



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

VOLUMEN 7

Capítulo 1

El Concepto de «Planta-objetivo»

Contenido

7.1.1 Introducción	3
7.1.2 Definiendo la «planta-objetivo»	4
7.1.2.1 Objetivos del proyecto de plantación	4
7.1.2.2 Tipo de material de plantación	4
Especies	
Tipos de producción	
7.1.2.3 Consideraciones genéticas.....	7
Adaptación local	
Diversidad genética	
Diversidad sexual	
7.1.2.4 Factores limitantes en el sitio de plantación.....	8
7.1.2.5 Calendarización de la época de plantación.....	10
7.1.2.6 Técnicas y herramientas de plantación	12
7.1.3 Evaluación en campo de la «planta-objetivo»	14
7.1.4 Resumen.....	16
7.1.5 Literatura citada	17

7.1.1 Introducción

Las ideas básicas detrás del **Concepto de «Planta-Objetivo»** se remontan a finales de la década de los años 1970 y principios de los 1980, cuando nuevos conocimientos en torno a la fisiología de las plantas, cambiaron de manera radical el manejo del vivero. Los investigadores forestales comenzaron a analizar los efectos de las prácticas culturales realizadas en el vivero, en el desempeño de la plantación y, como consecuencia dieron mayor énfasis a las prescripciones de plantación a la vez que se cuestionaron el uso de nuevos y diferentes esquemas de producción (Figura 7.1.1). Para 1990, el término **«Planta-Objetivo»** fue bien acuñado en la jerga de los viveros y la reforestación. En ese año, el **Simposio de la «Planta-Objetivo»** reunió a los forestales y viveristas, para discutir todos los aspectos de la «Planta-Objetivo», y la memoria resultante de este evento sigue siendo la mayor fuente de información en el tema (Rose *et al.*, 1990).

Un principio básico del **Concepto de «Planta-Objetivo»** es que la calidad de la planta es determinada por su desempeño en la plantación (Landis, 2002). Aunque se trate de las mismas especies, las plantas a utilizarse en programas forestales productivos o de conservación, son muy diferentes a aquellas producidas con fines ornamentales. Por ejemplo, una planta de *Pseudotsuga menziesii* establecida en un terreno forestal relativamente agreste, tendrá diferentes requerimientos que aquella que fue establecida en un parque urbano, o en una plantación de árboles de navidad. Estas diferencias son fundamentales para el concepto de **«Planta-Objetivo»** debido a que la calidad dependerá del uso que se dará a las plantas – *“Aptitud para el Propósito”* (Sutton, 1980). Esto significa que la calidad de planta no se debe definir de manera simple y lineal solamente en el vivero; sino que debe ser probada en el sitio de plantación. No existe una planta “multi-propósito”, dado que plantas que parecen verse bonitas en el vivero, no necesariamente

sobrevivirán y crecerán bien en todos los sitios de plantación.

Cuando se define una **«Planta-Objetivo»** para un proyecto específico, deben de considerarse objetivos económicos y de manejo. Cuando fueron plantadas especies de *Pinus elliottii* var. *elliottii* de diferentes tamaños, y medidas después de 4 años, las plantas con un diámetro del tallo mayor tuvieron mejor supervivencia y crecimiento que aquellas producidas con estándares normales. Un análisis económico probó que las plantas de mayor tamaño resultaron ser la mejor inversión (South y Mitchell, 1999).



Figura 7.1.1 El concepto de “Planta Objetivo” desarrollado por los forestales y otros usuarios de plantas, propició el que se trabajara de manera más estrecha con los viveristas para desarrollar producciones dirigidas a proyectos de plantación específicos.

7.1.2 Definiendo la «planta objetivo»

Una «planta-objetivo» es aquella que ha sido cultivada para sobrevivir y crecer en un sitio determinado de plantación, y puede ser definida en una secuencia de seis componentes (Figura 7.1.2).



Figura 7.1.2 Los seis componentes del concepto de «planta-objetivo» .

7.1.2.1 Objetivos del proyecto de plantación.

La razón por lo cual las plantas son requeridas, tendrá una seria influencia en las características de la «planta-objetivo». En la reforestación tradicional, el valor comercial de las especies arbóreas que han sido mejoradas genéticamente para un rápido crecimiento, buena forma o calidad deseable de la madera, pueden ser plantadas con el único propósito de producir madera aserrada o pulpa para papel.

Sin embargo, la «planta-objetivo» para proyectos de reforestación con fines de restauración puede ser radicalmente diferente, debido a que los objetivos previstos son totalmente diferentes. Por ejemplo, un proyecto para la protección de cuencas requerirá de especies riparias, tanto arbóreas como arbustivas, así como plantas acuáticas, y que no serán aprovechadas con fines comerciales. En este caso, los objetivos podrán incluir el detener la erosión, la estabilización de taludes y finalmente, la rehabilitación del ecosistema. Los proyectos de restauración de terrenos incendiados tendrán diferentes objetivos,

dependiendo del tipo de ecosistema así como el fin último del uso de la tierra. Los objetivos para un proyecto de pastizales incendiados pueden ser detener la erosión del suelo, la sustitución de especies introducidas por nativas, y establecer plantas para la alimentación de venados y alces. Las plantas objetivo para tales proyectos pueden incluir utilizar siembra directa de pastos y herbáceas nativas, para posteriormente establecer arbustos leñosos producidos en vivero. Sin embargo, para áreas forestales incendiadas, el material de plantación deberá considerar la siembra de pastos nativos para detener la erosión y posteriormente de planta forestal, para recuperar lo más pronto posible, la productividad de los terrenos. Otro proyecto podrá ser el rescate de especies que se encuentran en peligro de extinción, en un hábitat en particular. Por ejemplo, la vara de oro (*Solidago shortii*) es una planta que se encuentra en riesgo, ya que sólo puede ser localizada en 14 poblaciones en una pequeña área geográfica en Kentucky, EUA (Baskin *et al.*, 2000). Afortunadamente esta planta es relativamente fácil de reproducir desde semilla, y crece bien en invernadero.

Los proyectos de plantación con fines de conservación podrán tener diferentes objetivos. Aunque se enfatiza el uso de plantas nativas dónde y cuándo sea posible, especies introducidas (exóticas) pueden ser requeridas en sitios extremos. En zonas áridas del oeste inter montano, donde no se tiene disponibilidad de especies arbóreas nativas para las partes altas, especies como el *Pinus nigra* y el *Ulmus pumila* son utilizadas para crear barreras rompe-vientos para la protección de casas o del ganado. Como se puede ver, los objetivos del proyecto son el primer paso crítico en el concepto de la «planta-objetivo».

7.1.2.2 Tipo de material de plantación

La segunda consideración en el concepto de «planta-objetivo» es qué tipo de material de

reproducción será el mejor (Figura 7.1.2). El material de reproducción se refiere a cualquier tipo que pueda ser utilizado para la propagación de especies; estos propágulos pueden ser semillas, bulbos o rizomas, esquejes o plantas (Landis, 2001). En los viveros que producen en contenedor, el tipo de material de reproducción comúnmente determina las especies y el tipo de producción.

Especies. Tal como se discutió con anterioridad, la especie es determinada por los objetivos del proyecto. Por ejemplo, *Psuedotsuga menziesii* es una de las especies maderables más importantes en el pacífico noroeste, y es por lo tanto, el cultivo principal en los viveros forestales locales. Durante el siglo pasado, esta especie fue establecida de manera extensiva, comúnmente en monocultivos. En áreas costeras de Oregon y Washington, este tipo de rodales mono-específicos han llegado a tener recientemente infestaciones severas que provocan la muerte del follaje causada por el hongo *Phaeocryptopus gaeumannii*. Una recomendación silvícola para reducir el impacto de esta enfermedad, es intercalar otro tipo de coníferas en la plantación, especialmente con *Tsuga heterophylla* (Filip *et al.*, 2000). En el sureste de los Estados Unidos, la demanda de *Pinus palustris* se ha incrementado de manera significativa en los últimos años, y para esta especie, la producción en contenedores ha tenido una mayor supervivencia y mejor crecimiento, que aquella producida a raíz desnuda (Barnett, 2002).

Tipos de producción. Los viveros que producen en contenedor, utilizan una amplia variedad de tipos de producción, dentro de las cuales se incluyen plántulas, trasplantes y esquejes (propagación vegetativa). Aunque los factores biológicos deben ser la principal consideración, la selección del tipo de producción en contenedor está definida en primera instancia, por precio y preferencias. Los consumidores experimentados consideran el costo de la planta que sobrevive cuando deciden el tipo de producción y otros factores de la «planta-objetivo».

Precio de venta. Aunque es importante el costo de los contenedores y del sustrato, el precio del tipo de producción está básicamente en función del área de producción del vivero. En un invernadero, la unidad de superficie en las mesas de producción tiene un costo fijo, y a su vez, el costo de los diferentes tamaños de contenedor se incrementa, a medida que disminuye el número de celdas de producción (Cuadro 7.1.1). Los precios actuales de venta para cada tamaño de contenedor son determinados por factores de mercado, especialmente por la demanda y los efectos de competencia.

Preferencia del consumidor. La demanda de los tipos de contenedor ha cambiado de manera considerable los últimos 25 años, y la tendencia es a utilizar mayores volúmenes. Por ejemplo, en los años 1970, un vivero de Oregon comúnmente producía en contenedores con un volumen de 33 a 66 cm³ (2 a 4 in³), mientras que para el año 2000, el total de su producción se realizó en contenedores de 246 a 328 cm³ (15 a 20 in³) (Figura 7.1.3A). Esta preferencia por contenedores más grandes ha promovido las prácticas de trasplante, donde las plántulas se germinan en el invernadero usando pequeños contenedores (denominados “mini-plugs”), y posteriormente trasplantados a contenedores de mayor tamaño, en instalaciones al aire libre.

Una de las razones por la cual se ha incrementado la demanda del uso de contenedores de mayor volumen, es debido al incremento de la competencia vegetativa que enfrentan las plantas en los sitios de plantación. Otros factores de igual importancia, es que las plantas que se desarrollan en contenedores de mayor tamaño tienen un diámetro del tallo mayor y una mejor relación tallo-raíz, lo cual les proporciona una ventaja en sitios que presentan una fuerte competencia. En Quebec la preocupación del cuidado ambiental ha conducido a la prohibición del uso de herbicidas para la preparación de los sitios. El tamaño estándar del volumen del contenedor en estos sitios, para la producción de *Picea mariana* y *Picea glauca* fue de 110 cm³ (7 in³); para ello, fueron establecidos ensayos

científicos para probar una variedad de contenedor de mayor volumen (Jobidon *et al.*, 2003). Plantas medidas después de 8 años de haber sido establecidas (Figura 7.1.3B), a las cuales no se les aplicó herbicidas, se encontró que aquellas que fueron producidas en

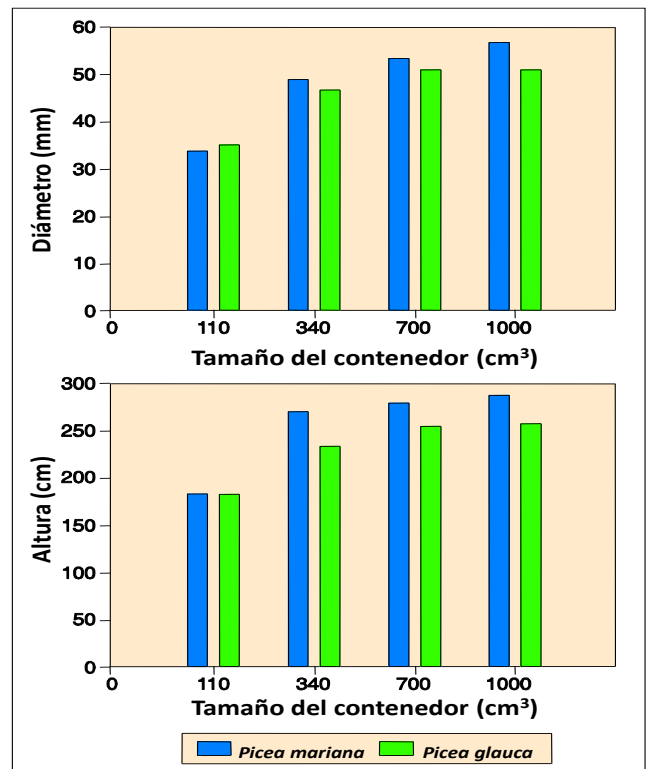
contenedores de 340 cm³ (20 in³), resultaron ser el mejor y más económico tipo de producción.

Cuadro 7.1.1 El precio de venta de las plantas producidas en contenedor está en función principalmente, por el espacio de producción en el vivero.

Tipo de Contenedor	Volumen de cavidad		No. de celdas por		Precio por 1000 plantas (\$) ¹
	cm ³	in ³	m ²	ft ²	
Styroblock 1 207A	8	1.1	2,121	196	100
Styroblock 2A 211A	41	2.5	1,032	103	190
Styroblock 5.5 315B	90	5.5	756	71	276
Styroblock 10 415D	160	9.8	364	34	576
Styroblock 15 515A	250	15.3	284	26	755
Styroblock 20 615A	336	20.5	213	20	980



A



B

Figura 7.1.3. Los contenedores de mayores volúmenes para la producción de planta forestal han venido ganando popularidad (A), sin embargo, se requerirá de ensayos de investigación en campo para poder determinar cuáles son los mejores y más económicos tamaños. Plantaciones de 8 años de edad establecidas en Quebec con plantas de *Picea* spp., producidas en contenedores de 340 cm³ (20 in³), fueron la mejor opción en sitios que presentaban una fuerte competencia vegetal (B).

¹ Valor del precio puesto de forma arbitraria. Dólares Americanos, 2007.

Las preferencias del consumidor evidenciaron también las tendencias regionales por el tipo de contenedor. A nivel de costos, a un viverista le resulta prohibitivo el poder probar todos los tipos de contenedor por lo cual utilizan el contenedor localmente popular. Los contenedores tipo Styroblock® fueron desarrollados en la Columbia Británica y siguen siendo el tipo de contenedor más popular en el Pacífico Noroeste (Van Eerden, 2002). Sin embargo, en el noreste de los Estados Unidos y Canadá, los contenedores de plástico rígido Ropak® “Multi-Pots”, fue el tipo de contenedor más popular y en la actualidad están siendo remplazados por las celdas tipo Jiffy® (White, 2003).

7.1.2.3 Consideraciones genéticas

El tercer componente del concepto de Planta Objetivo tiene que ver con los aspectos de genética. Deben ser considerados tres factores: adaptación local, diversidad genética y diversidad sexual.

Adaptación local. Muchas de las plantas nativas pueden ser propagadas por semilla, las cuales deben ser recolectadas en el área del proyecto o en su periferia. La “procedencia” es un término común entre los especialistas en viveros y reforestación, quienes saben que para que las plantas puedan adaptarse a condiciones locales, las semillas deberán ser siempre recolectadas en un área local conocida como “zona semillera”. Los viveros en contenedor reproducen plantas por zona semillera, la cual es un área geográfica tridimensional que es relativamente similar en clima y tipo de suelo (Ver el Volumen 6, sección 6.2.1.2). La adaptación local no siempre es considerada en viveros ornamentales. Por ejemplo, tanto los viveros de plantas nativas como los viveros con fines ornamentales, producen plantas de *Pseudotsuga menziesii* pero los primeros distinguen entre ecotipos (por ejemplo, variedad *glauca*) mientras que los segundos, ofrecen diferentes cultivares (por ejemplo, “Carneflex Weeping” Douglas Fir) (Landis, 2001).

La procedencia afecta el desempeño de la planta de varias maneras, especialmente en la tasa de crecimiento y la tolerancia al frío. En general, las plantas reproducidas por semilla recolectadas en sitios de altas latitudes o elevaciones, crecerán más lento y tenderán a ser más resistentes al frío durante el invierno, que aquellas producidas de semillas recolectadas en sitios de bajas elevaciones o de latitudes más al sur (St. Clair y Johnson, 2003). En muchas otras especies nativas no se han realizado investigaciones respecto a sus zonas semilleras, sin embargo, es posible intuir que los mismos conceptos pueden ser aplicables. Por lo tanto, es muy recomendable que la semilla o propágulos que se recolecten, correspondan a la misma zona geográfica y elevación a la cual se dirigirá la producción del vivero. Con el incremento de la preocupación acerca del cambio climático global, es probable que se tengan que realizar ajustes a las directrices de transferencia de semillas, con la meta estratégica de promover una adaptación gradual fundamentada en las investigaciones más recientes (Millar *et al.*, 2007).

Diversidad genética: La planta objetivo deberá representar la diversidad genética presente en el sitio de plantación. Una vez más el cambio climático futuro deberá ser considerado, especialmente para las especies más longevas. Para maximizar la diversidad genética en la planta producida, las semillas deberán ser recolectadas de muchos sitios diferentes tanto como sea posible. Los mismos principios aplican para las plantas que se propagan vegetativamente. Los esquejes (o estacas) deben ser recolectados cerca del sitio de plantación, para asegurarse de que éstos se encuentren bien adaptados. Por supuesto, los costos de recolección deben mantenerse dentro de lo razonable, y el número de semillas o esquejes a recolectar deberá considerar lo anterior. Guinon (1993) proporciona una excelente discusión de todos los factores que se ven involucrados en conservar la biodiversidad, cuando se recolectan semillas o esquejes, y sugiere la recolección de al menos 50 a 100 plantas donantes.

Diversidad sexual. Las plantas dioicas, tales como el Sauce (*Salix* spp.) y Alamo (*Populus* spp.) presentan otras consideraciones dado que toda la progenie producida mediante propagación vegetativa tendrá el mismo sexo que sus progenitores (Figura 7.1.4). Por lo tanto, cuando se recolectan esquejes en el mismo sitio del proyecto, deberá hacerse con cuidado para asegurar que tanto plantas masculinas como femeninas estén igualmente representadas. Especies de Sauce, Álamo y Aspen son sexualmente precoces, por lo que otra opción es el recolectar esquejes sexualmente maduros de una amplia base genética que represente ambos sexos, y enraizarlos en el vivero. En uno o dos años los esquejes florecerán y producirán semillas, las cuales a su vez podrán ser sembradas en contenedores y la planta producida tendrá una base genética amplia y diversidad sexual (Landis, *et al.*, 2003).

7.1.2.4 Factores limitantes en el sitio de plantación

La cuarta consideración del concepto de Planta Objetivo está basado en el principio ecológico de “factores limitantes”, el cual establece que cualquier proceso biológico estará limitado por el factor presente en la menor cantidad. Cada sitio de plantación deberá ser evaluado para identificar los factores ambientales más limitantes para la supervivencia y crecimiento (Figura 7.1.5A). Los forestales realizan esto cuando establecen prescripciones para cada unidad de cultivo, especificando el tipo de especies y el sistema de producción que será el más apropiado (Figura 7.1.1).

En la mayoría de los sitios de reforestación la humedad del suelo es el factor limitante, y las especificaciones de la planta objetivo comúnmente reflejan este hecho. Sin embargo, en los sitios de plantación de latitudes más al norte, o a mayores elevaciones, una temperatura fría del suelo puede ser más significativa que la humedad. El acceso a estos sitios puede ser limitado por la nieve que no llega a derretirse a finales de junio o incluso julio (Faliszewski, 1998; Fredrickson, 2003). La nieve derretida mantiene el suelo a bajas

temperaturas y esto puede ser una limitante, tal como lo demuestra una investigación que establece que el crecimiento radical de la planta se reduce por debajo de los 10°C (50°F) (Figura 7.1.5B; Lopushinsky y Max, 1990). Una planta objetivo razonable para este tipo de sitios debe ser producida en un contenedor relativamente corto, que aproveche las ventajas de la superficie cálida de los suelos húmedos (Figura 7.1.5C) (Landis, 1999), como son los sitios de reforestación a grandes elevaciones en la Columbia Británica (Faliszewski, 1998).

Los sitios de restauración plantean grandes retos cuando se realizan evaluaciones para determinar los factores limitantes del sitio de plantación. Por ejemplo, después de un incendio forestal las condiciones de los suelos son comúnmente alteradas de manera significativa, mientras que los sitios minados, presentan altos niveles de pH del suelo. Los proyectos de restauración de sitios ribereños requieren de estructuras bio-ingenieriles para estabilizar los taludes y retardar la erosión del suelo, antes de que el sitio pueda ser reforestado (Hoag y Landis, 2001). En la restauración de terrenos áridos, el bajo contenido de humedad del suelo, altas temperaturas, fuertes vientos con lluvias de arena y una fuerte presión por pastoreo, han sido identificados como factores limitantes (Bainbridge *et al.*, 1992).

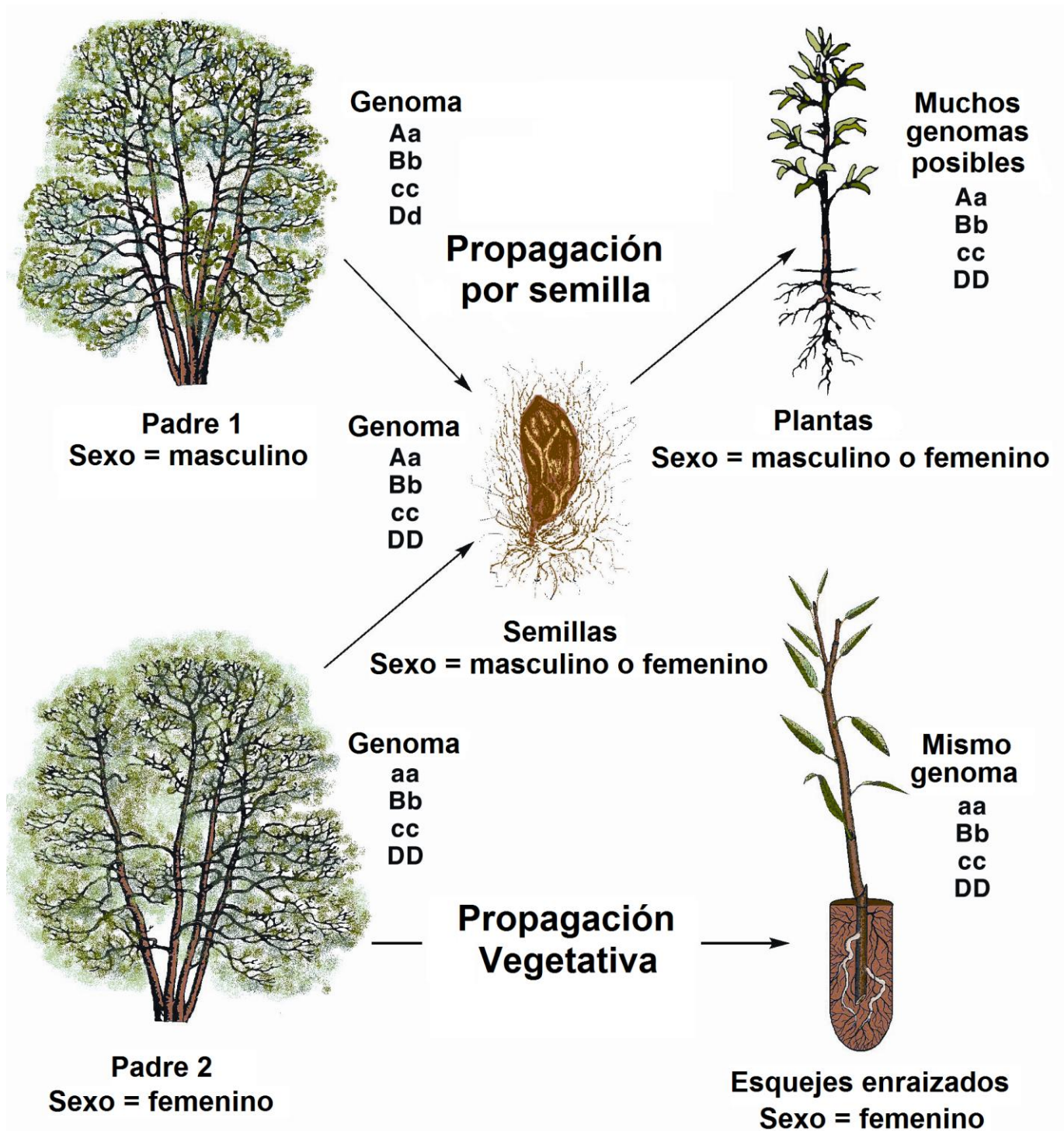


Figura 7.1.4 La selección del clima para propagar mediante semillas o esquejes afectará la diversidad genética del cultivo resultante. Con plantas dioicas como los sauces o álamos, el sexo de la planta parental también deberá ser considerado para asegurarse que la plantación contiene una mezcla de sexos masculinos y femeninos (Modificado de Landis, *et al.*, 2003).

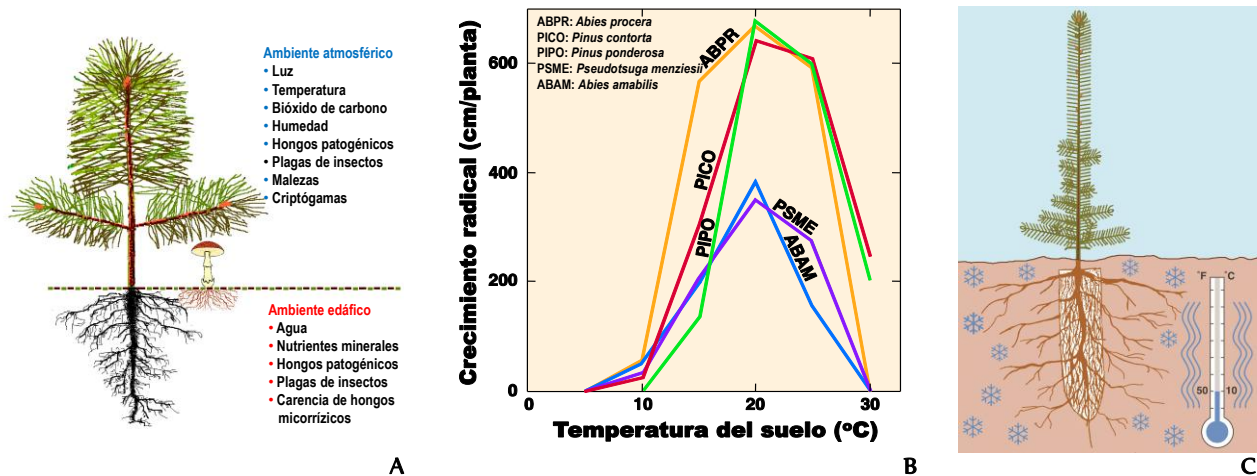


Figura 7.1.5 Una pieza clave del concepto de «planta-objetivo» es el evaluar los factores ambientales que pueden limitar el sitio de plantación (A). A elevaciones y latitudes altas, las temperaturas del suelo en primavera son frías, y las investigaciones han mostrado que las raíces de muchas coníferas comerciales, no crecen de forma apropiada por debajo de los 10°C (50°F) (B). Por lo tanto, la «planta-objetivo» para estos sitios deberá contar con un sistema radical relativamente corto y compacto, para tomar las ventajas de temperaturas cálidas en las capas de la superficie del suelo (C). (B modificado de Lopushinsky y Max, 1990).

La depredación animal y el peso de la nieve pueden ser también factores limitantes en algunos sitios de plantación, especialmente en sitios elevados de las zonas montañosas. Plantas de *Picea engelmannii* producidas en contenedor de diferentes diámetros del tallo, fueron establecidas en las montañas del norte de Utah. Después de dos estaciones, las plantas con mayores diámetros tuvieron una mayor supervivencia que aquellas con diámetros pequeños. La producción con mayores diámetros presentó menor mortandad producida por resquebrajamiento de nieve, o depredación por roedores (Hines y Long, 1986).

Un factor limitante potencial que merece una consideración especial es el hongo micorrízico. Este organismo simbiótico proporciona a sus plantas huéspedes de muchos beneficios incluyendo una mejor absorción de agua y nutrientes minerales. Los sitios de reforestación tienen comúnmente un adecuado complemento de hongos micorrízicos que colonizan rápidamente la planta establecida procedente del vivero, aunque muchos sitios de restauración no cuentan con este hongo. Por ejemplo, los severos incendios forestales o

superficies minadas eliminan todos los microorganismos del suelo, incluyendo los hongos micorrízicos. Por lo tanto, las plantas destinadas a estos sitios deben ser inoculadas con un adecuado hongo simbiótico antes de su establecimiento en campo (ver Volumen Cinco, Capítulo 2 para una completa discusión sobre las micorrizas).

Estos ejemplos demuestran el porqué los viveristas deben trabajar estrechamente con sus clientes para identificar cuales factores ambientales pueden ser más limitantes en cada sitio de plantación. Con estas discusiones se podrán diseñar las especificaciones de las mejores características para una planta objetivo, que permita incrementar la supervivencia y crecimiento, bajo condiciones específicas del sitio.

7.1.2.5 Calendarización de la época de plantación

La época de plantación es el periodo de tiempo en el cual son más favorables las condiciones ambientales en el sitio de plantación, para la supervivencia y crecimiento de las plantas o esquejes enraizados. La época de plantación es comúnmente definida por los factores

limitantes y, como se discutió en la sección anterior, la humedad del suelo y la temperatura son las restricciones comunes. En la mayor parte del territorio continental de los Estados Unidos y Canadá, la producción del vivero es establecida en campo durante la temporada de lluvias del invierno, o al inicio de la primavera, cuando el suelo tiene un alto contenido de humedad, y las pérdidas por evapotranspiración son bajas (Figura 7.1.6). Obviamente las fechas específicas de la época de plantación en el invierno podrán cambiar con la latitud y altitud, llegando a ser más temprano en el sur y bajas elevaciones y más tarde en el norte y a mayores elevaciones.

