, en el vivero forestal y de investigación de la Universidad de Idaho.



**Figura 6.4.1** El ambiente de propagación puede ser dividido en factores atmosféricos y factores edáficos.

## 6.4.2 Fase de establecimiento.

Inicia cuando se siembran las semillas y continúa hasta que las plantas están bien establecidas en sus contenedores. Con semillas de buena calidad, la germinación debe ponerse en marcha y las plántulas emergentes serán visibles en la segunda semana (Figura 6.4.2A). Sin embargo, la germinación a menudo continúa en la tercera o cuarta semana, especialmente con lotes de semillas de menor vigor. Las plantas de coníferas ("emergentes") empujan hacia afuera del sustrato las cubiertas seminales hasta que éstas alcanzan la etapa de "jaula de pájaros" (Figura 6.4.2B). Después de esto, las plantas no crecen significativamente en altura y la mayor parte de su energía se desvía al crecimiento de raíces. La radícula crece rápidamente hacia abajo, comúnmente hasta alcanzar el fondo del contenedor al momento que se elimina la cubierta seminal (Figura 6.4.2C). Al final de la fase de establecimiento se forma una roseta de agujas primarias en el centro de los cotiledones.

El objetivo cultural de la fase de establecimiento es generar condiciones ambientales óptimas para lograr un soporte sano y condiciones adecuadas de las plantas, con el mínimo de cavidades de producción vacías. Los productores deben tener cuidado porque las plantas jóvenes son particularmente susceptibles a las plagas y daños por prácticas culturales. Los problemas que se presentan durante la fase de establecimiento son difíciles, pero no imposibles de corregir. Por ejemplo, si la baja calidad de las semillas provocan un número considerable de contenedores vacíos, el retraso causado por la resiembra se traducirá en un cultivo de tamaño variable. Las plantas de resiembra estarán siempre rezagadas en la tasa de crecimiento debido a la competencia con sus vecinos.

### 6.4.2.1 El ambiente atmosférico

Aunque es importante tener todos los factores potencialmente limitantes a niveles óptimos, la germinación en los viveros de contenedores se ve afectada principalmente por tres factores: temperatura, humedad y luz.



A



B

**Figura 6.4.2** La germinación y la emergencia de las semillas comúnmente es variable aunque debe completarse dentro de 3 ó 4 semanas (A). Las plantas de coníferas muestran una germinación epigea con los contenedores levantando la cubierta seminal sobre el sustrato para formar lo que comúnmente es llamado "jaula de pájaro" (B). Después de esto, el tallo detiene el crecimiento visible mientras que la raíz crece rápidamente hacia la base del contenedor (C).

**Temperatura.** Las temperaturas cálidas son necesarias para estimular una germinación rápida y completa, por lo que los productores suelen mantener el invernadero ligeramente más cálido de lo normal durante el primer mes del ciclo de cultivo. Aunque existe cierta variación entre las especies, una temperatura ambiente de 27 °C (80 °F) durante el día ha demostrado ser un buen equilibrio entre la germinación óptima y la conservación de energía. Los sistemas de calefacción en los invernaderos pueden mantener una temperatura de  $\pm 2$  °C (3.5 °F), que se convierte en un rango de 25 a 29 °C (77 a 84 °F). La mayoría de los productores usan diferentes puntos de ajuste durante el día y la noche, y la experiencia ha demostrado que esta práctica puede ahorrar costos de calefacción sin una pérdida significativa en crecimiento. Por ejemplo, en el invernadero forestal de la Universidad de Idaho se redujo la temperatura a 5 °C (10 °F) en la noche (Cuadro 6.4.2). Dado que las semillas comienzan a germinar rápidamente bajo condiciones cálidas-húmedas, se pueden desarrollar variaciones en el tamaño de las plantas si éstas se tardan más de dos días para llenar la estructura de propagación. Una manera de superar esta condición es mantener los contenedores secos y fríos hasta que todos ellos son colocados en el área de propagación, y posteriormente se encienden los calentadores y se riega el cultivo.

Después de que finaliza la germinación, la temperatura durante el día se puede bajar a 24 - 27 °C (75 - 80 °F) durante el resto de la fase de establecimiento (Cuadro 6.4.2). Se debe tener en cuenta que todos estos valores corresponden a la temperatura del aire, aunque también es importante la temperatura del sustrato que rodea a las semillas. Los sistemas de calefacción que mantienen cálido el ambiente de producción, como los tubos de distribución de calor debajo de las mesas o los calentadores de radiación colocados en la parte superior, promueven una germinación más rápida y uniforme y el crecimiento inicial de las plantas. (Los sistemas de calefacción se discuten a detalle en la sección 3.1.2 y las temperaturas objetivo operacionales y los

rangos para una variedad de especies durante la fase de establecimiento, se pueden encontrar en el Cuadro 3.1.2 del volumen 3 de esta serie).

**Humedad.** Las semillas germinadas se pueden secar rápidamente en el ambiente de producción de un vivero de contenedores con mucha luz, por lo cual los productores deben estar especialmente atentos. La evaporación es la causa principal de la pérdida de humedad, aunque una **humedad relativa (HR)** de 70 a 80% (Cuadro 6.4.2) mantendrá bajas las tasas de evaporación y retardará las enfermedades fungosas, en especial el *damping-off*. La humedad se controla con frecuentes nebulizaciones ligeras, que mantienen el sustrato en torno a las semillas "húmedo, pero no mojado." (Consultar la siguiente sección de riego para más detalles). Aunque la HR es una medición útil, el **déficit de presión de vapor (DPV)** es el factor más importante a monitorear. (La HR operacional y los valores objetivo y rangos del DVP para una variedad de especies durante la fase de establecimiento, se pueden encontrar en los Cuadros 3.2.5 y 3.2.6 del volumen 3 de esta serie).

**Luz.** Tres atributos de la luz afectan a las plantas: **la intensidad, la duración y la calidad.** Aunque las investigaciones han demostrado que algunas especies germinan mejor a intensidades de luz moderada, la mayoría de las coníferas comerciales pueden tolerar plena luz del sol durante la fase de establecimiento. Este hecho no es apreciado por muchos productores novatos que asumen que las especies tolerantes a la sombra como la *Tsuga heterophylla*, naturalmente requieren condiciones de sombra durante la germinación. Esta creencia probablemente se desarrolló a partir de la práctica de hacer mucho tiempo, del uso de marcos de sombra sobre los semilleros en los viveros a raíz desnuda, que eran más para el control de la temperatura superficial del suelo que los niveles de luz. En los viveros de contenedores, el tipo y el color de las cubiertas de las semillas y el riego, pueden controlar la temperatura de la superficie, por lo cual se recomienda la luz de manera plena. De hecho, se recomienda que algunas pequeñas plantas de especies nativas se pueden sembrar sin

cubiertas a las semillas para asegurar que reciban suficiente luz durante la germinación (Emery, 1988).

La calidad de la luz ha demostrado ser un importante factor para la germinación de las semillas. Luz con longitudes de onda en el espectro rojo (660 nm) promueve la germinación de las semillas del pino del sur, mientras que la luz roja lejana (730 nm) la inhibe. Sin embargo, esto tiene poca importancia práctica, ya que no hay suficiente luz roja en la luz del sol y en todos los tipos de iluminación del fotoperiodo (Barnett and Brissette, 1986).

Aunque la intensidad y la calidad de la luz en la práctica no son importantes, la duración – longitud del día o “fotoperiodo” – tiene un efecto significativo sobre la germinación de las semillas y en el crecimiento inicial de muchas especies. Por ejemplo, mientras que la tasa como la germinación total de semillas de *Pinus taeda* fueron mucho mejores en condiciones de iluminación fotoperiódica, el mismo tratamiento no tuvo efecto sobre el *Pinus elliotii* (Jones, 1961). Aunque no todas las especies o fuentes de semillas de determinadas especies pueden requerirlo, el uso de iluminación fotoperiódica ayudará a superar las diferencias de crecimiento entre plantas individuales y dará lugar a un cultivo más uniforme. Por lo tanto, muchos productores encienden las luces de los cultivos después de que se ha finalizado la siembra y se dejan hasta que se inicia el endurecimiento. El vivero forestal de la Universidad de Idaho suministra 500 lux (50 pie-candela) de iluminación incandescente aplicada de forma intermitente durante toda la noche (Cuadro 6.4.2). (Una discusión completa de los tipos de iluminación fotoperiódica y otros ejemplos de los sistemas de iluminación operacionales puede encontrarse en la sección 3.3 del volumen 3 de esta serie).

**Dióxido de carbono.** Aunque el beneficio del dióxido de carbono (CO<sub>2</sub>) no es efectivo hasta que no haya suficiente tejido fotosintético para absorberlo, el costo de operación de los generadores de CO<sub>2</sub> es mínimo y por lo tanto, la mayoría de los productores los encienden al

inicio del ciclo de producción. Un nivel de CO<sub>2</sub> de entre 750 partes por millón (ppm) y 1,000 ppm es un valor común requerido, y los generadores se encienden por varias horas antes del amanecer y continúan funcionando aún y cuando las rejillas de ventilación estén cerradas. El vivero de la Universidad de Idaho no utiliza generadores de CO<sub>2</sub>, aunque fomenta una buena circulación del aire dentro del invernadero (Cuadro 6.4.2). (Una discusión completa sobre el manejo y monitoreo del CO<sub>2</sub> durante la fase de establecimiento se puede encontrar en la sección 3.4.3 del volumen 3 de esta serie).

#### 6.4.2.2 El ambiente edáfico

**Riego.** Los contenedores sembrados deben ser irrigados a fondo hasta que alcanzan una completa saturación e inmediatamente después, se colocan en el área de producción. Sin embargo, algunos tipos de turba son difíciles de humedecer por lo que puede ser necesario aplicar un agente humectante con el riego inicial si éste no estaba ya incluido como una corrección al sustrato. Si no se usa el humectante, pueden pasar varios días de riego para hidratar completamente el sustrato (Wood, 1994).

Posterior a este remojo inicial, los riegos posteriores deben ser frecuentes pero de corta duración hasta que se completa la germinación y emergencia. El exceso de riego inunda los macroporos que proporcionan oxígeno a las semillas en germinación, por lo que deben aplicarse ligeras nebulizaciones para mantener el sustrato “húmedo pero no mojado” (Cuadro 6.4.2). El riego adecuado permite que las cubiertas de las semillas se sequen entre riegos, lo que ayuda a controlar el *damping-off* y evita el desarrollo de musgo y algas. Como se mencionó en la sección de humedad anterior, el riego se utiliza para mantener la humedad, así como el suministro de agua a la germinación de semillas y jóvenes emergentes.

**Cuadro 6.4.2** Segmento de 5 semanas de la programación de prácticas culturales durante la fase de establecimiento para plantas de coníferas del oeste, en el vivero forestal de la Universidad de Idaho (la línea oscura vertical refleja un cambio en los valores del ambiente).

<b>Cliente:</b> T. Planter	<b>Especies:</b> PIPO, PIMO, PSME, LAOC, PIEN			<b>Fuente de semillas:</b> N. Idaho	
<b>Especificaciones requeridas:</b> <b>Altura = 12 – 18 cm</b>		<b>Diámetro del tallo = 3 a 4 mm</b>			
<b>Mes</b>	Marzo	Abril	Abril	Abril	Abril
<b>Semanas de siembra</b>	3	4	5	6	7
<b>Ambiente de propagación</b>	Invernadero				
<b>Etapas de crecimiento de la planta</b>	Fase de establecimiento				
<b>Procesos culturales y operativos</b>		Entresacado			
<b>Mano de obra: tamaño de cuadrilla</b> (personas-horas)		4 – 6 personas, dependiendo del desarrollo de las plantas			
<b>Temperatura: día</b> Valor requerido (rango)	27°C (23 a 30) 80°F (75 a 85)	26°C (23 a 27) 78°F (75 a 85)			
<b>Temperatura: noche</b> Valor requerido (rango)	20°C (18 a 21) 68°F (65 a 70)				
<b>Humedad relativa:</b> Valor requerido (rango)	Ambiente				
<b>Luz: ambiente</b>	Luz solar plena				
<b>Luz: fotoperiodo</b> Intensidad y duración	Luminosidad por 24 horas usando luces incandescentes intermitentes que producen una intensidad de 500 lux (50 pie-candelas) al nivel de la planta				
<b>Dióxido de carbono</b> Tasa y momento	Ambiente				
<b>Riego:</b> Cantidad y frecuencia	Mantener el sustrato húmedo pero no mojado Mantener el peso de los contenedores a 85 – 90% del peso húmedo				
<b>Fertilización:</b> Dosis de nitrógeno (N) y frecuencia	Fertirrigar 2 veces por semana con una solución inicial (50 ppm N)				
<b>Manejo de plagas:</b> monitoreo de plaguicida y dosis	Verificar diariamente para <i>damping-off</i> : aplicar plaguicidas sólo si los daños exceden el umbral económico				

Fuente: Modificado de Wenny and Dumroese (1998).



Después de que la mayoría de las plantas han superado la etapa de la jaula de pájaro, se puede iniciar un programa regular de riego. Algunos productores confían en un método de calendarización basado en experiencias previas, como el de dos riegos por semana. En el vivero de la Universidad de Idaho se utiliza el peso de los contenedores para ayudar a determinar la cantidad de agua a aplicar por riego (Cuadro 6.4.2). El **peso húmedo** a plena saturación se determina en el momento de la saturación inicial, y el **peso objetivo** (cuando se requiere el riego) se expresa como un porcentaje del peso húmedo. Por ejemplo, las plantas de *Picea glauca* deben regarse cuando el peso de los contenedores se ha reducido a 80% del peso húmedo (Wood, 1994). (El procedimiento para obtener el peso de los contenedores se describe a detalle en la sección 4.2.6 del volumen 4 de esta serie).

**Nutrición mineral.** Algunos productores prefieren incorporar una pequeña cantidad de fertilizante de lenta liberación en el sustrato para suministrar nutrientes a los germinantes jóvenes. El riego por aspersión que contiene nutrientes minerales inyectados (conocido como **fertirrigación**) comúnmente no se aplica durante la etapa de germinación debido a que las plantas reciben adecuados nutrientes minerales de las reservas de las semillas, además del mayor riesgo por *damping-off* o daños por sales. Sin embargo, una vez que los germinantes están plenamente establecidos, se inicia la fertirrigación. Algunos productores usan un programa de alimentación constante en los que los fertilizantes se inyectan con cada riego; otros fertirrigan una o dos veces por semana con el riego normal suministrado según sea necesario. Además de la amplia gama de los 13 nutrientes minerales, las soluciones de fertirrigación comúnmente contienen un ácido débil tal como el ácido fosfórico, que ayuda a mantener el pH del sustrato en el rango de 5.0 a 6.0.

Cada una de estas fertirrigaciones debe durar lo suficiente para lixiviar las sales del fertilizante no utilizadas del contenedor; esto debería ser seguido de un enjuague con agua corriente para eliminar las sales del follaje

suculento y evitar las quemaduras por sales. La mayoría de los productores, entre ellos el vivero forestal de la Universidad de Idaho, utilizan una solución de fertilizante bajo en nitrógeno (por ejemplo, 50 a 100 ppm), durante la fase de establecimiento dado que las plantas son demasiado pequeñas (Cuadro 6.4.2). Recientemente, los productores están comenzando a probar un programa de fertilización exponencial en el cual la concentración de nutrientes se incrementa gradualmente durante la estación de crecimiento y las plantas crecen en tamaño (Timmer *et al.*, 1991). Por ejemplo, las aplicaciones de una fertilización exponencial producen plantas aceptables de *Pseudotsuga menziesii* con 60% menos de N al inicio de la temporada de crecimiento (Dumroese *et al.*, 1995). (Las instrucciones completas sobre cómo formular y supervisar la fertirrigación se pueden encontrar en la sección 4.1.6 del volumen 4 de esta serie).

#### 6.4.2.3 Operaciones culturales

La fase de establecimiento es un tiempo de ansiedad en el vivero ya que es cuando las plantas jóvenes son más susceptibles a las lesiones por prácticas culturales y ataque de plagas. Por lo tanto, los productores deben estar particularmente atentos e inspeccionar sus cultivos diariamente (Cuadro 6.4.2).

**Monitoreo de la germinación.** Después de aproximadamente 2 semanas, los contenedores recién sembrados deben ser inspeccionados para determinar si la germinación se está realizando de manera normal. La cobertura de la semilla se puede dispersar cuidadosamente a los lados e inspeccionar las semillas con una lupa de 5 a 10 aumentos. La ausencia completa de semillas en un alto número de contenedores indica un problema de la siembra o la depredación por aves. Si las semillas aparecen hinchadas y agrietadas, probablemente sean saludables debiendo ser devueltas al recipiente y recubriéndolas nuevamente. Si parecen no estar listas para germinar, entonces se extrae de los contenedores una pequeña muestra y se cortan por la mitad con una navaja de afeitar de un solo filo. Las semillas bisectadas se inspeccionan con una lupa. Las semillas sanas

serán de color blanco a crema y con una textura firme, similar en apariencia a la “carne” del coco. Las semillas enfermas serán de color marrón o negro, o con una textura suave. (Una clave de diagnóstico ilustrada para los problemas de las semillas se proporciona en el apartado 5.1.3 del volumen 5 de esta serie).

**Deshije.** Comúnmente se siembran 2 o más semillas por cavidad para reducir al mínimo las posibilidades de cavidades vacías. Los germinantes adicionales deben ser extraídos lo antes posible, y se utilizan dos técnicas: tirar y recortar.

- **Jalado-** Esta técnica consiste en extraer con la mano cuidadosamente las semillas adicionales germinadas en cada cavidad. El jalado debe hacerse antes de que las plántulas desarrollen raíces laterales o ello dificultará su remoción sin dañar a la planta que quedará en el cultivo. Los trabajadores deben ser entrenados para eliminar las plantas pequeñas o menos vigorosas, y tener cuidado de no dañar las restantes durante el proceso. Las plántulas extraídas se recolectan en bandejas y se eliminan del área de producción.
- **Recorte** - Esto implica el uso de pequeñas tijeras de punta para cortar las plántulas adicionales de cada celda (Figura 6.4.3A). Las plántulas pueden ser recortadas a una edad mucho más avanzada, en comparación con la técnica de jalado. Las plántulas recortadas deben ser recogidas en bandejas y eliminadas para evitar la posibilidad de alguna enfermedad. Sin embargo, se ha demostrado que dejar los tallos recortados y las raíces en el contenedor no es perjudicial.

El entresacado debe ser realizado tan pronto como sea posible para minimizar los efectos provocados sobre el desarrollo de las plántulas – competencia por agua, nutrientes y eventualmente, la luz disminuirá rápidamente el crecimiento. Los efectos de dejar múltiples plántulas en las cavidades de los contenedores han sido evaluadas en *Pinus palustris*, *P. taeda* y

*P. elliotii* (Barnett and Brissette, 1986). El efecto más marcado fue el tamaño: con 2 ó 3 plantas creciendo en la cavidad, tuvieron 50% o menos biomasa que las cultivadas con sólo una por cavidad, al final de 14 semanas en el invernadero (Figura 6.4.3B). Curiosamente, este efecto de competencia dentro de la cavidad aún persiste después de la plantación para una de las especies: las plantas de *Pinus palustris* que no fueron entresacadas para dejar sólo una por cavidad, tuvieron una supervivencia más pobre después de 3 años en el campo (Figura 6.4.3C).