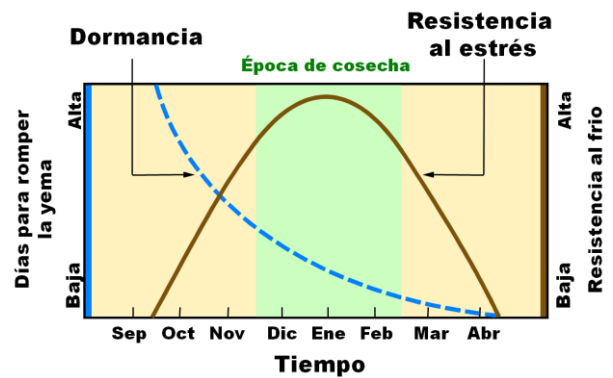


Figura 7.1.6 Un componente crítico del Concepto de Planta Objetivo es la “Época de Plantación”, la cual es definida como el periodo de tiempo en el cual, la planta sobrevive y crece en condiciones óptimas, para un sitio determinado de plantación. En la mayoría de los Estados Unidos, la época de plantación es durante el periodo de lluvia de mediados del invierno (modificado de South y Mexal, 1984).

Una ventaja importante de la planta producida en contenedor es que ésta puede ser sembrada en diferentes fechas y cultivada posteriormente para ser acondicionada fisiológicamente, la cual puede ser plantada en diferentes fechas durante el año. Para la época tradicional de plantación de mediados del invierno o principios de la primavera, las plantas pueden ser cosechadas para plantarse de manera inmediata, o almacenarse en frío por varias semanas, hasta que el sitio de plantación está listo (Figura 7.1.7A). Como se menciona en la sección previa, las altas elevaciones o sitios boreales son todo un reto, dado que no es posible acceder a ellos durante la época de plantación típica de mediados del invierno. La

plantación durante el otoño ha sido intentada por décadas con resultados variables. Sin embargo, en años recientes se ha renovado el interés por realizar la plantación en el otoño, debido principalmente a la disponibilidad de una producción en contenedor acondicionada de forma adecuada (Fredrickson, 2003). En el sureste de los Estados Unidos la época tradicional de plantación para *Pinus taeda* es durante el invierno, sin embargo, la producción en contenedor puede ser establecida en el otoño si ésta fue endurecida en el invernadero, mediante el acortamiento del fotoperiodo o exposición a temperaturas frías de forma natural, en instalaciones al aire libre por 6 semanas (Mexal *et al*, 1979).

La plantación en verano es una práctica relativamente nueva que se ha desarrollado en las regiones boreales de Canadá (Revel *et al.*, 1990), y se han encontrado desde entonces, algunas prácticas en sitios de grandes elevaciones en las Montañas Rocallosas (Scott, 2006).



A



B

Figura 7.1.7 La planta producida en contenedor debe desarrollarse para cumplir con los requerimientos ideales para una variedad de épocas de plantación. Éstas deben ser cosechadas en su punto máximo de calidad fisiológica para la época tradicional de mediados del invierno (A), o ser especialmente cultivada para ser plantada durante el verano o el otoño (B).

Las características de una planta objetivo son significativamente diferentes para épocas de plantación de la primavera, verano u otoño (Grossnickle y Folk, 2003). Debido a que son menos resistentes al frío y al estrés, las plantas para la plantación durante el verano y el otoño deben ser manejadas con más cuidado durante el envío y su almacenamiento en el sitio.

7.1.2.6 Técnicas y herramientas de plantación.

Existe una herramienta de plantación apropiada para cada sitio de plantación, por ello, las técnicas y herramientas de plantación deberán ser consideradas en el Concepto de Planta Objetivo. Con demasiada frecuencia los forestales o especialistas en restauración,

desarrollan una preferencia por una herramienta en particular, dado que les ha dado resultado en el pasado. Sin embargo, no existe una que pueda utilizarse para toda la diversidad de sitios. Aunque las herramientas de plantación se discutirán a detalle en la sección 7.6, un par de ejemplos de cómo las técnicas o herramientas de plantación afectan las especificaciones de la planta objetivo, serán mencionados aquí.

Desde que se desarrolló el sistema de producción en contenedor, se diseñaron herramientas especiales para esta técnica de producción (Hallman, 1993). Las palas plantadoras (dibbles) fueron construidas de forma y tamaño exacto al del cepellón, como el caso del "Pottiputki", el cual fue diseñado para plantar árboles producidos en el sistema "paper-pot" (Figura 7.1.8A). La producción del vivero que es plantada de forma mecánica obliga restricciones únicas, dado que la planta objetivo debe ajustarse al tamaño y forma del equipo de manejo. Las plantas utilizadas en un equipo mecánico de plantación deberán tener un diámetro del tallo que coincide con los broches de sujeción, y el sistema radical no deberá ser mayor que la profundidad de los surcos. El equipo mecánico de plantación más reciente y sofisticado, requiere plantas de un tamaño y forma que puedan ser cargadas neumáticamente en los cabezales de plantación (Figura 7.1.8B). Por ello, donde la plantación se realiza de forma mecánica, el tamaño y forma de la planta objetivo debe coincidir con el tipo de herramienta de plantación, así como con las condiciones biológicas en el sitio de plantación.

Continuamente se están desarrollando nuevas herramientas de plantación. En la actualidad existen modificaciones especiales de una herramienta manual denominada "azadón plantador", el cual está disponible para la producción de planta en contenedor. De nueva cuenta, los viveristas deberán trabajar estrechamente con los encargados de los proyectos de reforestación y restauración, para asegurarse que la planta con especificaciones particulares, podrá ser plantada de forma adecuada para las condiciones del suelo del

sitio del proyecto. La producción de “cepellones altos” usados en muchos proyectos de restauración requiere equipo de plantación especializado. El “agujón expandido” utiliza una cabeza de plantación articulada que coloca plantas de cepellones grandes o esquejes (estacas) enraizados, en el suelo compacto o aún sobre suelo rocoso (Steinfeld *et al.*, 2002; Figura 7.1.8C).



A



B



C

Figura 7.1.8 El tipo de herramienta de plantación tiene un efecto importante en la planta objetivo. Las herramientas manuales de plantación como el “Pottiputki” (A) fueron desarrolladas para manipular planta producida en un sistema específico de producción, conocido como “Paper Pot”: Para cualquiera de los tipos de maquinas plantadoras (B), las plantas deben producirse en un tamaño y forma específico, de forma tal que se ajuste al sistema de manipulación. Los sistemas de producción específicos requeridos por los proyectos de restauración, demandan nuevos e innovadores equipos de plantación, como el “agujón expandido”, el cual fue desarrollado para cepellones de gran tamaño (C).

7.1.3 Evaluación en campo de la «planta objetivo»

El concepto de «planta-objetivo» propiamente aplicado es la colaboración entre los viveristas y sus clientes. Al inicio de cualquier proyecto de plantación, el consumidor y el viverista deben acordar ciertas especificaciones morfológicas y fisiológicas. Este prototipo de «planta-objetivo» se desarrolla en los viveros, para posteriormente ser evaluado en ensayos de investigación para monitorear su supervivencia y crecimiento por hasta 5 años (Figura 7.1.9).

El seguimiento de la supervivencia y crecimiento de la planta durante los primeros meses después de la plantación es crítico, debido a que los problemas con la calidad de la planta producida se evidenciarán rápidamente después de la plantación. Problemas derivados de una plantación deficiente o la exposición a condiciones de sequía, tomarán más tiempo en aparecer; las plantas muestran una buena supervivencia inicial, pero pierden vigor de forma gradual y tal vez podrían morir. Por lo tanto, las plantas deberán evaluarse durante el primer o segundo mes después de la plantación y nuevamente, al final del primer año, para la supervivencia inicial. Verificaciones subsecuentes después de 3 a 5 años podrán proveer un buen indicador de las tasas de crecimiento de las plantas. La información de su desarrollo es muy valiosa para retroalimentarla al viverista, quien podrá afinar las especificaciones de la «planta-objetivo» para el siguiente cultivo.

Por ejemplo, el vivero de la Cooperativa Tecnológica de la Universidad Estatal de Oregon, ha desarrollado ensayos en una plantación de un año de edad, en dos sitios en proceso de restauración afectados por incendios forestales, al suroeste de Oregon (Nursery Technology Cooperative, 2005). El sitio “Timbered Rock” en las Montañas Cascada es mucho más seco que el sitio “Biscuit” en la Cordillera Costera. En términos de supervivencia, la producción realizada en el contenedor Styroblock® se desarrolló mucho mejor que los trasplantes establecidos en “Timbered Rock”, mientras que sólo se observaron pequeñas diferencias en el sitio

“Biscuit” con condiciones de mayor humedad (Cuadro 7.1.2). Además, la producción en contenedor creció mejor en ambos sitios, pero especialmente en el sitio “Timbered Rock”, donde la competencia por malezas fue más severa. De hecho, el severo estrés hídrico provocado por las malezas generó un reducido crecimiento del tallo de los dos tipos de producción de trasplante. Sin embargo, después de 3 años la planta producida en contenedor presentó una clorosis severa y menores tasas de crecimiento, que demostraron la necesidad de realizar monitoreos repetitivos, para evaluar con mayor precisión la planta y el mismo desempeño del sistema de producción.



Figura 7.1.9 El concepto de «planta-objetivo» dista de ser un concepto estático, continuamente debe ser actualizado con información de los ensayos de plantación.

Cuadro 7.1.2 Comportamiento de la plantación de los tipos de producción de *Pseudotsuga menziesii* después de una estación de crecimiento.

Tipo de Producción	Supervivencia (%)	Crecimiento en altura (cm)	Crecimiento del diámetro del tallo (mm)
Timbered Rock Fire—Montañas Cascade, Oregon			
Trasplante a raíz desnuda 1 + 1	14 c*	4.2 b	-0.6 b
Trasplante en Contenedor Q-Plug	39 b	2.6 b	-0.3 b
Contenedor Styroblock® 246 cm ³	87 a	12.0 a	0.8 a
Biscuit Fire—Montañas de la Costa de Oregon			
Trasplante a raíz desnuda 1 + 1	98 a	4.6 b	0.5 b
Trasplante en Contenedor Q-Plug	98 a	7.0 b	0.5 b
Contenedor Styroblock® 246 cm ³	99 a	7.5 a	1.1 a

*Las letras de cada columna representa error estadístico P=0.05

7.1.4 Resumen

El concepto de «planta-objetivo» es relativamente nuevo pero una forma efectiva de ver la reforestación y restauración. El énfasis en la calidad de planta debe ser definido en función del sitio de plantación, y por lo tanto, no es concepto que pueda aplicarse a algún sistema universal de producción. En particular, el concepto de «planta-objetivo» enfatiza que el éxito de los proyectos de plantación, requiere de una excelente comunicación entre el demandante de la planta y el viverista. Este concepto debe ser visto como sistema de retroalimentación cíclico donde la información que se obtenga del sitio de plantación, debe utilizarse para definir y afinar el mejor tipo de planta, para cada proyecto. Consideraciones prácticas para la instrumentación en el vivero de un programa basado en el concepto de «planta-objetivo» puede localizarse en Rose y Haase (1995).

7.1.5 Literatura citada

- Bainbridge DA, Sorensen N, Virginia RA. 1992. Revegetating desert plant communities. IN: Landis TD, ed. Proceedings, Western Forest Nursery Association. General Technical Report RM-221. Ft. Collins, CO: USDA Forest Service, Rocky Mountain Forest and Range Experiment Station: 21-26.
- Barnett JP. 2002. Longleaf pine: why plant it? Why use containers? In: Barnett JP, Dumroese RK, Moorhead DJ, editors. Proceedings of workshops on growing longleaf pine in containers — 1999 and 2001, p. 5-7. USDA Forest Service, Southern Research Station, General Technical Report SRS-56.
- Baskin, J.M.; Walck, J.L.; Baskin, C.C.; Buchele, D.E. 2000. *Solidago shortii* (Asteraceae). Native Plants Journal 1(1): 35-41 .
- Faliszewski, M. 1998. Stock type selection for high elevation (ESSF) planting. Forest Nursery Association of British Columbia meetings, proceedings, 1995, 1996, 1997:152.
- Filip G, Kanaskie A, Kavanagh K, Johnson G, Johnson R, Maguire G. 2000. Silviculture and Swiss needle cast: research and recommendations. Research Contribution 30. Corvallis, OR, Oregon State University, College of Forestry. 16 p.
- Fredrickson E. 2003. Fall planting in northern California. IN: Riley L. E., Dumroese R. K., Landis T.D., technical coordinators. National Proceedings: Forest and Conservation Nursery Associations-2002. Ogden,UT: USDA Forest Service, Rocky Mountain Research Station. Proceedings RMRS-P-28: 159-161.
- Grossnickle, S.C.; Folk, R.S. 2003. Spring versus summer spruce stocktypes of western Canada: Nursery development and field performance. Western Journal of Applied Forestry. 18(4): 267-275.
- Guinon M. 1993. Promoting gene conservation through seed and plant procurement. IN: Landis TD, ed. Proceedings, Western Forest Nursery Association. USDA Forest Service, Rocky Mountain Forest and Range Experiment Station, General Technical Report RM-221: 38-46.
- Hallman, R. 1993. Reforestation equipment. MTDC Publication No. TE02E11. Missoula, MT: USDA Forest Service, Technology and Development Program. 268 p.
- Hines FD, Long AJ. 1986. First- and second-year survival of containerized Engelmann spruce in relation to initial seedling size. Canadian Journal of Forest research 16: 668-670.
- Hoag JC, Landis TD. 2001. Riparian zone restoration: field requirements and nursery opportunities. Native Plants Journal 2(1):30-35.
- Jobidon R, Roy V, Cyr, G. 2003. Net effect of competing vegetation on selected environmental conditions and performance of four spruce seedling stock sizes after eight years in Quebec (Canada). Annals of Forest Science 60: 691-699.
- Landis TD. 1999. Seedling stock types for outplanting in Alaska. IN: Stocking standards and reforestation methods for Alaska. Agricultural and Forestry Experiment Station, Misc. Publication 99-8. Fairbanks, AK: University of Alaska Fairbanks: 78-84.
- Landis, TD. 2001. The target seedling concept: the first step in growing or ordering native plants. IN: Haase DL, Rose R. eds. Native plant propagation and restoration strategies, proceedings of the conference. Corvallis, OR: Oregon State University, Nursery Technology Cooperative. Portland, OR, Western Forestry and Conservation Association: 71-79.

- Landis, TD. 2002. The target seedling concept - a tool for better communication between nurseries and their customers. IN: Riley L.E., Dumroese R.K., Landis T.D., technical coordinators, National Proceedings: Forest and Conservation Nursery Associations-2002. Ogden, UT: USDA Forest Service, Rocky Mountain Research Station. Proceedings RMRS-P-28: 12-16.
- Landis, TD, Dreesen DR, Dumroese RK. 2003. Sex and the single Salix: considerations for riparian restoration. *Native Plants Journal* 4(2): 110-117.
- Lopushinsky W, Max TA. 1990. Effect of soil temperature on root and shoot growth and on budburst timing in conifer seedling transplants. *New Forests* 4(2):107-124.
- Mexal, J.G.; Timmis, R.; Morris, W.G. 1979. Cold-hardiness of containerized loblolly pine seedlings: its effect on field survival and growth. *Southern Journal of Applied Forestry*. 3(1): 15-19.
- Millar, C.I.; Stephenson, N.L.; Stephens, S.L. 2007. Climate change and forest of the future: managing in the face of uncertainty. *Ecological Applications* 17(8): 2145-2151.
- Nursery Technology Cooperative. 2005. Rapid response reforestation: comparison of one-year-old stocktypes for fire restoration. NTC Annual Report. Corvallis OR, Oregon State University, Department of Forest Science, Oregon State University: 23-27.
- Revel J, Lavender DP, Charleson L. 1990. Summer planting of white spruce and lodgepole pine seedlings. FRDA Report 145. Victoria, BC: Pacific Forestry Centre. 14 p.
- Rose, R.; Hasse, D.L.; 1995. The target seedling concept: implementing a program. In: Landis T.D.; Cregg, B., Tech. Coord. National Proceedings, Forest and Conservation Nursery Associations-1995. Gen. Tech. Rep. PNW-GTR-365. Portland, OR: USDA-Forest Service, Pacific Northwest Research Station: 124-130.
- Rose, R.; Campbell, S.J.; Landis, T.D. 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. 286 p.
- Scott GL. 2006. Personal communication. Missoula, MT: USDA Forest Service, Regional Office.
- South DB, Mexal JG. 1984. Growing the "best" seedling for reforestation success. Forestry Department Series 12. Auburn, AL: Auburn University. 11 p.
- South, D.B.; Mitchell, R.J. 1999. Determining the "optimum" slash pine seedling size for use with four levels of vegetation management on a flatwoods site in Georgia, USA. *Canadian Journal of Forest Research* 29 (7): 1039-1046.
- St. Clair B, Johnson R. 2003. The structure of genetic variation and implications for the management of seed and planting stock. In: Riley LE, Dumroese RK, Landis TD, technical coordinators. National Proceedings: Forest and Conservation Nursery Associations - 2003. Ogden (UT): USDA Forest Service, Rocky Mountain Research Station. Proceedings RMRS-P-33: 64-71.
- Steinfeld DE, Landis TD, Culley D. 2002. Outplanting long tubes with the Expandable Stinger: a new treatment for riparian restoration. IN: National proceedings, forest and conservation nursery associations: 1999, 2000, and 2001. Dumroese RK, Riley LE, Landis TD, technical coordinators. USDA Forest Service, Rocky Mountain Research Station, Proceedings RMRS-P-24: 273-276.
- Sutton, R. 1980. Evaluation of stock after planting. *New Zealand Journal of Forestry Science* 10(1): 297-299.

Van Eerden E. 2002. Forest nursery history in western Canada with special emphasis on the Province of British Columbia. IN: National proceedings: forest and conservation nursery associations — 1999, 2000, and 2001. Dumroese, R.K.; Riley, L.E.; Landis, T.D., technical coordinators. USDA Forest Service, Rocky Mountain Research Station, Proceedings RMRS-P-24, p.152-159.

White B. 2003. Container handling and storage in Eastern Canada. IN: National proceedings: Forest and Conservation Nursery Associations – 2003. USDA Forest Service, Rocky Mountain Research Station, Proceedings RMRS-P-33. p. 10-14. 15.



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

VOLUMEN 7

Capítulo 2

Evaluación de la Calidad de la Planta

Por Gary A. Ritchie, Thomas D. Landis, R.
Kasten Dumroese y Diane L. Haase

Contenido

7.2.1	Introducción	24
7.2.2	Tipos de atributos de la calidad de la planta.	25
7.2.3	Atributos morfológicos	26
7.2.3.1	Introducción.....	26
7.2.3.2	Características morfológicas de la planta producida en contenedor	26
	Volumen del contenedor	
	Diámetro del tallo (“calibre”)	
	Altura del tallo	
	Cepellones “enredados”	
	Otros índices morfológicos	
7.2.3.3	Efecto del tamaño del contenedor en el desempeño de la plantación.....	31
7.2.3.4	Atributos morfológicos: resumen.....	32
7.2.4	Atributos fisiológicos.....	34
7.2.4.1	Estrés hídrico de la planta (EHP)	34
	¿Qué es el EHP?	
	Potencial hídrico	
	Unidades del potencial hídrico	
	Patrones diurnos del potencial hídrico de la planta	
	Medición del potencial hídrico de la planta	
	Interpretación de los valores del EHP	
	¿Es el EHP un indicador de calidad de la planta?	
	El EHP como una panorámica del estado hídrico de la planta	
	Estrés hídrico de la planta: resumen	
7.2.4.2	Resistencia al frío	41
	Conceptos que respaldan la prueba	
	¿Qué sucede cuando el tejido de la planta se congela?	
	Mecanismo de resistencia al frío	
	Etapas del endurecimiento	
	Variación del endurecimiento en el tejido de las plantas, especies y ecotipos	
	Métodos para evaluar la resistencia al frío	
	Prueba de congelamiento total de la planta	
	Prueba de la pérdida de electrolitos inducida por congelamiento (PEIC).	
	Análisis térmico diferencial.	
	Prueba de resistencia a través de la expresión de genes.	
	Aplicaciones de la prueba de resistencia al frío.	
	Resistencia al frío: resumen	
7.2.4.3	Pérdida de electrolitos de la raíz.....	50
	Teoría	
	Relevancia biológica de la PER	
	Procedimiento de medición	
	Aplicaciones de la PER en los viveros	
	Uso de la PER para pronosticar el desempeño de la plantación	
	Limitantes de la PER	
	Pérdida de electrolitos de la raíz: resumen.	

7.2.4.4 Fluorescencia de la clorofila.....	55
¿Qué es la fluorescencia de la clorofila?	
Fotosíntesis y fluorescencia de la clorofila	
Medición de la fluorescencia de la clorofila	
Valores normales de los parámetros de la FC en las plantas	
Uso de la FC en la evaluación de la calidad de la planta	
Fluorescencia de la clorofila: resumen	
7.2.4.5 Contenido de nutrientes minerales	61
7.2.4.6 Reservas de carbohidratos	63
7.2.5 Atributos de desempeño	65
7.2.5.1 Dormancia de la yema	65
El concepto de dormancia	
Definición de dormancia	
El ciclo de la dormancia	
El requerimiento de horas frío	
Medición de la dormancia	
Cálculo del índice de liberación de la dormancia	
Medición del índice mitótico	
Tamaño y desarrollo de la yema	
Dormancia: resumen	
7.2.5.2 Resistencia al estrés	73
El concepto de resistencia al estrés	
Medición de la resistencia al estrés	
Uso de las pruebas de resistencia al frío para estimar la resistencia al estrés total	
Uso de las horas frío para predecir la resistencia al estrés	
Ajuste por el efecto adicional del almacenamiento refrigerado	
Aplicación a otras especies y regiones	
Resistencia al estrés: resumen	
7.2.5.3 Potencial de crecimiento de la raíz.....	78
Procedimiento de la prueba del PCR	
El PCR como pronóstico del desempeño de la plantación	
¿Por qué el PCR en ocasiones funciona?	
Potencial de crecimiento de la raíz: resumen	
7.2.6 Correlación de las combinaciones de las pruebas de calidad de planta para predecir el desempeño de la plantación.	84
7.2.7 Limitaciones de las pruebas de calidad de planta.....	85
7.2.7.1 Calendarización	85
7.2.7.2 Muestreo.....	85
7.2.7.3 Expectativas poco razonables.....	86
7.2.8 Laboratorios comerciales para las pruebas de calidad de planta.....	87
7.2.9 Resumen y conclusiones	88
7.2.10 Literatura citada.....	91
7.2.11 Apéndice.....	100

7.2.1 Introducción

En su obra profética “Plantando los Pinos del Sur”, Wakeley (1954) previó lo que en la actualidad se mantiene como un axioma – la restauración, incluidas las actividades de forestación, nunca serán totalmente exitosas hasta que los viveristas sean capaces de producir de manera constante y confiable, plantas de “alta calidad”. Sin embargo, no siempre resultará obvio distinguir entre una planta de alta calidad de una de baja calidad, por lo que el concepto de planta de calidad se mantuvo ausente por muchos años. Wakeley además reconoció que las “categorías morfológicas”, a menudo se quedan cortas en su habilidad para predecir el desempeño de la planta, y desarrolló la hipótesis de que las “categorías fisiológicas” pueden ser un mejor criterio de viabilidad (Wakeley, 1949). Sin embargo, lo que constituyó un nivel fisiológico y cómo medirlo, hacen referencia a Wakeley y sus trabajos contemporáneos.

Durante los últimos 30 años a nivel mundial, tanto los investigadores como los gerentes de viveros, han realizado un gran número de simposios, y talleres, y han publicado muchos reportes sobre el tema de planta de calidad y cómo medirlo (Por ejemplo, Colombo, 2005; Duryea, 1985; Haase, 2008). Este trabajo generó una variedad de pruebas de calidad, aunque muchas de ellas son ingeniosas la mayoría falló al tratar de ponerse en práctica, por no cubrir las expectativas. Sin embargo, algunas superaron la prueba del tiempo y permanecen en uso. En este capítulo se discuten las formas más prácticas de medir la calidad de la planta y cómo estos métodos deben ser utilizados en los viveros que producen en contenedor.

7.2.2 Tipos de atributos de la calidad de la planta

Los investigadores forestales han trabajado para identificar rasgos cuantificables que puedan ser usados como indicadores de una planta de calidad, y mejor aún, para predecir su desempeño una vez establecida en campo. Aunque se ha integrado una lista impresionante de tales atributos (por ejemplo, Grossnickle, 2000), sólo algunos han sido utilizados de forma operativa tanto en el vivero o en los sitios de plantación. Desde nuestro punto de vista, la calidad de la planta puede ser dividida en tres grandes categorías.

Atributos morfológicos: Estos rasgos pueden ser observados rápidamente y medidos con facilidad, tales como la altura del tallo, el diámetro del cuello de la raíz, volumen de la raíz y peso seco de la raíz y el tallo. Durante la cosecha para el proceso de plantación, estos rasgos no se modifican de manera considerable.

Atributos fisiológicos. Estos rasgos no pueden ser fácilmente observados y para ser medidos, se requiere de equipo y procedimientos de laboratorio. Contrariamente a las características morfológicas, los atributos fisiológicos cambian constantemente y algunas veces de manera dramática durante el proceso desde la cosecha hasta la plantación. Por lo tanto, cualquier medición de la calidad fisiológica es una condición instantánea relevante, por sólo un breve tiempo. Algunos atributos fisiológicos comunes incluyen la resistencia al frío y la dormancia de la yema.

Atributos de desempeño. Estos rasgos pueden ser evaluados sólo si la planta es sometida a ciertas pruebas con protocolos predefinidos, y observando posteriormente cómo se comportan. Las pruebas de desempeño son de gran valía dado que permite evaluar e integrar a la vez un amplio espectro de rasgos morfológicos y fisiológicos.

Desafortunadamente, las pruebas de desempeño son muy laboriosas, consumen mucho tiempo y por tanto, son muy caras. No obstante y debido a su carácter intuitivo, las

pruebas de desempeño han encontrado un amplio uso en la evaluación de la calidad de la planta. Una de las más antiguas y más comúnmente utilizadas en la actualidad es el Potencial de Crecimiento de la Raíz (PCR).

7.2.3 Atributos morfológicos

7.2.3.1 Introducción

Durante los años setentas la mayoría de la producción realizada en los Estados Unidos, Canadá y Europa fue con el sistema a raíz desnuda, y por ello, la mayoría de la literatura sobre la morfología de las plantas se enfocó a este sistema de producción (Frampton *et al.*, 2002; Ritchie *et al.*, 1997). Los efectos de la morfología en el desempeño de la producción a raíz desnuda han sido resumidos en la literatura (Thompson, 1985; Mexal y Landis, 1990; Wilson y Jacobs, 2006). Los mejores rasgos que permiten predecir el desempeño en campo han sido comúnmente la altura, el diámetro del tallo, la “calidad” del sistema radical (masa o volumen), y la relación entre la masa del tallo respecto de la masa del sistema radical. La supervivencia puede ser mejor pronosticada por el diámetro del tallo, mientras que la altura del tallo tiende a estar más relacionada con la altura inicial de la planta. En la producción a raíz desnuda, cuando el diámetro de la planta incrementa por encima de los 5 mm (0.2 in), otros indicadores morfológicos llegan a ser menos importantes (Mexal y Landis, 1990). De manera adicional, las plantas producidas a raíz desnuda que tenían mayor volumen de raíz al momento de la plantación, tuvieron consecuentemente mayor crecimiento y supervivencia que aquellas con menor volumen de raíz (Rose *et al.*, 1997).

7.2.3.2 Características morfológicas de la planta producida en contenedor

A continuación se discuten los principales factores morfológicos que en orden de importancia, describen la calidad del sistema en contenedor.

Volumen del contenedor. El factor morfológico de mayor importancia que afecta la calidad de planta en los viveros que producen en contenedor, es el tamaño o volumen del contenedor. El volumen del contenedor controla la cantidad de raíces que la planta puede producir, lo cual a su vez, determina que tan largo puede producirse el

tallo en un tiempo determinado. De forma adicional, el tamaño de la “cavidad” del contenedor limita la humedad y las reservas de nutrientes minerales que posteriormente serán tomados en el sitio de plantación. En comparación con el sistema de producción a raíz desnuda donde los sistemas radicales son extremadamente variables, éste es fácil de caracterizar por el volumen y profundidad de las cavidades de producción, por lo cual, la mayoría de los viveros en este sistema se describen por el volumen del contenedor. Por ejemplo, en el noroeste de los Estados Unidos, un “Styro 20” se refiere a la planta que ha sido producida en un contenedor fusionado (bloque) de poliestireno expandido de la marca Styrofoam®, con celdas con un volumen de 340 cm³ (20 in³).

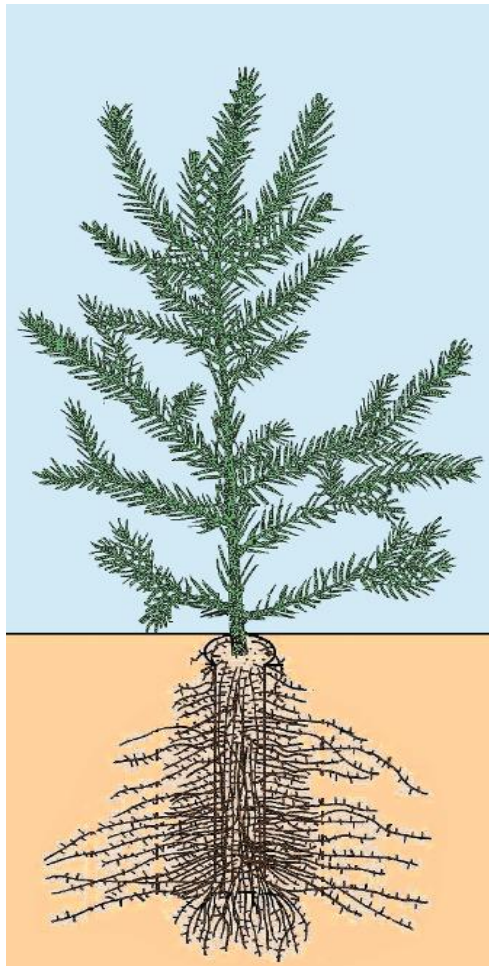
El volumen del contenedor es el factor más importante ya que controla la salida de las raíces después de la plantación (Figura 7.2.1A). A medida de que el volumen del contenedor se incrementa, la superficie exterior del cepellón también se incrementa (Figura 7.2.1B), lo que significa que las cepellones de los contenedores grandes tienen más superficie de contacto con el sustrato circundante.

Entre los diferentes tamaños del contenedor, el volumen y la densidad de crecimiento, tienen el efecto más significativo sobre la morfología de la planta (Cuadro 7.2.1). En estudios con *Picea glauca x engelmannii* (Grossnickle, 2000); *Pseudotsuga menziesii*, *Tsuga heterophylla* y *Picea sitchensis* (Arnott y Beddows, 1982); *Picea mariana* (Jobidon *et al.*, 1998); y *Quercus pagoda* (Howell y Harrington, 2004), cada rasgo morfológico medido incrementó el valor a medida que el volumen del contenedor incrementó. En cada caso, la producción en contenedor con cepellones más grandes, produjo plantas mayores después de la plantación.

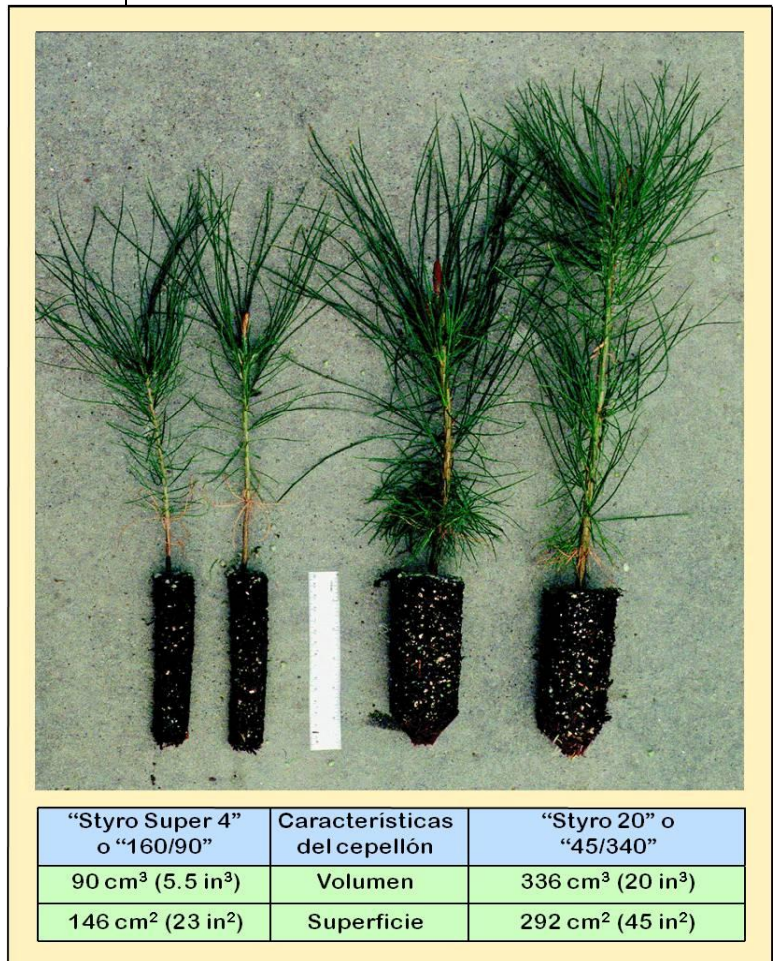
Debido a que los contenedores en bloque tienen un espaciamiento fijo de celdas, el efecto de modificar la densidad de plantación con un mismo volumen de celda, es más difícil de estudiar. En contraste, el sistema de contenedor Ray Leach® posibilita que el espaciamiento de celdas se pueda modificar, lo que ha permitido la realización de algunas pruebas de investigación. Plantas de *Pseudotsuga menziesii* creciendo a densidades de 270 a 1,080 plantas/m² (25 a 100/ft²) mostraron que la altura del tallo se incrementó, cuando se incrementó la densidad, debido a la competencia por luz en respuesta al amontonamiento (Figura 7.2.2). Sin embargo, el diámetro del tallo se redujo lo cual muestra que

la calidad se disminuye cuando se producen plantas muy juntas entre sí (Timmis y Tanaka, 1976).

En los contenedores del mismo tamaño, el diámetro del cuello de la raíz y la altura del tallo han probado ser los rasgos morfológicos más importantes que afectan la calidad, y por lo tanto, son los dos factores más comúnmente utilizados en las especificaciones de clasificación (Figura 7.2.3A). Una mayor discusión sobre la medición del diámetro del cuello de la raíz y la altura del tallo se proporciona en el Volumen Uno, sección 1.5.4.2.



A



B

Figura 7.2.1 El crecimiento de las raíces fuera del cepellón dentro del suelo circundante ("salida") es crítico para la supervivencia de las plantas y su crecimiento una vez establecida la planta en campo (A). El volumen del contenedor es importante no sólo porque éste determina la cantidad de raíces que tiene la planta, sino que además, la superficie del cepellón que estará en contacto con el suelo circundante (B). (A – Modificado de Grossnickle, 2000).

Cuadro 7.2.1. Efecto del volumen del contenedor en la morfología de una planta de *Picea* del interior, de dos años de edad (*Picea glauca* x *Picea engelmannii*).

Atributos morfológicos de la planta	Volumen de las cavidades de producción de un bloque de poliestireno expandido (Styroblock®)		
	105 cm ³ (6.6 in ³)	170 cm ³ (10 in ³)	340 cm ³ (20 in ³)
Altura del tallo – cm (in)	24.2 (9.5)	29.7 (11.7)	33.3 (13.1)
Diámetro del cuello de la raíz – mm	4.4	5.0	6.8
Peso seco del tallo – g (oz)	2.8 (0.10)	4.5 (0.16)	6.4 (0.23)
Peso seco de la raíz – g (oz)	1.1 (0.04)	1.4 (0.05)	2.1 (0.07)
Número de ramas	18	24	33
Número de yemas	50	67	86

Fuente: Grossnickle (2000)

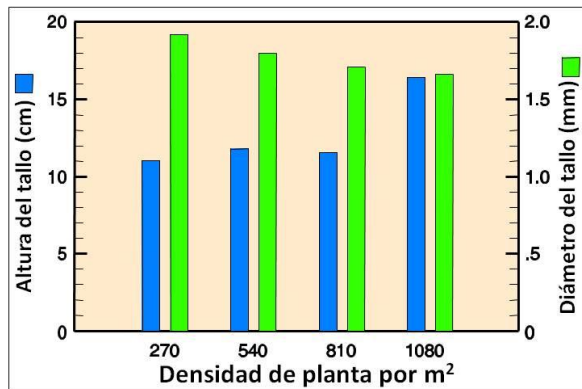


Figura 7.2.2 Cuando las plantas crecen en el mismo volumen de contenedor pero en diferente densidad, la altura del tallo se incrementa cuando el espaciamiento se cierra, mientras que el diámetro del tallo disminuye (modificado de Timmis y Tanaka, 1976).

Diámetro del tallo (“calibre”). El diámetro del tallo se mide comúnmente utilizando un pequeño vernier, en el cuello de la raíz, donde el tallo se une al sistema radical. El diámetro del cuello de la raíz, o diámetro del tallo, se reporta siempre en milímetros (mm). Una gran cantidad de estudios muestran que el diámetro del tallo es el mejor predictor del desempeño de la plantación y por lo tanto, de la calidad de la planta. En plantas de *Picea engelmannii* producidas en contenedor, que fueron establecidas en sitios elevados de Utah con diferentes diámetros de tallo, la supervivencia después de dos estaciones de crecimiento estuvo fuertemente correlacionada con el diámetro inicial del tallo (Figura 7.2.3B). Esta

información fue usada para desarrollar estándares de calidad; en este caso, las plantas con diámetros de tallo \geq a 2.5 mm fueron entregables, no así aquellas con un diámetro menor (Hines y Long, 1986). Por supuesto, esta relación varía con las condiciones del sitio de plantación, por lo cual, los estándares de calidad deberán ser desarrollados para cada especie y para diferentes condiciones de plantación.

Altura del tallo. La altura es la distancia desde el cuello de la raíz a la punta de la yema terminal. Comúnmente se reporta en milímetros o centímetros, aunque en los Estados Unidos es común que se reporte en pulgadas (in). Esto genera una situación peculiar, donde las plantas se caracterizan utilizando ambos sistemas de medición (inglés y métrico); por ejemplo, una planta con un tallo de 12 in de altura con 5 mm de diámetro del tallo. La altura está correlacionada con el número de acículas (agujas) en el tallo y es, por lo tanto, un buen estimador de la capacidad fotosintética y área de transpiración.

Cepellones “enredados”. Es un hecho que por décadas, un excesivo crecimiento de la raíz ha sido considerado como un aspecto de calidad, sin embargo, hasta el momento no se ha desarrollado un índice morfológico o sistema de clasificación. La producción que presenta cepellones “enredados” puede ser definida

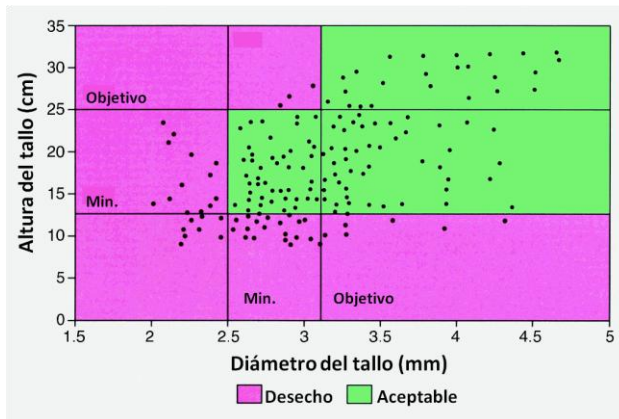
como las plantas que han crecido en exceso para el tamaño de su contenedor, lo que provoca un sistema radical enredado (Figura 7.2.4A). Desde el punto de vista de calidad, esta condición reduce la supervivencia o crecimiento de la planta una vez establecida en campo (South y Mitchell, 2006). Varios estudios han relacionado lo enredado de las raíces del cepellón, con el periodo de tiempo que la planta ha permanecido en el contenedor. Por lo general a mayor tamaño del contenedor, mayor será el tiempo en el que pueda presentarse un problema de raíz “enredada”. Sin embargo, el tiempo por sí sólo realmente no es útil, dado que el crecimiento de la raíz también se ve afectado por las prácticas culturales en el vivero. Las especies con rápido crecimiento en un vivero llegan a presentar anudamiento de su raíz más rápidamente que estas mismas especies creciendo más lentamente en otro vivero. De manera similar, especies producidas en contenedores grandes, a las cuales se les han suministrado cantidades importantes de fertilizantes, pueden llegar a formar cepellones con raíces enredadas tan rápido, como aquellas especies producidas en contenedores más pequeños y con una menor cantidad de fertilizantes.

Cuando se han producido plantas en el mismo volumen de contenedor, la supervivencia en la

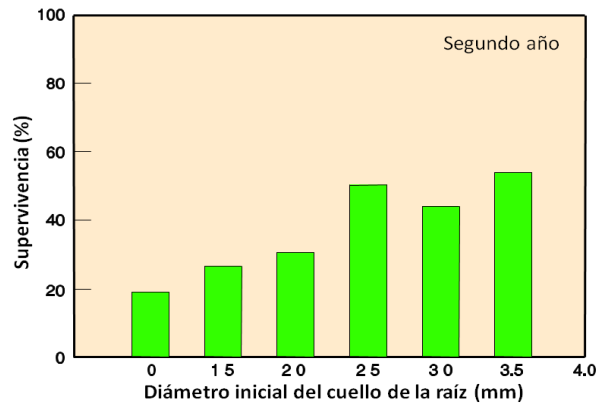
plantación ha mostrado una reducción después de que fue excedido el diámetro óptimo del cuello de la raíz (Figura 7.2.4B). South y Michel (2006) propusieron un “índice de anudamiento de la raíz”, basado en el diámetro del cuello de la raíz, dividido por el diámetro del contenedor o por el volumen, el cual puede ser calculado para cada tipo de contenedor. Sin embargo, desde un punto de vista operativo, el establecimiento de un diámetro máximo del tallo, junto con una evaluación visual del enrollamiento de la raíz, puede ser el sistema más práctico de desecho de las plantas.

Otros índices morfológicos. Diversos criterios morfológicos adicionales, tales como la biomasa, relación tallo-raíz, robustez y apariencia, han sido utilizados para describir una planta de calidad.

La biomasa puede ser determinada usando los métodos del volumen o del peso seco. Tallos y raíces son comúnmente pesados de forma separada. El peso seco de estas plantas se determina limpiando sus tallos y raíces, secándolos en un horno y finalmente procediendo a su pesaje. El volumen es determinado mediante el desplazamiento de agua (Burdet, 1979; Harrington *et al.*, 1994).



A

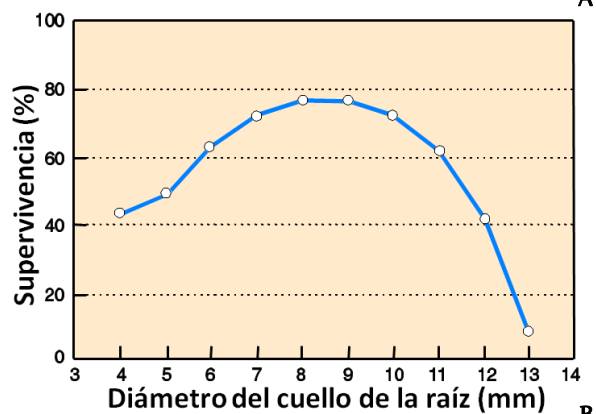


B

Figura 7.2.3 La altura del tallo y diámetro del cuello de la raíz son los criterios de clasificación más comunes en los viveros que producen en contenedor (A), aunque el diámetro del tallo ha demostrado ser el mejor indicador morfológico de calidad de planta. Cuando una producción en contenedor de la especie *Picea engelmannii* fue establecida en campo, aquellas plantas con diámetros mayores a 2.5 mm, tuvieron un desempeño superior que aquellas de menor diámetro, después del segundo año (B, modificado de Hines y Long, 1986).



A



B

Figura 7.2.4. Plantas producidas en contenedor que han crecido demasiado alto en la misma cavidad, llegan a generar raíces “enredadas” lo cual reduce fuertemente su calidad (A). Para ciertas especies y tamaño de contenedor existe un diámetro del tallo óptimo que puede ser utilizado para la clasificación de plantas con raíces “enredadas”; esta gráfica fue desarrollada para *Pinus palustris* (B) (B, modificada de South y Mitchell, 2006).

Relación tallo-raíz (T/R): es la relación del peso seco o volumen del tallo con el peso seco o

volumen del sistema radical, y proporciona un indicador del “balance” de la planta. Cuando la relación T/R es “1”, el tamaño de la masa radical es igual al tamaño de la masa del tallo. Sin embargo, comúnmente la relación es mayor a 1, dado que el tamaño del tallo con frecuencia supera al sistema radical. Un índice de relación T/R menor a 2.5 es el valor comúnmente considerado como el más deseable. El índice de robustez se calcula dividiendo la altura del tallo (cm) entre el diámetro (mm). Este intenta generar la idea de la “robustez” (valor bajo), en contraste con la “esbeltez” (valor alto). Este índice ha encontrado un uso particular en la producción en contenedores, la cual puede llegar a tener crecimientos altos y delgados cuando se crece a altas densidades y/o bajo condiciones de escasa luminosidad. El color, forma y daño deben también considerarse cuando se evalúa la calidad morfológica. El color del follaje es un indicador genérico de la calidad de la planta, y puede variar por especies y época del año. Un follaje amarillento, café o verde pálido indica un bajo vigor y/o contenido de clorofila, que aquel follaje con un color verde oscuro. El follaje de algunas especies se torna morado durante la dormancia del invierno, pero esto no es considerado un diagnóstico (Ver sección 7.2.5.1). Cuando se evalúa la calidad morfológica, la existencia de múltiples tallos o su doblez, deformación de la raíz y dureza de raíces secundarias, daño físico o cualquier otra característica evidente que pueda afectar el desempeño de la planta, son también factores importantes de observar. Un estudio único pero muy completo sobre la producción en contenedor de *Pinus pinea*, midió diferentes características morfológicas. El mejor indicador individual de la calidad de la planta fue la **relación de la profundidad del contenedor con el diámetro del tallo**, arrojando una planta objetivo con un valor de 4 (Domínguez-Lerena *et al.*, 2006).

7.2.3.3 Efecto del tamaño del contenedor en el desempeño de la plantación.

El principal objetivo de medir los rasgos morfológicos de las plantas es el de predecir su desempeño una vez establecidas en campo, específicamente su supervivencia y crecimiento.

En este sentido, ¿Qué rasgos o conjunto de rasgos tienen el mayor efecto positivo en el desempeño de la planta? La sabiduría convencional es que lo mayor es mejor que lo menor. Cuando todos los demás factores son iguales, las plantas de mayor tamaño con un diámetro del tallo proporcional al sistema radical, normalmente presentan una alta supervivencia y mayor desarrollo que plantas pequeñas, o plantas con un sistema radical pobre. En términos generales, la supervivencia de la planta está mayormente relacionada con el diámetro del tallo, mientras que el crecimiento del tallo después de la plantación depende más de la altura inicial de la planta (Arnott y Beddows, 1982).

Como se discutió en el Capítulo 7.1, la supervivencia y el crecimiento también dependen fuertemente de las condiciones ambientales en el sitio de plantación. Después de revisar la literatura sobre el tamaño del contenedor y su desempeño, Grossnickle (2005) concluyó que una planta “grande” tuvo un mejor desempeño que las plantas “pequeñas” en sitios húmedos donde la competencia vegetativa fue severa. Contrariamente, las plantas pequeñas resultaron mejores en sitios propensos al estrés hídrico. En sitios con una fuerte competencia vegetativa, la capacidad de la planta para alcanzar y transformar la luz solar, determinan fuertemente su supervivencia y crecimiento. Por lo tanto, plantas más altas y ramificadas con una gran superficie fotosintética, tienen una ventaja sobre las plantas pequeñas que tienden a ser sombreadas por la competencia de la vegetación. Por ejemplo, plantas grandes de *Picea glauca* establecidas en los bosques boreales de la Columbia Británica, resultaron mejor preparadas para la competencia, que las

plantas pequeñas (McMinn, 1982). De forma similar, las plantas de *Pseudotsuga menziesii*, *Tsuga heterophylla* y *Picea sitchensis* producidas en contenedores grandes, mostraron un mayor crecimiento en altura después de su plantación en sitios costeros de la Columbia Británica, en comparación con las plantas producidas en contenedores pequeños (Arnott y Beddows, 1982). En un estudio en Quebec, plantas grandes de *Picea* crecieron mejor que aquellas más pequeñas, en sitios que presentan un aporte equilibrado de humedad y con una fuerte competencia vegetal (Figura 7.2.5). Plantas grandes con tallos gruesos tienen un mejor desempeño en sitios que presentan pastoreo y fuertes nevadas, tal como se muestra en las plantas *Picea engelmannii* (Hines y Long, 1986).

Lo anterior es contrastante en sitios de plantación donde las condiciones cálidas y secas provocan una alta demanda evapotranspiracional. Aquí la ventaja es con plantas que tienen una superficie transpiracional relativamente pequeña en relación con un sistema de absorción radical grande. Bajo estas condiciones, las plantas producidas en vivero con un tallo grande y un sistema radical pequeño (relación T/R alta) presentan una desventaja, dado que transpiran más rápido que de lo que pueden absorber agua desde el suelo. Para estos sitios con alto estrés, se recomienda el uso de contenedores de mayor volumen, con una baja densidad de producción (mayor espaciado entre cavidades) lo cual producirá plantas con tallos pequeños y diámetros gruesos del tallo (Grossnickle, 2005).

Planta cultivada en minicontenedores y denominada como trasplantes, es un sistema que se utiliza para la producción de grandes cantidades de planta, en un tiempo muy corto (Landis, 2007). Los productores siembran en los mini-contenedores [una cavidad de producción aproximada de 16 cm³ (1 in³)] dentro del invernadero durante mediados del invierno, para que dicha planta en pocos meses pueda ser trasplantada a contenedores de mayor volumen y espaciado, para a su vez,

éstos sean movidos a áreas de crecimiento a cielo abierto, o a camas de crecimiento del sistema a raíz desnuda. Este esquema de trasplante denominado como “cepellón + cepellón” ha probado ser el sistema de producción más popular para los sitios de plantación cálidos y secos (Figura 7.2.6).

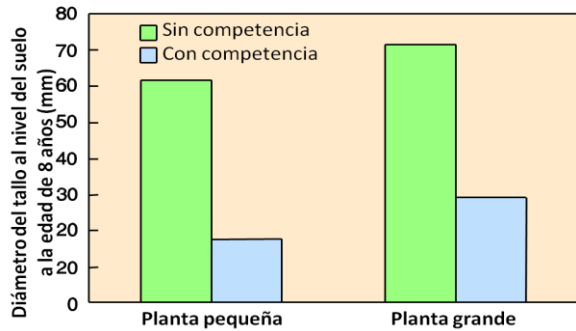
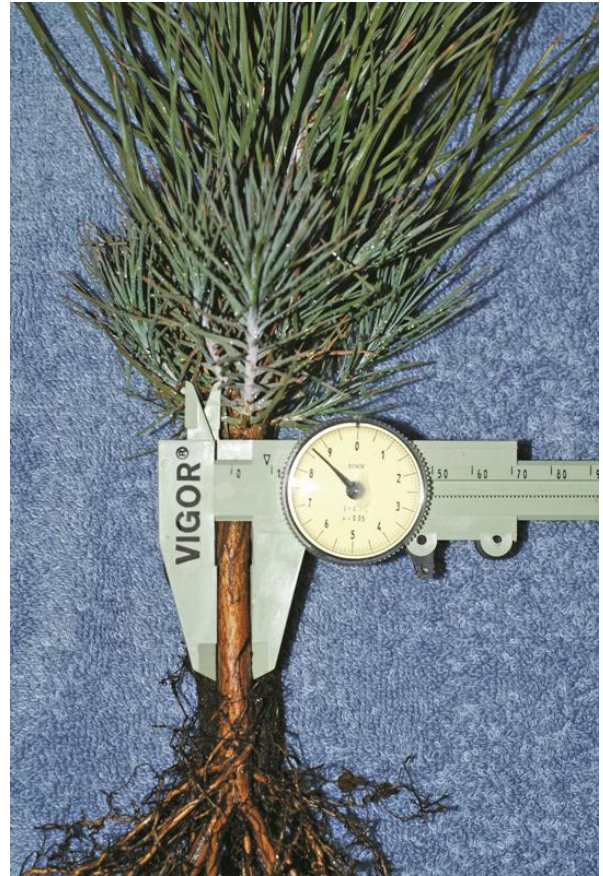


Figura 7.2.5 Plantas grandes de *Picea mariana* y *P. glauca* producidas en contenedor, superaron a las plantas pequeñas cuando fueron medidas 8 años después de su plantación, en el sureste de Quebec (Modificado de Thiffault, 2004).



A



B

Figura 7.2.6 Para sitios cálidos y secos, las plantas de *Pinus jeffreyi* “Cepellón + 1” tienen una morfología ideal – plantas pequeñas (A) con un diámetro de tallo grande y una raíz fibrosa (B).

Aunque existe poca investigación sobre especies latifoliadas (madera dura), una revisión realizada por Wilson y Jacobs (2006) observaron que, cómo con las coníferas, la altura y el diámetro del tallo son los criterios de clasificación más comúnmente utilizados para las latifoliadas, siendo el diámetro del tallo el que ha proporcionado las proyecciones más consistentes del desempeño de la planta en el campo.

7.2.3.4 Atributos morfológicos: resumen

La altura del tallo y el diámetro del cuello de la raíz (también denominado diámetro del tallo), son los rasgos morfológicos más frecuentemente medidos y los criterios de clasificación más comunes. Los atributos morfológicos son fácilmente evaluados y no se

modificarán de manera significativa durante la etapa de cosecha, hasta el proceso de plantación. Casi todos los rasgos morfológicos son un reflejo del volumen del contenedor y/o la densidad de crecimiento; contenedores con volúmenes grandes y densidades bajas de crecimiento, promueven el desarrollo de plantas de tallas grandes.

Efectos de la morfología en el desempeño de la producción en contenedor, es similar a aquella realizada a raíz desnuda:

- El diámetro inicial del tallo tiende a estar correlacionado con la supervivencia.
- La altura inicial tiende a estar correlacionada con el crecimiento del tallo.
- Los rasgos morfológicos pueden interactuar. Por ejemplo, el diámetro del tallo puede influir en la supervivencia de la planta que tiene un sistema radical pobre, aunque no en aquellas con un buen sistema radical.
- Planta de mayor tamaño generalmente crece mejor que la de menor tamaño, aunque esto también depende de las condiciones del sitio de plantación.
- Planta grande con un tallo grueso y rígido, y con una superficie fotosintética grande, es mejor para sitios que presentan competencia vegetal, pastoreo o fuertes nevadas.
- Planta pequeña con tallos gruesos y rígidos, y un sistema radical extenso, es mejor para sitios secos.

Como fue discutido con anterioridad los rasgos fisiológicos de la planta producida en vivero, difiere significativamente de las características morfológicas, que por lo general son invisibles y cambian constantemente, y en algunos casos de forma dramática durante el periodo de la cosecha hasta su plantación, y además deben ser medidas con equipo de laboratorio.

La mayoría de las pruebas de calidad basadas en la fisiología miden sólo la funcionalidad de la planta, tal como la tolerancia al frío, el nivel hídrico, o la eficiencia fotosintética. Esto es útil para imaginar una calidad de planta en capas:

las características morfológicas son la capa base, mientras que los rasgos fisiológicos son la segunda capa. Un lote de plantas puede tener una altura y diámetro del tallo ideales, pero los rasgos morfológicos por si solos son insuficientes para garantizar una alta calidad. Las pruebas fisiológicas son requeridas para proporcionar una panorámica más completa.

En la siguiente sección se discutirán cuatro pruebas de calidad fisiológica: estrés hídrico de la planta, resistencia al frío, pérdida de electrolitos de la raíz y fluorescencia de la clorofila.

7.2.4 Atributos fisiológicos

7.2.4.1 Estrés hídrico de la planta (EHP)

El estrés hídrico de la planta o EHP es una de las pruebas más viejas y más comúnmente utilizadas para medir la calidad. Su popularidad descansa en su simplicidad y robustez, y el hecho de que el equipo para medir el EHP es relativamente barato, intuitivo y portable. Aunque las mediciones del EHP son fáciles de realizar, su interpretación puede ser más difícil.

¿Qué es el EHP? Sin un suministro estable de agua de buena calidad, las plantas cesarán su crecimiento y eventualmente morirán. La cantidad de agua requerida para cumplir con los requerimientos metabólicos básicos de la planta, es muy baja. Durante la fotosíntesis, el dióxido de carbono atmosférico (CO₂) se difunde en las hojas a través de los estomas y, una vez dentro de la hoja, este CO₂ es transformado en azúcares. La fotosíntesis es, sin embargo, un proceso “con fugas”, ya que mientras el CO₂ es absorbido por las hojas, el agua es liberada al exterior – esta pérdida de agua es llamada transpiración. Las plantas pueden reducir la transpiración mediante el cierre de los estomas, pero esto impide la fotosíntesis. Por ello, las plantas para poder crecer deberán transpirar grandes cantidades de agua.

La transpiración genera una tensión (o estrés), la cual debido a la alta cohesión hídrica, es transmitida a través del tejido vascular desde el envés de la hoja, a través del tallo y de aquí hasta las raíces. Durante el día, cuando los estomas están abiertos, la transpiración comúnmente supera a la capacidad de la planta para extraer agua desde el suelo. Por lo tanto, durante el día las plantas siempre presentan algún grado de estrés hídrico. Este estrés es perfectamente normal y no es dañino, a menos que alcance altos niveles por un periodo prolongado de tiempo.

En términos muy simples el EHP puede ser modelado como:

$$\text{EHP} = \text{A} - \text{T} + \text{S}$$

Donde

A: absorción del agua del suelo.

T: pérdida transpiracional.

S: almacenamiento de agua en el tallo y raíces, la cual es despreciable en las plántulas pero muy importantes en árboles de gran tamaño. Durante el día, T casi siempre supera a A.