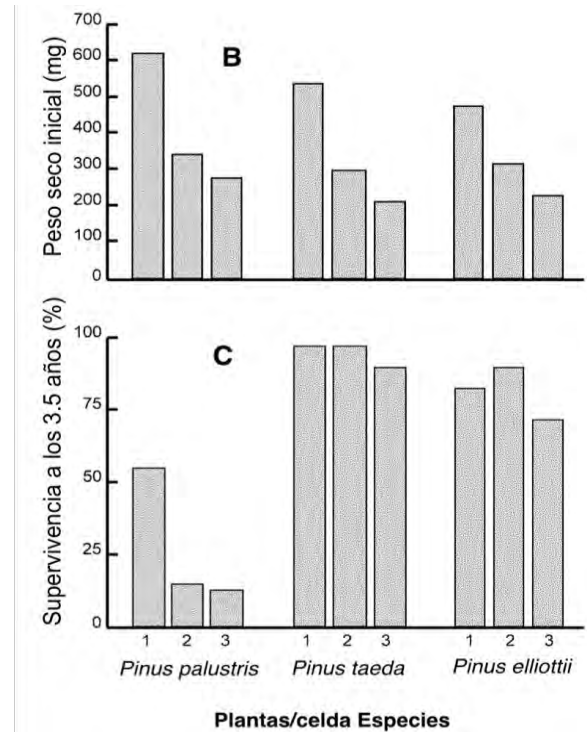
**Resiembra.** Si la germinación es irregular, entonces debe tomarse rápidamente la decisión de, si volver a sembrar nuevos contenedores para paliar el déficit, sembrar germinantes o trasplantar emergentes en las cavidades vacías. Como regla general, si el porcentaje de cavidades vacías es entre 5 y 15%, una alternativa viable es la resiembra con semillas germinadas o el trasplante de emergentes de las charolas de siembra (Barnett and Brissette, 1986). Si más de 15% de las cavidades están vacías, el déficit debe ser atendido con la siembra de contenedores adicionales. Si los productores anticipan un problema en la germinación, entonces pueden sembrar inicialmente contenedores adicionales para compensar las cavidades vacías esperadas – el **factor de sobresiembra**. Esta es una de las ventajas de los contenedores de celdas individuales, como los RL Single Cells®, ya que pueden ser **consolidados** – las cavidades vacías pueden ser removidas y sustituidas por cavidades que contienen plántulas emergentes. Sin embargo, con los envases de bloque, la sobresiembra desperdicia valioso espacio de producción. Los contenedores de resiembra siempre estarán a la zaga de la primera siembra y a menudo tienen que dejar que sigan desarrollándose en la época de crecimiento para alcanzar el mismo tamaño (Figura 6.4.4A).

**Trasplante.** Otra de las estrategias para el manejo de la germinación variable es trasplantar semillas pregerminadas o emergentes jóvenes en las cavidades vacías de los contenedores. La resiembra con semillas germinadas o el trasplante debe hacerse tan pronto como se hagan evidentes las cavidades vacías, que por lo general sucede entre los 10 a 14 días después de la siembra. Algunos productores siembran semillas adicionales en charolas de germinación o siembran intencionalmente un número de semillas por celda, y luego trasplantan las semillas germinadas adicionales en las cavidades vacías. Los productores deben aceptar que las plantas trasplantadas siempre serán menores que las de las siembras originales (Figura 6.4.4B). En un estudio con pinos del sur, las plantas trasplantadas de semillas germinadas fueron siempre menores que aquellas sembradas directamente, especialmente para el pino de

hoja larga (Cuadro 6.4.3). Usando germinantes con radículas largas ayudó en cierta medida al tamaño de la planta, pero por desgracia estas plántulas son más difíciles de trasplantar correctamente. De hecho, los viveros que rutinariamente trasplantan emergentes de las charolas de germinación ("repique") encontraron que el corte de la raíz en cerca de 50% de la longitud original aumentó la supervivencia y el crecimiento después del trasplante (Singh *et al.*, 1984). Sin embargo, con plántulas de *Pinus banksiana* y *Picea mariana*, no se recomienda el trasplante como una práctica rutinaria, debido a la alta incidencia de deformidades de la raíz y los altos costos de mano de obra (Scarratt, 1991). (El procedimiento correcto para la manipulación y posicionamiento de los germinantes y trasplante de emergentes se pueden encontrar en la sección 6.2.8 de este volumen).



A



**Figura 6.4.3** Las plantas múltiples deben ser extraídas para dejar una por cavidad mediante el jalado o recorte (A). Esta actividad debe realizarse tan pronto como sea posible ya que las plantas de los pinos del sur entresacadas fueron significativamente mayores que aquellas no entresacadas (B). Para el *Pinus palustris* los efectos adversos de siembras múltiples se mantuvieron en el sitio de plantación, donde las plantas individuales (C) sobrevivieron mucho mejor que aquellas donde se sembraron de 2 a 3 por cavidad (B y C, modificadas de Barnett and Brissette, 1986).



A



B

**Figura 6.4.4** La resiembra para corregir una germinación deficiente provocará que un grupo de semillas siempre sean menores que aquellas sembradas originalmente (izquierda en primer plano en **A**). El trasplante de emergentes en cavidades vacías genera un estrés temporal por trasplante, y provoca que estas plantas se queden rezagadas del resto de plantas en el contenedor (**B**).

#### 6.4.2.4 Plagas y problemas abióticos

Debido a que las semillas en germinación y las plántulas recién emergidas son muy susceptibles al estrés ambiental y a las plagas del vivero, los productores deben estar especialmente atentos durante la fase de establecimiento. Una descripción de las enfermedades comunes, las plagas de insectos y el estrés abiótico de semillas en germinación y plántulas jóvenes, se pueden encontrar en la sección 5.1.3 de volumen 5 de esta serie, pero los productores deben estar particularmente alertas para los siguientes problemas abióticos y plagas.

**Temperaturas extremas.** Debido a su limitado sistema de raíces, los germinantes jóvenes son muy susceptibles a la sequía y a daños por el calor directo a los tejidos suculentos de hipocotilo. Se utilizan comúnmente los recubrimientos a las semillas de colores claros y riegos ligeros frecuentes o "nebulizaciones" para mantener bajas las temperaturas alrededor del tallo. Las semillas emergentes son más susceptibles a lesiones por calor, pero se vuelven más tolerantes a medida que crecen y se desarrollan los tejidos de la corteza. La temperatura en la superficie del suelo puede ser monitoreada mediante la colocación de la punta de un termómetro justo debajo de la cobertura de la semilla y se supervisa con

frecuencia durante los climas soleados. En algunos viveros se establecen directrices para ayudar a los trabajadores a determinar a qué temperatura superficial deben iniciar el enfriamiento mediante el riego, y la temperatura crítica se eleva a medida que las plantas crecen (Cuadro 6.4.4).

En aquellos viveros que elevan las plantas en las instalaciones a cielo abierto, las heladas de finales de primavera también pueden provocar daños. Las plántulas recién emergidas no son muy resistentes al frío y deben ser protegidas de las temperaturas bajo cero. Las plántulas de *Pinus sylvestris* de 20 a 30 días de haber germinado, pueden físicamente ser dañadas por una breve exposición de 2 horas a temperaturas por debajo de los  $-4.5^{\circ}\text{C}$  ( $24^{\circ}\text{F}$ ). Después de esta exposición, se encontró que los cotiledones incluso visualmente sanos y las agujas primarias tuvieron daño celular que se reflejó en una reducción de las tasas de crecimiento (Holopainen, 1988; Holopainen and Holopainen, 1988). Por lo tanto, los productores deben estar preparados para cubrir físicamente su producción o aplicar riegos para evitar daños por frío. (La protección de la producción contra las heladas mediante el riego se discute en el volumen 7 de esta serie).



**Cuadro 6.4.3** Cuando se realiza resiembra en las cavidades vacías, los germinantes más grandes son los más capaces de competir con las plantas de mayor edad de la siembra original.

Longitud de la radícula del germinante en el trasplante (cm)	Plantas a 15 semanas de desarrollo			
	<i>Pinus echinata</i>		<i>Pinus palustris</i>	
	cm	mg	mm	mg
1.5 – 2.0	8.61 a	137 a	1.12 a	168 a
3.0 – 3.5	9.36 a	173 b	1.20 a	210 b
4.5 – 5.0	9.48 b	188 b	1.28 a	237 c
Control (siembra directa)	9.93 b	280 c	1.48 b	342 d

Fuente: modificado de Pawuk (1982)

**Cuadro 6.4.4** La temperatura de la cobertura de las semillas es enfiada con riegos para prevenir daños al tallo por calor, y las temperaturas permisibles son incrementadas gradualmente a medida que crecen las plantas (0 a 100 días desde la siembra).

Especies/ecotipos	Temperatura de la superficie						
		0 días	20 días	40 días	60 días	80 días	100 días
<i>Pseudotsuga menziesii</i> (costero)	°C	32	32	32	35	40	45
	°F	90	90	90	95	104	113
<i>Pseudotsuga menziesii</i> (interior)	°C	32	32	32	35	40	48
	°F	90	90	90	95	104	118
<i>Picea glauca X engelmannii</i>	°C	32	32	32	35	38	43
	°F	90	90	90	95	100	110
<i>Thuja plicata</i>	°C	32	32	32	35	38	43
	°F	90	90	90	95	100	110
<i>Pinus contorta</i>	°C	32	32	32	45	50	50
	°F	90	90	90	113	122	122

Fuente: Green Timbers Nursery (1993)

**Damping-off.** La enfermedad más común durante la fase de establecimiento es conocida por el nombre tradicional de "*damping-off*", y hay dos diferentes tipos: pre-emergencia y post-emergencia. El *damping-off* de pre-emergencia es provocado por varios hongos patógenos y se produce antes de que emerjan las plántulas del sustrato. Desafortunadamente, esta afectación a menudo es confundida por la mala calidad de las semillas, por lo que los productores deben excavar cuidadosamente una muestra de semillas después de un par de semanas e inspeccionarlas con una lupa. La presencia del micelio de apariencia algodonoso

confirma la presencia de hongos de *damping-off* (Figura 6.4.5), aunque aquellas semillas con una germinación lenta deben también ser cortadas por la mitad con una navaja de afeitar, para ver si sus contenidos lucen saludables. El interior de las semillas sanas debe aparecer de color blanco a color crema, mientras que el de las semillas en descomposición es oscuro y de textura acuosa.

Los síntomas del *damping-off* de post-emergencia son más evidentes: la plántula emergente se cae debido a una constricción en la superficie del sustrato. Si la causa es un



hongo, el hipocótilo y la raíz aparecen descoloridos o en descomposición. El **damping-off** también puede ser causado por el calor o por daños químicos; en este caso, el hipocótilo se daña justo en la superficie del sustrato, pero la raíz no se descompondrá. (Una clave de daños y fotografías en color para ayudar a diagnosticar las diferencias, se puede encontrar en la sección 5.1.3 de volumen 5 de esta serie).

**Moscas fungosas.** Una de las plagas de insectos más graves en la fase de establecimiento son las larvas del mosco fungoso de alas negras. Los moscos adultos (*Bradysia* spp.) se encuentran comúnmente en los invernaderos y, a pesar de que no se alimentan directamente de las plantas, se ha demostrado que son vectores de esporas de otros hongos patógenos, como *Fusarium* spp. y *Botrytis* spp. (James *et al.*, 1994). Las larvas se alimentan de muchos tipos de materia orgánica, incluidas semillas y plántulas, y puede convertirse en un problema grave, sobre todo cuando se produce un exceso de riego y un mal manejo del agua. La larva permanece oculta en el sustrato, por lo que la aparición de los adultos volando alrededor del cultivo es el primer signo de una infestación del mosco fungoso. Algunos productores monitorean las poblaciones relativas con tarjetas adhesivas amarillas y usan esta información para decidir cuándo se justifica el control. (Las claves de daños, fotografías en color, identificación más específica e información de control se pueden encontrar en la sección 5.1.4 del volumen 5 de esta serie).

**Criptógamas y malezas.** Una vez que se introducen las criptógamas-algas, musgos y líquenes y las malas hierbas en los contenedores, no existe una forma fácil o barata de eliminarlas. Éstas compiten seriamente con las plantas por el agua, los nutrientes minerales y, eventualmente por la luz. Este problema no se produce durante la fase de establecimiento a menos que los contenedores no hayan estado limpios y el sustrato no sea estéril. En un caso, las malas hierbas se convirtieron en un problema serio a partir de semillas que los ratones llevaron dentro de las bolsas almacenadas del sustrato.

Las esporas de algas, musgos, líquenes y pequeñas semillas de malas hierbas también pueden introducirse en el agua de riego que no se filtra. Esto puede ser un problema especialmente grave cuando se utiliza el agua de estanques u otras fuentes superficiales. Aunque estas plagas de plantas eventualmente invaden el vivero mediante las esporas diseminadas por el aire, no deben convertirse en un problema antes de que las plantas crezcan lo suficiente como para lograr el cierre de copas y sombrear completamente la superficie del sustrato. Debido a que también son plantas, es difícil encontrar herbicidas que maten tanto a las criptógamas como a las malas hierbas, sin dañar el cultivo.

**Aves y roedores.** Las semillas sembradas, especialmente aquellas grandes como las de los pinos, son muy atractivas para los ratones y las aves. Ambos perturban a las semillas que se encuentran cubiertas durante su búsqueda por ellas, aunque las aves suelen llevárselas antes de comérselas, mientras que los roedores dejan las cubiertas seminales de las semillas vacías, detrás de los contenedores. Por lo general la entrada de las aves se puede prevenir mediante el enmallado de las ventilas del invernadero, y asegurándose de que las puertas se cierren a tiempo. En los complejos de producción a cielo abierto, es eficaz cubrir los contenedores sembrados con grandes mallas, hasta que la germinación ha finalizado. Es casi imposible evitar en su totalidad que entren pequeños roedores a la estructura de producción. Sin embargo, el establecimiento de pequeñas trampas de cebo con semillas extra alrededor del perímetro de la zona de cultivo se exhiben cuando existe un problema. Se han utilizado repelentes químicos a las semillas, pero no se recomiendan ya que pueden reducir la germinación. Una vez que se ha detectado el problema de roedores, los cebos envenenados y trampas de resorte pueden ser eficaces si se usan de manera segura y adecuada. (Claves de daño, fotografías en color y la identificación más específica e información de control se pueden encontrar en la sección 5.1.3 del volumen 5 de esta serie).



**Figura 6.4.5** Las semillas cubiertas con un micelio algodonoso (ver la flecha) confirman la infección del hongo que impide la germinación, una condición conocida como “*damping-off* de pre-emergencia”

### 6.4.3 Fase de rápido crecimiento

La fase de crecimiento rápido comienza cuando el brote terminal en el medio de los cotiledones comienza a crecer rápidamente y continúa hasta que la mayor parte del cultivo alcanza la altura requerida. Con el ejemplo de los cultivos de coníferas occidentales en el vivero forestal de la Universidad de Idaho, esta fase inicia en 8 semanas después de la siembra y continúa durante otros 3 meses (Cuadro 6.4.1). Aunque el crecimiento del brote terminal es la característica predominante de la fase de rápido crecimiento, las ramas laterales inferiores también se expanden sin formar yemas (Figura 6.4.6A). Es durante la fase de rápido crecimiento que el beneficio real del cultivo en los viveros de contenedores es dramáticamente visualizado, ya que el crecimiento del tallo puede ser de dos a tres veces más que el de una planta normal en la naturaleza (Figura 6.4.6B). Dependiendo de las especies y del ambiente de propagación, el crecimiento en altura puede no ser continuo, y en su lugar consistiendo de una serie de incrementos o desarrollos. Dado que gran parte de los recursos energéticos van al brote, el cambium lateral se vuelve también más activo y el crecimiento en diámetro del tallo aumenta lentamente. Las raíces continúan su expansión y crecimiento, y podrán ocupar toda la cavidad del contenedor al final de la fase de rápido crecimiento.

El objetivo cultural durante la fase de rápido crecimiento es mantener en niveles óptimos todos los factores ambientales en el ambiente de propagación. Dado que las plantas son todavía muy suculentas, los productores deben reducir al máximo cualquier tipo de estrés ambiental o cultural, innecesario. A medida que las plantas crecen y se vuelven más fuertes, el potencial de mortalidad total disminuye, aunque el cultivo sigue siendo susceptible a daños abióticos o por plagas. Por ello, los productores deben aún programar recorridos regulares de exploración en el área de propagación y buscar áreas de bajo vigor, retraso en el crecimiento y otras daños.

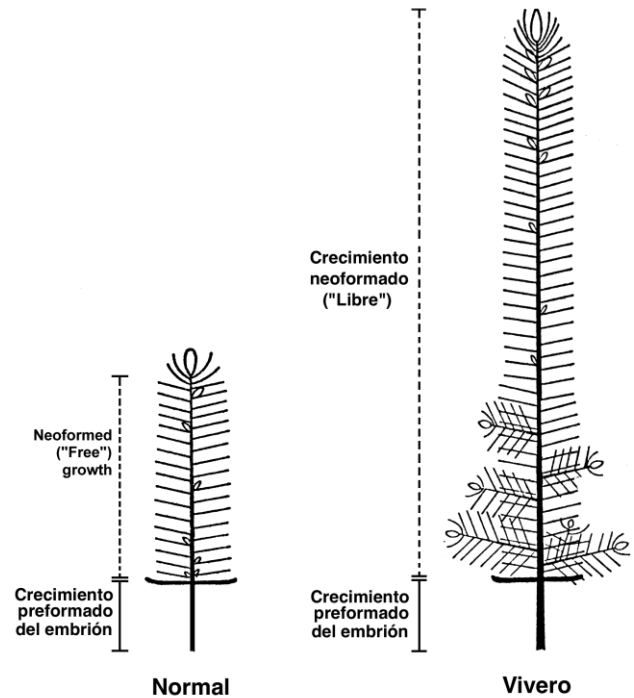
#### 6.4.3.1 El ambiente atmosférico

**Temperatura.** Tanto la temperatura objetivo como el rango de temperatura admisible durante la fase de rápido crecimiento dependerán del tipo de ambiente de propagación y de las especies. Los invernaderos totalmente controlados pueden mantener durante el día y la noche temperaturas con variaciones de un par de grados, mientras que las instalaciones a cielo abierto están a merced del clima local. En las instalaciones a cielo abierto se han producido retrasos graves de crecimiento a finales de primavera o verano con climas fríos y nublados, y es difícil, si no imposible, forzar el cultivo para compensar las pérdidas de crecimiento durante el resto de la temporada. Por otra parte, el control de crecimiento en altura puede ser un verdadero problema con las diferentes especies en la misma estructura de propagación, especialmente con especies de rápido crecimiento, como *Larix occidentalis* o *Populus* spp. Incluso con especies de crecimiento relativamente lento como el abeto azul de Colorado (*Picea pungens*), el crecimiento del tallo es directamente proporcional a la temperatura (Figura 6.4.7A), por lo cual las plantas pueden rápidamente superar las alturas requeridas en condiciones cálidas.

Las temperaturas diurnas y nocturnas óptimas son una de las principales razones del crecimiento acelerado en los invernaderos modernos. Sin embargo, más cálido no necesariamente es mejor. Por ejemplo, un régimen de producción "cálido" de 20 a 27°C (68 a 80°F) produjo más plantas de 3 diferentes coníferas comerciales y de mejor calidad que aquellas producidas con un régimen "caliente", con temperaturas alcanzando un rango de 30 a 35°C (86 a 94°F). Estas diferencias se atribuyeron a los efectos inhibidores de las temperaturas más altas en el metabolismo de las plántulas, y una menor resistencia al daño por frío en el otoño (Owston and Kozlowski, 1981).