Potencial hídrico. La forma más precisa de modelar el estado hídrico de las plantas es la aproximación termodinámica, la cual se basa en el potencial hídrico y que es representada por la letra griega psi (ψ). El potencial hídrico total (ψ_w) es una medida de la energía libre o potencial química del agua. En las plantas, ψ_w es la suma de dos componentes potenciales: el potencial de presión (ψ_p), la cual puede ser tanto positiva como negativa, y el potencial osmótico (ψ_o), el cual es siempre negativo:

$$\psi_w = \psi_p + \psi_o$$

Los potenciales son expresados en unidades de presión y aunque los Mega Pascales (MPa) son la unidad oficial en el sistema internacional (SI), los bares son más comúnmente utilizados por el personal de viveros y reforestación. Por definición, el ψ_w del agua pura a una temperatura y presión estándar es de 0 bares, o de 0 MPa. $\psi_p + \psi_o$ cambian constantemente, como la transpiración y la ósmosis debido al movimiento del agua a través de las membranas, al interior o exterior de las células y debido al flujo transpiracional.

Los componentes del potencial hídrico tienen diferentes propiedades, dependiendo de la ubicación del agua al interior de los tejidos de la planta. El agua es contenida dentro de las membranas de las células como parte del simplasto, y fuera de las membranas celulares, como parte del apoplasto. En el apoplasto, el

agua está casi siempre bajo tensión hidrostática debido a la atracción transpiracional, por lo cual el potencial de presión (ψ_P) es siempre negativo (Cuadro 7.2.2). Sin embargo, en el simplasto ψ_P es normalmente positivo debido a la presión de la turgencia que ejercen las células de las membranas y paredes en los contenidos de la célula. La excepción puede ser una célula que ha perdido toda su turgencia (marchitadas), en cuyo caso $\psi_P = 0$. Esto es comúnmente llamado el “punto de turgencia cero”, el cual será discutido posteriormente. El componente osmótico (ψ_O) es normalmente cercano a cero en el apoplasto, mientras que en el simplasto ψ_O es siempre negativo debido a los efectos de los solutos disueltos (iones) en las células (Cuadro 7.2.2). Estos componentes potenciales cambian continuamente conforme se mueve el agua a través de las membranas celulares, debido a la osmosis o a la salida de la planta debido a la transpiración. Ya que ψ_w es la suma de estos dos componentes, casi siempre será negativo y la planta casi siempre estará con un bajo nivel de déficit de agua o estrés.

La interacción de estos componentes potenciales en el simplasto puede ser visualizada mediante un diagrama de Höfler (Figura 7.2.7). En el eje de las X se representa el contenido hídrico de las células expresado como un porcentaje de una turgencia plena. El eje de las Y proporciona los componentes potenciales. En una hidratación total (A en la Figura 7.2.7), las plantas son turgentes y la presión de turgencia positiva de las paredes celulares (ψ_P) equilibra el potencial osmótico

negativo (ψ_O) de los contenidos de la célula. En este punto, $\psi_w = 0$ MPa. A medida que las células pierden agua, ψ_P cae y la concentración de solutos en las células se incrementa.

Lo anterior provoca que ψ_O disminuya por lo cual ψ_w también caerá. Cuando ψ_P alcanza 0 MPa (B en la Figura 7.2.7) las células se colapsan y la planta se marchita. El valor de ψ_w en el cual esto ocurre es conocido como “el punto de turgencia cero” o, como es más comúnmente conocido, el “punto de marchitamiento permanente” (C en la Figura 7.2.7).

Unidades del potencial hídrico. La terminología del potencial hídrico termodinámico (Slatyer, 1967) algunas veces ha generado algún tipo de complicaciones a los productores, ya que los valores negativos son difíciles de visualizar y complicados de manipular algebraicamente. Por esta razón el potencial hídrico es comúnmente expresado como un valor positivo y es llamado “Estrés Hídrico de la Planta” (EHP). Estos valores pueden ser fácilmente convertidos dado que -1.0 MPa es igual a 10 bares. Esta relación y algunos ejemplos se muestran en el Cuadro 7.2.3. Por ejemplo, un valor de EHP de 10 bares indica un nivel “moderado” de estrés y es equivalente a ψ_w de -1.0 MPa. Sin embargo, desde un punto de vista teórico, la terminología termodinámica es útil debido a que es consistente a través del continuo suelo-planta-atmósfera (Figura 7.2.8).

Cuadro. 7.2.2 Propiedades de los componentes potenciales del agua, en el simplasto y apoplasto.

Componente potencial	Apoplasto (exterior de las células)	Simplasto (interior de las células)
Potencial de presión (ψ_P)	Siempre negativo	Generalmente positivo, cero en marchitez
Potencial osmótico (ψ_O)	En términos generales negativo	ligeramente Siempre negativo
Potencial hídrico (ψ_w)	Siempre negativo	Variable

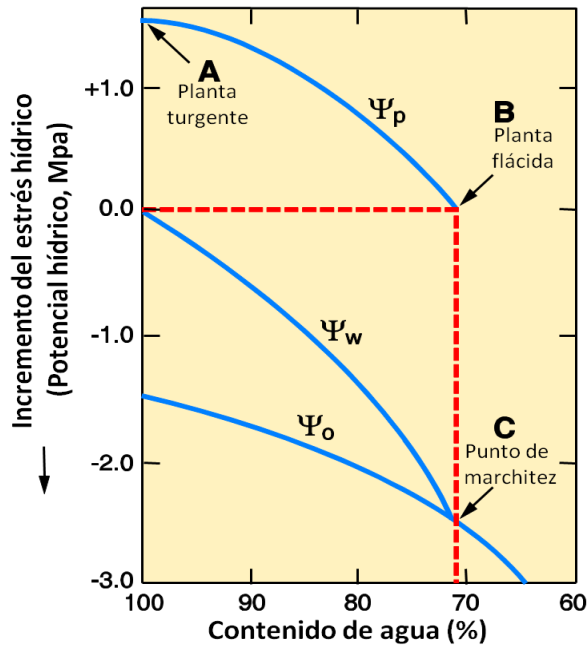


Figura 7.2.7 Las interrelaciones entre el potencial hídrico de la planta (ψ_w) y sus componentes, el potencial osmótico (ψ_o) y el potencial de presión (ψ_p) se modifican en el rango del contenido de agua de las plantas, desde una planta turgente (A) hasta el punto de marchitamiento permanente – PMP (C). (modificado de Ritchie, 1984b).

Patrones diurnos del potencial hídrico de la planta. Como se ha venido mencionando, el ψ_w es dinámico y esto afecta su utilidad como un indicador de la calidad de la planta. Considere, por ejemplo una planta producida en contenedor cuyo sustrato se encuentra a capacidad de campo. Con la luz del día, los estomas se abren y el bajo contenido de humedad (alto déficit de presión de vapor) extrae el agua de las hojas. Esto crea un desbalance entre la transpiración y la absorción de agua, dando como resultado que a la mitad del día se presente un EHP (el ψ_w decrece). Durante la noche, los estomas tienden a cerrarse, la humedad relativa se incrementa a valores cercanos al 100% y la transpiración cesa. El ψ_w negativo en la planta “jala” el agua desde el suelo o sustrato, corrigiendo de este modo el estrés. A la mañana siguiente, antes de amanecer, el ψ_w alcanza un equilibrio dinámico con el potencial hídrico del suelo ($\psi_w = \psi_{\text{suelo}}$).

Si no se riega el contenedor, el sustrato se secará y el estrés antes del amanecer y del medio día se incrementará diariamente, como respuesta a un decremento del ψ_{suelo} . Después de varios días, la planta cerrará sus estomas durante el medio día a fin de retardar la transpiración. Lo anterior puede observarse durante los días 4 y 5 en la Figura 7.2.9, lo que dará como resultado un EHP moderado del medio día. Eventualmente, el ψ_{suelo} tenderá a ser muy negativo de forma tal que la planta sea incapaz de mantener el equilibrio durante la noche. A lo largo de este tiempo, el estrés del medio día continuará incrementándose. Cuando se irriga el cultivo, el sistema retornará al estado inicial definido como Día 1, a menos que la planta haya sufrido daños irreversibles, derivado de un alto nivel del EHP.

Cuadro 7.2.3 Comparación de las unidades y términos utilizados en el potencial hídrico de la planta (PHP) y el estrés hídrico de la planta (EHP) (modificado de Landis *et al.*, 1989).

Potencial Hídrico de la Planta (Mpa)	Estrés Hídrico de la Planta (bares)	Clasificación relativa del Estrés Hídrico	Condición de la humedad relativa
0.0	0.0	Muy bajo	Húmedo
-0.5	5.0	Bajo	
-1.0	10.0	Moderado	
-1.5	15.0	Alto	
-2.0	20.0	Alto	
-2.5	25.0	Muy alto	
			Seco

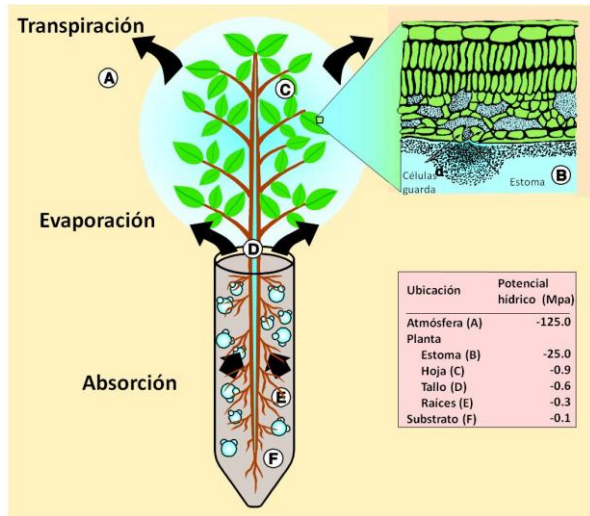


Figura 7.2.8 El agua es succionada a lo largo de un gradiente de potencial hídrico que es conducido por la evapotranspiración, desde niveles altos (menos negativos) en el substrato, a través de la planta, hasta niveles bajos (más negativos) en el aire circundante (modificado de McDonald y Running, 1979).

Hay que tener en cuenta que para realizar un seguimiento de los niveles de estrés hídrico, tanto en la planta como en el substrato, como se muestra en la Figura 7.2.9, existe una ventaja de utilizar unidades de potencial hídrico antes que el EHP, el cual sólo refleja el estrés.

Medición del potencial hídrico de la planta.

A lo largo de los años, a medida que los fisiólogos vegetales han venido trabajando en el entendimiento de la relación dinámica del agua en las plantas, se han realizado muchos intentos para desarrollar métodos de medición del ψ_w (Lopushinsky, 1990). El desarrollo más significativo desde que los viveros han venido operando, es la invención de la “**Cámara de Presión Scholander**” (Scholander *et al.*, 1965), la cual está basada en una antigua cámara de presión de vidrio, ideada por Dixon (1914). Wareing y Cleary (1967) modificaron la cámara para árboles y plantas y bosquejaron procedimientos básicos de medición.

La cámara de presión moderna consta de un recipiente metálico conectado a una fuente de gas de nitrógeno, a través de un regulador de presión. Para medir el estrés hídrico de la

planta, se corta el tallo y se inserta a través de una goma o junta de compresión. Un nuevo modelo de una cámara de presión de la *PMS Instrument Company* viene equipada con una “goma” en lugar de una tapa, lo cual mejora grandemente la velocidad y precisión de las mediciones. Posteriormente éste es sellado en un hoyo con la tapa de la cámara con el follaje dentro de la cámara y con el tallo sobresaliendo (Figura 7.2.10). El gas nitrógeno es lentamente liberado dentro de la cámara, mientras que el corte del tallo es observado muy de cerca. Cuando aparece una pequeña gota de agua al final del tallo, la presión de la cámara debe registrarse. La presión requerida de gas para forzar el agua a la superficie es igual al estrés hídrico de la planta. Para mayor detalle de la descripción teórica y de la guía del procedimiento, consultar a Ritchie y Hinckley (1975).

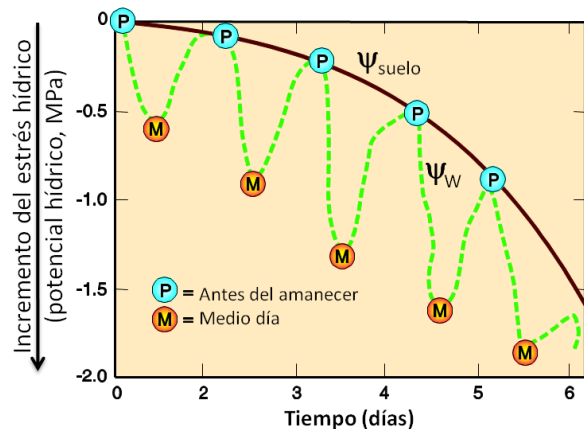


Figura 7.2.9 Para una planta creciendo en un contenedor que no es irrigado, el potencial hídrico de la planta (ψ_w) eventualmente decrece a medida de que el substrato (ψ_{suelo}) se seca (modificado de Slatyer, 1967).

La cámara de presión es una técnica estandarizada que ha sido utilizada para medir el EHP en los viveros forestales, en los sitios de plantación y en los laboratorios donde se realiza investigación con plantas. Por ejemplo, el vivero J.H. Stone del Servicio Forestal del Departamento de Agricultura de los Estados Unidos, en Central Point, Óregon, utiliza las cámaras de presión para medir el EHP para elaborar la programación del riego en el sistema a raíz desnuda, así como para detectar

niveles peligrosos del EHP durante las actividades de extracción y empaqueo de la planta (JH Stone Nursery, 1996).

Las cámaras de presión (conocidas también como bombas de presión) y los suministros están disponibles en:

PMS Instrument Company
1725 Geary Street SE
Albany, OR 97322 USA
Teléfono: 541-7042299
Fax: 541-7042388
Correo-E: info@pmsinstrument.com
Sitio web: www.pmsinstrument.com

o

Soil Moisture Equipment Corporation
Santa Barbara, CA.
Tel.: 805-964-3512 ext. 248
Correo-E: alle@soilmoisture.com
Sitio Web: <http://www.soilmoisture.com/>

Interpretación de los valores del EHP. Las mediciones del EHP han sido utilizadas de manera extensa en la fisiología de las plantas e investigaciones ecológicas dado que son confiables, fáciles de obtener, y su relación con la fisiología de la planta es fácil de demostrar. Por ejemplo, cuando una planta de *Picea glauca* producida en contenedor fue sometida a un estrés hídrico extenso, los estomas se cerraron y la fotosíntesis se detuvo de manera abrupta a los -2 MPa (20 bares) (Figura 7.2.11). A menos que el estrés sea evitado, el crecimiento de la planta se limitará, e incluso puede morir.

Desafortunadamente la relación entre las lecturas del EHP y la calidad de planta, no siempre resulta sencillo como se quisiera. Esto es debido en parte porque el EHP, como una estimación del ψ_w que considera diversas variables en una lectura, y por lo tanto, se pierde mucha información. Además, dado que los componentes del potencial hídrico cambian de manera estacional, un valor de EHP dado puede tener una interpretación diferente si se toma en primavera en lugar del invierno. Por ejemplo, en la Figura 7.2.12 se muestra como el “punto de turgencia cero” se modifica

estacionalmente en las raíces y tallos de las plantas de *Pseudotsuga menziessii* (Ritchie y Shula, 1984). Observando los mismos valores del tallo, una lectura del EHP de -2.5 MPa (25 bares) puede ser un valor potencialmente letal si se toma en abril, porque es un valor cercano al punto de turgencia cero. Pero el mismo valor si es medido en enero, puede ser de poca preocupación. Por otra parte, un sistema radical con un EHP cercano a -2 MPa (20 bares) será sospechoso durante la mayor parte del año.

Tal como se ilustra en la Figura 7.2.9, el EHP puede variar bruscamente durante el día, y de día a día. Los valores del EHP durante el día, pueden fluctuar ampliamente en días con viento e intermitente radiación solar, proporcionando breves valores “instantáneos” del EHP, lo cuales tiene poco valor como un diagnóstico. Probablemente, el valor más útil del EHP es aquel conocido como el “EHP antes del amanecer”. Este es el EHP que se presenta justo antes de la salida del sol, cuando el ψ_w está en equilibrio dinámico con el ψ_{suelo} (Figura 7.2.9), y proporciona una estimación del estrés mínimo que la planta puede experimentar ese día. Si este valor mínimo es alto, este puede ser motivo de preocupación. Con estas advertencias en mente, se sugieren algunas guías para la interpretación de las mediciones del EHP antes del amanecer, y cómo éstas se relacionan con el crecimiento de la planta y sus implicaciones culturales (Cuadro 7.2.4).

¿Es el EHP un indicador de calidad de la planta? Como fue señalado por Lopushinsky (1990), los indicadores de calidad de planta más comúnmente usados (potencial de crecimiento radical, resistencia al daño por frío, resistencia al estrés, e intensidad de la dormancia) no están correlacionadas con el EHP. Por lo tanto, el EHP no debe ser usado como un indicador representativo de cualquiera de ellos. Entonces, ¿puede el EHP por sí solo ser útil como un indicador de calidad?

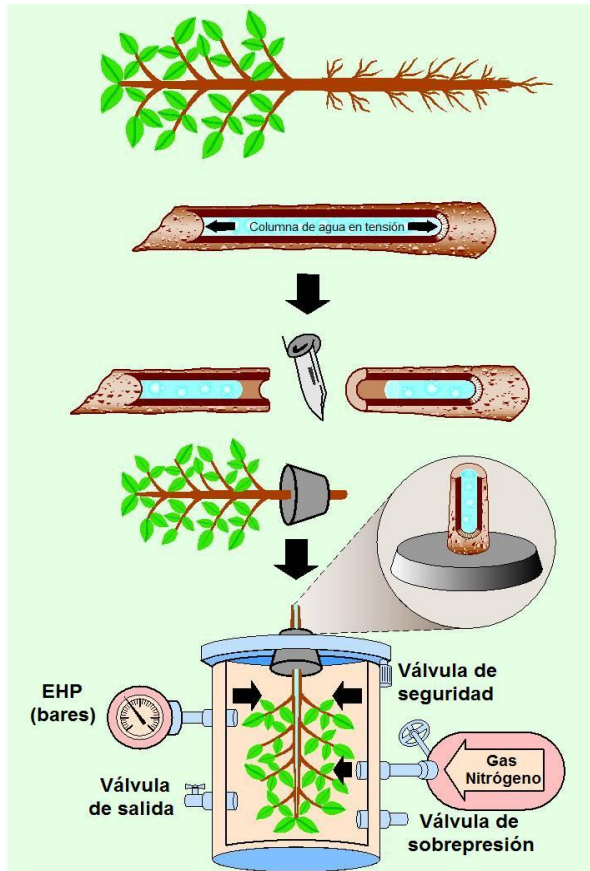


Figura 7.2.10 Cómo medir el estrés hídrico de la planta (EHP) con una cámara de presión. El tallo de la planta es cortado y una de las puntas se introduce a través de un hoyo en el centro de un tapón de hule, el cual es posteriormente insertado en la tapa de la cámara. El gas nitrógeno es introducido lentamente dentro de la cámara hasta que una gota de agua es forzada hacia la superficie del tallo cortado. La medición de presión a la cual esto se presenta es igual y opuesta a la fuerza que retiene el agua en el tallo, y es conocido como el EHP.

Cuadro 7.2.4 Respuesta del crecimiento e implicaciones culturales de inducir el estrés hídrico en plantas de coníferas en los viveros del noroeste de los Estados Unidos (modificado de Landis *et al.*, 1989)

Valor del EHP antes del amanecer (bares)	Nivel del estrés hídrico	Respuesta de la planta e implicaciones culturales
0 a 5	Ligero	Rápido crecimiento
5 a 10	Moderado	Reducción del crecimiento La mejor para lignificación
10 a 15	Alto	Crecimiento restringido. La lignificación puede ser variable.
15 a 25	Severo	Daño potencial
> 25	Extremo	Daño o muerte

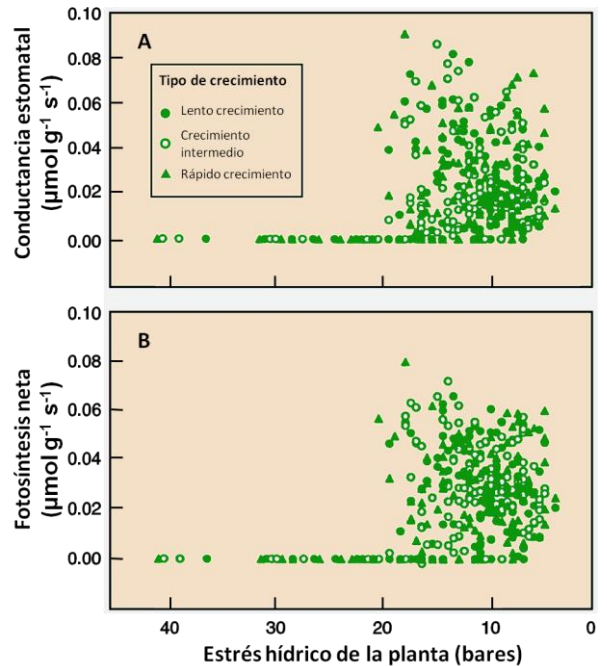


Figura 7.2.11 El estrés hídrico de la planta puede proporcionar una visión instantánea del estado hídrico de la producción en el vivero. Cuando se colocaron diferentes procedencias de plantas de *Picea glauca* bajo un incremento del estrés hídrico, se presentó el cierre de estomas (A) y todo el proceso fotosintético se detuvo cuando se alcanzaron los -2 MPa (B) (Modificado de Bigras, 2005).

En nuestra opinión, el EHP refleja la calidad sólo cuando el estrés es moderadamente alto, y mantenido durante varios días. Por ejemplo, la producción de un vivero con valores de EHP antes del amanecer en un rango de -1.5 a -2.5 MPa (15 a 25 bares) está bajo un severo estrés (Cuadro 7.2.4), especialmente si estas lecturas persisten después del riego. Se puede resaltar además que las plantas muertas exhiben valores muy bajos de EHP dado que las raíces muertas mantienen la capacidad de absorber agua. Así, valores bajos de EHP no necesariamente son indicativos de una producción sana.

El EHP es también usado de manera operacional para dar seguimiento de las condiciones de la planta durante el proceso de cosecha - plantación. Por ejemplo, la producción que tuvo un valor del potencial hídrico de la planta (EHP) o, digamos, de -1.0 MPa (10 bares), que sale del almacenamiento

refrigerado, puede ciertamente ser motivo de preocupación. De la misma forma, la producción en un vivero debe tener bajos valores de EHP previo a la plantación, ya que valores altos indican un sobrecalentamiento o exposición de la planta al sol o al viento.

También se deberá considerar que todas las investigaciones se han realizado con coníferas. La utilización de EHP para predecir el desempeño de caducifolias de madera dura, también muestran ser una promesa, aunque Wilson y Jacobs (2006) determinaron que se requiere de mucho trabajo para determinar los valores críticos del EHP para dichas especies.

El EHP como una panorámica del estado hídrico de la planta. El hecho de que el EHP no siempre es un buen valor de predicción de la calidad de la planta, no debe interpretarse como que su monitoreo sea una pérdida de tiempo. Las cámaras de presión deben ser utilizadas para verificar el estado hídrico de las plantas, en diferentes momentos durante la producción en el vivero. El uso de las lecturas del EHP antes del amanecer para afinar las prácticas de riego en el vivero, es una buena idea, dado que las mediciones de presión de la cámara son una forma fácil de saber realmente, el estado hídrico de las plantas en un tiempo determinado.

La medición del EHP durante la cosecha puede alertar a los viveristas de condiciones peligrosas de sequedad o excesiva exposición de la planta (MacDonald y Running, 1979). El EHP puede también ser utilizado para verificar las condiciones de humedad de la planta, previo a su salida a campo. Por ejemplo, se encontró una fuerte relación entre las lecturas tomadas del EHP, previo a la salida de las plantas de *Pinus radiata* al campo, y el potencial de crecimiento de la raíz (PCR)(Mena-Petite *et al.*, 2001)(Figura 7.2.13).

Estrés hídrico de la planta: resumen. Las plantas normalmente pierden agua más rápidamente a través de la transpiración, que la que pueden absorber desde el suelo, por lo cual casi siempre se encuentran en algún nivel de

estrés hídrico, comúnmente conocido como Estrés Hídrico de la Planta (EHP). El EHP está linealmente correlacionado con el Potencial Hídrico de la Planta (ψ_w), aunque difiera de éste en la forma en cómo se presenta. El EHP muestra fuertes variaciones diurnas a medida que se ajustan las tasas de transpiración, como respuesta a los cambios de temperatura, déficit de presión de vapor y apertura estomatal. El valor más útil del EHP es aquel que se presenta justo en la madrugada (EHP antes del amanecer), cuando el ψ_w está en un equilibrio muy cercano con el ψ_{suelo} . La cámara de presión Scholander, introducida a mediados de la década de los años 1960, se mantiene como el método más robusto e útil para medir el EHP. En esta prueba, el tallo se corta de la planta, sellado en una cámara de presión, y se introduce un gas bajo presión en la cámara hasta que se forman gotas de agua sobre la superficie de la punta del tallo cortado. La presión a la cual esto sucede es igual y opuesta a la fuerza de retención del agua en el tallo, y proporciona una estimación del EHP. Aunque existen fuertes variaciones estacionales en los valores críticos del PHP, lecturas en el rango de -0.5 a -1.5 MPa (5 a 15 bares) son normales, mientras que aquellas por debajo de -1.5 MPa (arriba de los 15 bares) pueden ser motivo de preocupación.

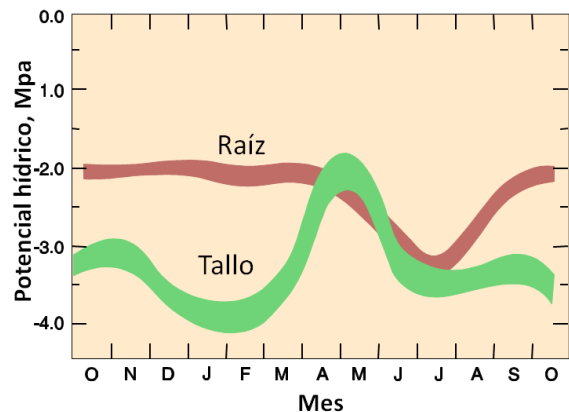


Figura 7.2.12 Para el tallo y la raíz de plantas de *Pseudotsuga menziesii*, el valor del potencial hídrico a turgencia cero varía de manera diferencial a lo largo del año, (modificado de Ritchie y Shula, 1984).

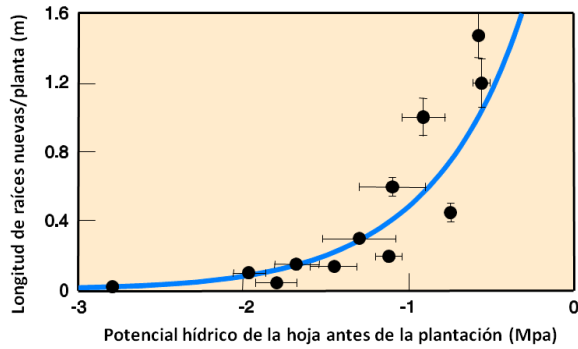


Figura 7.2.13 En algunos estudios se encontró que el estrés hídrico de la planta resultó ser un buen elemento para predecir la capacidad de desarrollar nuevas raíces después de la plantación (modificado de Mena-Petite *et al.*, 2001).

El EHP no está correlacionado directamente con cualquiera de los indicadores clásicos de calidad de planta, aunque las mediciones del EHP antes del amanecer pueden ser utilizadas en los viveros para determinar el momento y la cantidad de riego, y es la mejor forma para dar seguimiento a los niveles de estrés durante el endurecimiento. La lectura del EHP durante la cosecha puede alertar a los viveristas de condiciones estresantes, y los plantadores pueden utilizar el EHP para verificar el estado hídrico de la planta previo a los trabajos de plantación.

7.2.4.2 Resistencia al frío

Las pruebas de resistencia al frío (RF) han sido utilizadas en la horticultura desde los inicios de los años 1900, como un método para seleccionar los cultivos resistentes al frío. Es utilizado como una prueba de calidad de planta en los viveros forestales y de conservación, que ha sido desarrollada a lo largo de los últimos 30 o más años, pero se mantiene quizás como la segunda prueba más comúnmente utilizada para determinar la calidad de la producción.

Conceptos que respaldan la prueba. Durante la estación de crecimiento, las plantas de climas más templados mueren cuando la temperatura del aire cae por debajo del punto de congelación. Sin embargo, cuando el invierno se acerca y el crecimiento disminuye, las plantas responden a los cambios en el fotoperiodo

(noches más largas) desarrollando una tolerancia al frío (Brigas *et al.*, 2001; Glerum, 1976, 1985; Weiser, 1970). En la terminología coloquial de los viveros, esto es conocido como “endurecimiento” y esta tolerancia al frío es un indicador de una resistencia general al estrés. Cuando llega el invierno, las plantas que habrían muerto con una temperatura ligeramente menor a los 0°C (32°F) durante la estación de crecimiento, son capaces de sobrevivir a temperaturas muy por debajo de esta cifra. Cuando el invierno termina y la estación de crecimiento se aproxima, esta resistencia a las bajas temperaturas se pierde rápidamente, y las plantas retoman su crecimiento.

¿Qué sucede cuando el tejido de la planta se congela? Para entender cómo las plantas resisten las temperaturas congelantes, es necesario primeramente entender que sucede dentro de la planta cuando esta se congela. Considere una corte de sección generalizado del tejido de la planta mostrando la estructura celular (Figura 7.2.14A). Las células son cubiertas por paredes celulares flexibles hechas básicamente de celulosa, la cual es rígida y fuerte. Las células comúnmente conforman paquetes estrechamente unidos, aunque de manera ocasional se presentan espacios entre éstos (intercelulares) los cuales contienen solamente aire y/o agua.

El tejido de la planta está compuesto de muchos tipos de células que tiene diferentes funciones. Algunas células, tales como vasos y traqueidas son huecas y transportan agua desde las raíces hacia las hojas, o los fotosintatos descendiendo desde las hojas. Las células vivas cuya función es la fotosíntesis y otros procesos fisiológicos, son llenadas con citoplasma, las cuales están envueltas por una membrana semi-permeable compuesta de un material graso llamado lípido, en el cual, las moléculas de proteína están integradas. Esta membrana juega un papel clave en el endurecimiento de las plantas; todo dentro de esta es referido como simplasto y es tejido vivo. Todo lo que queda fuera de esta membrana (pared celular, vasos, espacios intercelulares,

células vacías, etc.) es referido como el apoplasto y no es tejido vivo (Figura 7.2.14A).

Tanto el simplasto como el apoplasto contienen normalmente algo de agua. El agua del apoplasto es casi pura, por lo que su punto de congelación es cercano a 0°C (32°F). En contraste, el simplasto contiene azúcares y sales disueltas, grumos de almidón suspendidos y moléculas de proteína. Estos solutos actúan como “anti congelante” rebajando el punto de congelación del simplasto a una cifra considerablemente menor a los 0°C. Por ello, cuando las células son expuestas a temperaturas congelantes, el agua del apoplasto comienza a congelarse. A medida que esto sucede, pequeños cristales de hielo se forman dentro de la pared celular, en los espacios intercelulares y otros espacios vacíos dentro del apoplasto (Figura 7.2.14B). El agua del simplasto con un punto de congelación menor, resiste el congelamiento. Por lo tanto, el hielo que se forma dentro del tejido de la planta es contenido en el apoplasto y genera poco o ningún daño.

Sin embargo, el hielo tiene una atracción muy fuerte con el agua – tan fuerte que los cristales de hielo succionan el agua con tenacidad a través de la membrana y fuera del simplasto. Dado que la membrana es permeable solamente al agua, los azúcares disueltos y otros materiales permanecen en el simplasto, aun cuando el agua haya salido. Esto aumenta la concentración de los solutos disueltos reduciendo aun más el punto de congelación del agua del simplasto. Cuando los tejidos de la planta no están endurecidos, o cuando la temperatura cae por debajo de su nivel estacional de endurecimiento, el citoplasma puede llegar a ser severamente deshidratado al punto en el cual: 1) hay una desnaturalización de las proteínas; 2) las membranas mueren o se dañan, permitiendo que el contenido de las células se fugue hacia el apoplasto; 3) las células se plasmolizen y; 4) el volumen de las células citoplasmáticas decrece abruptamente, conduciendo a la muerte celular. No está claro si la baja temperatura en sí, la desecación, o de

hecho ambas inciden en el daño (Adams *et al*, 1991; Sutinen *et al*, 2001).

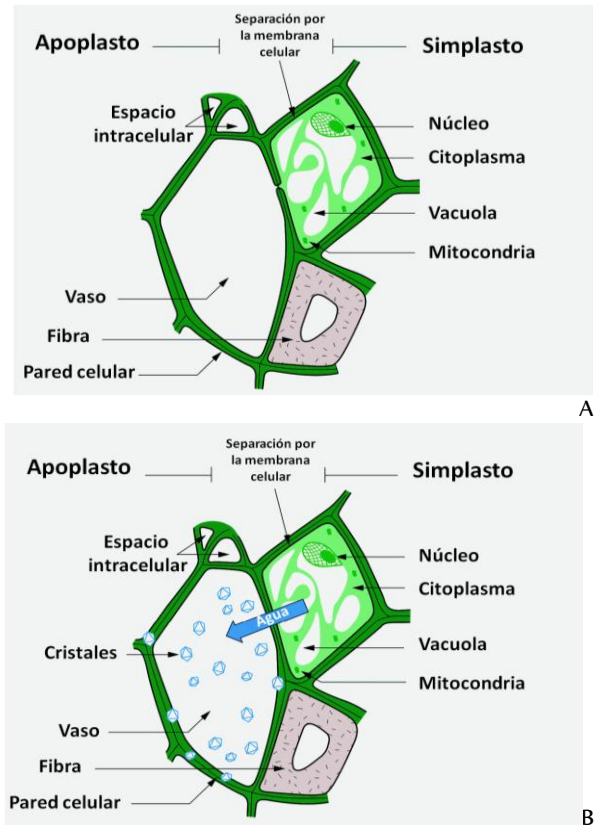


Figura 7.2.14. El contenido de las células vivas (simplasto) está separado del contenido de las células muertas (apoplasto) por la membrana celular (A). Cuando las temperaturas caen por debajo del punto de congelación, se forman cristales de hielo en el apoplasto. A medida que estos cristales aumentan, éstos extraen el agua a través de la membrana celular, provocando la deshidratación del contenido de las células (B). Si el citoplasma llega a ser severamente deshidratado, la membrana se puede romper provocando que el contenido de las células se fugue hacia el apoplasto, provocando un daño celular.

El daño por frío debe ser distinguido de la desecación invernal, que resulta cuando el agua de las células es jalada a través de la membrana celular para alimentar los cristales de hielo que se están formando fuera de las células. Esto puede deshidratar severamente el citoplasma y causar daño a las membranas de manera que se pierda el contenido de las células. Aun las plantas endurecidas pueden ser dañadas por la desecación invernal.

Mecanismo de resistencia al frío. Para que las plantas puedan resistir el congelamiento, deben ocurrir varios cambios en las propiedades físicas y químicas de las membranas y del citoplasma, durante el proceso de endurecimiento (Öquist *et al.*, 2001; Sutinen *et al.*, 2001). Primero, las membranas cambian físicamente, llegando a ser más permeables al agua. Esto logra que las moléculas del agua se muevan rápidamente fuera de las células, permitiendo que las concentraciones de los solutos intracelulares se incrementen rápidamente. Además, físicamente las membranas se tornan más rígidas. Esto ayuda a protegerlas de ser traspasadas por los cristales de hielo que se forman rápidamente en el apoplasto, a la vez que evita que sean desgarradas y desplazadas lejos del citoplasma, y/o las paredes de las células, al igual que el citoplasma, se deshidraten y se contraigan. El propio citoplasma es sometido a profundos cambios físico-químicos que le permite sobrevivir a una severa deshidratación. Estas adaptaciones se llevan a cabo en respuesta a los cambios en el fotoperiodo y bajas temperaturas, y son orquestadas por un conjunto de genes que son “encendidos” y “apagados” por estas señales ambientales.

Un importante mecanismo para eludir la resistencia es el profundo súper-enfriamiento del agua (Burr *et al.*, 2001; Quamme, 1985). El agua pura puede enfriarse a una temperatura cercana a los -40°C (-40°F) sin que forme cristales de hielo, cuando no están presentes núcleos de hielo, y algunas plantas aprovechan esta propiedad. Sin embargo, cuando el agua súper-enfriada se congela, casi siempre es letal. La razón de que muchas especies de plantas no prosperen en el norte, en isoterma de mediados del invierno de -40°C, sugiere que éstas deben primeramente evitar el daño por frío, mediante este mecanismo (George, *et al.*, 1974). La misma isoterma de mediados del invierno coincide comúnmente con la línea máxima de vegetación maderable, lo que ha originado que Becwar *et al.*, especulen que el súper-enfriamiento puede además limitar la supervivencia de ciertas especies por debajo de este límite de crecimiento. Muchas coníferas

(con excepción de los pinos) utilizan el súper-enfriamiento como un método para evitar el daño por frío. Sin embargo, muchas especies arbóreas pueden sobrevivir a temperaturas muy por debajo de los -40°C, dado que son capaces de resistir la desecación del citoplasma por otros mecanismos menos conocidos.

Etapas del endurecimiento. El endurecimiento, (también conocido como aclimatación al frío) se presenta en una serie de etapas dependiendo de la especie (Cannell y Sheppard, 1982; Timmis, 1976; Timmis y Worrall, 1975). El Cuadro 7.2.5 proporciona un patrón generalizado de endurecimiento para los tallos y sistemas radicales de árboles costeros de *Pseudotsuga menziessi*, lo cual se muestra en la Figura 7.2.15. El eje de las Y representa el valor LT_{50} –temperatura que es letal para el 50% de una muestra poblacional – el cual es el índice más común de resistencia al frío.

Para mayor información sobre los cambios ambientales que promueven y mantienen las diversas etapas del endurecimiento y el fin de este proceso, refiérase a Greer *et al.* (2001).

Variación del endurecimiento en el tejido de las plantas, especies y ecotipos. Los tejidos de diferentes plantas se endurecen y terminan este proceso a diferentes niveles (Bigras *et al.*, 2001; Rose y Haase, 2002). En particular, el hecho de que las raíces no se endurezcan tan profundamente como los tallos (Figura 7.2.15), tiene muchas implicaciones importantes para los viveristas que producen en contenedor (Colombo *et al.*, 1995). Burr *et al.* (1990) probaron el endurecimiento de plantas de *Picea engelmannii* durante el invierno, examinando de forma separada las yemas, acículas y el cambium lateral (Figura 7.2.16). Los tallos y las acículas se endurecieron más rápidamente que las yemas, alcanzando una mayor dureza a mediados del invierno. Los tres tipos de tejidos finalizaron el proceso de endurecimiento a finales del invierno.

Cuadro 7.2.5 Etapas del endurecimiento y fin de éste proceso, para plantas de *Pseudotsuga menziesii* (compárese con la Figura 7.2.15).

Etapa de endurecimiento	Estación	Indicadores ambientales	Tolerancia a la temperatura como LT ₅₀
Inicia lentamente	Inicio del otoño	Se acorta el fotoperiodo	-2 a -5°C (28 a 23°F)
Incrementa rápidamente	Final del otoño	Incremento de bajas temperaturas, especialmente durante la noche	-10 a -20°C (14 a -4°F)
Endurecimiento máximo	Mediados del invierno	Temperaturas muy bajas	-15 a -40°C (5 a -40°F)
El fin del proceso concluye rápidamente	Final del invierno	Aumento de temperatura y días más largos	Rápido incremento a -2°C (28°F)

Las especies y ecotipos de árboles muestran un amplio rango de niveles de endurecimiento de mediados del invierno, dependiendo de la región climática donde se presentan de manera natural (Sakai y Weiser, 1973). Las coníferas boreales tales como la *Picea glauca* y *P. mariana*, *Pinus banksiana* y otras, alcanzan niveles de endurecimiento por debajo de los -80°C (-112°F). Muchas coníferas de las Montañas Rocallosas como el *Pinus contorta* y *Picea engelmannii*, también alcanzan estos niveles de resistencia. En contraste, las coníferas de la costa del pacífico tales como *Pseudotsuga menziessi*, *Sequoia sempervirens* y *Thuja plicata*, raramente se aclimatan por debajo de los -20°C (-22°F). Observe que la tolerancia al frío de especies de amplio rango, tales como *Pseudotsuga menziessi* varía con los ecotipos (-20°C [-4°F] para el Estado de Washington, aunque las procedencias de las Montañas Rocallosas pueden tolerar -20 a -30°C [-4°F -22°F]).

Métodos para evaluar la resistencia al frío. Aunque las plantas pueden ser evaluadas por diferentes métodos para la resistencia al frío (Burr *et al.*, 2001), son dos los que más se usan: el método del congelamiento total de la planta (MCTP) (Tanaka *et al.*, 1997), y la prueba de la pérdida de electrolitos inducida por el congelamiento (PEIC) (Burr *et al.*, 1990; Dexter *et al.*, 1932; McKay, 1992). Ambas pruebas consideran dos etapas (Burr *et al.*, 2001; Ritchie, 1991). Primero, las plantas o parte de ellas se exponen a un estrés por congelamiento, y segundo, la cantidad del daño por enfriamiento se categoriza. Estas pruebas son comparadas en el Cuadro 7.2.6.

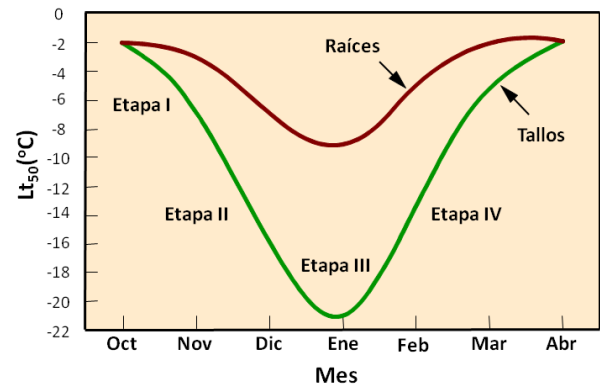


Figura 7.2.15 Estas típicas tendencias de endurecimiento en plantas de coníferas muestran que los tallos y las raíces siguen el mismo patrón, alcanzando un endurecimiento máximo en enero. Es importante observar que algunas especies y ecotipos no alcanzan la Etapa III de endurecimiento, y que las raíces no logran el mismo nivel de endurecimiento que los tallos.

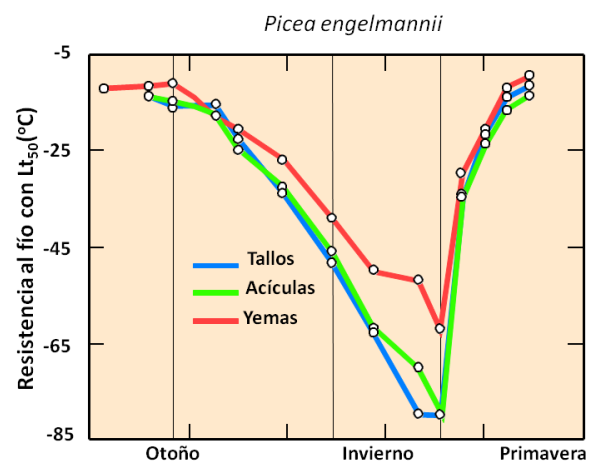


Figura 7.2.16. Los tejidos de la planta se endurecen a diferentes niveles durante el otoño, aunque todos concluyen el proceso muy rápidamente en la primavera (modificado de Burr *et al.*, 1990).

Cuadro 7.2.6 Comparación de las dos principales pruebas de resistencia al frío

Factor	Prueba del congelamiento total de la planta (PCTP)	Prueba de pérdida de electrolitos inducida por congelamiento (PEIC)
Tejido de la planta probado	Planta intacta (follaje, yemas, tallos y raíces)	Tejido (follaje, yemas, tallos y raíces)
Tiempo	Varios días a una semana	Uno o dos días
Equipo requerido para la prueba	Congelador programable y cámara de germinación o invernadero	Congelador programable, medidor de conductividad eléctrica, autoclave, horno o microondas.
Criterio de evaluación	Grado de daño del tejido (quemado) o fluorescencia de clorofila (véase Sección 7.2.4.4)	Lectura numérica

Prueba de congelamiento total de la planta.

Para iniciar, una muestra representativa de las plantas se somete a una serie de temperaturas de sub-enfriamiento en un congelador programable (Cuadro 7.2.17A-B) o en un Termotrón, durante un periodo de tiempo determinado, comúnmente por algunas horas. Posteriormente, las plantas se incuban por varios días, en un ambiente cálido como el de un invernadero, para permitir que se desarrollen los síntomas. Finalmente el tallo, la yema y el follaje de las plantas probadas se evalúan considerando el daño provocado por el frío, mediante la verificación de los daños visibles, es decir, por lo “quemado” de las yemas, el cambium y el tejido foliar (Figura 7.2.17 C-E). La mortalidad se determina con base en la severidad y ubicación del tejido dañado (Tanaka *et al.*, 1997).

Prueba de la pérdida de electrolitos inducida por congelamiento (PEIC).

Esta prueba se basa en el hecho de que las membranas de las células dañadas por congelamiento, pierden electrolitos que pueden ser valorados con un medidor de conductividad eléctrica (CE). Para iniciar, se cortan muestras del tejido de la plantas que se van a evaluar (follaje, yemas o raíces) (Figura 7.2.18A), y se someten a temperaturas de congelación (Figura 7.2.18B). Posteriormente se colocan dentro de agua desionizada (o desmineralizada), la cual tiene una conductividad eléctrica de cero (Figura 7.2.18C). Los electrolitos que se pierden de las células dañadas incrementan la CE del agua, y este aumento relativo de la CE (descrito abajo) es la cantidad de daño ocasionado por el frío. Aunque esta prueba

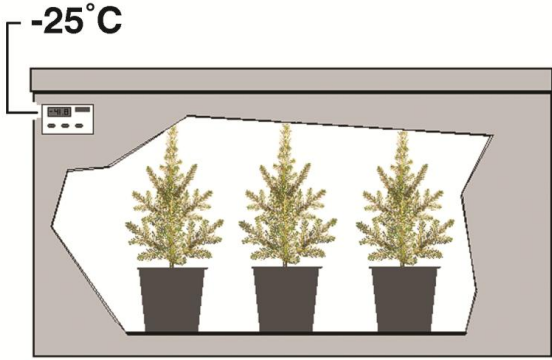
puede realizarse en cualquier tejido de la planta, es más común que se haga en las muestras de follaje o raíz.

Un índice de conductividad relativa (CR) del daño por congelamiento fue descrito por Ritchie (1991) y Burr *et al.* (2001), el cual se determina de la siguiente forma: 1) coloque el tejido dentro de frascos que contengan agua desionizada; 2) exponga el tejido a temperaturas sub-congelantes; y, 3) incube los frascos hasta que se estabilice el valor de la conductividad eléctrica. Este punto se conoce como la solución inicial de conductividad (EC₁). Finalmente, cuando la muestra esté completamente muerta al calentarla o congelarla, se mide la conductividad final (EC₂). La conductividad relativa se calcula de la siguiente forma:

$$CR (\%) = (EC_1 - B_1) \times 100 / (EC_2 - B_2)$$

Donde B₁ y B₂ son espacios opcionales que se incluyen para considerarse en caso de que haya fuga de iones de los frascos.

Así, como puede verse, la prueba de PEIC proporciona una manera rápida y fácil de medir la resistencia al frío de los tejidos de la planta.



A



B



C



D



E

Figura. 7.2.17 En la prueba de congelamiento total, las plantas se exponen a bajas temperaturas dentro de un congelador (A) con controles de programación (B). Después de un tiempo específico de exposición, los tejidos de las plantas son clasificados por lo “quemado” de las yemas (C), el follaje (D), y el cambium lateral (E). (Fotografías de Diane Haase).

Análisis térmico diferencial. El análisis termico-diferencial (ATD) se basa en la teoría de que cuando el agua *super-fría* se congela, casi siempre indicará la existencia de un daño significativo en los tejidos. Dos muestras de tejido de una planta (del tallo o la yema) se recolectan, y una de ellas se sacrifica calentándola o enfriándola para luego deshidratarla. Dos pequeños termopares conectados en serie, se colocan sobre la muestra – uno sobre el tejido muerto y el otro, sobre el tejido vivo. Las muestras se colocan dentro de un gabinete de congelación capaz de enfriar hasta -40°C (-40°F). La evidencia

sugiere que la temperatura a la que se dio este segundo pico indica la temperatura letal para dicha muestra (Ritchie, 1991).

Mientras que este método parece ser prometedor para determinar los niveles de endurecimiento en especies muy resistentes al frío, diferentes problemas técnicos han obstaculizado su uso operativo (Burr *et al.*, 2001).

Prueba de resistencia a través de la expresión de genes. Se ha indicado con anterioridad que los cambios en las señales ambientales, especialmente el fotoperiodo y la temperatura, disparan los cambios en la expresión genética, que en última instancia dan como resultado el desarrollo de la resistencia al frío. Un novedoso enfoque para medir la resistencia al frío descrito por Balk *et al.* (2007), consiste en la identificación de los genes conocidos por estar implicados en este proceso. Estos genes son los responsables de la producción de enzimas, proteínas que desencadenan todos los procesos fisiológicos en los organismos. Para crear una enzima, la célula debe primero transcribir la información genética almacenada en el ADN en el mensajero RNA (mRNA). El filamento del mRNA se mueve hacia el ribosoma, sitio donde se sintetizan las proteínas, y donde los aminoácidos se entrelazan utilizando el código del mRNA. La subsecuente cadena de aminoácidos es otra enzima que se dobla en su forma característica, flota libremente, y comienza a desarrollar una reacción específica (Figura 7.2.19A). Los cambios en los niveles de las enzimas desencadenados por estos genes señalan la obtención o pérdida de la resistencia al frío. Una ventaja es que estas señales pueden ser detectadas mucho antes (indicando que los tratamientos usados en el vivero para desencadenar el desarrollo de la resistencia al frío, fueron efectivos, o que estas plantas están perdiendo la resistencia en la primavera), evitando esperar a cambios medibles en los valores de la resistencia, utilizando pruebas como el congelamiento total de la planta y la pérdida de electrolitos inducidos por congelamiento.

Investigaciones realizadas con *Pinus sylvestris* y *Picea abies* identificaron tres genes indicadores y sus enzimas subsecuentes, que en conjunto proporcionaron suficiente información para dar un cálculo preciso de la etapa de resistencia al frío en plantas producidas en vivero (Balk *et al.*, 2007). Trabajos posteriores con *Pseudotsuga menziessii* mostraron resultados similares (Balk *et al.*, 2008). Se han desarrollado ensayos químicos para detectar las enzimas creadas por los genes indicadores, y hoy en día la empresa **N-Sure**, puede realizar esta prueba. Una muestra combinada de tejido de la yema recolectada por el encargado del vivero, es estabilizada mediante químicos proporcionados en una equipo de muestreo, para posteriormente enviarla al laboratorio de pruebas (Figura 7.2.19B). Los resultados estarán disponibles en unos cuantos días.



A



B



C

Figura 7.2.18 Durante la prueba de pérdida de electrolitos inducida por congelamiento, las muestras de tejido de las plantas (A) son expuestas a temperaturas congelantes (B) y posteriormente se sumergen en agua desionizada. El aumento relativo de la conductividad eléctrica es un indicador del daño ocasionado por el frío (C). (C, cortesía de Sonia Gellert).

Aplicaciones de la prueba de resistencia al frío. Los viveros que producen en contenedor utilizan las pruebas de resistencia al frío (RF), para diferentes propósitos.

1. Las pruebas de RF pueden ser utilizadas para dar seguimiento al endurecimiento de los cultivos conforme éstos lo van obteniendo de manera natural durante el otoño, o a través de procedimientos culturales para el endurecimiento, como el oscurecimiento. En instalaciones al aire libre, las pruebas de RF a intervalos regulares pueden ser utilizadas para determinar cuándo se necesita tomar medidas de protección contra las heladas (Perry, 1998).

2. Las pruebas de RF son comúnmente utilizadas para determinar la “época de cosecha” para cultivos producidos en contenedor. Por ejemplo, la capacidad para tolerar temperaturas de -18°C (0°F) se ha utilizado como un indicador de cuándo se debe cosechar la producción de coníferas en la Columbia Británica, para almacenamiento posterior en un congelador (Burdett y Simpson, 1984). Deben desarrollarse otras referencias de temperatura para otras especies y ecotipos.

3. Las pruebas de la RF proporcionan una buena aproximación de la resistencia al estrés total de la planta (Ritchie, 2000), lo cual es un atributo clave de calidad (ver Sección 7.2.5.2).

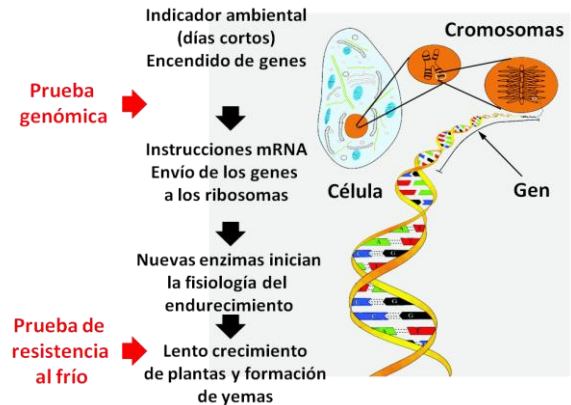
Resistencia al frío: resumen. Las plantas que mueren fácilmente por las bajas temperaturas durante el periodo de crecimiento, pueden sobrevivir a temperaturas mucho más bajas en el invierno cuando están endurecidas. Los daños provocados por el frío deben diferenciarse de la desecación invernal, que resulta cuando el agua de las células es succionada a través de la membrana celular, para alimentar la formación de cristales de hielo en el exterior de las células. Esto puede deshidratar severamente el citoplasma y dañar las membranas, provocando la pérdida del contenido celular. Aun las plantas endurecidas pueden ser dañadas por la desecación invernal.

El proceso de endurecimiento se dispara a fines del verano por medio del fotoperiodo, y se incrementa durante el inicio del invierno cuando las plantas están expuestas a bajas temperaturas en aumento. El nivel de resistencia puede variar enormemente entre especies y ecotipos, y es altamente influenciada por el clima de su origen. Para plantas de clima templado el endurecimiento alcanza su punto máximo (pico) en enero. Siguiendo este pico, a medida que el fotoperiodo comienza a alargarse y las temperaturas comienzan a subir, la resistencia al frío se pierde rápidamente.

Las pruebas de RF más comúnmente usadas son la del congelamiento total, donde las plantas están expuestas a temperaturas de congelación, evaluando posteriormente su respuesta; y la prueba de la pérdida de electrolitos inducida por congelamiento, la cual se usa para evaluar, muestras del follaje y las raíces. Las pruebas basadas en indicadores genéticos hoy en día se están haciendo más accesibles.

Las pruebas de RF se pueden usar para establecer la “época de cosecha”, ya que permite indicar cuándo se deben proteger las plantas de las heladas dentro del vivero, y como

una prueba sustituta para evaluar la resistencia al estrés.



A



B

Figura 7.2.19 Las pruebas genómicas de la resistencia al frío permiten una detección temprana de las señales químicas que disparan la resistencia al frío, y que pueden servir como un indicador inicial (A). La prueba **N-Sure** ofrece una manera rápida y precisa de monitorear la resistencia al frío en la producción del vivero (B).

7.2.4.3 Pérdida de electrolitos de la raíz.

Las raíces son una de las partes más frágiles de la planta y por lo tanto, son muy sensibles al estrés provocado por el ambiente y por el mismo trabajo operacional. Esto es particularmente cierto en la producción en contenedor en el cuál el sistema radical no está aislado del suelo que lo circunda. Entre los factores de estrés están las altas y bajas temperaturas (Lindström y Mattson, 1989; Stattin *et al.*, 2000), la desecación (McKay y Milner, 2000); el manejo rudo (McKay y White, 1997); un inapropiado almacenamiento (Harper y O'Reilly, 2000, McKay y Mason, 1991; McKay, 1992), e incluso el anegamiento y las enfermedades. En ocasiones es posible detectar el daño de la raíz mediante el tradicional rasgado con la uña del dedo pulgar y examinando la coloración café resultante, aunque algunas veces el daño es imperceptible o difícil de cuantificar. Una prueba más rigurosa es la llamada pérdida de electrolitos de la raíz (PER). Debido a que esta prueba mide la salud y función de las membranas celulares de la raíz, la PER puede servir como indicador de daño radical y por lo tanto, de su calidad.

La PER se ha usado en Canadá (por ejemplo, Folk *et al.*, 1999), y actualmente es una de varias pruebas para medir la calidad de la planta desarrolladas por el Ministerio de Recursos Naturales de Ontario (Colomo *et al.*, 2001). En los Estados Unidos, la pérdida de electrolitos ha sido usada principalmente para medir la resistencia al frío del follaje, por lo que la aplicación de esta técnica en la raíz no es común.

La prueba PER es un método relativamente simple, usa equipo que puede estar fácilmente disponible, produce resultados muy rápidos, y puede ser utilizado en especies caducifolias, las cuales tiran sus hojas en invierno (Wilson y Jacobs, 2006). Sin embargo, la interpretación de los resultados de la PER puede ser problemática, debido a las especies, lotes de semilla, y por los efectos estacionales.

Teoría. La prueba PER está fundamentada con el mismo principio que la prueba PEIC descrita

en la sección anterior. Sin embargo, la diferencia principal es que la prueba PER sirve para medir todo tipo de daño a la raíz, y no solamente las provocadas por el frío. La idea básica es que midiendo la cantidad de iones que se pierden por las membranas de la raíz dañada, proporciona una estimación de la "viabilidad" relativa del sistema radical (Palta *et al.*, 1977). Cuando las raíces dañadas se colocan en agua destilada, la cantidad de la pérdida de la membrana puede ser medida rápida y fácilmente, con un medidor de conductividad eléctrica (CE).

Relevancia biológica de la PER. McKay (1998) proporcionó la siguiente explicación del por qué la prueba PER tiene aplicación como una evaluación de la calidad de la planta. Después de la plantación, la principal causa de mortandad de la planta se debe al impacto que sufre por el estrés hídrico. Las plantas que cuentan con un buen sistema radical son más eficientes para obtener el agua del suelo, y la medición de la PER mide la viabilidad del sistema radical. Un valor bajo de la PER indica una alta viabilidad de la raíz, permitiendo la absorción del agua para minimizar el impacto derivado del trasplante.