A



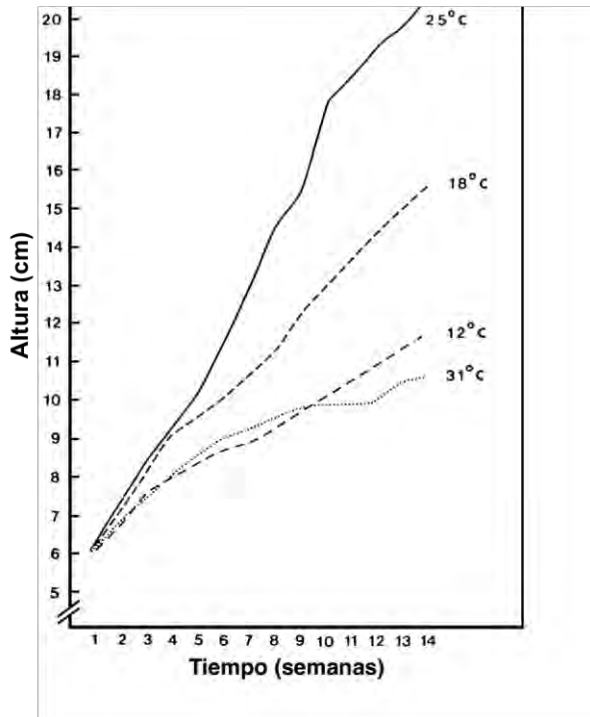
B

**Figura 6.4.6** La expansión de la brote terminal es la característica principal de la fase de rápido crecimiento (A). Debido a las condiciones ideales de crecimiento, las plantas de vivero pueden crecer mucho más grandes que aquellas en forma natural (B) (Modificado de Powell, 1982).

Los resultados operativos han demostrado que muchas especies pueden ser producidas en la misma estructura de propagación y la mayoría crecerán aceptablemente bajo un rango de temperaturas relativamente amplio. En el ejemplo de los cultivos en el vivero forestal de la Universidad de Idaho, las temperaturas objetivo se mantienen durante el día en el rango de 21 a 24°C (70 a 75°F), con una disminución durante la noche de aproximadamente 5°C (10°F) (Cuadro 6.4.5A). Al inicio de la temporada, aún es necesario el calentamiento por la noche y temprano por la mañana, hasta que la luz del sol calienta el invernadero. Sin embargo, a principios del verano el enfriamiento se convertirá en un problema en los invernaderos completamente cerrados, debido a la luz solar intensa y los días

más largos. El enfriamiento por convección con rejillas de ventilación es suficiente en climas templados, aunque el enfriamiento con evaporación, cubiertas malla-sombra o nebulización es necesario en ambientes semiáridos. Los ventiladores de flujo horizontal promueven el movimiento de aire lateral y ayudan a eliminar áreas de calor o frío en el invernadero (Figura 6.4.7B). (Los sistemas de calefacción y enfriamiento se discuten a detalle en la sección 3.1.2 y las temperaturas objetivo operacionales, y los rangos para una variedad de especies durante la fase de rápido crecimiento se pueden encontrar en la Cuadro 3.1.2 del volumen 3 de esta serie).





A



B

**Figura 6.4.7** La importancia de una temperatura adecuada es bien ilustrada por el crecimiento del brote de estas plantas de *Picea pungens* – ambas, tanto las temperaturas demasiado cálidas y demasiado frías reducen el crecimiento (A). Los ventiladores de flujo horizontal (B) promueven el movimiento de aire lateral y ayudan a eliminar puntos de calor o frío dentro del invernadero, así como suministran dióxido de carbono a las plantas (A, modificado de Young and Hanover, 1978).

**Humedad.** Debido a que las raíces se han extendido en todo el sustrato, las plantas son menos susceptibles a la humedad repentina o al estrés por calor, por lo que la humedad relativa se puede reducir a un rango requerido de 60 a 80%. Este nivel de humedad moderada es suficiente para mantener las pérdidas evapotranspiracionales suficientemente bajas para promover la expansión y división celular, pero no tan elevada como para promover enfermedades fúngicas. Un déficit de presión de vapor de aproximadamente 1.0 kPa es un objetivo razonable durante la fase de rápido crecimiento.

En el vivero forestal de la Universidad de Idaho no se supervisa con regularidad la humedad relativa, aunque mantiene las condiciones ambientales (Cuadro 6.4.5A). Debido a que la humedad relativa es dependiente de la temperatura, pueden ser necesarias cortas nebulizaciones ya sea para enfriar a las plantas como para aumentar la humedad a un rango requerido durante los días calurosos, cuando los ventiladores están en frecuencia. Un momento crítico para monitorear la humedad es hacia el final de la fase de rápido crecimiento, cuando las coronas de las plantas comienzan a cerrarse, ya que la humedad se mantendrá cerca de 100% al interior del dosel, las cuales son condiciones ideales para los patógenos foliares como el *Botrytis* spp. (La humedad relativa operacional y el déficit de presión de vapor requeridos, así como los rangos para una variedad de especies durante la fase de rápido crecimiento se pueden encontrar en los Cuadros 3.2.5 y 3.2.6 del volumen 3 de esta serie).

**Luz.** La intensidad de luz raramente se vuelve una limitante durante la fase de rápido crecimiento, dado que los niveles de luz siguen superando el punto de saturación de luz para la mayoría de las plantas, incluso en días nublados. Con los niveles extremadamente altos de luz solar, los tejidos jóvenes suculentos de especies que demandan sombra, podrían ser dañados por la solarización, aunque el sobrecalentamiento es un problema más común. La intensidad de la luz de saturación varía considerablemente según la especie, sin



embargo, un rango de valores para las especies de árboles comunes se proporciona en el Cuadro 3.3.4 del volumen 3 de esta serie.

La duración de la luz es fundamental para mantener altas tasas de crecimiento durante esta fase, y la iluminación fotoperiódica se utiliza para extender la duración del día. En el vivero forestal de la Universidad de Idaho se utiliza luz fotoperiódica intermitente de manera continua durante la noche, para mantener el crecimiento activo de las plántulas (Cuadro 6.4.5A). La confiabilidad del sistema de iluminación debe ser revisado regularmente porque si las luces fallan por sólo una o dos noches, las especies o ecotipos sensibles pueden detener su crecimiento en altura y formar yema dormante. La duración del día también afecta el tipo de follaje que se produce en algunas especies - ver la sección siguiente sobre agujas primarias vs. secundarias. (Una discusión completa de los tipos de iluminación fotoperiódica y otros ejemplos de sistemas de iluminación operacional se puede encontrar en la sección 3.3.4 del volumen 3 de esta serie).

**Dióxido de carbono.** Si un invernadero está equipado para ello, los generadores de CO<sub>2</sub> deben seguir operando durante las madrugadas en la fase de rápido crecimiento. Aunque el tiempo en que estén operando será menor ya que el calentamiento solar hará que se abran antes las ventilas, las altas tasas de fotosíntesis requerirá un suministro constante de CO<sub>2</sub>. Además de los generadores, los ventiladores de flujo de aire horizontal ayudan a promover un buen intercambio de CO<sub>2</sub> en el área de producción, además del enfriamiento (Figura 6.4.7B). En el vivero de la Universidad de Idaho se depende de la frecuente ventilación para mantener los niveles adecuados de CO<sub>2</sub> en el ambiente (Cuadro 6.4.5A) (Una completa discusión en el manejo y monitoreo del CO<sub>2</sub> durante la fase de rápido crecimiento puede encontrarse en la sección 3.4.3 del volumen 3 de esta serie).

### 6.4.3.2 El ambiente edáfico

**Riego.** Durante la fase de rápido crecimiento, las plantas deben regarse de forma regular para prevenir cualquier estrés hídrico que

pueda limitar el crecimiento. Sin embargo, el exceso de riego puede ser tan dañino como la falta de agua. La humedad disponible para la planta se controla por el tipo de sustrato y el volumen del contenedor, por lo que las tasas de riego y la sincronización debe ser ajustado para los diferentes tipos de contenedor y especies. Plantas de *Pseudotsuga menziesii* exhibieron un crecimiento óptimo y el desarrollo morfológico cuando se mantuvo el sustrato en un rango de humedad moderada de 29 a 53% de contenido de agua (Khan *et al.*, 1996). En el vivero forestal de la Universidad de Idaho se monitorea el peso del contenedor ("bloque") para mantener la humedad del sustrato de modo que los contenedores pesen alrededor de 80 a 85% de la norma de peso húmedo (Cuadro 6.4.5A) durante esta fase. Se debe aplicar agua suficiente en cada riego de manera que el exceso de sales se lixivien del recipiente. (Una discusión detallada para monitorear el riego se discute en la sección 4.2.6 en el volumen 4 de esta serie).

**Fertilización.** Las plantas responden al tipo, la frecuencia y el momento de la fertilización. Durante esta fase, la fertilización adecuada es una de las maneras más fáciles y menos costosa para acelerar el crecimiento. Por otro lado, los productores deben aplicar fertilizantes cuidadosamente para evitar la potencial contaminación del ambiente.

La mayoría de los viveros calculan el uso de sus fertilizantes basados en el nivel de nitrógeno (N) y se recomienda una tasa promedio de 150 ppm, para la mayoría de las especies durante la fase de rápido crecimiento. Por supuesto, los otros 12 nutrientes minerales esenciales también deben ser suministrados a una concentración adecuada. El vivero de la Universidad de Idaho utiliza una tasa promedio de N de 120 ppm para su solución base de fertirrigación (Cuadro 6.4.5A). Especies de crecimiento más lento, como el *Pinus monticola* requerirán mayores dosis de fertilización (200 ppm N) que aquellas de crecimiento más rápido como el *Larix occidentalis*, que puede requerir de sólo 60 ppm de N (Cuadro 6.4.5B). Incluso los diferentes ecotipos de una especie pueden responder un tanto diferente a la fertilización.

Por ejemplo, cuando se cultivaron seis ecotipos de plantas de *Pseudotsuga menziesii* se produjeron en el mismo invernadero, aquellas de las regiones costeras en Washington

requirieron menores dosis de N que las de Montana (Figura 6.4.8A).

**Cuadro 6.4.5A** Segmento de 5 semanas de la programación de prácticas culturales durante la fase de rápido crecimiento para plantas de coníferas del oeste, en el vivero forestal de la Universidad de Idaho.

<b>Cliente:</b> T. Planter	<b>Especies:</b> PIPO, PIMO, PSME, LAOC, PIEN			<b>Fuente de semillas:</b> N. Idaho	
<b>Especificaciones requeridas:</b>	<b>Altura = 12 – 18 cm</b>			<b>Diámetro del tallo = 3 a 4 mm</b>	
<b>Mes</b>	Mayo	Mayo	Mayo	Mayo	Junio
<b>Semanas de siembra</b>	8	9	10	11	12
<b>Ambiente de propagación</b>	Invernadero				
<b>Etapa de crecimiento de la planta</b>	Fase de rápido crecimiento				
<b>Procesos culturales y operativos</b>	Inventario				
	Medición de alturas y diámetros del tallo de las plantas cada dos semanas				
<b>Mano de obra: tamaño de cuadrilla</b> (personas-horas)	1 – 2 personas, conforme se requiera				
<b>Temperatura: día</b> Valor requerido (rango)	22 °C (21 a 24) 72 °F (70 a 75)				
<b>Temperatura: noche</b> Valor requerido (rango)	18 °C (16 a 19) 63 °F (60 a 65)				
<b>Humedad relativa:</b> Valor requerido (rango)	Ambiente				
<b>Luz: ambiente</b>	Luz solar plena				
<b>Luz: fotoperiodo</b> Intensidad y duración	Luminosidad por 24 horas con luces incandescentes intermitentes de 500 lux, y aplicación a las plantas de solución de crecimiento (ver Cuadro 6.4.5B)				
<b>Dióxido de carbono</b> Tasa y momento	Ambiente				
<b>Riego:</b> Cantidad y frecuencia	Saturación total + 10% para lixiviado Mantener el peso de los contenedores a 80 – 85% del peso húmedo				
<b>Fertilización:</b> Dosis de nitrógeno (N) y frecuencia	Fertirrigar 2 veces por semana con una solución de crecimiento (120 ppm N); varía por especies (ver Cuadro 6.4.5B)				
<b>Manejo de plagas:</b> monitoreo de plaguicida y dosis	Realizar recorridos en el vivero y verificar las plantas dos veces por semana				

Fuente: Modificado de Wenny and Dumroese (1998).

**Cuadro 6.4.5B** Vista en planta del esquema de distribución de espacios de un invernadero para un cultivo de plantas de coníferas del oeste, en el vivero forestal de investigación de la Universidad de Idaho, mostrando los ajustes en las dosis de fertirrigación, basado en el nivel de nitrógeno (N) y programado para diferentes especies.

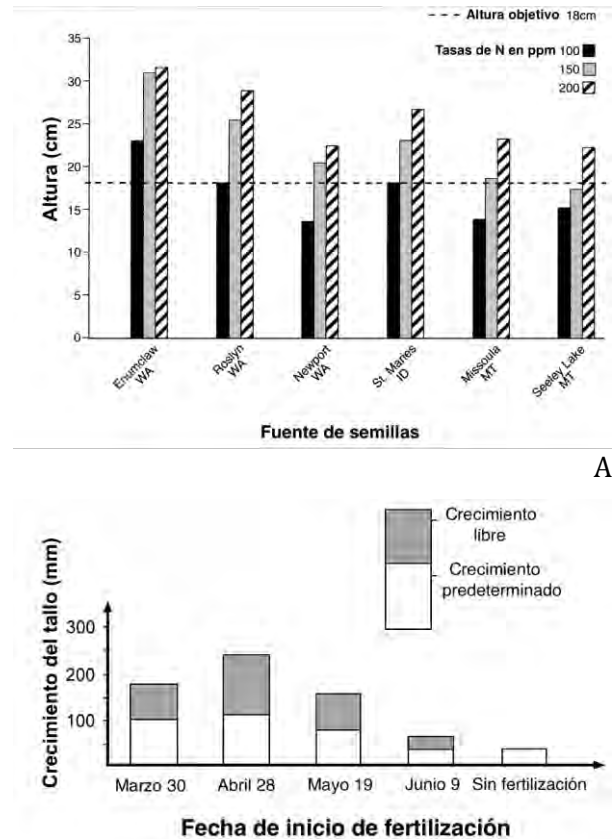
<p style="text-align: center;"><b><i>Pinus ponderosa</i> (PIPO)</b></p> <p>Fertilización con solución de crecimiento por 7 a 10 semanas a 100 ppm de N, y posteriormente cambiar a una solución para su endurecimiento</p>	Pasillo central	<p style="text-align: center;"><b><i>Pinus monticola</i> (PIMO)</b></p> <p>Fertilización con solución de crecimiento por 7 a 12 semanas a 200 ppm de N, y posteriormente cambiar a una solución para su endurecimiento</p>
<p style="text-align: center;"><b><i>Larix occidentalis</i> (LAOC)</b></p> <p>Fertilización con solución de crecimiento por 7 a 10 semanas a 60 ppm de N, y posteriormente cambiar a una solución para el endurecimiento</p>		<p style="text-align: center;"><b><i>Picea engelmannii</i> (PIEN)</b></p> <p>Fertilización con solución de crecimiento por 7 a 11 semanas a 120 ppm de N, y posteriormente cambiar a una solución para el endurecimiento</p>
<p style="text-align: center;"><b><i>Pseudotsuga menziesii</i> (PSME)</b></p> <p>Fertilización con solución de crecimiento por 7 a 10 semanas a 120 ppm de N, y posteriormente cambiar a una solución para el endurecimiento</p>		

Fuente: modificado de Wenny and Dumroese (1998).

El vivero forestal de la Universidad de Idaho ha producido en un invernadero cinco especies de coníferas del noroeste manipulando las dosis de N y la longitud del período de fertilización. El *Pinus monticola* es de las especies de crecimiento más lento; *Picea engelmannii*, *Pseudotsuga menziesii* y *Pinus ponderosa* tienen tasas de crecimiento intermedias, mientras que el *Larix occidentalis* es el de rápido crecimiento. Entre más lenta sea la especie en crecer, las plantas reciben más N y por un período de tiempo más largo (Cuadro 6.4.5B).

El momento de la fertilización es crítico. La absorción de nutrientes comienza en cuestión de minutos, pero sus efectos sobre el crecimiento de plantas no son evidentes durante días. Este efecto, es especialmente crítico para ciertas especies como el abeto, que muestran un crecimiento libre después de un período de crecimiento predeterminado. Por ejemplo, las plantas del *Picea abies* produjeron tanto un crecimiento predeterminado como el crecimiento libre del brote cuando se inició la fertilización al comienzo de la temporada de crecimiento (Figura 6.4.8B).

El monitoreo de las tasas de crecimiento de los brotes proporciona un buen indicador de qué tan bien están respondiendo las plantas, y las muestras de tejido foliar también pueden ayudar a determinar si son apropiados los niveles de fertilización. Si una especie se queda por debajo de las curvas del crecimiento requerido, el incremento del nivel de N puede acelerar el crecimiento de los brotes y ayudar a alcanzar el crecimiento requerido al final de la estación de crecimiento – para obtener un ejemplo, consulte la Figura 6.1.10 en el capítulo 1 de este volumen. (Una discusión completa de los niveles ideales nutricionales y los procedimientos de fertilización se proporcionan en el volumen 4 de esta serie).



**Figura 6.4.8** La fertilización con nitrógeno (N) es una de las principales formas para controlar el crecimiento en altura; en este ejemplo (A), el ecotipo de *Pseudotsuga menziesii* de la costa oeste de Washington puede recibir una tasa menor de N que aquellas procedentes de la parte este del estado, o de las montañas de Montana. La fertilización se refleja rápidamente en el cultivo, evidenciándose por el incremento tanto del crecimiento predeterminado del tallo, como del crecimiento libre, en las plantas de *Picea abies* (B). (A, modificado de Thompson, 1995; B, modificado de von Wuehlisch and Muhs, 1991).

### 6.4.3.3 Operaciones culturales

Aunque el objetivo cultural principal de la fase de rápido crecimiento es promover el crecimiento del brote, también es importante para producir una planta bien balanceada, con un diámetro robusto del tallo (cuello) y las raíces que están bien distribuidas a lo largo del cepellón. Sin embargo, éstas preocupaciones son secundarias dado que tanto el crecimiento de la raíz como el diámetro del tallo, se fomentarán durante la fase de endurecimiento.

**Control cultural de la altura del tallo.** Uno de los errores más comunes durante la fase de rápido crecimiento es permitir que continúe el crecimiento del tallo por mucho tiempo, dando como resultado plantas demasiado altas para su correspondiente diámetro del tallo (Figura 6.4.9A). Estas plantas demasiado altas son indeseables debido a que se secan rápidamente en el vivero y además, son físicamente difíciles de manejar y costoso su plantado. Por último, debido a su excesiva relación tallo/raíz, éstas son sujetas a un alto estrés hídrico después del trasplante o su plantación.