Procedimiento de medición. La técnica más comúnmente utilizada (McKay, 1992, 1998) ha cambiado ligeramente desde su protocolo inicial descrito por Wilner (1955, 1960). Las etapas se describen a continuación (Figura 7.2.20):

1. Primeramente las raíces se lavan con agua para remover el suelo y posteriormente con agua desionizada para remover cualquier ion que pudiera estar presente.
2. La parte central del cepellón (raíz) se remueve de la planta - con plantas producidas en vivero esta parte es comúnmente una banda con un ancho aproximado de 2 cm, en la parte intermedia del sistema radical.
3. Las raíces de la muestra con diámetros > a 2 mm se remueven, dejando sólo las raíces "finas".

4. Las raíces “finas” se colocan en un recipiente que contiene agua desionizada.
5. El recipiente se tapa, se agita y se deja a temperatura ambiente por cerca de 24 horas.
6. La conductividad de la solución (C_{viva}) se cuantifica con un medidor de conductividad eléctrica compensado por temperatura.
7. Las muestras de la raíz se sacan y se secan (matan) con un autoclave durante 10 minutos a 100°C (212°F).
8. Se mide la conductividad de la solución que envuelve a la muestra de la raíz muerta (C_{muerta}).
9. La PER se calcula como el ratio de la CE de las raíces vivas por la conductividad eléctrica de las raíces muertas:

$$PER = (C_{viva} / C_{muerta}) \times 100$$

Aplicaciones de la PER en los viveros. La prueba PER es la más comúnmente utilizada para evaluar los efectos de los daños por el frío, por las malas condiciones de almacenamiento, por la deshidratación provocada por la exposición de las raíces, o por el manejo rudo de las plantas en el vivero. Casi todos los trabajos publicados han sido con plántulas de coníferas producidas a raíz desnuda, principalmente con *Pseudotsuga menziessii*, Piceas, Pinos y Alerces. El uso de la PER para detectar el daño de la raíz por congelamiento se aplica en uno de dos contextos: 1) en los resultados de la evaluación de la prueba para la resistencia al frío, y para la detección de daños a la raíz generados por un clima frío fuera de temporada.

Medición de la resistencia de las raíces al frío. Como se explicó en la Sección 7.2.4.2, la prueba de resistencia al frío PER es el mismo proceso que para la determinación de la PEIC. Por ejemplo, las muestras de raíz de plantas de *Picea abies* producida en Suecia a raíz desnuda, se expusieron de septiembre a diciembre, durante cada dos semanas, a -5 °C (23 °F) ó -10 °C (14 °F) (Stattin *et al.*, 2000). A medida que avanzaba el invierno, la diferencia entre la PER entre las plantas tratadas y las no tratadas tendieron a ser menores, indicando que se

estaban volviendo cada vez más resistentes al frío (Figura 7.2.21).

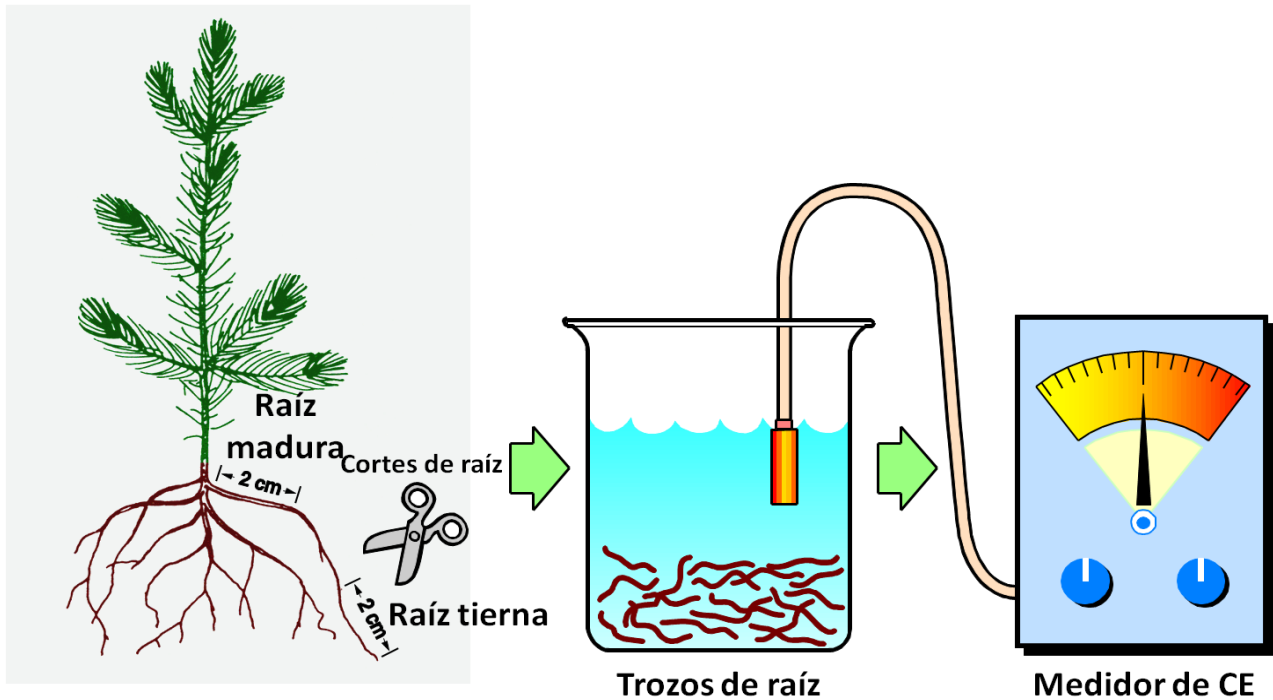


Figura 7.2.20 La prueba de pérdida de electrolitos de la raíz mide el cambio de la conductividad eléctrica de un tejido radical dado, como indicador de la cantidad de daño a la membrana. Dado que esta prueba refleja todo tipo de daños de la raíz, ésta puede ser usada para indicar que tan bien crecerán las raíces después de la plantación.

Detectando los daños a las raíces por el calor o el frío. Debido a que las raíces de las plantas producidas en contenedor no están protegidas mediante una masa de suelo térmico, éstas pueden ser fácilmente dañadas por temperaturas extremas. Esto es especialmente cierto cuando la producción del vivero es sobreexpuesta a condiciones invernales, por exceso de nieve, como ha sucedido en el este de Canadá y en Escandinavia (Lindström y Mattson, 1989). Si la nieve no llega a acumularse o de manera repentina se presentan periodos cálidos, la producción en contenedor es a menudo expuesta lo suficiente para que sus raíces sean severamente dañadas. La prueba PER es ideal para hacer una evaluación rápida del daño potencial de la producción en el vivero (por ejemplo, ver a Coursolle *et al.*, 2000).

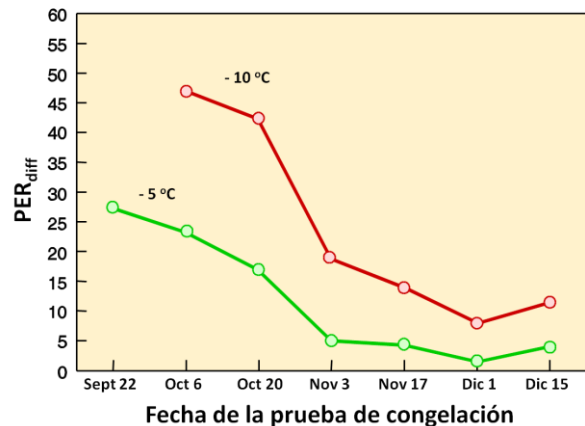


Figura 7.2.21 Las mediciones de la pérdida de electrolitos en plantas de *Picea abies* muestran el desarrollo de la resistencia de las raíces durante el otoño. PER_{diff} es el incremento de la pérdida de electrolitos de la raíz, como resultado de su exposición a temperaturas de -5°C o -10°C (23 o 14 °F) comparado con la pérdida en plantas no congeladas (modificado de Stattin *et al.*, 2000).

Determinando el periodo de cosecha. La PER ha sido utilizada como un indicador de cuándo es seguro realizar la cosecha de la producción del vivero a raíz desnuda. (McKay y Mason, 1991). Por ejemplo, plantas de *Pseudotsuga menziessii* cosechadas a mediados del invierno mostraron valores más bajos de PER y por lo tanto, menor daño a la raíz, que aquella producción cosechada un poco antes (Figura 7.2.22).

Monitoreo de la calidad en plantas almacenadas. La PER puede ser utilizada para monitorear la calidad de la planta durante el almacenamiento invernal (McKay, 1992, 1998; McKay y Morgan, 2001). En una prueba (McKay, 1998) fueron cosechadas plantas de *Picea* y *Larix* durante el invierno, iniciando el 1 de octubre, colocándolas posteriormente en un almacén a 1°C (33 °F). Todas las plantas se extrajeron del almacén, se evaluaron con la PER, y posteriormente, en el mes de abril fueron establecidas en campo. En ambas especies, el valor de la PER descendió, incrementando la supervivencia a medida que se retrasó la cosecha. En otro experimento (Harper y O'Reilly, 2000), plantas de *Pseudotsuga menziessii* fueron cosechadas en octubre, noviembre, diciembre y enero y almacenadas en un ambiente "cálido" a 15°C (59 °F), durante 7 a 21 días, y posteriormente evaluadas con la PER. Los valores de la PER tomadas al momento de la cosecha decrecieron con respecto a épocas de cosecha posteriores, indicando que las plantas llegaron a ser más resistentes. Sin embargo, por cada época de cosecha, las lecturas se incrementaron abruptamente con la duración del almacenaje, sugiriendo que un almacenaje cálido contribuyó a la degradación de las raíces finas (Figura 7.2.22).

Efectos de la desecación y manejo inadecuado de la planta. Plantas de *Picea sitchensis* y *Pseudotsuga menziessii* producidas a raíz desnuda, se colocaron en cámaras de ambiente controlado, con sus raíces expuestas a condiciones de deshidratación durante 3 horas (McKay y White, 1997). Las lecturas de PER incrementaron con la intensidad del tratamiento de deshidratación, indicando un

daño en la raíz. El daño se confirmó cuando el tratamiento de deshidratación tuvo pobres resultados en sitios de plantación con poca precipitación durante la primavera, en la Gran Bretaña.

Un manejo inadecuado de las plantas, combinado con la desecación de la raíz fue evaluado en plantas de *Pseudotsuga menziessii*, *Picea sitchensis*, *Larix kaempferi* y *Pinus sylvestris*, utilizando la prueba PER (McKay y Milner, 2000). El tratamiento del manejo inadecuado fue simulado dejando caer bolsas con plantas desde una altura de 3m (9.8 pies). La desecación se logró exponiendo las raíces a un aire seco y cálido durante 5 horas. A pesar de que los efectos variaron en función de la fecha de cosecha y de las especies, la prueba PER fue significativamente mayor en plantas con más estrés del total de especies evaluadas y sus tratamientos.

Uso de la PER para pronosticar el desempeño de la plantación. El objetivo final de cualquier prueba de calidad de planta es el predecir qué tan bien sobrevivirán y crecerán una vez establecidas en campo, por ello, muchos estudios han usado la prueba PER con este propósito obteniendo diferentes resultados. La prueba PER estuvo estrechamente correlacionada con el contenido de humedad relativa en plantas de *Pinus radiata* veinte días después de su plantación (Mena-Petite *et al.*, 2004). Con plantas de *Picea sitchensis* y *Larix kaempferi*, la PER tuvo una correlación estrecha con la supervivencia y el crecimiento en altura (Figura 7.2.23). En plantas de *Picea sitchensis* y *Pseudotsuga menziessii*, la PER estuvo correlacionada con la supervivencia en algunos sitios, aunque en otros no (McKay y White, 1997). La PER predijo hasta cierto punto, el establecimiento de plantas de *Larix kaempferi* aunque el pronóstico del potencial de crecimiento radical resultó ser mejor (McKay y Morgan, 2001). Resultados similares fueron encontrados con *Pinus nigra* (Chiatante *et al.*, 2002), mientras que Harper y O'Reilly (2000) determinaron que la PER fue mala para predecir el potencial de

supervivencia para plantas de *Pseudotsuga menziessii* en un almacenamiento cálido.

Limitantes de la PER. ¿Por qué la prueba PER puede predecir la supervivencia de las plantas en algunos casos, pero no en todos? Como sucede con muchas cosas, “el diablo tiene los detalles”.

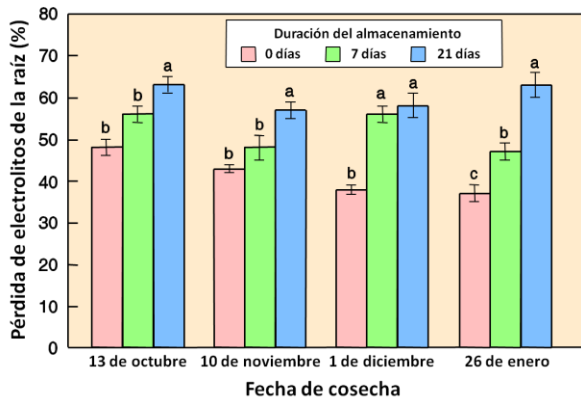


Figura 7.2.22 La PER puede ser utilizada para determinar la época de cosecha y dar seguimiento a la calidad de la producción durante su almacenamiento. Las plantas de *Pseudotsuga menziessii* cosechadas durante la mitad del invierno mostraron niveles bajos de PER, que la producción cosechada un poco antes durante el otoño. La misma producción fue almacenada en condiciones cálidas después de su cosecha y las mediciones de PER en cada fecha mostraron que el almacenamiento menos cálido produjo niveles menores de PER (modificado de Harper y O'Reilly, 2000).

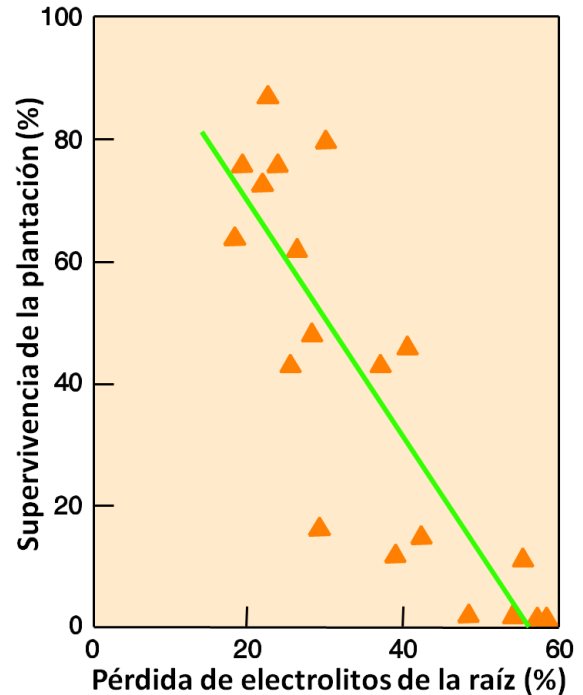


Figura 7.2.23 La pérdida de electrolitos de la raíz ha mostrado buena correlación con el desempeño de la plantación en este estudio con *Larix kaempferi* pero no así en muchos otros estudios (modificado de McKay y Mason, 1991).

Genética. La PER ha demostrado que puede variar con las especies, y aun con la procedencia dentro de especies. Por ejemplo, plantas de *Pinus banksiana* y *Picea mariana* fueron expuestas a temperaturas que dañan las raíces, y tuvieron valores de PER en un rango que va de 27 a 31 %, mientras que *Picea glauca* expuesta a la mismas temperaturas obtuvo un valor de PER de 36 y 38 % (Coursolle *et al.*, 2000). Las plantas de *Picea sitchensis* procedentes de Alaska, de las Islas Reina Carlota (QCI), y procedencias de Oregón, fueron evaluadas por su capacidad de resistir la deshidratación de la raíz y un manejo inadecuado McKay y Milner (2000). Las plantas de Oregón y de las Islas Reina Carlota que tuvieron sus raíces expuestas a la deshidratación, mostraron valores de PER más bajos que las plantas de Alaska, mientras que estas últimas y las procedentes de las Islas Reina Carlota, cuando se expusieron a un manejo rudo, tuvieron valores más bajos que las plantas de Oregón. En otro estudio, sin importar el tipo de estrés encontrado, las

plantas de *Pseudotsuga menziessii* obtuvieron valores de PER más altos que las de *Picea sitchensis*, *Pinus sylvestris* y *Larix kaempferi* (McKay y Milner, 2000). Dos lotes de semillas de *Pseudotsuga menziessii* costero (Columbia Británica), mostraron diferente relación entre la prueba PER y la supervivencia (Folk *et al.*, 1999).

Estado de dormancia. McKay y Milner (2000) encontraron que la resistencia a los diferentes niveles de estrés mencionados con anterioridad, variaron estacionalmente y estuvieron correlacionados con la intensidad de la dormancia de la yema. Un resultado similar fue reportado por Folk *et al.* (1999), para lotes de semillas de *Pseudotsuga menziessii*, quienes concluyeron que la prueba PER debe primeramente ser calibrada al estado de latencia de la yema, antes que pueda usarse con efectividad para evaluar el daño de la raíz en *Pseudotsuga menziessii*.

Edad de las plantas. La prueba PER proporcionó una buena correlación con la supervivencia de plantas de dos años de *Pinus nigra*, aun cuando dicha correlación resultó baja en plantas de un año (Chiatante *et al.*, 2002). Los autores especularon sobre la eficacia de la prueba PER, como una herramienta de evaluación de calidad, la cual podría estar estrechamente relacionada con el desarrollo del sistema radical.

Pérdida de electrolitos de la raíz: resumen.

La pérdida de electrolitos de las raíces finas (PER) es una medida de la capacidad de las membranas dentro del sistema radical para contener iones. Las membranas dañadas tienden a perder iones, de modo que si se cuantifica esta pérdida, se puede obtener un indicador de la viabilidad de la raíz. La PER es una prueba confiable, rápida y fácil de evaluar. La PER ha sido utilizada exitosamente para evaluar los efectos del daño por frío, manejo rudo de la planta, desecación, almacenamiento frío o cálido, y otros tipos de estrés en la viabilidad de la raíz y vigor de la planta. En ocasiones la prueba PER está estrechamente correlacionada con la supervivencia de la

planta, aunque en otros casos estas correlaciones sean bajas. Esto es debido a que otros factores además de los daños a la raíz, pueden afectar la PER, incluyendo la especie, el lote de semillas, la edad de la planta, la época del año y la intensidad de la dormancia de la yema. Afortunadamente, la PER puede ser calibrada para tales efectos.

7.2.4.4 Fluorescencia de la clorofila

Aún y cuando la tecnología para la medición de la fluorescencia de la clorofila (FC) ha estado en vigor por más de 50 años, ésta ha sido aplicada sólo a la fisiología de plantas arbóreas desde finales de los años 1980 (Mohamed *et al.*, 1995). En ensayos recientes investigadores forestales consideraron a la FC como una herramienta importante de investigación, para aplicaciones potenciales, tales como la evaluación de la efectividad del riego y la fertilización, para determinar la época de cosecha, así como para evaluar el vigor de la planta después del almacenamiento. La FC se previó que fuera “un método de evaluación del estado fisiológico de las plantas simple, rápido, confiable y no destructivo, durante el ciclo de producción en el vivero” (Vidaver *et al.*, 1988).

En este lapso de tiempo, la FC no estuvo a la altura de las primeras expectativas. Sin embargo, dado que la FC tiene tan gran potencial, tanto los productores como los usuarios deberán tener conocimientos básicos de la FC y qué puede o no puede hacer.

¿Qué es la fluorescencia de la clorofila?

Cuando la radiación solar impacta una hoja, parte de la energía de la luz es reflejada, parte es transmitida a través del tejido de la hoja y parte es absorbida. Las plantas absorben mucho más energía lumínica que la que es requerida para la fotosíntesis. De hecho, menos del 20% de la radiación activa absorbida por la hoja es realmente utilizada para el proceso de fotosíntesis (Figura 7.2.24). Las longitudes de onda roja y azul son absorbidas por la clorofila y otros pigmentos, pero la longitud de onda verde es reflejada, lo que proporciona el color verde de las plantas vivas. Para disipar el exceso de energía que de otra manera podría

ser dañina, las plantas han desarrollado procesos ingeniosos conocidos comúnmente como “difusores de energía”. Son reconocidos 3 tipos de difusores. El difusor foto-químico (DF) es energía utilizada en la fotosíntesis. El difusor no foto-químico (DNF) es energía disipada principalmente como calor sensible, y el difusor fluorescente (DFL) el cual es energía emitida como fluorescencia, y es la base de la prueba de la fluorescencia de la clorofila. La mayor cantidad de la energía absorbida se disipa como calor sensible (CS), mientras que una mucho menor cantidad se desprende como luz fluorescente (LF) (Figura 7.2.24). Estos tres mecanismos de difusión operan de manera simultánea y en competencia entre sí.

Si estos mecanismos de difusión son sobrecargados por una luz intensa, la energía excedente conduce a un proceso bioquímico denominado “Reacción Moehler”. Este proceso genera radicales libres generalmente óxidos y peróxidos que son tóxicos para la planta. Para autoprotgerse, las hojas sintetizan moléculas de barrido que limpian los radicales libres haciéndolos inofensivos. Por ejemplo, los pigmentos amarillos carotenoides cumplen esta función. Sin embargo, cuando la intensidad de luz es tan alta como para saturar estos sistemas de barrido, entonces se presenta un foto-daño (Demig-Adams y Adams, 1992). Esto comúnmente se presenta como un “achicharramiento” de las hojas y es común en plantas producidas en vivero que han sido movidas de la sombra al pleno sol, de una manera muy rápida.

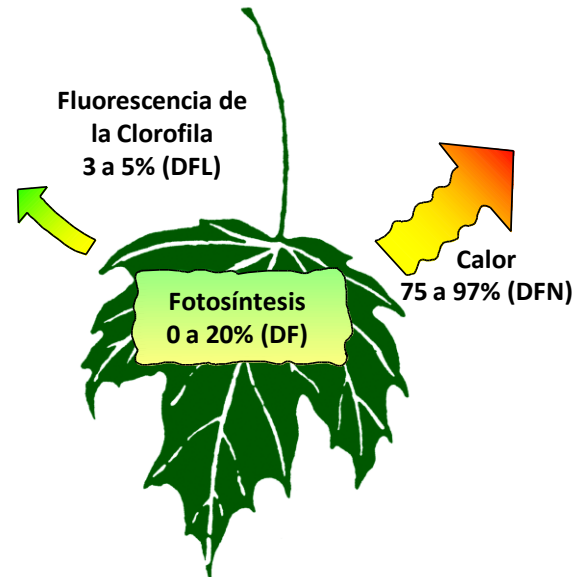


Figura 7.2.24. Sólo una pequeña cantidad de la radiación fotosintéticamente activa es absorbida por las hojas y en realidad utilizada (difundida) para la fotosíntesis. La energía restante es difundida como pérdida de calor o como fluorescencia.

La forma en que una planta es capaz de manejar la energía de la luz que absorbe, es un indicador sensible del estrés (Krause y Weis, 1991). La técnica FC, la cual cuantifica la energía disipada, es útil para conocer la respuesta de la planta al estrés, y por tanto, la calidad de planta.

Fotosíntesis y fluorescencia de la clorofila.

La fotosíntesis contiene tres procesos secuenciales (Vidaver *et al.*, 1991):

1. Captura de luz. – la energía lumínica es absorbida en las hojas por los pigmentos sensibles a la luz (incluyendo a la clorofila).
2. Fotoquímico – la energía lumínica absorbida es convertida en energía química.
3. Bioquímico – la energía química es utilizada para conducir las reacciones del ciclo de Calvin, que convierte carbón atmosférico en azúcares simples.

La FC proporciona una panorámica del proceso fotoquímico. Debido a que los tres procesos están íntimamente interconectados,

la alteración de una parte de cualquiera de los procesos afecta la serie total de reacciones. Estos cambios en el proceso fotosintético son reflejados en variaciones de la cantidad y tasa de emisiones de la fluorescencia de la clorofila.

La energía lumínica entra a la hoja de la planta y es “capturada” por los pigmentos que recogen la luz (Figura 7.2.25). Dependiendo de la longitud de onda de la luz capturada, esta entra en uno de los dos centros de reacción: Fotosistema I (FSI) y Fotosistema II (FSII), los cuales están ubicados en las membranas en el cloroplasto. Cuando la molécula de la clorofila α (CLF α) en FSII absorbe un fotón de energía, uno de sus electrones es elevado a un estado alto de energía. Mientras se encuentra en este estado de excitación, éste es capturado por un electrón que lo acepta, y lo conduce mediante una especie de embudo, a través de una cadena de electrones que lo transportan dentro del FSI, donde se gesta un proceso similar (FSI y FSII fueron nombrados en el mismo orden en el cual fueron descubiertos, y no en el orden de la reacción). Esta transferencia de energía lleva a la generación de ATP y por último, a la reducción de NADP a NADPH. La energía contenida en ATP y la reducción de fuerza de NADPH contribuye a la fijación de las moléculas de CO $_2$, y su última transformación será en azúcares simples en el Ciclo de Calvin.

La “partición del agua” es otra pieza clave de la reacción de la luz. Para la reposición de los electrones que se han perdido de la CLF α en la FSII, la planta divide las moléculas del agua, liberando átomos de oxígeno hacia la atmósfera y con ello proporciona electrones que alimenta a la FSII (Fig. 7.2.25).

Por la razón que sea, muchos de los electrones excitados de la CLF α en la FSII no son aceptados por el receptor, y éstos decaen regresando a su estado original. La energía perdida en el proceso de descomposición se libera como luz fluorescente (DFL), la cual emana completamente del CLF α en la FSII (Krause y Weis, 1991), conforme va decayendo y regresando a su estado original. Lo anterior se muestra en la Figura 7.2.25 como una línea

ondulada y se presenta cuando el receptor está completamente reducido, o cuando el camino de electrones que la transporta está bloqueado. En otras palabras, cuando se producen más electrones excitados de los que se pueden procesar, éstos regresan a su estado original liberando esa energía de excitación como fluorescencia.

La emisión de la fluorescencia es demasiado débil para ser percibida a simple vista, aunque puede ser fácilmente detectada por un instrumento denominado fluorómetro de la clorofila. Este aparato mide y cuantifica la naturaleza de esta emisión de fluorescencia y conforma las bases de la prueba de la FC.

Medición de la fluorescencia de la clorofila.

El bioquímico alemán Hans Kautsky especialista en plantas, fue el primero en observar la fluorescencia de la clorofila a finales de los años 1920 (Govindjee, 1995). Kautsky obscureció una hoja, y posteriormente la iluminó con breve destello de una luz intensa, observando la emisión de una luz fluorescente, seguido del pulso de luz. Sorpresivamente encontró que en el tejido sano, la emisión desapareció en pocos minutos, pero cuando el tejido estaba muerto con cianuro o por congelación, la emisión de la fluorescencia permanecía por mucho más tiempo. Desde entonces se ha determinado que envenenando o congelando el tejido de las hojas, desactiva la vía del flujo de electrones, provocando que los electrones excitados regresen a su estado original, emitiendo una fluorescencia medible. Contrariamente en el tejido sano, más electrones son reprimidos en la vía de transporte de electrones, reduciendo así la emisión de la fluorescencia.

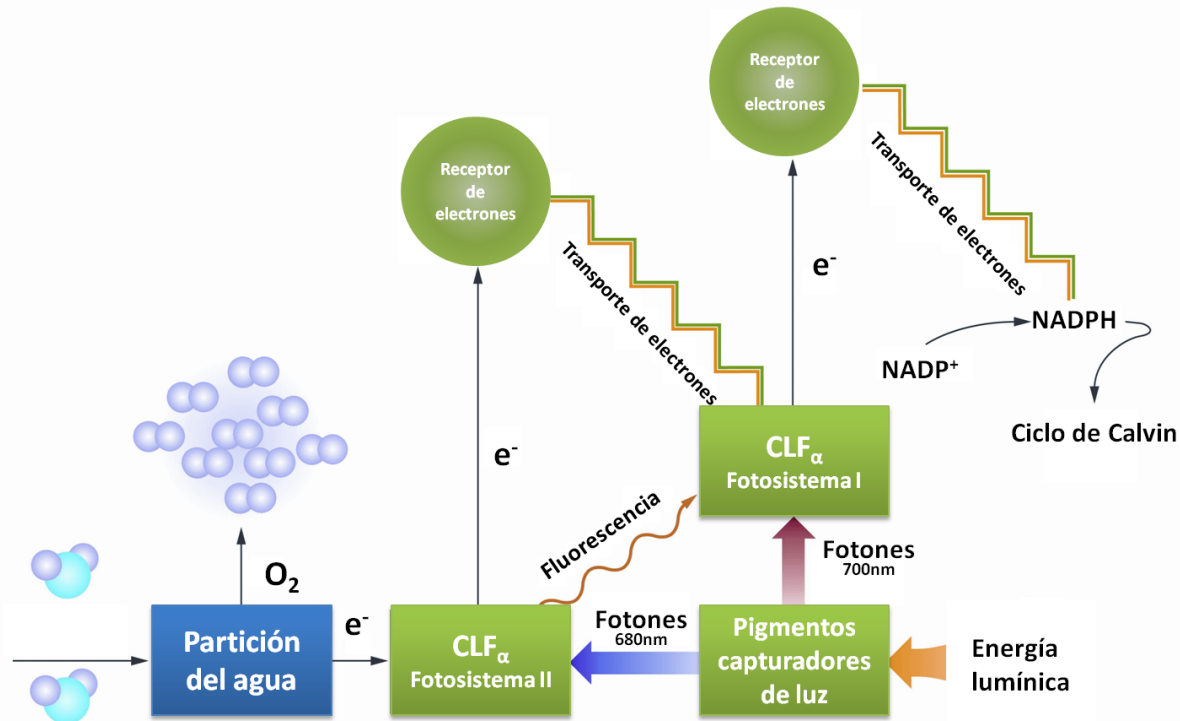


Figura 7.2.25 Diagrama simplificado de la reacción de la luz en la fotosíntesis. La fluorescencia de la clorofila emana del Fotosistema II. Esta fluorescencia puede ser medida con un Fluorómetro y puede ser usada para diagnosticar el estrés.