Los controles culturales clave para producir un tallo fuerte son (1) la densidad de crecimiento de las plantas (2) la luz, y (3) la dosis de fertilización de N. A medida que la densidad se incrementa, la regla básica es que a mayor distancia entre las plantas, mayor será su diámetro del tallo, dado que es menos probable que crezca demasiado alta (Figura 6.4.9B). La baja intensidad de luz en las plantas excesivamente densas provocará que crezcan de manera desproporcionada en altura ("estirar"). Por supuesto, una vez que se han sembrado las semillas no hay manera de controlar la densidad, a menos que se estén utilizando contenedores individuales que pudieran ser espaciados posteriormente en sus mismos bastidores. Esto generalmente no es económico (e imposible con los contenedores de bloque), por lo que la mejor solución es elegir un contenedor con el volumen y el espaciamiento adecuados para producir las plantas con las especificaciones deseadas. No se recomienda el uso tradicional de toldo de malla sombra a temperaturas más bajas, ya que disminuye la luz disponible; si las altas temperaturas son el problema, se debe utilizar un riego ligero o nebulizaciones. La fertilización con nitrógeno es uno de los factores culturales que puede ser controlado fácilmente en cualquier vivero. El nitrógeno actúa como el "acelerador" en un automóvil - cuanto más se aplica, más rápido crece el tallo. También es importante la concentración adecuada de N para las especies que se cultivan y el tipo de fertilizante nitrogenado. Por ejemplo, fertilizantes con alto contenido de amonio o

urea producirán plantas más altas de muchas especies, que aquellas con una mayor proporción de nitrato.

**Poda del tallo.** Desafortunadamente, el excesivo crecimiento del tallo es un problema difícil de controlar. Algunas especies de coníferas como *Thuja plicata*, pueden ser podadas del tallo con facilidad, siempre y cuando se haga antes de que el tejido se vuelve demasiado leñoso. Esta poda es más difícil con otras, como *Pseudotsuga menziesii*, porque el momento para hacerlo es crítico (Figura 6.4.9C). En la mayoría de los casos, la ventana cultural disponible cuando el tejido del tallo es lo suficientemente suave para tolerar la poda es de sólo unas pocas semanas. Los brotes que se podan en el tejido leñoso se dañan permanentemente y, a menudo exhiben un crecimiento anormal (Figura 6.4.9D). Otras coníferas, como *Pinus palustris*, pueden ser podadas varias veces durante la fase de rápido crecimiento (Barnett and McGilvray, 1997). La mayoría de especies de hoja ancha son mucho más tolerantes a la poda del tallo y pueden ser podados sin daños. Sin embargo, los productores deben esforzarse para controlar la tasa de crecimiento de la altura del tallo y sólo usar la poda cuando sea absolutamente necesaria.

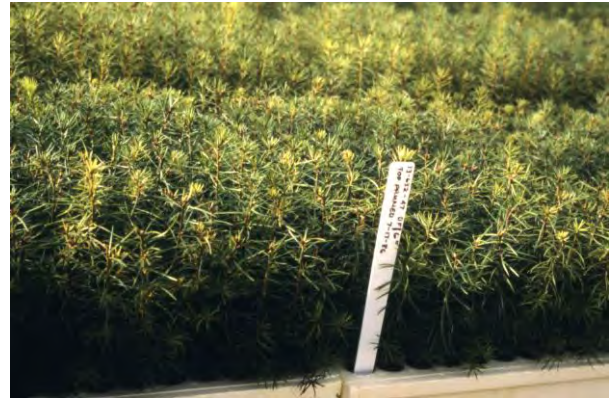




A



B



C

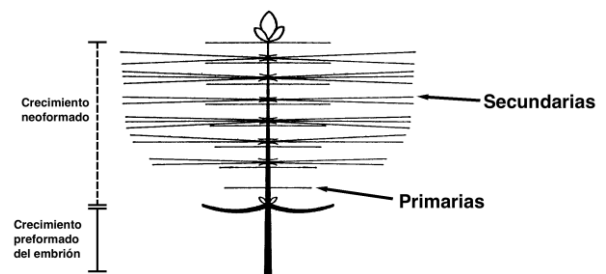
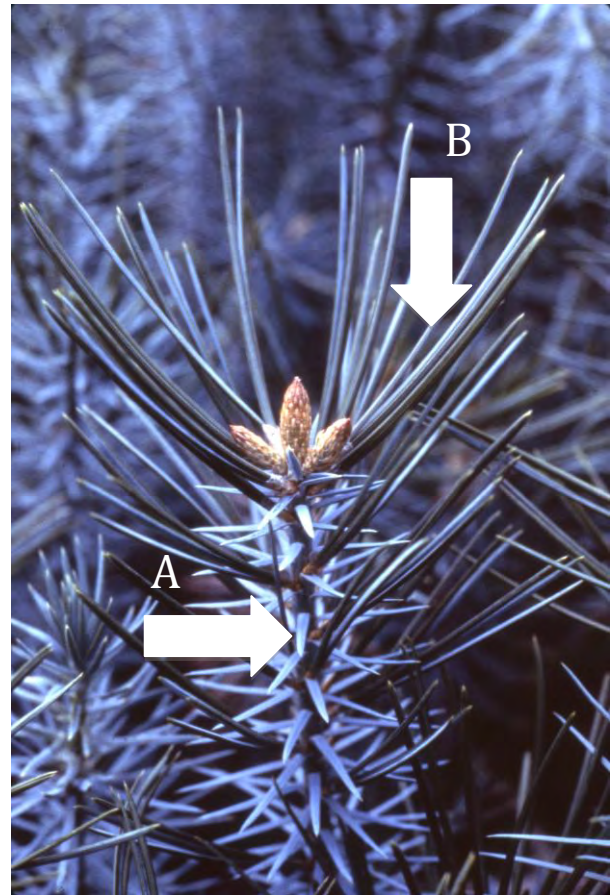


D

**Figura 6.4.9** La excesiva altura del tallo es un problema común durante la fase de rápido crecimiento, especialmente bajo temperaturas altas y con una fertilización alta en nitrógeno (A). El volumen de las cavidades y el espaciamiento entre éstas, afectan fuertemente el diámetro del tallo y la relación tallo/raíz (B). La poda del tallo puede ser usada aunque la ventana para el tratamiento es sólo de unas cuantas semanas (C). La poda en los tejidos leñosos pueden provocar deformaciones del tallo (D).

**Hojas primarias versus secundarias.** Además del aumento en la tasa de crecimiento, una de las diferencias más visibles entre las fases de establecimiento y de rápido crecimiento es la naturaleza del follaje de las plantas. Varias especies de coníferas y algunas maderas duras, producen hojas primarias o acículas desde el meristemo apical en medio de los cotiledones, que son muy diferentes de follaje maduro. Por ejemplo, las acículas primarias de las plantas de pino son planas y con un parecido a agujas (Figura 6.4.10A/B), mientras que las hojas primarias en los enebros son picos cortos. Algunos clientes prefieren que sus plantas tengan hojas secundarias (Rose *et al.*, 1990), por ejemplo, las plantas de *Pinus contorta* con acículas secundarias tienen mejor desempeño en la plantación (van Steenis, 1993). Algunas especies de pino producen normalmente las acículas principales durante el primer crecimiento de los brotes y bajo un fotoperíodo natural, y continuarán haciéndolo a lo largo de la primera estación de crecimiento.

Los tratamientos fotoperiódicos como los días cortos ("bloqueo") que se aplican durante el verano por pequeños lapsos como de 2 semanas, provocarán la formación de acículas secundarias en algunas especies de pinos, como *Pinus sylvestris* (Rosvall-Ahnebrink, 1982). En un ensayo de vivero, dos tipos de plantas morfológicamente diferentes de *Pinus contorta* fueron creadas mediante la manipulación del fotoperíodo. Las plantas con la mayoría de acículas primarias fueron producidas en invernadero, con un fotoperíodo natural, mientras que las plantas con la mayoría de acículas secundarias fueron el resultado de disponer de invernaderos con iluminación adicional (Omi *et al.*, 1993; Omi and Eggleston, 1993). Las plantas con acículas primarias fueron significativamente más cortas y con mayor número de raíces, que aquellas que tuvieron acículas secundarias (Figura 6.4.10B). Sin embargo, este efecto es específico de la especie, dado que otros pinos como *Pinus monticola*, se vieron afectados por los tratamientos con luz.



**Figura 6.4.10** Las especies como este pino piñonero produce primero acículas puntiagudas primarias (A), seguido de acículas secundarias fasciculadas, que se forman en las axilas de las primarias (B) (Dibujo modificado de Powell, 1982).

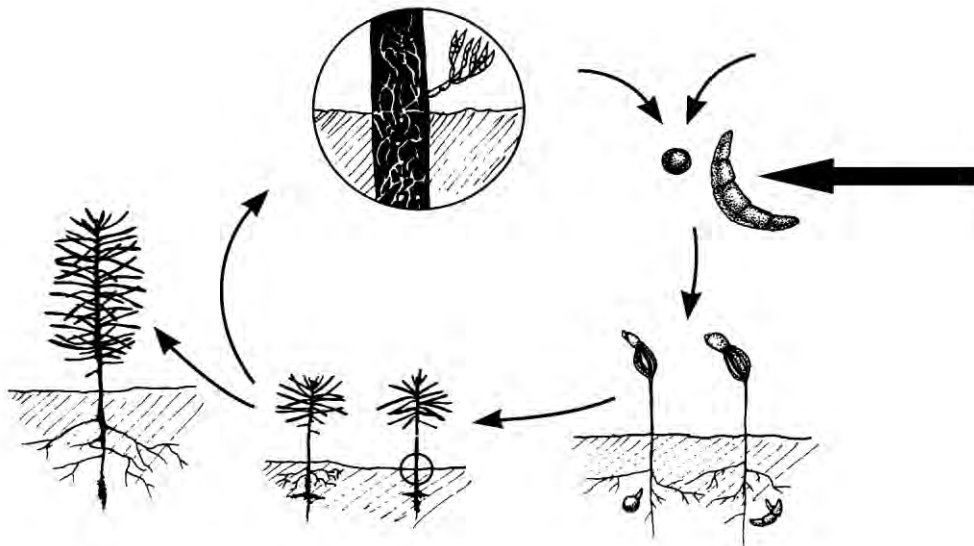


#### 6.4.3.4 Plagas y problemas abióticos

**Pudrición de la raíz por *Fusarium*.** Una de las enfermedades más comunes de las plantas de coníferas del noroeste durante la fase de rápido crecimiento, es la pudrición de la raíz causada por *Fusarium* spp. Estos hongos ubicuos comúnmente son introducidos al vivero en los sustratos, en los recipientes contaminados o en las semillas (Figura 6.4.5). En ocasiones *Fusarium* spp. ataca a las semillas en germinación provocando el *damping-off*, pero con más frecuencia produce infecciones menores a la raíz sin síntomas obvios. Sin embargo, las temperaturas cálidas favorecen al hongo *Fusarium* y la avanzada pudrición de la raíz se desarrolla a menudo durante las condiciones cálidas y húmedas de la fase de rápido crecimiento. Posteriormente, durante las primeras etapas del endurecimiento, los síntomas foliares a menudo se desarrollan después de algunos días con alta temperatura y estrés hídrico (Sutherland, 1990). La pudrición de la raíz por *Fusarium* es difícil de diagnosticar debido a que la mayoría de los viveristas no son conscientes de que tienen un problema hasta que se desarrolla el típico enroscado de las acículas necróticas (James *et al.*, 1991). Cuando se examinan los sistemas radicales de las plantas sintomáticas, la corteza se pela

fácilmente para revelar un tejido podrido de color café. La pudrición de la raíz por *Fusarium* puede propagarse de planta en planta a través de esporas dispersadas por el viento o el agua (Figura 6.4.11), resultando en los focos de la enfermedad. (Claves de daños, fotografías a color y la identificación más específica e información de control se pueden encontrar en la sección 5.1.4 del volumen 5 de esta serie).

**Insectos.** Aunque los insectos no son un problema serio en los viveros que realizan buenas prácticas de prevención de plagas, algunas pueden provocar pequeños problemas localizados. Las larvas del gusano tejedor (esto es, los gusanos), las moscas grúa, los gorgojos de raíz y los moscos fungosos se alimentan de los sistemas radicales; sólo los adultos de los moscos fungosos son fácilmente visibles. Cuando el tipo de daño al mascar es diagnosticado, el lector debe referirse a las claves de daños en la sección 5.1.4 del volumen 5 de esta serie. Las chinches *Lygus* (*Lygus* spp.) y los trips (o arañuelas) pueden también provocar un crecimiento distorsionado del tallo en focos localizados de plantas. (Claves de daños, fotografías en color y la identificación más específica e información de control se pueden encontrar en la sección 5.1.4 del volumen 5 de esta serie).



**Figura 6.4.11** El hongo del género *Fusarium* provoca la pudrición de la raíz de las plantas de coníferas; las esporas (ver flecha) son dispersadas por el agua o el viento (modificado de Sutherland, 1990).

## 6.4.4 Fase de endurecimiento

### 6.4.4.1 Introducción

El endurecimiento es uno de los periodos más importantes de los cultivos de plantas forestales y de conservación, ya que deben estar preparadas para soportar una gran cantidad de estrés después de dejar el vivero. Por ejemplo, las plantas de coníferas del oeste de los Estados Unidos deben de “levantarse” cuando están en dormancia, almacenarse por largos periodos en refrigeración, transportadas a largas distancias, y después plantadas en ambientes relativamente difíciles, sin un cuidado después de la plantación. En Ontario, el éxito o fracaso de los cultivos de abetos casi siempre pueden atribuirse a la falta de prácticas de endurecimiento (Odlum, 1992). En el sur de los Estados Unidos, las plantas en contenedor debidamente endurecidas han mostrado que sobreviven y crecen mejor que aquellas que no lo están (Cuadro 6.4.6).

**Problemas con plantas no endurecidas.** Los problemas por endurecimiento pueden no ser evidentes en el cultivo del vivero, y con frecuencia no aparecen hasta que las plantas son almacenadas o después de que se plantan. Es relativamente fácil producir un cultivo de plantas para alcanzar las especificaciones de altura y diámetro del tallo, pero es mucho más difícil endurecerlas para soportar el estrés del

manejo, el almacenamiento y la plantación. Esto se evidencia por las diversas pérdidas catastróficas en los últimos años, provocadas por producciones sin un debido proceso de endurecimiento. Los viveros forestales que producen en contenedor en la Columbia Británica, han perdido más de 20 millones de plantas durante una ola de frío temprana, en octubre de 1985, valorada en 4.5 millones de dólares canadienses. Un par de años después, el Ministerio de Recursos Naturales de Ontario reportó una pérdida de 7 millones de plantas de *Picea mariana*, por un valor aproximado de 1 millón de dólares canadienses, lo cual fue atribuido a la mala calidad de las plantas (Lewis, 1988). En febrero de 1996, una producción de 400,000 plantas en contenedor de *Pinus palustris*, siendo hibernadas en instalaciones al aire libre en el sur de Mississippi, fueron expuestas a inesperadas temperaturas bajas. Después de la congelación, las plantas todavía se veía bien, así que el vivero las envió, sin darse cuenta de que las raíces habían muerto. El problema se hizo evidente varias semanas después de la plantación, cuando las plantas comenzaron a morir, en tales casos, el impacto económico también incluye los costos del transporte y la plantación, lo que supera con creces el valor nominal de las plantas.

**Cuadro 6.4.6** Las plantas de *Pinus taeda* que recibieron suficiente endurecimiento mostraron una mejor resistencia al daño por frío y se desarrollaron significativamente mejor después de la plantación.

Periodo de endurecimiento (semanas)	Resistencia al frío (LT <sub>50</sub> )		Desempeño en la plantación	
	°C	°F	Supervivencia (%)	Crecimiento del tallo (cm)
0	- 4.3	24.3	28	3.9
2	- 6.4	20.5	52	10.1
6	213.6	7.5	76	18.2

Fuente: Modificado de Mexal *et al.* (1979)

LT<sub>50</sub> = la temperatura letal en la cual el 50% de las plantas murieron

Aunque la mortalidad de las plantas es el resultado más dramático de una producción sin endurecimiento, otros tipos de lesiones subletales pueden no ser evidentes en forma inmediata. Las raíces crecen cuando las temperaturas son favorables (Figura 6.4.12A) y, dado que están expuestas, pueden ser fácilmente dañadas por las temperaturas cálidas o frías (Figura 6.4.12B). Las plantas con daños subletales de la raíz no presentan síntomas inmediatamente, pero pueden declinar gradualmente con el tiempo o pueden ser víctimas de algún patógeno oportunista. Las plantas de coníferas suelen reflejar problemas por el endurecimiento como el "shock de trasplante", con una clorosis característica, síntomas de defoliación y el consecuente pobre desempeño durante la primera estación de crecimiento.

**Terminología del endurecimiento.** La terminología utilizada para describir el proceso de endurecimiento puede ser bastante intimidante. Por ejemplo, un sistema reciente para categorizar la dormancia utiliza términos complicados como "endodormancia fotoperiódica" y "ecodormancia hidracional" (Lang, 1987). Aquí se prefieren definiciones más simples. En los viveros forestales y de conservación, los términos "dormancia" y "endurecimiento" se usan a menudo indistintamente, pero hay importantes diferencias. El **endurecimiento** se puede definir como una condición de la durabilidad o la resistencia al estrés (Landis, 1988). Aunque el endurecimiento se puede referir a un estrés específico, es lógico pensar que las plantas que son resistentes al frío son también resistentes a los diferentes tipos de estrés que encontrarán durante el manejo, el almacenamiento y la plantación. La resistencia al frío es útil desde el punto de vista operativo, ya que es relativamente fácil de monitorear. El **endurecimiento o aclimatación** se puede definir como el proceso de inducción de la resistencia al frío y se presenta conjuntamente con el proceso de dormancia.



A

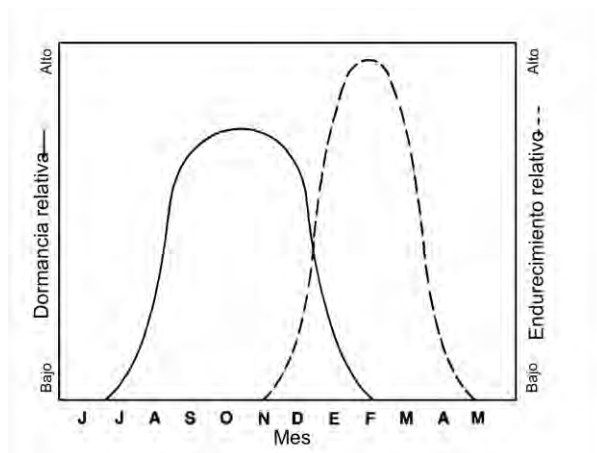


B

**Figura 6.4.12** Las raíces no entran a un verdadero estado de dormancia y por lo tanto, crecerán en el momento en que las temperaturas sean favorables (A). Debido a que muchas de estas raíces están fuera del cepellón, pueden fácilmente ser dañadas por el estrés por humedad o por temperatura (B).



La **dormancia** puede ser definida como la incapacidad del tejido de la planta para crecer, incluso bajo condiciones ambientalmente favorables (Lavender, 1985). **Es necesario considerar que la dormancia se refiere a un tejido meristemático específico (yemas, meristemos laterales o puntas de las raíces), mientras que el endurecimiento se refiere a los brotes o raíces, y lo que es más significativo operacionalmente, a menudo toda la planta.** Se debe tener en cuenta que gran parte de la literatura publicada sólo se ocupa de la dormancia de la yema y, aunque eso es importante, los viveristas deben encargarse de toda la planta. Existe un cierto traslape entre la dormancia y el endurecimiento, de hecho, la dormancia es un requisito previo para un alto nivel de endurecimiento. Aunque los tejidos sin dormancia pueden endurecerse hasta cierto punto, las plantas no podrán alcanzar un endurecimiento total si se encuentran creciendo (Weiser, 1970). Los mayores niveles de endurecimiento se alcanzan después de que la planta ya ha pasado por esta etapa (Figura 6.4.13).



**Figura 6.4.13** La dormancia y el endurecimiento están relacionados en el tiempo, debido a que las plantas deberán detener su crecimiento activo antes de que alcancen un endurecimiento total (modificado de Lavender, 1985).

**Objetivos de la fase de endurecimiento.** Una fase de endurecimiento bien planeada puede tener diferentes objetivos:

1. **Manipular la morfología de las plantas -**

El primer objetivo de la fase de endurecimiento es detener el crecimiento del brote y promover la formación de las yemas, fomentando al mismo tiempo el crecimiento del diámetro del tallo y las raíces. De hecho, el cultivo crecerá muy poco en altura durante la fase de endurecimiento, lo que permite a los fotosintatos trasladarse hacia el tallo y a los meristemos de la raíz (ver Figura 6.1.8 en este volumen). Al final de la fase de rápido crecimiento, las plantas son desproporcionalmente altas para su diámetro y el sistema radical, por lo que la fase de endurecimiento debe ser utilizada para desarrollar un tallo robusto y consecuentemente, una mejor relación tallo/raíz. Dado que algunos clientes prefieren acículas maduras en sus cultivos de coníferas, el desarrollo de acículas secundarias puede ser otro objetivo cultural (ver sección 6.4.3.3). La mayoría de las coníferas occidentales desarrollan yemas dormantes que contienen primordios preformados de los brotes para la próxima temporada de crecimiento (Figura 6.4.14A). Aunque no en todas las especies se desarrolla una yema terminal, muchos clientes prefieren que sus plantas la tengan. Del mismo modo, la presencia de numerosos brotes laterales se considera deseable, ya que le ayudará a desarrollar una corona completa de la siguiente temporada (Figura 6.4.14 B).

2. **Aclimatar las plantas para el ambiente natural -**

Las plantas producidas en contenedores han sido producidas a un ritmo acelerado durante la fase de rápido crecimiento y por lo tanto, son muy suculentas y susceptibles a una gran variedad de estrés. Para los cultivos que se plantarán durante el verano u otoño, éste es el objetivo principal de la fase de endurecimiento, el cómo las plantas deben

aclimatarse rápidamente al sitio de plantación cuando salen del vivero.

3. **Desarrollar la resistencia al estrés por manejo, almacenamiento y transporte** - Una vez finalizada la fase de endurecimiento, el cultivo debe, o bien trasladarse al almacenamiento protegido o cosecharse y empacarse para su envío. Para el ejemplo de los cultivos con coníferas occidentales, las plantas se extraen del contenedor de crecimiento, se envuelven o empaquetan en películas de plástico y luego se almacenan en refrigeración por 2 a 4 meses (Cuadro 6.4.1). Por lo tanto, las plantas deben ser resistentes al calor, el frío, al estrés hídrico, y ser capaces de tolerar golpes mecánicos.

4. **Fortalecer la planta para la supervivencia y el crecimiento después de la plantación** - Una vez que las plantas son cosechadas, éstas no serán capaces de producir sus alimentos mediante la fotosíntesis, hasta que se establezcan en el sitio de plantación. Esto significa que deben haber acumulado suficientes reservas de alimentos para mantenerse durante un período de días, para el caso de una plantación “caliente” durante el verano, o meses en el caso de que sean almacenadas en congelación, para su plantación durante la primavera en lugares de gran altitud.



A



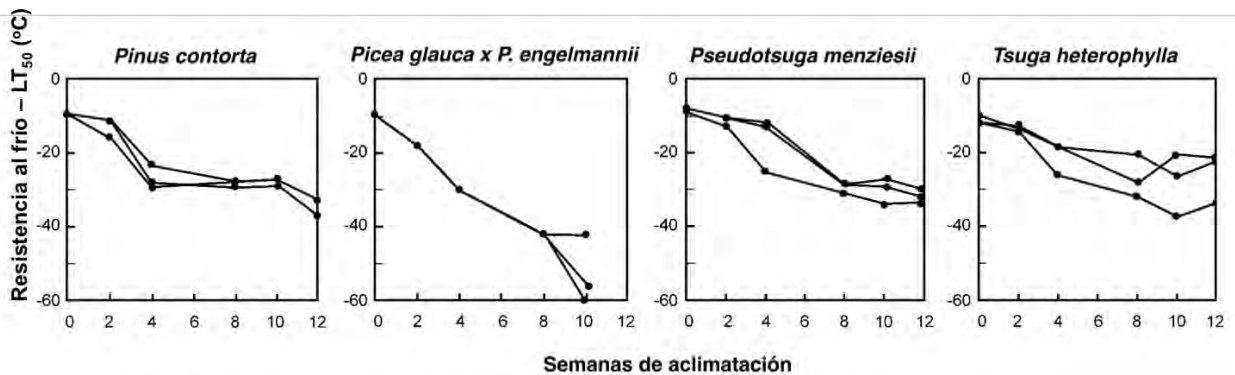
B

**Figura 6.4.14** Una yema terminal firme en una planta de *Pinus ponderosa* es un buen indicador de la dormancia del brote y endurecimiento (A). Numerosas yemas laterales, como en estas plantas de *Pseudotsuga menziesii* (B) se desarrollarán en las ramas laterales durante la siguiente estación.

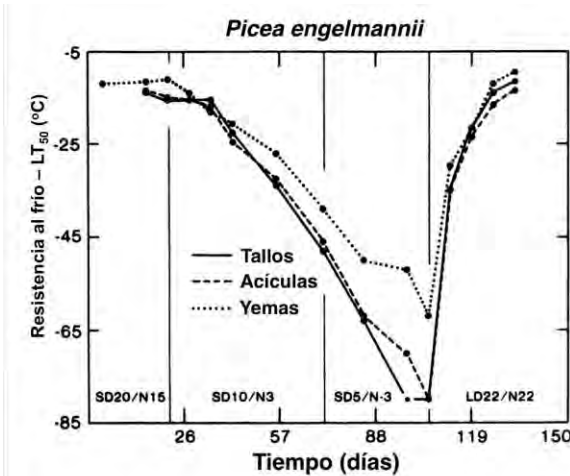
**Factores que afectan el endurecimiento de las plantas.** Hay una serie de factores que pueden afectar el endurecimiento de las plantas en los viveros de contenedores, y tres son particularmente notables:

1. **Factores genéticos** – Bajo las mismas condiciones ambientales, las diferentes especies pasan por el proceso de endurecimiento a diferentes niveles. Incluso dentro de especies, hay diferencias genéticas entre ecotipos para el endurecimiento. Por ejemplo, las plantas de cuatro coníferas del noroeste que crecen juntas en condiciones naturales, mostraron un ritmo diferente de endurecimiento bajo condiciones de vivero. *Picea glauca* x *P. engelmannii* no sólo endurece más rápidamente, sino que también alcanzó un mayor nivel de resistencia al frío, que las otras especies (Figura 6.4.15).
2. **Tipo de tejido** – Los tallos, las yemas y el follaje de una planta se endurecen a diferentes niveles (Figura 6.4.16). Parte de la razón de esta respuesta variable es debido a la naturaleza física de los

diferentes tipos de células. Las células meristemáticas con paredes delgadas son más vulnerables a los daños por frío, en comparación con aquellas maduras con paredes gruesas. Por lo tanto, en los brotes, el meristemo terminal es el más comúnmente dañado por las bajas temperaturas, dado que es el último en dejar de crecer y en consecuencia, alcanzar un nivel de endurecimiento. Una de las áreas más sensibles en las plantas producidas en contenedor es el cuello de la raíz. La verdadera razón de ello es incierta. Ya sea que el tejido es el último en endurecer o que el tejido es más similar al tejido de la raíz, y por lo tanto, menos tolerante al frío. Otra consideración es que esta área del cuello de la raíz físicamente está protegido por el contenedor y por el follaje bajo de la planta y por lo tanto, nunca llegará a ser tan resistente como otras partes del tallo.



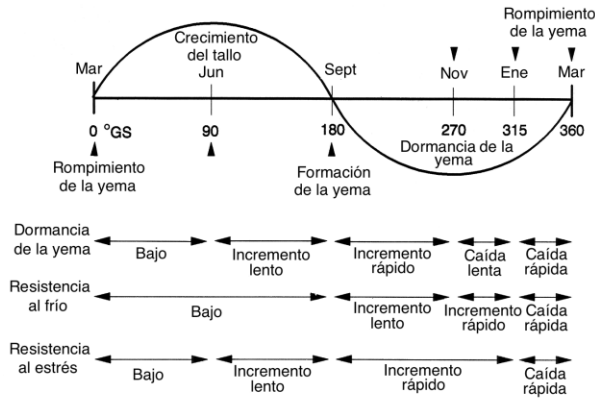
**Figura 6.4.15** Las pruebas de resistencia al frío (endurecimiento) de cuatro ecotipos de cuatro coníferas del noroeste, mostraron que los niveles de endurecimiento variaron tanto entre especies como en ecotipos (modificado de Simpson, 1990).



**Figura 6.4.16** El tejido del tallo, la yema y las acículas de las plantas de *Picea engelmannii* endurecidas a diferentes niveles en respuesta a un fotoperiodo corto (SD) y disminución de las temperaturas de día/noche.

Los sistemas radicales de las plantas nunca llegan a ser tan resistentes como los tallos, y algunas especies, como *Pinus palustris*, no se endurecen totalmente. Las raíces maduras de las plantas de coníferas comerciales de climas con inviernos fríos, son capaces de alcanzar una resistencia moderada al frío, entre -10 y -15 °C (5 a 14 °F), durante el final del otoño y el invierno. Las nuevas raíces son mucho menos resistentes que las maduras, mientras que aquellas jóvenes de color blanco endurecen poco o nada (Figura 6.4.12B). Dado que las raíces crecerán cada vez que la temperatura del suelo lo permiten, éstas pueden ser dañadas durante heladas repentinas. Debido al riego frecuente, los daños a la raíz no siempre son evidentes en la producción de contenedores bajo condiciones de vivero, pero puede ser devastador después de la plantación. Por ejemplo, los daños por frío en plantas de *Picea abies* dieron lugar a una reducción de 50% en la capacidad de crecimiento de la raíz, y de 40% en el crecimiento de los brotes (Lindstrom and Nystrom, 1987).

- 3. Etapa de crecimiento** - La resistencia al frío se desarrolla en un patrón estacional común de los ambientes naturales. Las plantas se endurecen gradualmente a través de una serie de etapas en el otoño, aunque pierden esa resistencia rápidamente durante la primavera (Figura 6.4.16). Se han desarrollado varios modelos para describir el crecimiento y los ciclos de endurecimiento en las plantas. Uno de los más populares es el modelo de etapas del grado de crecimiento, que muestra anualmente el ciclo de crecimiento de la planta, como una serie de diferentes etapas (Fuchigami and Nee, 1987), que puede ser descrito en términos de dormancia del brote, endurecimiento y la resistencia al estrés (Burr, 1990 ). El modelo representa el ciclo anual de crecimiento de la planta como una onda senoidal, a partir del rompimiento de la yema con el 0°, y terminando con el mismo rompimiento de la yema en la siguiente temporada (360°) (Figura 6.4.17). El crecimiento del brote activo se produce en la primera mitad (superior) del ciclo con la formación de las yemas que ocurre a 180°. La segunda mitad (inferior) pasa a través de la dormancia del brote, la cual de hecho se inició durante la etapa de 90° a 180°, y finaliza con la fase de post dormancia, de 315° a 360°. Una vez más, se debe tener en cuenta que este modelo sólo se refiere a los brotes y no considera la dormancia o la resistencia al frío de los meristemos laterales o de las raíces. En particular, se ha demostrado que las raíces crecen cada vez que las temperaturas son favorables y por lo tanto, no tienen una verdadera dormancia como tal. Por lo tanto, los viveristas deben utilizar el modelo del grado de crecimiento como una guía para un marco conceptual, aunque se tiene que considerar que se tiene que ver la dormancia de las plantas y su resistencia al frío desde un cierto sentido holístico.



**Figura 6.4.17** Una de las mejores formas de ilustrar los procesos de endurecimiento y dormancia es el modelo de etapas del grado de crecimiento, el cual divide el ciclo anual en 360 grados (modificado de Fuchigami and Nee, 1987).

**Programación de la fase de endurecimiento.**

Para efectos prácticos, la fase de endurecimiento se puede dividir en dos períodos de tiempo consecutivos: inducción a la dormancia y acondicionamiento al estrés. En un programa de crecimiento normal, las plantas en contenedor deben alcanzar la dormancia antes de que puedan desarrollar una plena resistencia al frío (Weiser, 1970). Ya que los objetivos para estas dos etapas son diferentes, los regímenes culturales serán diferentes. En la fase de inducción de la dormancia se "obliga" a que el brote terminal entre en dormancia, al tiempo que fomenta el diámetro del tallo y el crecimiento de las raíces. Para la mayoría de las coníferas occidentales en el ejemplo de cultivo descrito anteriormente, se forman las yemas laterales y terminales, incrementan en tamaño y se cubren con escamas de la yema muy cerradas.

Una vez que la dormancia del brote se ha alcanzado, el cultivo puede soportar el estrés. Las plantas se endurecen de forma natural mediante su exposición a las condiciones ambientales, aunque es posible obtener un mayor nivel de resistencia al estrés en un tiempo más corto, mediante la imposición de tratamientos especiales culturales en el vivero. Sin embargo, estos tratamientos no deben ser demasiado severos, ya que las plantas excesivamente estresadas en realidad suelen ser menos resistentes. Las plantas que tienen

bajos niveles de reservas fotosintéticas no pueden aclimatarse adecuadamente (Weiser, 1970). La cantidad relativa de tiempo para inducir la dormancia y el acondicionamiento al estrés, varía con las especies cultivadas y el tipo de régimen de endurecimiento. Se encontró que con la combinación de 3 semanas de temperaturas cálidas y un fotoperiodo corto para inducir la dormancia, seguida de 3 semanas de frío con un fotoperiodo corto para desarrollar una resistencia al estrés, fue la mejor combinación para *Picea glauca x P. engelmannii*. Por otra parte, el *Pinus contorta* requiere un periodo mayor de acondicionamiento al estrés (5 a 7 semanas) para un periodo total de endurecimiento de 8 a 10 semanas (Simpson and Macey, 1992).

Uno de los conceptos más críticos en el cultivo de plantas en contenedor es la programación de tiempo suficiente para que la fase de endurecimiento, aunque ello no es apreciado por los viveristas con poca experiencia, especialmente aquellos principiantes que producen sus primeros cultivos. Un adecuado endurecimiento lleva tiempo, y un error común es no proporcionarlo. Esto sucede a menudo cuando se produce más de un cultivo por temporada o cuando los productores tratan de forzar un crecimiento adicional en altura, con aquellos cultivos que crecen más lentamente de lo esperado.

Muchos productores no aprecian el hecho de que el crecimiento del tallo y el sistema radical requieren un suministro constante de fotosintatos, por lo cual, la fase de endurecimiento debe programarse cuando exista suficiente energía solar para alimentar este crecimiento. Si bien es posible lograr un acondicionamiento al estrés durante finales del otoño y principios del invierno, simplemente no hay suficiente luz solar en esta época del año para fomentar el crecimiento del diámetro y el de la raíz. Después de que las plantas alcanzan la altura requerida al final de la fase de rápido crecimiento, éstas necesitan unos 2 meses para continuar produciendo tejidos del tallo y las raíces, y posteriormente endurecer lo suficiente para tolerar el estrés provocado por la cosecha, el almacenamiento, el transporte y



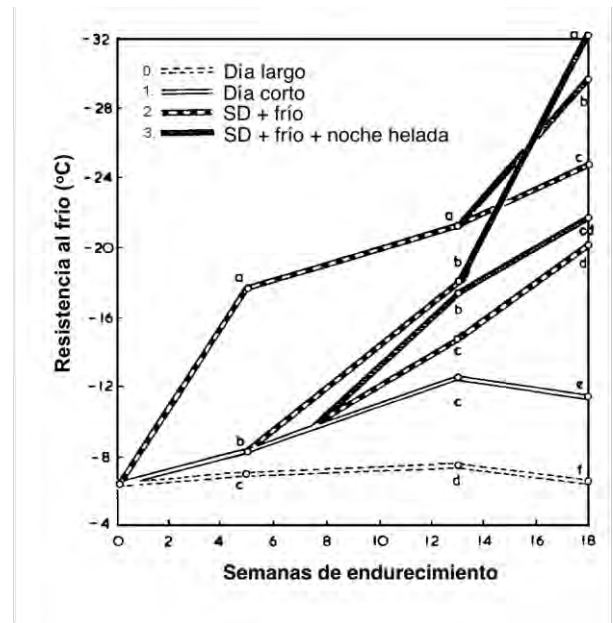
su plantación. Mexal *et al.* (1979) encontraron que las plantas de contenedores de *Pinus taeda* requieren al menos 6 semanas de endurecimiento, mientras que las plantas de *Pseudotsuga menziesii* expuestas a una secuencia de tratamientos de endurecimiento, requirieron de 18 semanas para alcanzar un completo endurecimiento (Figura 6.4.18). Para el ejemplo de las coníferas del oeste del vivero forestal de la Universidad de Idaho, la fase de endurecimiento comúnmente duró de 2 a 4 meses (Cuadro 6.4.1).

#### 6.4.4.2 Ambiente atmosférico

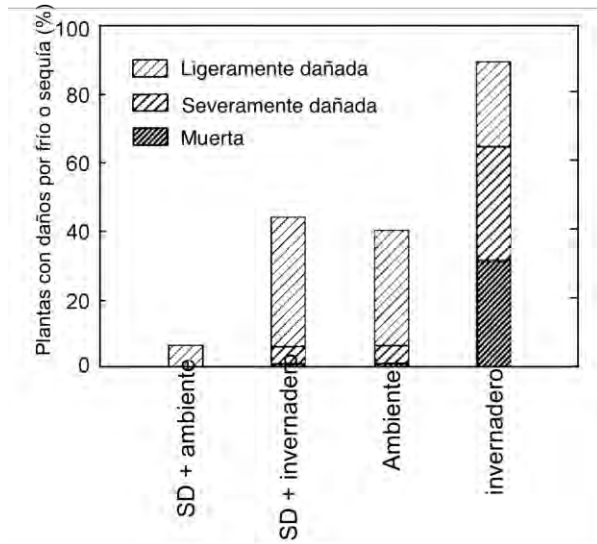
En esta sección se discutirán los mismos factores ambientales potenciales que limitan el crecimiento, como en las fases de establecimiento y rápido crecimiento, pero, además, los viveros suelen cambiar la estructura de propagación para iniciar la fase de endurecimiento.

**Estructuras de propagación.** Mientras que las fases de establecimiento y de rápido crecimiento son a menudo más fáciles en las estructuras de propagación totalmente controladas, como los invernaderos, éste no siempre es el caso para el endurecimiento. Es difícil inducir en el invernadero un completo endurecimiento. Por ejemplo, las plantas de *Pinus sylvestris* que fueron endurecidas en el invernadero, incluso con tratamientos de un corto fotoperiodo, sufrieron más daños posteriores a la plantación, que aquellas que recibieron tratamientos ambientales (Figura 6.4.19). Tradicionalmente, los viveristas que producen sus cultivos en invernadero mueven sus plantas a cobertizos con malla sombra, o en complejos a cielo abierto, al final de la fase de rápido crecimiento, de forma tal que la producción sea expuesta al entorno ambiental. Los productores con estructuras cubiertas de polietileno, algunas veces eliminan el techo del invernadero para lograr el mismo efecto. Los ambientes semi-controlados, como los cobertizos, son estructuras ideales para el endurecimiento porque es fácil enrollar los costados y exponer los cultivos a las condiciones ambientales. Los modelos más recientes de este tipo de estructuras semicontroladas cuentan con techos retráctiles

que son controlados por computadora. El techo puede ser abierto al comienzo de la fase de endurecimiento y cerrado en el caso de heladas. El vivero forestal de la Universidad de Idaho actualmente endurece sus plantas en el invernadero de propagación (Cuadro 6.4.7). Algunas especies de rápido crecimiento, como *Larix occidentalis*, se mueven a estructuras de crecimiento a cielo abierto, para iniciar la fase de endurecimiento. (Ver la sección 1.3.2 del volumen uno de esta serie para una completa discusión de los atributos de los diferentes ambientes de propagación).