Fluorómetros Kautsky. Las observaciones de Kautsky llevaron al desarrollo de instrumentos denominados Fluorómetros Kautsky. Los primeros fluorómetros eran grandes e incómodos y han evolucionado a dispositivos pequeños, portátiles, accesibles y de manejo amigable, los cuales siguen siendo los instrumentos básicos para los laboratorios de investigación en la fotosíntesis. Contienen una fuente de luz, dos grupos de filtros, un microprocesador y un fotosensor, comúnmente con una interface a una computadora portátil (Figura 7.2.26A). La fuente de luz envía un pulso de luz fotosintéticamente activo, mediante un cable de fibra óptica hacia la superficie de la hoja, donde éste activa la CLF $_{\alpha}$ en el FSII. La emisión regresa a través del cable y pasa un segundo filtro que transmite la luz fluorescente al fotosensor, el cual registra la emisión. El proceso es controlado por un microprocesador, el cual es programado utilizando una computadora portátil.

El proceso de medición de la FC inicia “adaptando a la obscuridad” la hoja por cerca de 20 minutos. Esto asegura que: 1) toda la clorofila está sin excitación o en su estado original; 2) los receptores se encuentren vacíos; y 3) el camino para transportar los electrones está despejado antes de que se reciba el pulso de luz.

Siguiendo el pulso de luz, el fluorómetro genera una curva en la cual la intensidad de la emisión de la fluorescencia resultante es graficada contra el tiempo (Figura 7.2.26B). En la curva de Kautsky, F_0 es la fluorescencia emanada de los pigmentos de la hoja que se encargan de capturar la luz, y no del FSII. F_m es la fluorescencia máxima y F_v es la fluorescencia variable que procede del FSII.

Esta curva tiene muchas características de diagnóstico, aunque la más útil es la proporción de la fluorescencia variable con respecto a la

fluorescencia máxima, o F_v/F_m . Este valor proporciona una estimación directa de la eficiencia de la reacción de la luz (Genty *et al.*, 1989) y es la más comúnmente utilizada en la emisión de la FC.

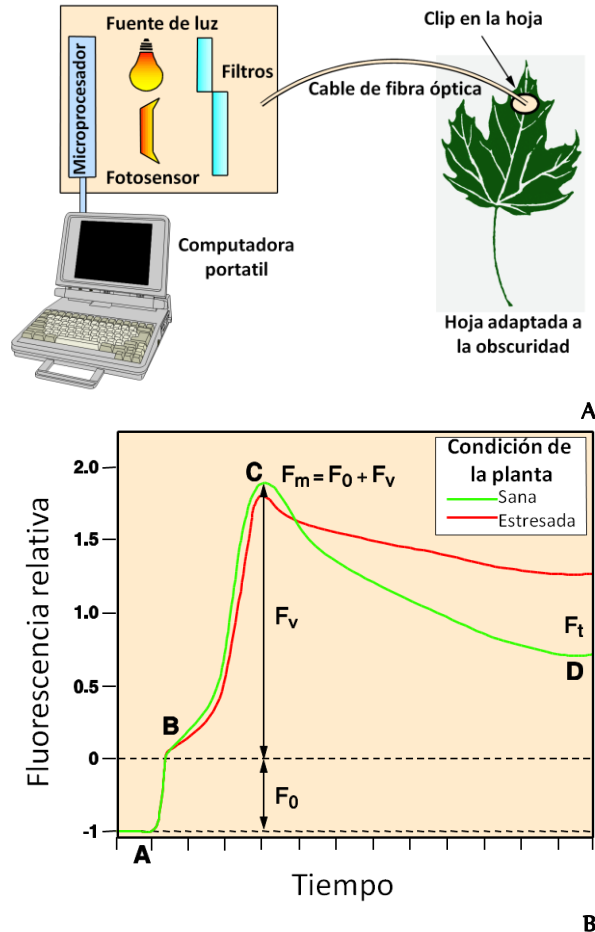


Figura 7.2.26 El fluorómetro Kautsky consta de una fuente de luz, dos filtros, un fotosensor, un microprocesador y un cable de fibra óptica que va adherido a la hoja. Las instrucciones son enviadas al fluorómetro mediante una computadora portátil (A). La curva de difusión es generada después de que se libera un pulso de luz a la hoja adaptada a la oscuridad. Estas curvas son elementos de diagnóstico dado que las plantas sanas y estresadas difieren en la cantidad y duración de la emisión de fluorescencia (B). Por ejemplo, la proporción de la variable a la máxima fluorescencia de la clorofila (F_v/F_m) es un buen indicador de la eficiencia fotosintética. Ver tabla 7.2.7 para la explicación de los símbolos (B, modificado de Rose y Haase, 2002).

Fluorómetros de pulso de amplitud modulada. El más reciente desarrollo en fluorimetría es un instrumento denominado el fluorómetro de pulso de amplitud modulada (IAM) (Schreiber *et al.*, 1995). Después de liberar un pulso de luz para la excitación inicial, el IAM genera un rápido flujo de alta intensidad, saturando los pulsos de luz que abruma los grupos de receptores, cancelando con ello la difusión fotoquímica. La emisión de fluorescencia se diferencia entre estos picos y la curva de fluorescencia decrece, por lo tanto, no es un difusor fotoquímico.

Este poderoso procedimiento permite la medición simultánea de los tres componentes de la difusión de la energía, junto con la determinación de todo el proceso de eficiencia, a diferentes niveles. Uno de estos aparatos, el PAM-2000, es desarrollado en Alemania por Heinz Walz (<http://www.walz.com>). Este instrumento ha llegado a ser una herramienta fundamental para la investigación de la fisiología de las plantas. Una corrida del PAM-2000 produce estimaciones del rendimiento cuántico (F_v/F_m), del rendimiento cuántico efectivo (Y), de la difusión fotoquímica (DF) y no fotoquímica (DNF), de la tasa de transporte de electrones (TTE), y muchas otras variables.

Valores normales de los parámetros de la FC en las plantas. La bioquímica de la fotosíntesis es esencialmente uniforme en todas las especies de plantas C3. Por lo tanto, se esperará que los parámetros de la FC en plantas sanas “normales” no varíen a lo largo del amplio rango de especies. Discusiones con otros científicos así como de búsqueda precisa de la literatura sobre la FC, han permitido el desarrollo del Cuadro 7.2.7. Éste proporciona los valores que comúnmente son considerados como “normales” para los parámetros de la FC, y pueden utilizarse como referencia para la interpretación de estos valores encontrados en la literatura.

Uso de la FC en la evaluación de la calidad de la planta. En la actualidad, la FC es primordialmente una herramienta de investigación, aunque se está comenzando

a utilizar en algunos viveros a nivel operativo.

Dormancia. Aunque ha habido intentos por usar la FC como un indicador de la condición fenológica de la planta o de su estado de latencia, no se tiene seguridad de que dichos estudios sean verificables o repetibles.

Resistencia al frío. Actualmente, el uso más común del uso de la FC es la detección y evaluación de los daños por frío (Binder *et al.*, 1997). Por ejemplo, cuando se evaluaron 17 especies de *Abies* en cuanto a su resistencia al frío, las lesiones a las yemas, follaje y cambium lateral estuvieron muy correlacionados con los niveles de la FC (Jones y Cregg, 2006). Cuando se compararon con otras pruebas de resistencia al frío, la FC resultó ser un indicador rápido y no destructivo de los daños por frío del follaje y tallos, de la producción de *Pinus sylvestris* en contenedor (Peguero-Pina *et al.*, 2008). En lugar de cuantificar el daño por frío de forma visual, por medios electrolíticos o cualquier otro método, (ver Sección 7.2.4.2), el enfoque de la FC es usar la respuesta del proceso fotosintético como un índice de daño. Las plantas “normales” comúnmente tendrán valores de Fv/Fm de 0.700 a 0.830, o ligeramente menores durante el invierno. Cuando este valor desciende a valores < 0.600 después de un proceso de congelación, indica un daño significativo al proceso fotosintético (Cuadro 7.2.7).

Desempeño de la plantación. Algunos estudios han intentado correlacionar las variables de la FC con el desempeño de la plantación. Por ejemplo, mediciones del rendimiento cuántico efectivo predijeron variaciones en la supervivencia y salud de las plantas almacenadas y no almacenadas de *Pseudotsuga menziesii*, en un vivero Irlandés (Perks *et al.*, 2001).

Efectos del almacenamiento. Almacenamiento bajo refrigeración de plantas de *Pinus radiata* durante un corto tiempo (dos semanas) provocó una reducción de Fv/Fm, Fv/Fo y de otros parámetros, a medida que los valores del

potencial hídrico de la hoja, la conductancia estomatal y la fotosíntesis neta también se redujeron (Mena-Petite *et al.*, 2003). Lo anterior refleja un daño relacionado con el almacenamiento al aparato fotosintético, y augura un reducido desempeño después de la plantación. La FC también es usada como una prueba de calidad de la planta después del almacenamiento, en algunos viveros de Ontario (Colombo, 2009).

Estrés por sequía. La sequía prolongada afecta directamente la fotosíntesis al reducir el potencial hídrico de las hojas, las cuales cierran sus estomas. Evidencias recientes sugieren que una sequía prolongada también interrumpe la fotosíntesis a un nivel fotoquímico. Cuando plantas de *Picea glauca* fueron expuestas durante 21 días sucesivos sin agua en una cámara con un ambiente controlado (Brigas, 2005), los parámetros de Fo y DNF no se vieron afectados, pero los de Fm, Fv, Fv/Fm y DF se redujeron cuando el potencial hídrico cayó por debajo de -1.0 Mpa (10 bares EHP). La medición de la proporción Fv/Fm en plantas de *Picea abies* en dormancia, no se vieron afectadas durante las 4 semanas posteriores a su plantación en el campo, bajo condiciones de sequía, aunque la misma exposición a la sequía redujo el valor de Fv/Fm de 0.83 a cerca de 0.28, en aquellas plantas que no tenían dormancia de la yema (Helenius *et al.*, 2005).

Fluorescencia de la clorofila: resumen. Las plantas han desarrollado intrincados mecanismos para disipar o difundir la energía lumínica que absorben. Parte de esta energía es utilizada en la fotosíntesis (difusión fotoquímica-DF), mientras que la restante es disipada mediante la difusión no fotoquímica (DNF) o difusión de la fluorescencia (DFL).

El estrés provocado por altas o bajas temperaturas, muerte, sequía, nutrición inadecuada y demás, reduce la capacidad de las plantas para manejar la difusión de la energía. Por ello, la medición e interpretación de estos tres componentes de difusión con la FC, es posible detectar el daño producido por un estrés fugaz y pasajero, así como un estrés

severo de larga duración. Los tres parámetros importantes de la FC que han sido comúnmente reportados en la literatura de viveros son el DF, DNF y el Fv/Fm.

Las plantas que han sufrido daño o estresadas tienen la capacidad de recuperarse rápidamente, por lo cual es importante medir los parámetros de la FC por un periodo de varios días, seguidos de eventos estresantes, antes de que se pueda llegar a conclusiones acerca del daño en la planta. Si el valor de Fv/Fm se mantiene en niveles bajos, y el DNF alto por varios días, indicará que posiblemente ha ocurrido un daño significativo al sistema fotosintético. Aun así, se requiere de una mayor investigación antes de que la FC pueda considerarse una prueba de calidad a nivel operativo.

7.2.4.5 Contenido de nutrientes minerales

Por intuición, la cantidad de nutrientes minerales que es almacenada en una planta puede ser relacionada con su calidad. Los nutrientes minerales como el nitrógeno y el fósforo suministran los requerimientos para un nuevo crecimiento, por lo que las plantas recién establecidas en campo deberán disponer de los nutrientes almacenados, hasta que puedan lograr establecerse en el sitio. Dado que éstas reflejan el consumo actual de nutrientes minerales, las pruebas sobre el tejido de las plantas son la mejor forma de monitorear un programa de fertilización. Los laboratorios para análisis son capaces de medir con mucha precisión, los niveles de los 13 nutrientes minerales, en una pequeña muestra de tejido de la planta, y los gerentes de viveros pueden disponer de los resultados en una semana. Además, al medir la biomasa de los tejidos a partir de los resultados del laboratorio, puede calcularse la concentración de nutrientes. Los datos pueden entonces ser analizados mediante el uso de diagramas vectoriales para diferencias relativas entre regímenes de fertilización, para una dilución de nutrientes, su toxicidad, suficiencia o deficiencia (Haase y Rose, 1995). Aunque existen guías tentativas para analizar los niveles de nutrientes minerales, éstas son para grupos generales de

especies, como las “plantas de coníferas” (Cuadro 7.2.8), son de uso limitado para monitorear con precisión los programas de fertilización. La mayoría de los resultados de pruebas publicadas son para especies de árboles comerciales, y casi no existen con otras especies de plantas nativas (Landis *et al.*, 2005).

Otro problema es que la correlación entre los niveles de nutrientes del follaje y la supervivencia en campo, no es buena. El asunto es que la planta puede estar severamente estresada o incluso muerta, y mantener sus niveles ideales de nutrientes minerales. Aunque los niveles de nutrientes minerales no son una garantía de vitalidad, los niveles de nitrógeno foliar parecen ser un elemento para predecir el crecimiento después de la plantación (Landis, 1985). Por ejemplo, van den Driessche (1984) encontró una fuerte correlación entre el nitrógeno foliar y el crecimiento del tallo, en plantas de *Picea sitchensis* cuando fueron medidas a los tres años de haberse establecido en campo (Figura 7.2.27A). Esto tiene sentido sólo porque después de que la planta es establecida, ésta requiere de buenas reservas de nitrógeno para reparar cualquier tipo de daño y construir nuevas células. Algunos viveros han establecido niveles máximos de nitrógeno foliar al momento de la cosecha, como un indicador de calidad de planta; por ejemplo, los viveros de la provincia de Quebec especifican un nivel mínimo de nitrógeno foliar para su producción, dependiendo del tamaño del contenedor (Government of Quebec, 2007). Por lo tanto, la mejor recomendación es que los viveros desarrollen sus propios estándares de nutrición foliar, para el conjunto de plantas que producen.

Cuadro 7.2.7 Rangos normales de los parámetros de emisiones de la fluorescencia de la clorofila en plantas C4 (extraído de la literatura)

Parámetro FC	Definición	Descripción	Rango normal	Rango de estrés
Fo	Fluorescencia en su estado normal	Fluorescencia que emana de los pigmentos de la hoja que capturan la luz; generalmente considerada como una fluorescencia de "segundo plano" que llega a cero cuando se mide la fluorescencia de la clorofila en FSII	0.2 a 0.4	>0.7
Fs	Fluorescencia en estado de reposo	Nivel de fluorescencia (algunas veces referido como Ft)		Valor bajo de Ft indica estrés
Fv	Fluorescencia variable	Altura del pico de fluorescencia por encima de Fo seguido de exposición a un pulso de luz actínica (Fv=Fm-Fo)		
Fm	Fluorescencia máxima	Fv+Fo	1.2 a 1.5	
Fv/Fm	(Máximo rendimiento cuántico)	Una estimación de la proporción del mols de carbono fijado por mol de energía lumínica absorbida (Genty <i>et al.</i> , 1989); el valor teórico máximo para la fotosíntesis C ₃ es aproximadamente de 0.83	0.7 a 0.83	< 0.6
Y	Rendimiento efectivo)	cuántico (Fm-Fs)/Fs	0.4 a 0.6	0.1 a 0.2
DNF	Difusor no fotoquímico	Disipación de la energía lumínica absorbida por otros medios diferentes a la fotosíntesis (principalmente como calor sensible)	0.4 a 0.6	Valores prolongados > a 0.6
DF	Difusor fotoquímico	Uso de energía lumínica absorbida vía la fotosíntesis	0.7 a 0.8	Valores prolongados < a 0.6
TTE (a pleno sol)	Tasa de transporte de electrones	Velocidad a la cual los electrones son transportados a través del fotosistema	< 300 μmol Electrones $\text{m}^{-2}\text{s}^{-1}$	

Cuadro 7.2.8. Concentraciones ideales para los nutrientes minerales esenciales en el follaje, de la producción de coníferas en vivero (modificado de Landis, 1985).

Nutriente	Símbolo	Rango aceptable
Macronutrientes (%)		
Nitrógeno	N	1.3 a 3.5
Fósforo	P	0.2 a 0.6
Potasio	K	0.7 a 2.5
Calcio	Ca	0.3 a 1.0
Magnesio	Mg	0.1 a 0.3
Azufre	S	0.1 a 0.2
Micronutrientes (ppm)		
Hierro	Fe	40 a 200
Manganeso	Mn	100 a 250
Zinc	Zn	30 a 150
Cobre	Cu	4 a 20
Boro	B	20 a 100
Molibdeno	Mo	0.25 a 5.00
Cloro	Cl	10 a 3,000

Las últimas investigaciones de las relaciones entre los niveles de nutrición de las plantas y su desempeño en la plantación, involucra un concepto denominado "carga de nutrientes" con nitrógeno. La idea es que "supercargando" a una planta con nitrógeno, le ayudará a sobrevivir y tener mejor crecimiento en el sitio de plantación, donde los nutrientes minerales son comúnmente limitados. La carga de nutrientes implica la fertilización de las plantas durante la fase de endurecimiento, hasta que su contenido de nitrógeno se encuentre en el área de consumo de lujo, de la curva de crecimiento (Figura 7.2.27B). Este proceso ha sido exitoso con *Picea mariana* en sitios que presentan una alta competencia vegetal, tal como fue narrado por Timmer y sus asociados (por ejemplo, Timmer, 1997). El concepto de la carga de nutrientes con nitrógeno es ciertamente atractivo, y se espera que esta técnica sea

probada con un mayor número de especies en una amplia variedad de sitios de plantación (Landis *et al.*, 2005). Deberán también ser investigados los posibles problemas con el incremento de la depredación animal, y la baja resistencia al frío.

7.2.4.6 Reservas de carbohidratos

Parece lógico que la cantidad de alimento almacenado como carbohidratos en la producción del vivero puede ser un buen indicador de planta de calidad. Después de su establecimiento en campo, las plantas deben valerse de ese “alimento” almacenado para estimular nuevo crecimiento hasta que éstas pueden reiniciar el proceso fotosintético. Marshall (1983) proporciona una excelente reseña de los carbohidratos en las plantas, y presenta una buena comparación de cómo los carbohidratos almacenados podrían usarse en dos diferentes tipos de plantas. La planta 1 contiene niveles adecuados cuando es cosechada, aunque los carbohidratos son consumidos gradualmente durante su almacenamiento; posterior a su plantación se usan aún más hasta que la planta logra su establecimiento, y genera nuevos carbohidratos mediante la fotosíntesis (Figura 7.32.28A). Las plantas que sufrieron estrés o daños usarán más carbohidratos para reparar el tejido y promover la recuperación metabólica. De hecho, se descubrió que la reserva de carbohidratos influye en el crecimiento de la producción del vivero, por hasta 2 años después de la plantación (Ronco, 1973).

Desafortunadamente, los ensayos de investigación no han mostrado que las reservas de carbohidratos puedan ser un buen elemento para predecir la calidad de la planta, y se ha hecho muy poco con planta de vivero producida en contenedor. Por ejemplo, se evaluaron las reservas de carbohidratos en plantas de *Pinus sylvestris* producidas a raíz desnuda, como un indicador de la calidad de planta, y los resultados siguieron la tendencia general mostrada en la Figura 7.2.28A. Cuando las reservas cayeron por debajo del 2% de glucosa total durante el almacenamiento, se

presentó una mortandad importante (Figura 7.2.28B). El autor concluyó que las dificultades para medir las concentraciones de carbohidratos y la dinámica del metabolismo de los carbohidratos, vuelven a estas pruebas de reservas de carbohidratos, imprácticas para su uso a una escala operativa, como un índice de calidad de planta (Puttonen, 1986).

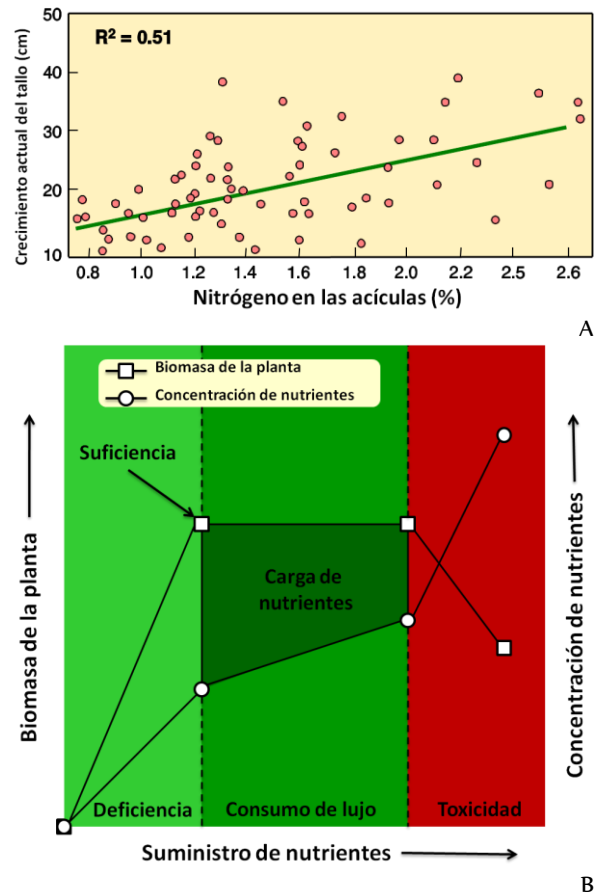


Figura 7.2.27. La concentración de nitrógeno en el follaje (N) demostró ser un buen elemento para predecir el crecimiento del tallo en plantas de *Picea sitchensis*, cuando se midió a los 3 años después de haber sido establecida en campo (A). La “carga de nutrientes” en plantas de coníferas con altos niveles de nitrógeno (B), demostró ser de beneficio en sitios de plantación húmedos donde existe una alta competencia vegetal (A, modificado de van den Driessche, 1984; B, modificación de Timmer, 1997).

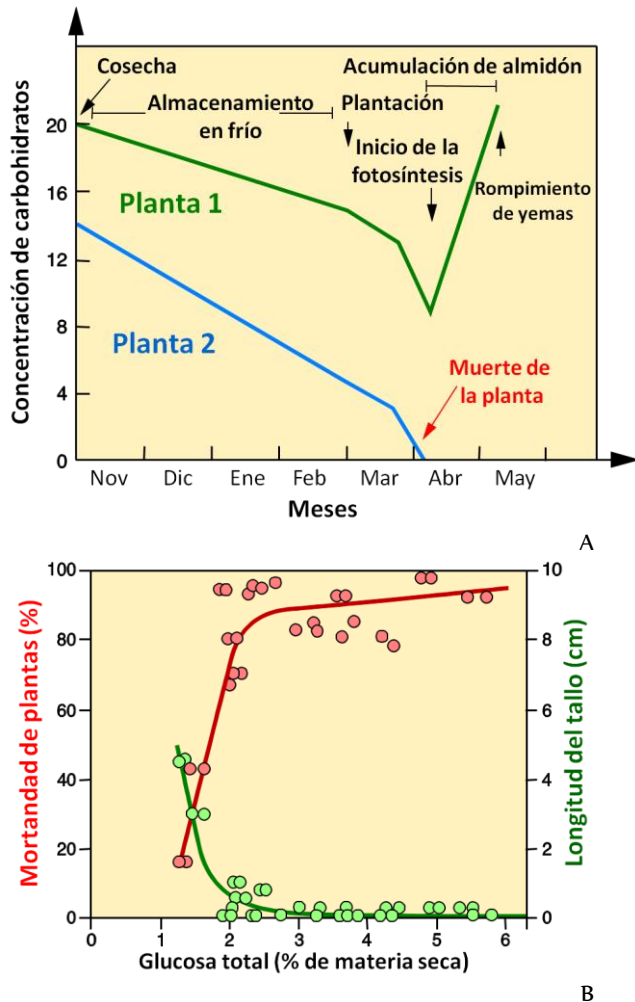


Figura 7.2.28. Las plantas de vivero consumen una gran cantidad de sus carbohidratos acumulados desde el momento de la cosecha, durante su almacenamiento y hasta el momento de la plantación. La Planta 1 tenía suficientes reservas y sobrevivió hasta que fue establecida en campo, reponiendo los carbohidratos mediante la fotosíntesis. La Planta 2 comenzó con un inadecuado almacenamiento de carbohidratos y murió poco después de haber sido plantada (A). Con plantas de *Pinus sylvestris*, la mortandad se incrementó y el crecimiento del tallo disminuyó después de su plantación, cuando los niveles de glucosa total cayeron por debajo del 2% (B) (A, modificado de Marshall, 1983; B, modificado de Puttonen, 1986).

Al medir los atributos de desempeño debe pensarse como un “bio-ensayo” que integra el funcionamiento del sistema de la planta en su totalidad, en una variable de desempeño. Aunque éstos son con frecuencia indicadores robustos del potencial de desempeño de la

planta, éstos no identifican qué es específicamente lo que anda mal cuando el potencial de desempeño es bajo. Además, éstos tienen la desventaja de consumir mucho tiempo para medirlos directamente, lo cual limita su utilidad para los productores de planta y sus consumidores.

7.2.5 Atributos de desempeño

7.2.5.1 Dormancia de la yema

La idea de que la calidad de la planta producida en vivero está relacionada con su estado de dormancia, está fuertemente arraigada en la mente de los viveristas y los usuarios de la planta, especialmente los forestales. Sin embargo, cuando se les pide que expliquen esta relación y por qué es tan importante, muy pocos son capaces de expresar una visión clara de lo que significa la dormancia, cómo opera, o cómo afecta a la calidad. Por ello se intentará discutir este importante concepto, haciendo la aclaración que la intensidad de la dormancia puede variar entre especies y ecotipos. En particular, las plantas que crecen en altas latitudes y altitudes, mostrarán un estado de dormancia más fuerte que aquéllas de bajas latitudes y altitudes.

El concepto de dormancia. La dormancia es uno de los conceptos más antiguos en la fisiología. Los viveristas han aprendido mediante prueba y error que las plantas pueden ser trasplantadas y establecidas en campo de forma más exitosa, cuando éstas no se encuentran creciendo activamente. En las zonas templadas, esto se presenta durante el invierno, por lo que los viveros cosechan de manera tradicional en esta época. El concepto de la “época de cosecha” fue desarrollado por la salida de las plantas del vivero y su establecimiento en campo, desde finales del otoño hasta el inicio de la primavera, midiendo su supervivencia y crecimiento (Jenkinson *et al.*, 1993). Estos ensayos apoyaron la práctica tradicional de la cosecha durante mediados del invierno, por lo que la gente interpretó estos resultados para entender que las plantas están “dormidas” durante este periodo. Sin embargo, tal como se mostrará, este concepto de un pico máximo de dormancia a mediados del invierno no es correcto.

Definición de dormancia. La dormancia (o latencia) puede ser ampliamente definida como el estado de mínima actividad metabólica, o cualquier momento en el que el tejido de la

planta está predispuesto a crecer, pero no lo hace (Lavender, 1984). En otras palabras, la dormancia es la condición en la cual el crecimiento de la planta – la división y expansión celular – no se presenta. En la horticultura, la dormancia puede referirse a la dormancia de la semilla o de la planta. En la literatura, la dormancia de la planta ha sido estudiada mucho menor que la dormancia de la semilla, pero la dormancia de la planta es lo que nos interesa.

Son reconocidos dos tipos de dormancia en las plantas:

Dormancia externa, también conocida como “quiescencia”, se presenta cuando las condiciones ambientales (por ejemplo, un estrés hídrico severo) no ayudan al crecimiento (Lavender, 1984). Las plantas mostrarán una dormancia impuesta, retomando su crecimiento cuando mejoran estas condiciones desfavorables (cuando llueve).

Dormancia interna, o “dormancia profunda” es una condición en la cual las plantas no retoman su crecimiento hasta que éstas hayan experimentado un largo periodo de exposición a bajas temperaturas (Perry, 1971). Esta condición es también denominada “reposo invernal”. En este capítulo se discutirá la dormancia profunda y como esta condición fisiológica afecta las prácticas culturales en el vivero y el éxito de la plantación.

La dormancia se refiere a los tejidos, no a la planta en su totalidad. En el argot coloquial nos referimos a que las plantas o incluso, que la totalidad del cultivo está bajo dormancia. Mientras ésta sea una terminología común, es muy importante entender que la dormancia de la planta se refiere a un tejido meristemático específico, comúnmente las yemas (Figura 7.2.29). En la misma planta, las yemas pueden estar en latencia mientras que los meristemas laterales pueden no estarlo. Los meristemas de

la raíz en realidad nunca entran en dormancia y crecerán en cualquier momento cuando las condiciones ambientales, especialmente la temperatura, sean favorables. Dado que nuestra preocupación son las pruebas de calidad, se discutirá la dormancia de la yema, la cual se observa con más claridad en el comportamiento de las yemas terminales.