**Figura 6.4.18** Las plantas de *Pseudotsuga menziesii* alcanzaron su máxima resistencia al frío cuando fueron expuestas a una secuencia de cortos fotoperiodos (SD) y temperaturas frías, seguidas por una helada. Un endurecimiento completo requirió de 18 semanas (modificado de Timmis and Worrall, 1975).



**Figura 6.4.19** Las plantas de *Pinus sylvestris* que fueron endurecidas en un invernadero por 6 semanas sufrieron el mayor daño por frío o por deshidratación, después de la plantación durante el otoño, comparadas con aquellas que fueron tratadas con fotoperiodos cortos (SD) y condiciones ambientales (modificado de Rosvall – Ahnebrink, 1982).

Independientemente del tipo de ambiente de propagación, son cuatro los factores especialmente críticos para inducir y mantener el endurecimiento de las plantas de especies forestales y de conservación: la temperatura, la humedad, los nutrientes minerales y el fotoperiodo (Figura 6.4.20). Los tratamientos de endurecimiento se aplican de forma simultánea o en secuencia. Las plantas de *Pseudotsuga menziesii* alcanzaron el endurecimiento máximo cuando se exponen a temperaturas frías, cortos fotoperiodos y finalmente, a una exposición a temperaturas por debajo de cero (Figura 6.4.18). Contrariamente, sólo uno de estos factores es importante para el proceso de la pérdida de la resistencia al frío – la temperatura (van den Driessche, 1969) – lo cual es crítico durante el período de almacenamiento (ver el volumen 7 de esta serie).

**Temperatura.** Debido a que la temperatura tiene un efecto tan dominante en los procesos fisiológicos, el control de la temperatura en el área de propagación durante el día y la noche, es crucial para el proceso de endurecimiento. La exposición a temperaturas frías que simulan

las condiciones normales de descenso, afectan en muchos aspectos de la dormancia de las plantas y la resistencia al frío, y comúnmente es eficaz una combinación de bajas temperaturas y fotoperiodos cortos. Por ejemplo, un cambio repentino a fotoperiodo corto bajo temperaturas cálidas, seguidas de un cambio a temperaturas frías, induce la dormancia y desarrolla la máxima resistencia al estrés de las coníferas del norte (Simpson and Macey, 1992).

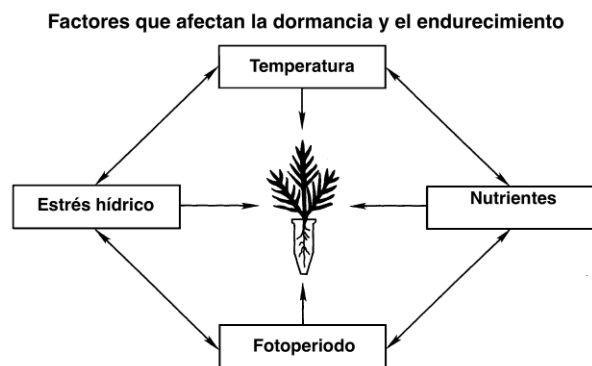
**Inducción a la dormancia.** Debido a que el objetivo de esta etapa es detener el crecimiento en altura, pero promoviendo el desarrollo del tallo y su diámetro, las temperaturas se reducen en forma gradual en el área de crecimiento. Esto tiene el efecto de mantener tasas suficientes de fotosíntesis y de respiración para promover el diámetro del cuello de la raíz y el crecimiento del sistema radical. El cambio a temperaturas frías afecta el momento del cese del crecimiento y de la formación de la yema, y el inicio de la dormancia (Fuchigami and Nee, 1987), así como el número de primordios que se forman en el desarrollo de la yema (Templeton *et al.*, 1993). Temperaturas moderadamente cálidas son necesarias para permitir el incremento del número y tamaño de los primordios; por ejemplo, se encontró que las temperaturas nocturnas de 15 a 20 °C (59 a 68 °F) promueven la formación y desarrollo de la yema en plantas de *Picea glauca* (Odlum, 1992).

El efecto final de la temperatura durante la fase de endurecimiento es la liberación de la dormancia. La dormancia de la yema de la mayoría de las plantas leñosas es liberada mediante una exposición prolongada a temperaturas ligeramente por encima del punto de congelación de - 5 a 7 °C (40 a 45° F). Este tratamiento de tiempo y temperatura se conoce comúnmente como el **requerimiento de frío** (Burr *et al.*, 1989). Otras especies requieren la exposición a la congelación. Por ejemplo, dos especies de plantas de abedul rompieron la yema más rápida y completamente cuando se expusieron a temperaturas bajo cero, después de alcanzar una dormancia completa (Rinne *et al.*, 1997).

**Cuadro 6.4.7** Segmento de 5 semanas de la programación de prácticas culturales durante la fase de endurecimiento para plantas de coníferas del oeste, en el vivero forestal de la Universidad de Idaho (la línea oscura vertical refleja un cambio en los valores del ambiente).

<b>Cliente:</b> T. Planter	<b>Especies:</b> PIPO, PIMO, PSME, LAOC, PIEN			<b>Fuente de semillas:</b> N. Idaho	
<b>Especificaciones requeridas:</b>	<b>Altura = 12 – 18 cm</b>		<b>Diámetro del tallo = 3 a 4 mm</b>		
<b>Mes</b>	Sept	Sept	Oct	Oct	Oct
<b>Semanas de siembra</b>	24	25	26	27	28
<b>Ambiente de propagación</b>	Invernadero				
<b>Etapa de crecimiento de la planta</b>	Fase de endurecimiento				
<b>Procesos culturales y operativos</b>	Medición de alturas y diámetros del tallo de las plantas cada dos semanas				
<b>Mano de obra: tamaño de cuadrilla</b> (personas-horas)	1 – 2 personas, conforme se requerido				
<b>Temperatura: día</b> Valor requerido (rango)	13 °C (10 a 16) 55 °F (50 a 60)		7 °C (4 a 10) 45 °F (40 a 50)		
<b>Temperatura: noche</b> Valor requerido (rango)	10 °C (8 a 12) 50 °F (45 a 55)		4 °C (1 a 7) 40 °F (35 a 45)		
<b>Humedad relativa:</b> Valor requerido (rango)	Ambiente, ventilación después del riego para prevenir condensación				
<b>Luz: ambiente</b>	Luz solar plena				
<b>Luz: fotoperiodo</b> Intensidad y duración	Ninguna, sólo la luz ambiental				
<b>Dióxido de carbono</b> Tasa y momento	Ambiente, pero estimular el intercambio de aire y ventilar siempre que sea posible				
<b>Riego:</b> Cantidad y frecuencia	Sustrato completamente saturado + 10% para lixiviado Regar cuando el peso de los contenedores alcance 70 – 80% del peso húmedo				
<b>Fertilización:</b> Dosis de nitrógeno (N) y frecuencia	Fertirrigar 2 veces por semana con una solución de endurecimiento (50 ppm N)				
<b>Manejo de plagas:</b> monitoreo de plaguicida y dosis	Estar alerta por el desarrollo de <i>Botrytis</i> Deseche cualquier planta enferma y realice tratamiento puntual con plaguicidas cuando el daño exceda el umbral				

Fuente: Modificado de Wenny and Dumroese (1998).



**Figura 6.4.20** Los cuatro factores ambientales son modificados durante la fase de endurecimiento para inducir la dormancia y endurecimiento de las plantas.

Durante la fase de endurecimiento, en el vivero forestal de la Universidad de Idaho se redujeron en forma gradual, las temperaturas diurnas y nocturnas en el invernadero, con valores de entre 5 y 10 °F hasta que alcanzaron las temperaturas deseadas (Cuadro 6.4.7). Esto comienza el proceso de aclimatación, pero mantiene las temperaturas lo suficientemente cálidas como para desarrollar el diámetro del tallo y el crecimiento de la raíz (Wenny and Dumroese, 1998).

**Acondicionamiento al estrés.** La mayoría de las plantas de zonas templadas deben ser capaces de tolerar temperaturas por debajo del punto de congelación durante el almacenamiento para pasar el invierno o después de la plantación. Cuando cerca de 90% del cultivo ha alcanzado la altura deseada, y se ha completado la formación de la yema, las temperaturas pueden ser disminuidas para comenzar el acondicionamiento de las plantas. Para el desarrollo de la resistencia al frío de *Pseudotsuga menziesii*, las temperaturas nocturnas han demostrado ser más importantes que las temperaturas diurnas (van den Driessche, 1969), así como para *Picea abies* y *Pinus sylvestris* (Aronsson, 1975). Un hecho interesante aunque no muy apreciado es que algunas especies pueden ser endurecidas a temperaturas bajo cero sin someterlas a estas temperaturas. Por ejemplo, Tinus (1974) fue capaz de endurecer completamente varias coníferas occidentales y tolerar temperaturas de - 30 °C (22 °F), con una temperatura máxima

diurna de 10 °C (50 °F) y una temperatura nocturna justo por encima de la congelación.

Alrededor de la primera semana de noviembre, el vivero forestal de la Universidad de Idaho continuó con el proceso de endurecimiento mediante la exposición de las plantas a la temperatura ambiente. Esto las prepara para las gélidas temperaturas que experimentarán al final del otoño y durante el almacenamiento. Para evitar que se congelen los cepellones y para proteger el sistema de riego, las temperaturas en el invernadero no deben bajar de 28 °F (- 2 °C) (Wenny and Dumroese, 1998). (Las temperaturas operacionales requeridas y los rangos para una variedad de especies durante la fase de endurecimiento, se pueden encontrar en el Cuadro 3.1.2 del volumen 3 de esta serie).

**Humedad.** Durante la fase de endurecimiento, la humedad relativa se mantiene en los niveles ambientales, lo que ayuda a preparar a las plantas para las condiciones que enfrentarán en los sitios de plantación. Los riegos se realizan durante las primeras horas de la mañana, y el invernadero se ventila inmediatamente después de agotar el aire húmedo, ayudando a secar el follaje de las plantas (Cuadro 6.4.7). Este es un procedimiento crítico para evitar la condensación, lo cual favorece el desarrollo de los hongos. Los sopladores de mochila para secar las hojas y estimular el desarrollo del diámetro del tallo funcionan bien (la humedad relativa operacional y el déficit requerido de la presión de vapor, así como los rangos para una variedad de especies durante la fase de endurecimiento, se pueden encontrar en los Cuadros 3.2.5 y 3.2.6 del volumen 3 de esta serie).

**Luz.** Tanto la intensidad de luz como su duración son importantes para el proceso de endurecimiento, y la duración del día (fotoperiodo) es un factor crítico para las especies y los ecotipos de latitudes más al norte y altas elevaciones. Las especies pueden incluso tener ecotipos fotoperiódicos. Las plantas de *Pinus sylvestris* de las latitudes del norte detuvieron el crecimiento de los brotes hasta 50 días antes que aquellas de lugares más al sur

(Oleksyn *et al.*, 1992). Las especies de climas costeros y latitudes más bajas se ven menos afectadas por los tratamientos de reducción del fotoperiodo.

**Inducción de la dormancia.** El tratamiento de fotoperiodo corto es uno de los factores ambientales más importantes en las coníferas occidentales, que desencadenan la terminación del crecimiento del brote y la formación de las yemas. La luminosidad fotoperiódica extiende las horas luz naturales durante la fase de rápido crecimiento, y en ocasiones con el simple hecho de apagar estas luces inducirá rápidamente la formación de la yema. Los viveristas deben ser conscientes de que esto es muy relativo, comparado con un fotoperiodo absoluto, que es más efectivo. Por ejemplo, las plantas que fueron producidas bajo un fotoperiodo de 24 horas de forma intermitente, iniciaron el endurecimiento con un tratamiento de 18 horas, a pesar de que este último es la duración normal del día durante el verano. Para las plantas de latitudes septentrionales que se plantan durante el verano, se han utilizado cortinas de bloqueo para acortar la duración del día, de 8 o 10 horas con la finalidad de inducir la dormancia. Con el *Pinus sylvestris* se ha demostrado que los días cortos son el tratamiento cultural más importante para inducir la dormancia y la resistencia al frío (Figura 6.4.19). El efecto del fotoperiodo corto puede presentarse rápidamente. Las plantas del abedul respondieron a tratamientos de acortamiento del fotoperiodo después de sólo 5 días, logrando frenar el crecimiento del tallo el cual cesó por completo después de 10 días (Rinne *et al.*, 1997). Como se mencionó con anterioridad, la intensidad de la luz solar debe mantenerse lo suficientemente alta durante esta etapa de la fase de endurecimiento, para promover el crecimiento de las yemas, tallos y raíces.

**Acondicionamiento al estrés.** Los fotoperiodos cortos también ayudan a inducir la resistencia al frío en muchas especies, especialmente cuando se combinan con bajas temperaturas. Se encontró que un fotoperiodo corto (8 horas) indujo los niveles de resistencia al frío en *Pinus taeda* comparativamente con las

plantas que fueron aclimatadas en ambientes naturales (Mexal *et al.*, 1979). En el vivero forestal de la Universidad de Idaho se apagan las luces fotoperiódicas al inicio de la fase de endurecimiento. Esto, combinado con pocos nutrientes y el estrés por humedad, disminuyen el crecimiento en altura, promueve las yemas terminales, e inicia el proceso de aclimatación al estrés (Cuadro 6.4.7). (Wenny and Dumroese, 1998). (El manejo cultural de la luz durante la fase de endurecimiento se discute en la sección 3.3.3.4 del volumen 3 de esta serie).

**Dióxido de carbono.** El dióxido de carbono no tiene un efecto significativo en el proceso de endurecimiento, por lo que los viveros que usan generadores los dejan operando durante la etapa de inducción de la dormancia. Sin embargo, los niveles altos de dióxido de carbono retardan la abscisión foliar normal de algunas especies de hoja ancha, por lo cual, los generadores deben ser apagados al principio del acondicionamiento al estrés. En el vivero forestal de la Universidad de Idaho no se utilizan los generadores de dióxido de carbono, pero lo ventilan para fomentar un adecuado intercambio de aire (Cuadro 6.4.7) (Wenny and Dumroese, 1998). (Una completa discusión sobre el manejo y monitoreo del CO<sub>2</sub> durante la fase de endurecimiento, se puede encontrar en la sección 3.4.3 del volumen 3 de esta serie).

#### 6.4.4.3 El ambiente edáfico

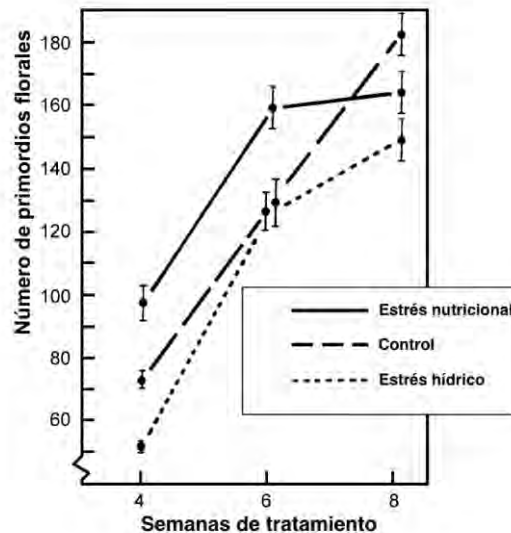
**Riego.** Un estrés hídrico moderado ha demostrado reducir el crecimiento del tallo, así como promover la dormancia y la resistencia en algunas especies producidas en contenedor, como *Picea pungens* y *Pseudotsuga menziesii*. Sin embargo, en otras especies incluso un estrés hídrico moderado puede ser perjudicial para el proceso de endurecimiento. Por ejemplo, el estrés hídrico no tuvo ningún efecto en la inducción de la dormancia de *Tsuga heterophylla* y, de hecho, inhibe los efectos benéficos de otros tratamientos de dormancia (O'Reilly *et al.*, 1989). El estrés hídrico leve debe considerarse como una técnica de endurecimiento sólo para especies que han mostrado una buena respuesta y para aquellas en las que otros tratamientos son ineficaces.



**Inducción de la dormancia.** La inducción de niveles moderados de estrés hídrico a la planta se puede lograr mediante la retención del riego y la reducción de la humedad. Este truco consiste en permitir que las plantas se sequen hasta que estén a punto de marchitarse. Posteriormente, deben ser irrigadas y mantenidas bajo un estrés hídrico leve por varias semanas. Sin embargo, este procedimiento es más un arte que una ciencia, y requiere una vigilancia constante para asegurarse de que el estrés no alcanza niveles perjudiciales. Cuando esto sucede, los tejidos meristemáticos apicales donde las células se dividen y alargan activamente, se lesionan. En el caso de un estrés leve, los meristemos se recuperan, pero cuando el estrés alcanza niveles severos, el daño puede ser a largo plazo ("puntas marchitas") (Figura 6.4.21A). Por ejemplo, un tratamiento moderado de estrés hídrico de la planta (EHP) de -1.5 MPa induce la formación de yemas y dispara la dormancia en plantas de *Picea pungens*, pero, si el estrés alcanza altos niveles de PMS de -1.8 a -2.0 MPa, se presenta un daño foliar (Young and Hannover, 1978). Tratamientos periódicos de estrés hídrico de -1.7 MPa resultó ser eficaz en la inducción de la formación de la yema terminal en *Picea glauca*, aunque el número de primordios aciculares fue significativamente menor (Figura 6.4.21B). Tinus (1974) concluyó que el estrés hídrico debe ser considerado como un tratamiento de afectación temporal, y no debe mantenerse por más tiempo del necesario (una completa discusión de la terminología del estrés hídrico y sus tratamientos se pueden encontrar en la sección 4.2.2 del volumen 4 de esta serie).



**A**



**B**

**Figura 6.4.21** El estrés hídrico leve es efectivo con algunas especies para reducir el crecimiento del brote, aunque el tejido meristemático en las yemas o acículas desarrolladas puede ser dañado por varios tipos de estrés (A). Un tratamiento de endurecimiento de 2 semanas de estrés hídrico moderado o sin fertilización, reduce el número de primordios de la yema en las plantas de *Picea glauca* (B)(B, modificado de Macey and Arnott (1986).

**Acondicionamiento al estrés.** El estrés hídrico en combinación con otras prácticas culturales, en ocasiones se utiliza para el endurecimiento de algunas especies de plantas. Una secuencia de estrés hídrico moderado (-1.0 MPa a mediodía), seguido de un fotoperiodo acortado y un régimen de fertilización bajo en nitrógeno, fue recomendado para ecotipos costeros de *Pseudotsuga menziesii* y *Pinus ponderosa* (Lavender and Cleary, 1974). Sin embargo, en otro estudio el estrés hídrico por sí solo ha demostrado ser ineficaz en el endurecimiento de plantas costeras de *Pseudotsuga menziesii*, a menos que sea aplicado posteriormente un período de temperaturas frías (Tanaka and Timmis, 1974).

El monitoreo del peso de los contenedores es una forma popular de regular el riego en muchos viveros que producen en contenedor del oeste, por lo que esta técnica es particularmente útil durante el proceso de endurecimiento. Dado que las plantas transpiran, el peso de los contenedores disminuye hasta un nivel predeterminado, cuando las plantas son regadas. Se pueden desarrollar escalas del peso de los contenedores, a partir de la experiencia y la observación, o de las curvas de retención de humedad del sustrato, y proporcionar un método visual y repetible para determinar cuándo el estrés hídrico ha alcanzado un nivel leve. Por ejemplo, en el vivero forestal de la Universidad de Idaho se permite que el peso de los contenedores caigan a 70 u 80% del peso húmedo antes de regar (Cuadro 6.4.7) (Wenny and Dumroese, 1998). Por supuesto, esto variará considerablemente entre especies y con las condiciones del clima (para más detalles ver la sección 4.2.7 en el volumen 4 de esta serie).

**Fertilización.** De manera lógica la reducción de los niveles de nutrientes minerales en el sustrato disminuirá el crecimiento de los brotes, y se usa la reducción o incluso la eliminación temporal de la fertilización para promover la dormancia y la resistencia de las plantas. Así como el alto contenido de nitrógeno (N) es uno de los principales factores culturales usados para estimular el crecimiento de los brotes durante la fase de rápido

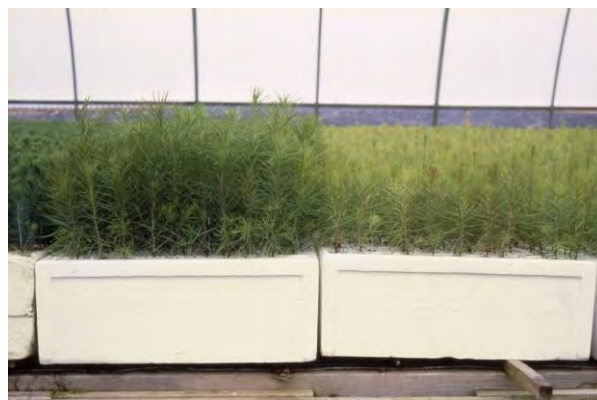
crecimiento, la reducción del nivel de N es una forma lógica y eficaz para controlar la altura e inducir el endurecimiento (Young and Hannover, 1978). En los viveros de contenedores se han desarrollado fertilizantes especializados para el periodo de endurecimiento, aunque los ensayos operativos recientes han demostrado que en realidad no son necesarios. El nitrato, en lugar de amonio y el aumento de los niveles de calcio también han demostrado ser benéficos en soluciones de fertilización para el endurecimiento. Algunos fertilizantes de lenta liberación, incorporados en el sustrato pueden provocar problemas durante el período de endurecimiento, ya que la liberación continua de N puede retrasar tanto la formación de la dormancia así como el endurecimiento. Sin embargo, este no es el caso con fertilizantes más recientes de liberación controlada, que dan beneficios de crecimiento después de la plantación.

**Inducción de la dormancia.** En general, la aplicación continua de fertilizantes altos en N promueve el crecimiento del tallo y la succulencia de las plantas en contenedor. Por ejemplo, las plantas de *Acer rubrum* cultivadas con altos niveles de N (300 ppm), mantuvieron sus hojas por aproximadamente 3 semanas, que aquellas producidas a tasas normales (Gilliam *et al.*, 1980). La reducción de la concentración de N en la solución de fertirrigación es una técnica cultural estándar al inicio de la fase de endurecimiento, y en algunos viveros se evita la total aplicación de nitrógeno durante unas cuantas semanas para inducir el estrés. El estrés con nitrógeno se usa comúnmente para las especies, como *Larix occidentalis*, que crecen rápidamente en altura, pero no responden a otras técnicas de endurecimiento (Figura 6.4.22A). La eliminación de la fertilización durante 2 semanas redujo el número de primordios (yemas) en las plantas de *Picea glauca* (Figura 6.4.21B), aunque Bigras *et al.* (1996) no encontraron evidencia de que la fertilización nitrogenada tuvo algún efecto sobre el número de primordios de *Picea mariana*. La inducción del estrés con N en plantas de *Picea pungens* provocó la formación

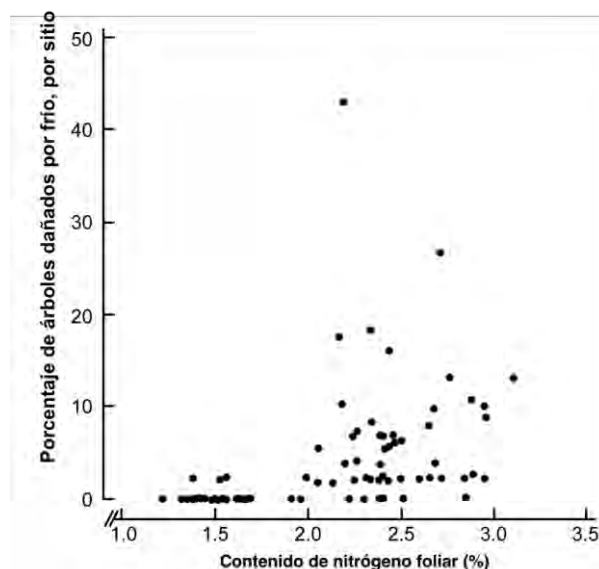
de las yemas, pero éstas fueron pequeñas y descoloridas (Young and Hannover, 1978).

**Acondicionamiento al estrés.** Es ampliamente conocido que los altos niveles de fertilización, especialmente de N, provocan que las plantas tengan un crecimiento tardío durante el otoño, cuando éstas son más susceptibles al daño por frío. Pellett and Carter (1981) hicieron una revisión exhaustiva de la literatura y concluyeron que las plantas producidas con dosis normales de fertilización, serán más resistentes al frío, y por lo tanto, resistentes al estrés, que aquellas cultivadas con niveles de fertilización, ya sea muy bajos o excesivamente altos. Esto ha sido confirmado con la investigación con plantas de coníferas comerciales. Aunque esto varía con las especies, las soluciones de fertirrigación con una concentración de N de 50 a 100 ppm durante la fase de endurecimiento, debe producir plantas con una concentración de N foliar en el intervalo de 2.0 a 2.5%.

Las plantas deficientes en nutrientes tienen problemas con la dormancia y son tan susceptibles al frío y otros tipos de estrés, como las que han sido sobrefertilizadas. Las plantas de *Picea mariana* producidas con una fertilización subóptima de nitrógeno foliar, son menos resistentes que aquellas que tenían niveles más altos (Bigras *et al.*, 1996). La misma conclusión fue obtenida en un estudio con plantas bien fertilizadas de *Pinus sylvestris* las cuales tuvieron menos daños por frío que aquellas que tuvieron niveles deficientes de nutrientes (Rikala and Repo, 1997). Sin embargo, la sobrefertilización es un problema muy común en los viveros de contenedores, tal como ha sido demostrado con numerosos estudios donde las plantas con alto contenido de nitrógeno sufren más daños por frío que aquellas cultivadas con una fertilización más moderada (Figura 6.4.22B). (Ver la sección 4.1.10 en el volumen 4 de esta serie, para mayor información sobre los efectos del uso de fuertes fertilizaciones).



A



B

**Figura 6.4.22** El estrés con nitrógeno es utilizado para controlar el crecimiento en altura con especies de rápido crecimiento, como *Larix occidentalis*; las plantas de la derecha han sido estresadas (A). Una fertilización alta en nitrógeno (contenido foliar > 2.0%) reduce la resistencia al frío de las plantas, tanto en el vivero como en la plantación (B) (B, modificado de Aronsson, 1980).

En el vivero forestal de la Universidad de Idaho al inicio de la fase de endurecimiento se utiliza un leve estrés hídrico y nutricional, para promover la formación de las yemas e iniciar el proceso de aclimatación al frío, continuando con el estrés hídrico hasta la cosecha (Cuadro 6.4.7) (Wenny and Dumroese, 1998). Los fertilizantes foliares se pueden utilizar para recargar las reservas de las plantas después del estrés nutricional, y como una forma de

fertilizar cuando los riegos no son requeridos, con el fin de mantener un estrés hídrico leve (Montville *et al.*, 1996).

#### 6.4.4.4 Operaciones culturales

Hay algunas operaciones culturales especiales durante la fase de endurecimiento, más allá de los procedimientos normales descritos previamente. Sin embargo, muchos clientes están solicitando que sus plantas sean inoculadas con microorganismos benéficos, como los hongos micorrízicos. Aunque existen tres momentos posibles para inocular (en la siembra, durante el ciclo de cultivo, o durante la plantación), el uso de fertilizantes con un bajo contenido de N, así como la presencia de un gran número de puntas de las raíces, hacen de la fase de endurecimiento un momento ideal.

**Inoculación con hongos micorrízicos.** Es probable que se haya hecho más investigación sobre las micorrizas que de cualquier otro aspecto cultural en los viveros. Más aún, la mayoría de los viveristas o no están seguros acerca de si sus plantas tienen micorrizas, o no tienen idea de cuáles son los organismos involucrados. Una micorriza es la estructura anatómica que resulta de la asociación simbiótica entre la raíz de una planta y un hongo. Hay dos tipos principales que se distinguen por su morfología: las ectomicorrizas (ECM) y las endomicorrizas - que se conocen más correctamente como micorrizas vesiculares-arbusculares (VAM). El tipo presente en el vivero dependerá de qué especies se estén cultivando. Las ECM son las micorrizas que más a menudo se observan en los viveros forestales y de conservación, debido a sus cuerpos fructíferos de hongos (Figura 6.4.23A), o la cubierta de color de las hifas de los hongos, con micelios circundantes, los cuales se pueden ver con una lupa en las raíces cortas de alimentación (Figura 6.4.23B).

Al considerar la inoculación con micorrizas, los productores deben pensar en lo que esperan ganar. Los beneficios de las micorrizas se pueden separar en los efectos en el vivero y los efectos en la plantación. La experiencia en muchos viveros ha sido que los cultivos de alta

calidad pueden ser producidos sin inoculación micorrízica, ya que el ambiente del vivero suministra todos los requerimientos para el crecimiento de la planta. La otra ventaja importante en el vivero con la micorrización es la protección contra los patógenos de las raíces, aunque con un sustrato estéril y los contenedores, estas plagas no deberían ser un gran problema. Uno de los beneficios de la micorrización que más se promociona es el incremento de la supervivencia y el crecimiento en los sitios de reforestación. Y, por supuesto, uno de los beneficios más importantes es desde el punto de vista de marketing ya que las plantas con micorrizas bien desarrolladas son consideradas ampliamente por proceder de un vivero de alta calidad.

Al considerar un programa de inoculación en el vivero, deben tenerse en cuenta varias cosas:

1. Las especies apropiadas de hongos para cada cultivo
2. El tipo de inóculo más apropiado para el sistema del vivero
3. La técnica y el momento adecuado
4. Rentabilidad

**Selección de especies.** Hay dos rutas posibles para tomar a la hora de seleccionar un hongo micorrízico para la inoculación: (1) la selección de especies adaptadas a una amplia gama de hospederos o condiciones del lugar, y (2) la selección de las especies adaptada a un hospedero específico o a un tipo particular de sitio de plantación. Obviamente, el primer paso consiste en seleccionar una especie que puede colonizar a la planta deseada. La mayoría de los hongos VAM y especies ECM como *Cenococcum geophilum*, *Pisolithus tinctorius* y *Thelephora terrestris*, tienen un amplio rango de hospederos. Los hongos micorrízicos ampliamente adaptados tienen grandes ventajas, dado que muchos cultivos en los viveros pueden inocularse al mismo tiempo, y las plantas inoculadas se pueden adaptar a una amplia variedad de condiciones de los sitios de plantación. Por otro lado, los hongos micorrízicos de hospederos o sitios específicos, producirán el máximo desempeño de las plantas en una condición dada.



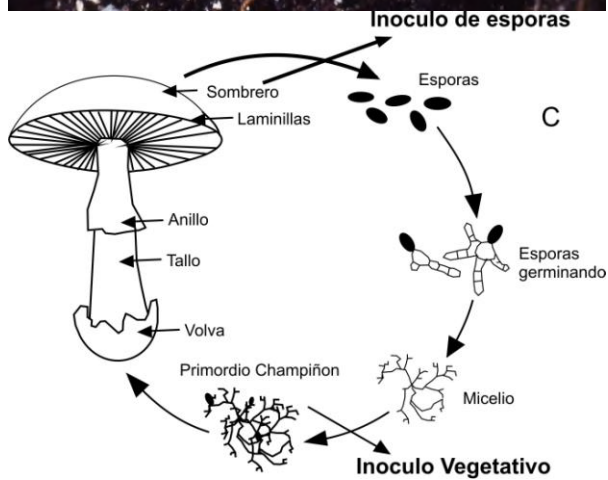


Figura 6.4.23 –Los Hongo Ectomicorrizico pueden verse fructificar en contenedores (A) o su Micelio observa de manera obvia sobre la superficie del cepellón. (B) Existen dos maneras de aplicar las ectomicorrizas en las plántulas producidas en contenedores; esporas y micelios vegetativos. (C) (C, modificado de Molina y colaboradores 1993).



**Tipos de inóculos micorrízicos.** Hay dos categorías básicas de inóculos que se utilizan actualmente en los viveros forestales y de conservación: las esporas y el inóculo vegetativo (Figura 6.4.23C). Las esporas de los hongos ECM se obtienen de los cuerpos fructíferos obtenidos de las áreas naturales o el inóculo vegetativo que se produce a partir de micelios de hongos cultivados bajo un proceso cultural básico en sustratos artificiales. En la actualidad están disponibles de forma comercial tanto el inóculo de esporas como el inóculo vegetativo. Varias empresas han desarrollado sofisticadas técnicas de cultivo de hongos ECM en sustratos artificiales. Otras empresas recogen los cuerpos fructíferos de los hongos ECM, cosechan las esporas y las venden a los viveros.

**¿Cómo y cuándo inocular?** En los viveros de contenedores, las esporas de los hongos ECM se pueden aplicar a las semillas antes de la siembra. Inóculo vegetativo de ECM o los hongos VAM se pueden incorporar al sustrato antes del llenado de los contenedores. Las esporas de hongos ECM también se pueden aplicar en una suspensión de agua, ya sea a mano, o a través del sistema de riego existente, iniciando tan pronto como las plantas tienen suficientes raíces para una colonización exitosa. Muchas prácticas culturales en los viveros, especialmente las altas dosis de fertilización, inhiben el desarrollo de las micorrizas, por lo que la inoculación durante la fase de endurecimiento, con su menor fertilización nitrogenada tiene algún mérito. La desventaja es que las raíces pueden estar ya infectadas con otros hongos micorrízicos, especialmente el ubicuo *Thelephora terrestris*, que se desarrolla en el entorno del vivero.

**Rentabilidad.** La inoculación micorrízica debe tener sentido desde una perspectiva económica, así como desde el punto de vista biológico. Si se cree que la inoculación mejorará la calidad de la planta, se debe realizar un análisis de costo-beneficio. El costo total de la inoculación (incluyendo el precio del inóculo y los costos de aplicación) deben ser comparado con los beneficios, ya sea en el vivero o en el sitio de plantación. Los ahorros asociados con

una menor fertilización, la reducción de las enfermedades, y una mayor supervivencia y crecimiento de las plantas, requieren ser documentados. La comercialización de plantas que han sido inoculadas con un hongo micorrízico específico, puede ser un beneficio significativo. Un vivero podría anunciar que sus plantas fueron micorrizadas y enfatizar los beneficios asociados, al igual que lo hacen para el tamaño de las plantas, origen de la semillas y su vigor.

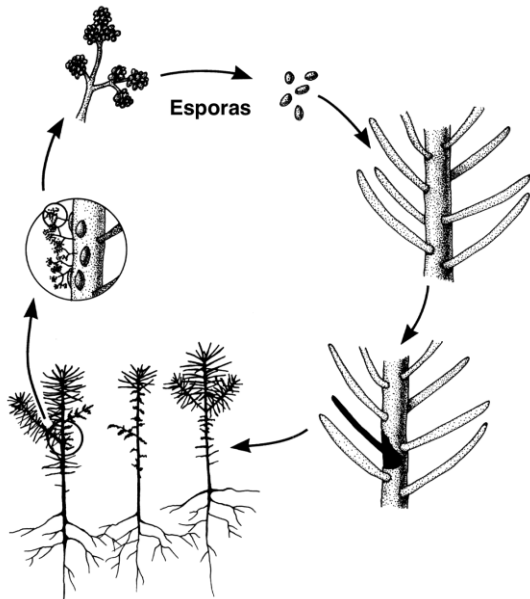
La decisión de inocular plántulas es complicado. Así que, a menos que haya una buena comprensión de las diversas combinaciones hongo/hospedero y el proceso de inoculación, un consultor para la micorrización puede ser útil. (Una discusión exhaustiva de las micorrizas en los viveros se puede encontrar en el volumen 5 de esta serie).

#### 6.4.4.5 Plagas y problemas abióticos

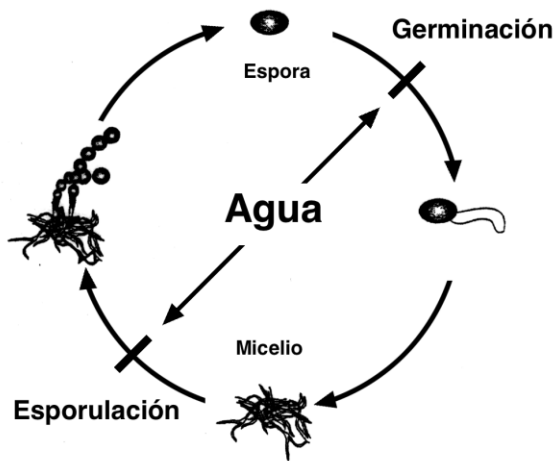
La principal plaga durante la fase de endurecimiento es el hongo *Botrytis cinerea*, la cual provoca un tizón foliar llamado moho gris. Debido a que este hongo prospera en condiciones húmedas y con baja intensidad de luz, se convierte en un problema mayor al momento en que se cierra el dosel. *Botrytis* tiene un amplio rango de hospederos, incluyendo la mayoría de las malezas, por lo que sus esporas están en todas partes alrededor del vivero (Figura 6.4.24A). Otra razón por la cual esta enfermedad es tan frecuente en la fase de endurecimiento, es que las temperaturas más bajas favorecen la condensación de la humedad, que promueve tanto la germinación de las esporas como el crecimiento del micelio del hongo (Figura 6.4.24B). Los focos de la enfermedad se pueden desarrollar rápidamente y por lo tanto es necesaria una exploración frecuente (Figura 6.4.24C, Cuadro 6.4.7).

Los fungicidas pueden ser eficaces en la prevención del desarrollo de la enfermedad, aunque hacen poco para erradicar las infecciones existentes. Además, hay cepas de *Botrytis* que se han vuelto resistentes a muchos fungicidas comunes, por lo que es necesario el uso de varios productos químicos en rotación

para un control eficaz. El manejo integrado de plagas (MIP) es una mejor opción, ya que los controles culturales han probado ser muy efectivos. El uso de contenedores con más espacio entre las cavidades, el manejo de los tiempos de riego, proporcionar una buena ventilación y la eliminación individual de plantas enfermas, pueden reducir en gran medida las posibilidades de desarrollar un problema serio (Russell, 1990). Algunos



A



B

productores inyectan un agente tensioactivo durante el riego que ayuda que el follaje se seque más rápido. El vivero forestal de la Universidad de Idaho ha reducido en gran medida el uso de fungicidas, a través de un agresivo programa de MIP (Dumroese *et al.*, 1990), y utiliza controles culturales como aspirar acículas muertas de *Larix occidentalis*, para reducir las infecciones por *Botrytis* (Dumroese and Wenny, 1992).



C

**Figura 6.4.24** El moho gris es una enfermedad provocada por el hongo *Botrytis cinerea*, el cual es muy común durante la fase de endurecimiento. Éste se puede dispersar rápidamente por esporas (A), lo cual es fomentado por prácticas de riego deficientes (B). Una cuidadosa exploración del follaje senescente en plantas densas debe realizarse de manera frecuente (C). (A, modificado de Russell, 1990).

## 6.4.5 Resumen

Una vez que un vivero ha decidido propagar una especie o un grupo de plantas, es necesario desarrollar protocolos de propagación y los programas de crecimiento. Se dió seguimiento a un cultivo típico de las plantas de coníferas occidentales, desde su siembra hasta el endurecimiento. Las especies deben ser agrupadas en el área de cultivo, acorde a sus necesidades culturales. Deben ser planificados tanto el ambiente de propagación y las prácticas culturales necesarias para cada una de las tres fases de desarrollo de las plantas: establecimiento, rápido crecimiento y endurecimiento.

La discusión de los posibles factores limitantes del ambiente (temperatura, humedad, luz y dióxido de carbono), y el ambiente edáfico (agua y nutrientes minerales), proporcionan a los productores una idea de cómo maximizar el crecimiento y mejorar la calidad de las plantas. Las secciones de las operaciones culturales comunes, las plagas y el estrés abiótico auxilian a los productores a prevenir problemas en cada fase del ciclo de cultivo.

## 6.4.6 Literatura Citada

- Aronsson A. 1975. Influence of photo - and thermoperiod on the initial stages of frost hardening and dehardening of phytotron-grown seedlings of Scots pine (*Pinus sylvestris* L.) and Norway spruce (*Picea abies* (L.) Karst.). *Studia Forestalia Suecica* 128: 1-20.
- Aronsson A. 1980. Frost hardiness in Scots pine (*Pinus sylvestris* L.): 2. Hardiness during winter and spring in young trees of different mineral nutrient status. *Studia Forestalia Suecica* 155: 1-27.
- Barnett JP, McGilvray JM. 1997. Practical guidelines for producing longleaf pine seedlings in containers. Gen. Tech. Rep. SRS-14. Asheville, NC: USDA Forest Service, Southern Research Station. 28 p.
- Barnett JP, Brissette JC. 1986. Producing southern pine seedlings in containers. Gen. Tech. Rep. SO-59. New Orleans: USDA Forest Service, Southern Forest Experiment Station. 71 p.
- Bigras FJ, Gonzalez A, D'Aoust AL, Hebert C. 1996. Frost hardiness, bud phenology and growth of containerized *Picea mariana* seedlings grown at three nitrogen levels and three temperature regimes. *New Forests* 12(3): 243-259.
- Burr KE. 1990. The target seedling concepts: bud dormancy and cold-hardiness. In: Rose R, Campbell SJ, Landis TD, eds. Target seedling symposium. Proceedings, Combined Meeting of the Western Forest Nursery Associations. Gen. Tech. Rep. RM-200. Ft. Collins, CO: USDA Forest Service, Rocky Mountain Forest and Range Experiment Station: 79-90.
- Burr KE, Tinus RW, Wallner SJ, King RM. 1986. Comparison of four cold hardiness tests on three western conifers. In: Landis TD, ed. Western Forest Nursery Council and Intermountain Nursery Association Meeting, Combined Proceedings. Gen. Tech. Rep. RM-137. Ft. Collins, CO: USDA Forest Service, Rocky Mountain Forest and Range Experiment Station: 80-87.
- Burr KE, Tinus RW, Wallner SJ, King RM. 1989. Relationships among cold hardiness, root growth potential and bud dormancy in three conifers. *Tree Physiology* 5(3): 291-306.
- Dumroese RK, Wenny DL. 1992. Reducing Botrytis in container-grown western larch by vacuuming dead needles. *Tree Planters' Notes* 43(2): 30-32.
- Dumroese RK, Wenny DL, Page-Dumroese DS. 1995. Nursery waste water: the problem and possible remedies. In: Landis TD, Cregg B, tech. coords. National Proceedings, Forest and Conservation Nursery Associations. Gen. Tech. Rep. PNW-GTR-365. Portland, OR: USDA Forest Service, Pacific Northwest Station: 89-97.
- Dumroese RK, Wenny DL, Quick KE. 1990. Reducing pesticide use without reducing yield. *Tree Planters' Notes* 41(4): 28-32.
- Emery DE. 1988. Seed propagation of native California plants. Santa Barbara, CA: Santa Barbara Botanic Garden. 115.
- Fuchigami LH, Nee CC. 1987. Degree growth stage model and rest-breaking mechanisms in temperature woody perennials. *HortScience* 22(5): 836-845.
- Gilliam CH, Still SM, Moor S, Watson ME. 1980. Effects of three nitrogen levels on container-grown *Acer rubrum*. *HortScience* 15(5): 641-642.
- Green Timbers Nursery. 1993. Personal communication. Surrey, BC: British Columbia Ministry of Forests, Green Timbers Nursery.
- Holopainen JK. 1988. Growth and visible responses of Scots pine (*Pinus sylvestris* L.) seedlings to simulated summer frost. *European Journal of Forest Pathology* 18(2): 85-92.
- Holopainen JK, Holopainen T. 1988. Cellular responses of Scots pine (*Pinus sylvestris* L.) seedlings to simulated summer frost. *European Journal of Forest Pathology* 18(3/4): 207-216.

- James RL, Dumroese RK, Wenny DL. 1991. Fusarium diseases of conifer seedlings. In: Sutherland JR, Glover SG, eds. Proceedings, First Meeting of IUFRO Working Party S2.07-09, Diseases and Insects in Forest Nurseries. Info. Rep. BC-X-331. Victoria, BC: Forestry Canada, Pacific Forestry Centre: 181-190.
- James RL, Dumroese RK, Wenny DL. 1994. Fungi carried by adult fungus gnats (Diptera: Sciaridae) in Idaho greenhouses. Pest Rep. 94-5. Missoula, MT: USDA Forest Service, Northern Region. 10 p.
- Jones L. 1961. Effect of light on germination of forest tree seed. Proceedings of the International Seed Testing Association 26(3): 437-452.
- Khan SR, Rose R, Haase DL, Sabin TE. 1996. Soil water stress: its effects on phenology, physiology, and morphology of containerized Douglas- fir seedlings. New Forests 12(1): 19-39.
- Landis, T.D. 1988. Cold hardiness: conditioning plants to promote hardiness and dormancy. The Digger (January 1988): 17-19.
- Lang GA. 1987. Dormancy: a new universal terminology. HortScience 22(5): 817-820.
- Lavender DP. 1985. Bud dormancy. In: Duryea ML, ed. Evaluating seedling quality: principles, procedures, and predictive abilities of major tests. Corvallis, OR: Oregon State University, Forest Research Laboratory: 7-15.
- Lavender DP, Cleary BD. 1974. Coniferous seedling production techniques to improve seedlings establishment. In: Tinus RW, Stein WI, Balmer WE, eds. Proceedings, North American Containerized Forest Tree Symposium; 1974 August 26-29; Denver, CO. Pub. 68. Great Plain Agricultural Council: 177-180.
- Lewis FA. 1988. Who killed cock robin? Silviculture Magazine 3(1): 18-19.
- Lindstrom A, Nystrom C. 1987. Seasonal variation in root hardiness of container-grown Scots pine, Norway spruce, and lodgepole pine seedlings. Canadian Journal of Forest Research 17: 787-793.
- Macey DE, Arnott JT. 1986. The effect of moderate moisture and nutrient stress on bud formation and growth of container-grown white spruce seedlings. Canadian Journal of Forest Research 16(5): 949-954.
- Mexal JG, Timmis R, Morris WG. 1979. Cold-hardiness of containerized loblolly pine seedlings. Southern Journal of Applied Forestry 3: 15-19.
- Molina R, O'Dell T, Luoma D, Amaranthus M, Castellano M, Russell K. 1993. Biology, ecology, and social aspects of wild edible mushrooms in the forests of the Pacific Northwest: a preface to managing commercial harvest. Gen. Tech. Rep. PNW-GTR-309. Portland, OR: USDA Forest Service, Pacific Northwest Research Station. 42 p.
- Montville ME, Wenny DL, Dumroese RK. 1996. Impact of foliar fertilization on container-grown ponderosa pine seedling viability. Western Journal of Applied Forestry 11(4): 114-119.
- Odlum KID. 1992. Hardening and overwintering container stock in Ontario: practices and research. In: Donnelly, F.P.; Lussenburg, H.W. comp. Proceedings of the 1991 Forest Nursery Association of British Columbia Meeting, Prince George, BC: 29-35.
- Oleksyn J, Tjoelker MG, Reich PB. 1992. Growth and biomass partitioning of populations of European *Pinus sylvestris* L. under simulated 50° and 60° degrees N daylengths: evidence for photoperiodic ecotypes. New Phytologist 120(4): 561-574.
- Omi SK, Eggleston KL. 1993. Photoperiod extension with two types of light sources: effects on growth and development of conifer species. Tree Planters' Notes 44(3): 105-112.
- Omi SK, Eggleston KL, Marshall JD, Wenny DL. 1993. Primary vs. secondary needle development in lodgepole pine: update on current investigations from Coeur d' Alene Nursery. In: Proceedings, 12th Annual Meeting of the Forest Nursery Association of British Columbia; 1992 September 12-October 1; Penticton, BC. Vernon: BC Ministry of Forests: 35-42.



Owston PW, Kozlowski TT. 1981. Growth and cold hardiness of container-grown Douglas-fir, noble fir, and Sitka spruce seedlings in simulated greenhouse regimes. *Canadian Journal of Forest Research* 11: 465-474.

O'Reilly C, Arnott JT, Owens JN. 1989. Effects of photoperiod and moisture availability on shoot growth, seedling morphology, and cuticle and epicuticular wax features of container-grown western hemlock seedlings. *Canadian Journal of Forest Research* 19: 122-131.

Pawuk WH. 1982. The effects on growth of transplanting germinating seeds into containers. *Tree Planters' Notes* 33(1): 38-39.

Pellett HM, Carter JV. 1981. Effect of nutritional factors on cold hardiness of plants. *Horticultural Reviews* 3: 144-171.

Powell GR. 1982. A comparison of early shoot development of seedlings of some trees commonly raised in the Northeast of North America. In: *Proceedings, Northeastern Area Nurserymen's Conference, 1982 July 25-29; Halifax, NS. Truro, NS: Nova Scotia Department of Lands and Forests: 1-25.*

Rikala R, Repo T. 1997. The effect of late summer fertilization on the frost hardening of second-year Scots pine seedlings. *New Forests* 14: 33-44.

Rinne P, Hanninen H, Kaikuranta P, Jalonen JE, Repo T. 1997. Freezing exposure releases bud dormancy in *Betula pubescens* and *B. pendula*. *Plant, Cell and Environment* 20(9): 1199-1204.

Rose R, Carlson WC, Morgan P. 1990. The target seedling concept. In: Rose R, Campbell SJ, Landis TD, eds. 1990. *Target seedling symposium: Proceedings, Combined Meeting of the Western Forest Nursery Associations; 1990 August 13-17; Roseburg, OR: Gen. Tech. Rep. RM-200. Ft. Collins, CO: USDA Forest Service, Rocky Mountain Forest and Range Experiment Station: 1-8.*

Rosvall-Ahnebrink G. 1982. Practical application of dormancy induction techniques to greenhouse-grown conifers in Sweden. In: Scarratt JB, Glerum C, Plexman CA, eds. *Proceedings, Canadian Containerized Tree Seedling Symposium. COJFRC Symp. Proc. O-P-10. Sault Ste. Marie, ON: Canadian Forestry Service, Great Lakes Forest Research Centre: 163-170.*

Russell K. 1990. Gray mold. In: Hamm PB, Campbell SJ, Hansen EM, eds. *Growing healthy seedlings: identification and management of pests in Northwest forest nurseries. Spec. Pub. 19. Corvallis, OR: Oregon State University, Forest Research Laboratory: 10-13.*

Scarratt JB. 1991. Effect of early transplanting upon growth and development of spruce and pine seedlings in paperpot containers. *New Forests* 4(4): 247-259.

Simpson DG. 1990. Frost hardiness, root growth capacity, and field performance relationships in interior spruce, lodgepole pine, Douglas-fir, and western hemlock seedlings. *Canadian Journal of Forest Research* 20(5): 566-572.

Simpson DG, Macey DE. 1992. Development of physiological quality in interior spruce and lodgepole pine seedlings. In: Donnelly FP, Lussenburg HW, comp. *Proceedings of the 1991 Forest Nursery Association of British Columbia Meeting, Prince George, BC: 78-85.*

Singh O, Sharma HP, Sharma SK. 1984. Effect of root clipping on the growth of transplanted spruce seedlings. *Journal of Tree Science* 3(1/2): 149-152.

Sutherland JR. 1990. Fusarium root rot. In: Hamm PB, Campbell SJ, Hansen EM, eds. *Growing healthy seedlings: identification and management of pests in Northwest forest nurseries. Spec. Pub. 19. Corvallis, OR: Oregon State University, Forest Research Laboratory: 8-9.*

Tanaka Y, Timmis R. 1974. Effects of container density on growth and cold hardiness of Douglas- fir seedlings. In: Tinus RW, Stein WI, Balmer WE, eds. Proceedings, North American Containerized Forest Tree Symposium; 1974 August 26-29; Denver, CO. Pub. 68. Denver: Great Plains Agricultural Council 181186.

Templeton CWG, Odium KD, Colombo SJ. 1993. How to identify bud initiation and count needle primordia in first-year spruce seedlings. *Forestry Chronicle* 69(4): 431-437.

Thompson G. 1995. Nitrogen fertilization requirements of Douglas- fir container seedlings vary by seed source. *Tree Planters' Notes* 46(1): 15-18.

Tinus RW. 1974. Characteristics of seedlings with high survival potential. In: Tinus RW, Stein WI, Balmer WE, eds. Proceedings, North American Containerized Forest Tree Symposium. 1974 August 26-29; Denver, CO: Pub. 68. Denver: Great Plains Agricultural Council 276-282.

Timmer VR, Armstrong G, Miller BD. 1991. Steady-state nutrient preconditioning and early outplanting performance of containerized black spruce seedlings. *Canadian Journal of Forest Research* 21 : 585-594.

Timmis R, Worrall J. 1975. Environmental control of cold acclimation in Douglas- fir during germination, active growth, and rest. *Canadian Journal of Forest Research* 5: 464-477.

van den Driessche R. 1969. Influence of moisture supply, temperature, and light on frost-hardiness changes in Douglas- fir seedlings. *Canadian Journal of Botany* 47:1765-1772.

van Steenis E. 1993. Lodgepole pine culture: current trends in B.C. In: Proceedings, 12th Annual Meeting of the Forest Nursery Association of British Columbia; 1992 September 12-October 1; Penticton, BC. Vernon; BC Ministry of Forests: 93-96.

von Wuehlisch GV, Muhs HJ. 1991. Environmental influences on juvenile shoot growth in *Picea abies*. *Scandinavian Journal of Forest Research* 6: 479-498.

Weiser CJ. 1970. Cold resistance and acclimation in woody plants. *HortScience* 5(5): 403-410.

Wenny DL, Dumroese RK. 1998. Personal communication. Moscow, ID: University of Idaho, College of Forestry, Wildlife, and Range Sciences.

Wood B. 1994. Conifer seedling grower guide. Smoky Lake, AB. Environmental Protection. 73 p.

Young E, Hanover JW. 1978. Effects of temperature, nutrient, and moisture stresses on dormancy of blue spruce seedlings under continuous light. *Forest Science* 24(4): 458-467.

## Índice de nombre científicos

- Abies fraseri* 6, 19  
*Abies lasiocarpa* 69, 90  
*Abies procera* 64  
*Abies* spp. 63, 75, 81, 97  
*Acacia* spp. 72, 75  
*Acer circinatum* 44, 45, 50, 78  
*Acer rubrum* 78, 195  
*Acer saccharinum* 73  
*Acer saccharum* 73, 78  
*Acer* spp. 64, 85, 98, 138  
*Aesculus* spp. 63, 72  
*Alnus rubra* 60, 74  
*Alnus* spp. 45  
*Aralia* spp. 141  
*Araucaria hunsteinii* 73  
*Arctostaphylos* spp. 76  
*Arctostaphylos nevadensis* 76, 115  
*Artemisia* spp. 20  
*Betula* spp. 13, 72, 75  
*Carex pachystachya* 45  
*Carex* spp. 144  
*Carica papaya* 140, 141  
*Carya ovata* 44, 45, 49  
*Carya* spp. 45, 63, 72  
*Castanea dentata* 120  
*Castilleja* spp. 20  
*Casuarina* spp. 72  
*Ceanothus velutinus* 78  
*Cercis canadensis* 78, 84  
*Chamaecyparis nootkatensis* 126, 130  
*Chamaecyparis thyoides* 106  
*Chorea* spp. 72  
*Citrus* spp. 72, 143  
*Corpus nuttallii* 121  
*Cowania stansburiana* 147  
*Crataegus* spp. 75, 85, 140  
*Dipterocarpus* spp. 72  
*Eucalyptus grandis* 60  
*Eucalyptus sideroxylon* 128, 130  
*Eucalyptus* spp. 72, 76, 97, 103  
*Fagus* spp. 63, 72, 81  
*Fagus sylvatica* 73, 83  
*Fraxinus americana* 109  
*Fraxinus* spp. 75  
*Gaultheria* spp. 99  
*Gleditsia triacanthos* 75, 78  
*Hardwickia binata* 99  
*Hopea* spp. 72  
*Juglans californica* 97  
*Juglans nigra* 60  
*Juglans* spp. 63, 72  
*Juncus effusus* 144  
*Juncus* spp. 12, 144  
*Juniperus scopulorum* 78, 84, 85, 86, 121, 131  
*Juniperus* spp. 13, 17, 97  
*Juniperus virginiana* 75, 178, 185, 186, 189, 190, 192, 193, 195  
*Purshia* spp. 64  
*Purshia tridentata* 44, 45, 51, 121  
*Quercus alba* 74, 83  
*Quercus douglasii* 53  
*Quercus falcata* 73  
*Quercus macrocarpa* 19  
*Quercus macrophylla* 21  
*Quercus rubra* 60, 73  
*Quercus* spp. 63, 72, 75, 97, 138  
*Rhus diversiloba* 4  
*Rhus* spp. 99, 140, 141  
*Rhus trilobata* 78  
*Ribes* spp. 123, 128  
*Robinia psuedoacacia* 60  
*Robinia* spp. 63, 75  
*Rubus* spp. 140  
*Salix scouleriana* 121, 126, 128  
*Salix* spp. 72, 73, 123, 126, 127, 128, 129, 130, 131, 132, 133, 134, 151  
*Scirpus* spp. 76, 144  
*Sequoia sempervirens* 146  
*Shorea robusta* 73  
*Syringa* spp. 146  
*Taxodium distichum* 85  
*Thuja plicata* 87, 168, 178  
*Tilia* spp. 13, 75, 85  
*Tsuga heterophylla* 90, 106, 161, 186, 193  
*Tsuga* spp. 63  
*Ulmus Americana* 123  
*Ulmus* spp. 13



Esta publicación contó con la autorización y apoyo correspondiente del Servicio Forestal del Departamento de Agricultura de los Estados Unidos.



COMISIÓN NACIONAL FORESTAL

La edición e impresión de esta manual corrió a cargo de la Gerencia de Reforestación, de la Coordinación General de Conservación y Restauración de la CONAFOR

Tiraje: 00000 Ejemplares



Mayo 2013



COMISIÓN NACIONAL FORESTAL