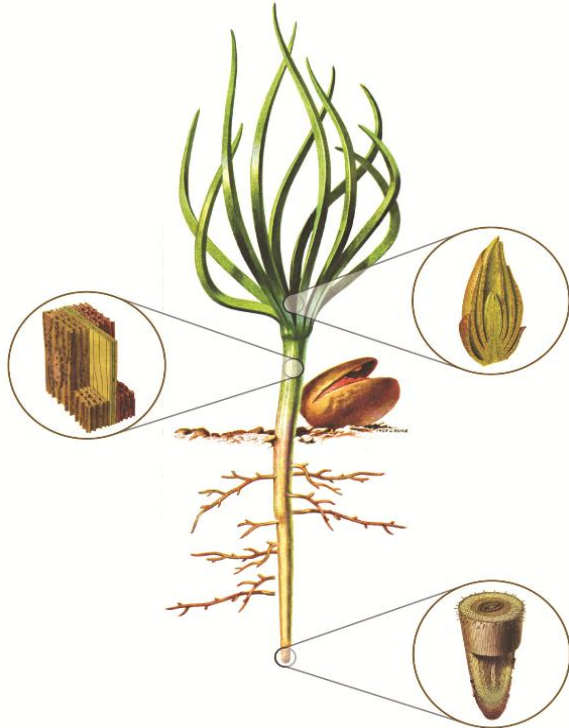


Figura 7.2.29. La dormancia se refiere a la actividad de los tejidos meristemáticos: yemas, meristemas laterales en el tallo, y las puntas de la raíz. En el contexto normal de la calidad de la planta, la dormancia de la yema es la preocupación principal.

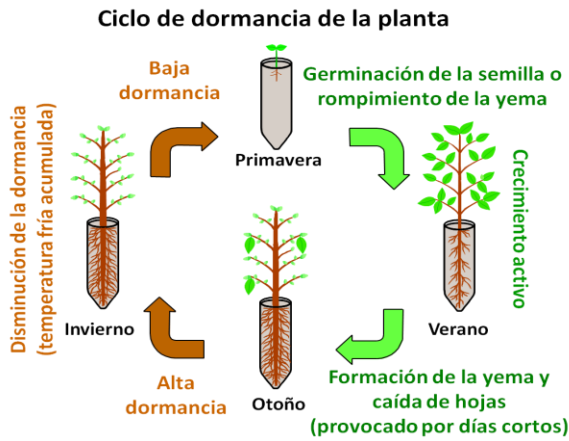
El ciclo de la dormancia. Las plantas perennes que crecen en regiones templadas muestran un marcado “ciclo de dormancia” estacional (Figura 7.2.30A). Durante la primavera, conforme incrementa la duración del día y la temperatura, las yemas de las plantas comienzan a mostrar un incremento dimensional, el cual se refleja tanto en la división celular, como en la expansión – en otras palabras, éstas inician su crecimiento. El crecimiento del tallo se mantiene durante la primavera y el verano. En el verano, a medida que la longitud del día (fotoperiodo) comienza a decrecer, el incremento de la longitud en el periodo de obscuridad es percibido por el

sistema fitocrómico en las hojas, como una señal de iniciar la preparación para el invierno. A este punto el crecimiento del tallo disminuye, y las yemas del invierno están listas para su desarrollo (Burr, 1990). A inicios del otoño algunas plantas forman una yema latente y muestran otros cambios morfológicos, tales como variaciones en el color de las hojas, la abscisión en la producción de especies de madera dura (Figura 7.2.30A), incremento de agujas cerosas en las hojas de las coníferas (Figura 7.2.30B) y la coloración púrpura de las acículas en otras plantas. Sin embargo, estos cambios visuales no deben ser considerados como prueba de dormancia, debido a la presencia de fuertes variaciones entre individuos del mismo lote de semillas (Figura 7.2.30C). En un estudio con plantas de *Pinus sylvestris* no pudo desarrollarse una relación de predicción entre el follaje púrpura y los resultados de las pruebas de resistencia al frío (Toivonen *et al.*, 1991).

El requerimiento de horas frío. A finales del verano las yemas de las plantas entran a la condición de una dormancia impuesta. Conforme el verano da paso al otoño, la dormancia impuesta gradualmente da paso a la dormancia profunda y las yemas alcanzan su latencia máxima a finales del otoño (Figura 7.2.30A). Tal como se ha mencionado, la dormancia se da por la exposición de las plantas a un periodo prolongado de bajas temperaturas; esto es conocido como requerimiento de “horas frío” y es detectado por las yemas. Esta adaptación evolutiva asegura que las plantas no reanuden el crecimiento del tallo (rompimiento de yema) durante una onda de calor de mediados del invierno, sólo para morir cuando retorne el clima frío. Una vez que se han satisfecho las horas frío, las temperaturas cálidas de la primavera y, en menor medida, la ampliación del fotoperiodo, detonarán y mantendrán la reanudación del crecimiento del tallo (Campbell, 1978). Aunque las temperaturas en un rango de 3 a 5 °C (37 a 41 °F) son más eficientes para liberar la dormancia de la yema (Anderson y Seeley, 1993), temperaturas por

arriba y debajo de este rango también son efectivas a un menor grado (Figura 7.2.31).

Hortelanos y horticultores han desarrollado modelos para predecir la fecha de la apertura de la yema de la flor, en cultivos sensibles al frío tales como los duraznos (ver, por ejemplo, Richardson *et al.*, 1974). Estos modelos toman en cuenta la eficiencia de las horas frío y el hecho de que las interrupciones cálidas durante finales del otoño pueden obstaculizar algo del frío, que pudo haberse presentado en este tiempo. Sin embargo, en los viveros forestales y de conservación es comúnmente utilizado un proceso simple para calcular la suma de frío o el total de horas frío. Los detalles son dados en la siguiente sección.



A

B



C

Figura 7.2.30 Las yemas de las plantas perennes de zonas templadas, incluida la producción de los viveros forestales y de conservación, experimentan un ciclo estacional de crecimiento del tallo y dormancia. Observe que el punto máximo de latencia se presenta a finales del otoño, en lugar de mediados del invierno como comúnmente se cree, y que la dormancia se libera por la exposición acumulada al frío ("requerimiento de horas frío"). Algunas plantas en estado latente muestran cambios morfológicos: yemas de invierno duras, y acículas azuladas debido a los depósitos cerosos (B), y follaje púrpura en otras especies. Debido a la variación extrema entre individuos (C), este cambio de color no debe ser usado para predecir la dormancia.

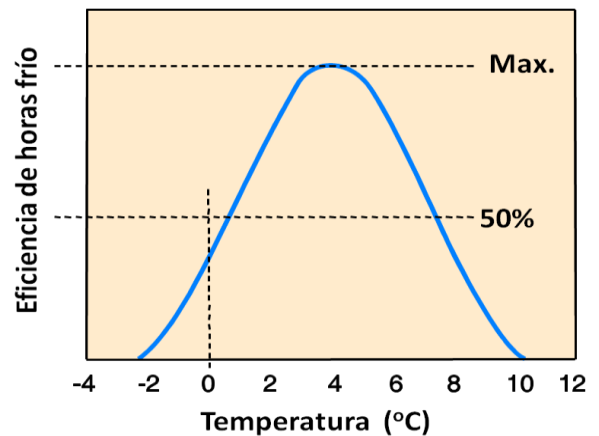


Figura 7.2.31 La temperatura fría y su eficacia para romper la dormancia de la yema (modificado de Anderson y Seeley, 1993). Observe que la temperatura en el rango de almacenamiento refrigerado (-1 a 1 °C [30 a 33 °F]), libera la dormancia muy lentamente.

Medición de la dormancia. Dada la gran importancia de medir la dormancia para el manejo del vivero, se han realizado múltiples intentos para desarrollar una forma simple de medirla. Como se discutirá a continuación, este objetivo ha sido difícil de alcanzar.

Medidores de dormancia. En los años 1970, los investigadores observaron que los cambios en la resistencia eléctrica de los tejidos de las plantas, proporcionaron una forma útil para determinar si los tejidos estaban dañados o muertos. Basándose en estas observaciones, construyeron un “medidor de dormancia” (Figura 7.2.32), con el objetivo de cuantificar la dormancia durante el otoño y comunicarle a los viveristas cuando era seguro cosechar la producción. Desafortunadamente, pruebas posteriores mostraron que estos medidores no eran confiables (Timmis *et al.*, 1981). La idea de una simple “caja negra” para evaluar la calidad sigue siendo atractiva, pero sigue siendo dudoso que un equipo o técnica sea capaz de medir en forma instantánea la dormancia de la yema.

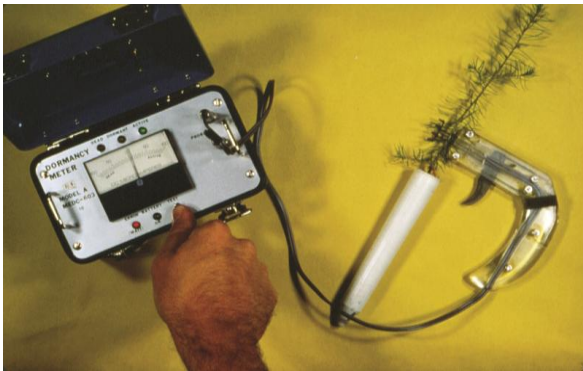


Figura 7.2.32 El “medidor de dormancia” fue un intento simple y fácil para determinar cuándo es que las plantas están listas para la cosecha. La prueba operativa demostró que tales aparatos no eran del todo confiables.

Horas frío. Es el método más fácil y práctico para estimar la intensidad de la dormancia de la yema, y está basado en el requerimiento de las horas frío que se acaba de discutir. Las horas frío tienen una aplicación inmediata ya que pueden ser usadas para determinar la época de cosecha o para monitorear la dormancia de la yema, a medida que ésta se

debilita en el invierno. El concepto es lo suficientemente lógico: la exposición acumulada de las plantas a temperaturas frías controla la liberación de la dormancia. Por ello, al medir la duración de esta exposición, es posible estimar de forma indirecta la intensidad de la dormancia.

En la práctica se usan las horas frío o días con un grado de endurecimiento (DGE). El proceso implica medir diariamente la temperatura y calcular la cantidad de tiempo por debajo de una temperatura de referencia. Este método, utilizado algunas veces en los viveros forestales y de conservación, consiste en contar el número de horas durante las cuales la temperatura del aire es, o está, por debajo de un valor umbral, tal como 5°C (42°F) (Richie *et al.*, 1985). Las temperaturas de referencia variarán con la ubicación del vivero y las especies; por ejemplo, una temperatura de 8°C (46°F) ha sido utilizada para pinos del sur (Grossnickle, 2008). Un método breve es registrar diariamente las temperaturas máximas y mínimas, promediarlas y restar este promedio a la temperatura base. Considere que cuando se calcula la suma de horas frío sólo se registran valores negativos (Cuadro 7.2.9).

Prueba del rompimiento de la yema. Entre mayor sea la dormancia de una planta, las yemas terminales retomarán su crecimiento más lentamente (rompimiento), bajo condiciones ideales de crecimiento. Este fenómeno forma la base de la única forma directa de medir la intensidad de la dormancia – la prueba de rompimiento de la yema. Teniendo acceso a un invernadero u otras estructuras para promover el crecimiento, que puedan mantener durante el invierno condiciones ideales de crecimiento, la intensidad de la dormancia en la producción del vivero puede ser medida mediante la observación de los días para el rompimiento de la yema (DRY), en este ambiente “forzado”.

El procedimiento es relativamente simple. Desarrolle plantas a un tamaño transportable, y a finales del verano endurezcalas hasta una condición de dormancia total, mediante su

exposición a condiciones ambientales. Para inicios del otoño las plantas habrán formado comúnmente la dormancia de la yema y mostrarán otros cambios morfológicos, como el cambio en el color del follaje, la abscisión en la producción de madera dura (Figura 7.2.30 C), y el incremento ceroso de las hojas en las coníferas (Figura 7.2.30 B). Coloque un dispositivo para registrar la temperatura a la altura de la planta y verifique estas temperaturas al menos una vez a la semana, para calcular la cantidad de horas frío (Cuadro 7.2.9).

Coloque los controles ambientales dentro del invernadero de prueba, a fin de mantener condiciones forzadas de primavera, con días cálidos, noches frías y generación de largos fotoperiodos mediante el uso de luz fotoperiódica. Después, a finales de octubre (fecha de Halloween), extraiga una muestra de plantas, enváselas, etiquételas y colóquelas en un invernadero de condiciones forzadas. Manténgalas irrigadas y contabilice el número de días requeridos por las yemas terminales para retomar su crecimiento – esto es, DRY. Repita este proceso en cada fecha de festividad importante: a finales de noviembre (Día de Acción de Gracias), finales de Diciembre (Navidad), inicios de enero (Año Nuevo), mediados de febrero (Día de San Valentín) y mediados de marzo (día de San Patricio). Inicie en septiembre con la primera muestra, realice

un seguimiento de la suma de horas frío, es decir, aquellas horas en que la temperatura fue de 5°C (41°F) o menor, durante el periodo de prueba.

Una vez terminado este proceso, grafique los valores de DRY sobre las horas frío. El número de días requeridos para que las yemas terminales se rompan, es la medida directa de la intensidad de la dormancia. (Nota: las plantas de finales de octubre pudieran nunca llegar a romper la yema). Es muy probable que los resultados se parezcan a los mostrados en el Figura 7.2.33, los cuales corresponden a la especie *Pseudotsuga menziesii* de la costa occidental en los estados de Washington y Oregón (Ritchie, 1984a), los cuales concuerdan con la curva propuesta por Lavender (1984). Conforme se acumulaban las horas frío durante el invierno, los días para romper las yemas se disminuirán de manera impresionante. Experimentos similares con numerosas especies arbóreas, incluyendo varias latifoliadas (Abedul, Corno, *Crataegus* y Robles), que han producido resultados similares (Sorensen, 1983; Lindqvist, 2000). Una vez que esta curva se haya desarrollado para usarse en un vivero, ésta puede aplicarse posteriormente para estimar la intensidad de la dormancia de determinadas especies, y de las áreas semilleras, directamente de la suma de horas frío.

Cuadro 7.2.9. Un ejemplo de cómo calcular la suma de horas frío utilizando los grados de cada día, calculando el promedio de las temperaturas máximas y mínimas, a una temperatura base de 4.5°C (40°F).

Día	Temperatura base (°F)	Temperatura diaria (°F)			Grados por día	Suma de horas frío
		Máxima	Mínima	Promedio		
Uno	40	40	20	30	10	10
Dos	40	45	35	40	0	10
Tres	40	50	40	45	0	10
Cuatro	40	40	30	35	5	15

Partiendo de este experimento queda claro que la intensidad de la dormancia de la yema es muy alta en el otoño y que cae de manera repentina a principios del invierno, contrariamente con la falsa creencia muy común, por cierto, de que la latencia más profunda ocurre a mitad del invierno, cuando las plantas son más resistentes al estrés. Además, esta prueba ilustra que no existe un simple “requerimiento de horas frío” para cualquier especie. Más bien, hay una relación curvilínea entre las horas frío y la dormancia en la que a mayor frío, bajo condiciones forzadas, más rápido será el rompimiento de la yema. Por ejemplo, plantas de *Pseudotsuga menziesii* con solamente 800 horas de exposición al frío, eventualmente romperán la yema, aunque no tan rápido como aquellas expuestas a 2,000 horas frío (Figura 7.2.33).

Cálculo del índice de liberación de dormancia. Ahora que DRY para cierto cultivo puede ser estimado mediante la suma de horas frío, ¿Cómo se utiliza esta información? Si los DRY se tomaron de un grupo de plantas de *Pseudotsuga menziesii* que fueron liberadas completamente de su latencia (es decir, que el requisito de horas frío se cumplió en su totalidad), las yemas romperán en aproximadamente 10 días. Tomando este número como un denominador, se puede calcular un índice que exprese la intensidad de la dormancia en una escala lineal:

$$\text{Índice de liberación de dormancia (ILD)} = \frac{10}{\text{DRY}}$$

DRY son los días que tarda la yema en romperse de un grupo de plantas evaluadas, como fue descrito en el experimento antes mencionado.

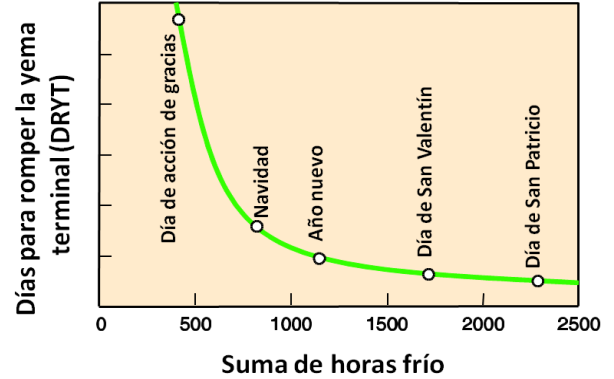


Figura 7.2.33 La única prueba confiable para la determinación de la intensidad de la dormancia de la yema es la prueba del rompimiento de la yema, la cual puede ser desarrollada mediante la cosecha de plantas a intervalos regulares durante finales del otoño e invierno, moviéndolas después a un invernadero. A medida que rompen la yema, el número de días para realizar esta acción (DRY) es graficado contra la suma de horas frío para cada fecha de cosecha. Los datos mostrados son típicos de las plantas de *Pseudotsuga menziesii* (modificado de Ritchie, 1984a).

Las yemas en su máximo estado latente tienen un valor del ILD cercano a cero (por ejemplo, $ILD = 10/300 = 0.03$). A medida que la dormancia se debilita, el ILD se acerca a 1 (por ejemplo, $ILD = 10/15 = 0.67$). Esta relación se muestra en el Figura 7.2.34. El ILD es útil porque éste transforma la relación curvilínea que existe entre la intensidad de la dormancia y la suma de horas frío, a una forma lineal más útil. Esta regresión lineal puede ser usada como un punto de partida y como una escala común, para comparar los lotes de plantas de una cierta especie en particular.

McKay y Milner (2000) desarrollaron una variante a este planteamiento: estimaron el ILD, contando los días necesarios para que se rompiera el 50 % de las yemas terminales en *Picea sitchensis*, *Pseudotsuga menziesii*, *Larix kaempferi* y *Pinus sylvestris*. Los resultados que obtuvieron son muy parecidos a los de la Figura 7.2.34. El IRY ha sido particularmente útil como un indicador de la resistencia de la planta al estrés – un atributo clave de desempeño. Sobre esta relación y de cómo se ha usado se hablará ampliamente en la Sección 7.2.5.2.

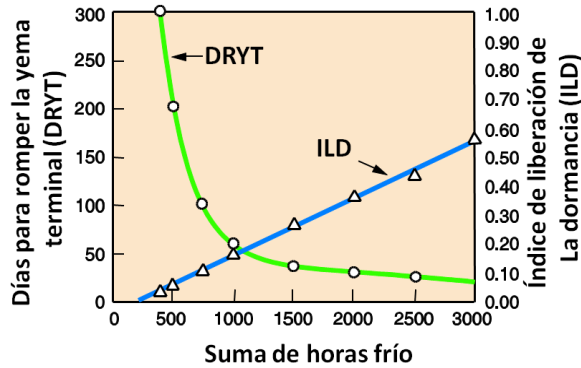
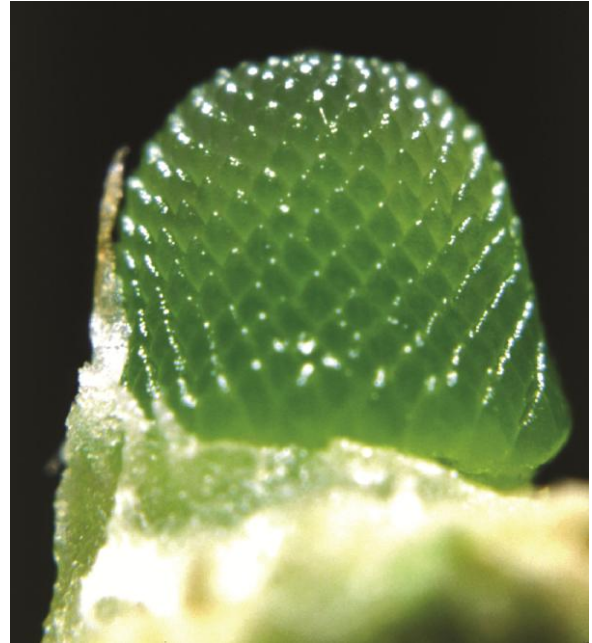


Figura 7.2.34 Debido a que los días para el rompimiento de la yema (DRYT) sobre la suma de horas frío es una relación curvilínea, es útil convertirla a un índice lineal de la liberación de la dormancia (ILD). En este ejemplo, $ILD=10/DRYT$ debido a que las plantas de *Pseudotsuga menziesii* retoman su crecimiento (rompimiento de la yema) en 10 días, cuando sus requerimientos de horas frío han sido completamente satisfechos. (modificado de Ritchie, 1984a).

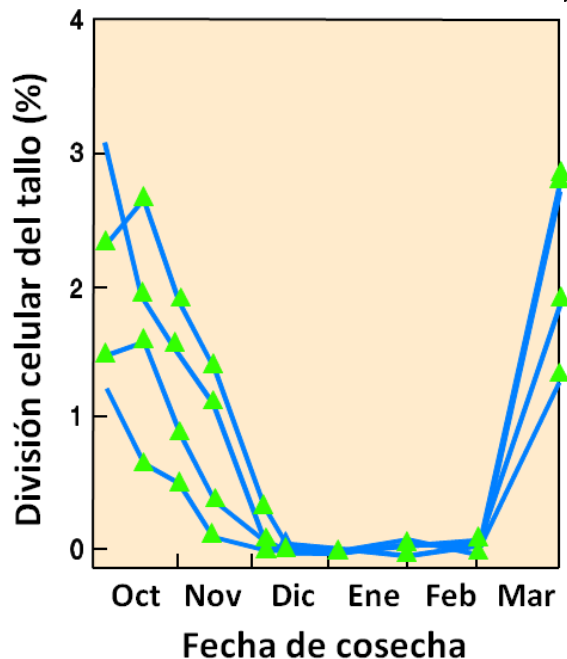
Medición del índice mitótico. En nuestra definición de dormancia, hemos enfatizado que la dormancia se refiere sólo a las yemas, o a otros meristemos de la planta (Figura 7.2.29). Se han desarrollado técnicas de laboratorio para medir el número de células meristemáticas que se están dividiendo en un momento dado (Figura 7.2.35A). Aunque en un principio estas medidas fueron usadas con propósitos de investigación, con ellas también se ilustran los patrones de dormancia.

Por ejemplo, las puntas del final de los tallos y de las largas raíces de plantas de *Pseudotsuga menziesii* producidas a raíz desnuda, fueron extirpadas y después de examinar las células meristemáticas con un microscopio de 400X, se calculó el índice mitótico (O'Reilly *et al.*, 1999). Los resultados indicaron que la actividad de la yema terminal muestra un patrón estacional muy definido; la división celular se reduce gradualmente durante el otoño y se detiene completamente en el invierno. Con temperaturas más cálidas y días más largos a finales del invierno y principios de la primavera, la división celular aumenta rápidamente (Figura 7.2.35B). Lo anterior es un contraste directo a los patrones de actividad del meristemo de la raíz, mostrando que las raíces nunca están verdaderamente inactivas,

aunque crecerán cuando las temperaturas del suelo lo permitan (Figura 7.2.35C). Aunque es muy útil para los investigadores, esta prueba consume mucho tiempo para ser utilizada de manera operativa.



A



B

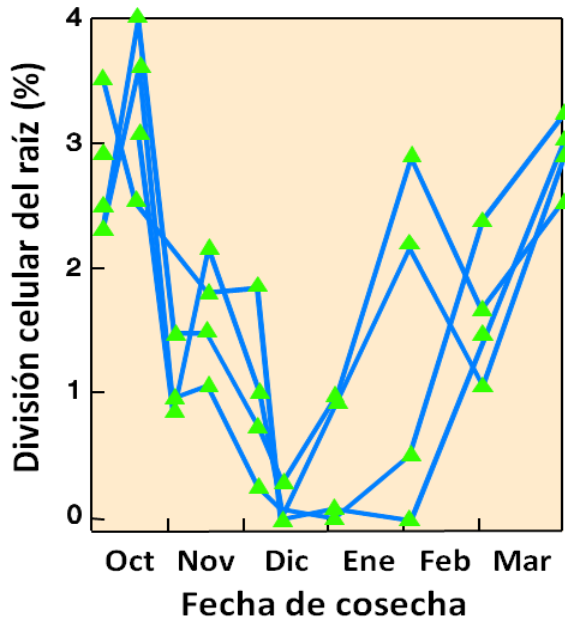


Figura 7.2.35 La medición del grado de división celular en las yemas (A) es una medición de la dormancia realizada en laboratorio. La actividad del tallo durante 4 años muestra un patrón característico de inactividad durante el invierno (B), pero las raíces (C) continúan su crecimiento cuando las condiciones son favorables (modificado de O'Reilly *et al.*, 1999).

Tamaño y desarrollo de la yema. Aunque ni el tamaño ni el desarrollo de la yema son por sí mismos indicadores de la intensidad de la dormancia, estos tradicionalmente han sido vistos por los viveristas como indicadores de la calidad de planta. Por ejemplo, el Ministerio de Recursos Naturales de Ontario desarrolló un protocolo para medir el tamaño de la yema, como parte de una primera prueba de calidad. En el proceso se cortaban las yemas por la mitad y se contaba el número de primordios de las acículas. Al final de la fase de endurecimiento, el bajo número de primordios se interpretaba como condiciones estresantes e incremento de la susceptibilidad de sufrir lesiones durante el invierno. Contrariamente, los lotes de semillas que tuvieron yemas con gran número de primordios, fueron clasificados como de alta calidad (Colombo *et al.*, 2001).

Dormancia: resumen. Aunque el término “dormancia de las plantas” es común en el léxico de los viveros, la dormancia se refiere únicamente al tejido meristemático del tallo:

yemas y el cambium lateral. La dormancia de la yema ha sido estudiada con mayor intensidad y es de mucho interés para los viveristas y sus usuarios.

El cultivo en los viveros forestales y de conservación, así como de todas las plantas perennes, son sometidas a ciclos anuales de actividad. A finales del verano, el acortamiento del fotoperiodo provoca que las plantas inicien el proceso de dormancia de la yema, el cual culmina a finales del otoño. Esta condición es conocida como dormancia profunda, y puede ser liberada mediante la exposición a periodos de bajas temperaturas. Este proceso es conocido como el cumplimiento del requerimiento de horas frío, y las temperaturas en el rango de 3 a 5°C (37 a 41°F) son más eficientes. Para mediados del invierno, el requerimiento de horas frío se ha cumplido y se presentará el rompimiento de yemas cuando las temperaturas lo permitan.

Desafortunadamente la dormancia de la yema no puede ser medida rápida o fácilmente. El único método confiable es llevar a cabo la prueba de rompimiento de yemas mediante la colocación de muestras de plantas, dentro de un invernadero forzado, a intervalos regulares durante el invierno, y registrando los días requeridos para que las yemas logren el rompimiento (DRY). Después de que se ha desarrollado la relación entre DRY y las horas frío para un vivero en particular, ésta puede ser utilizada para establecer la época de cosecha y para estimar la intensidad de la dormancia de los cultivos en los inviernos siguientes.

Un índice útil de la intensidad de la dormancia, es decir, el índice de liberación de dormancia hace que la información de DRY sea más práctica al convertir los datos en una línea recta.

Aunque se carece de una prueba rápida para la dormancia de la yema, ésta puede ser estimada a partir de la relación conocida entre las horas frío y la intensidad de la dormancia la cual es medida mediante DRY. Los viveros pueden medir el requerimiento de horas frío para sus

propios cultivos, y utilizar esta información para monitorear la liberación de la dormancia de la yema.

7.2.5.2 Resistencia al estrés

En la sección previa se indicó que la dormancia está estrechamente relacionada con la resistencia al estrés (RE). Desde un punto de vista operacional se presentan algunas técnicas que los viveristas pueden usar para estimar la relativa RE de un cultivo en cualquier momento, durante el proceso de la cosecha a la plantación.

El concepto de la resistencia al estrés. Las plantas están sometidas a una variedad de factores de estrés (mecánicos, exposición de raíces, manejo rudo, y desecación, por nombrar algunos), desde el momento en que son cosechadas en el vivero hasta que éstas son plantadas. Los viveristas usan una variedad de técnicas culturales comúnmente denominadas “endurecimiento”, para preparar su cultivo que le permita tolerar estos factores de estrés. Al darse cuenta de su importancia y aplicaciones prácticas, los fisiólogos de plantas han venido estudiando la RS por al menos 40 años.

Hermann (1967) determinó que la RS estaba relacionada con la función del sistema radical en los cultivos a raíz desnuda, mientras que Lavender (1984) determinó que la RS varía estacionalmente, alcanzando su máximo a mediados del invierno, después de que la intensidad de la dormancia de la yema comenzó a declinar (Figura 7.2.36). Los datos para esta curva estacional provienen principalmente de ensayos en plantaciones, razón por la cual éstos corresponden exactamente con la época de cosecha tradicional de mediados del invierno.

Es claro que los viveristas quieren maximizar la RS en sus cultivos y mantener esta condición hasta que ellos estén transportando la planta hacia los consumidores para su plantación, o para ser trasplantadas de vuelta en un vivero. Pero ¿cómo pueden ellos medir o estimar la RE y cómo ellos deben cultivar su producción para obtener una máxima RE?

Medición de la resistencia al estrés. Una forma fácil y rápida de medir la RS de la producción del vivero sería una herramienta invaluable, y ha habido muchos intentos para desarrollar una prueba que permita comprobar este importante aspecto de calidad.

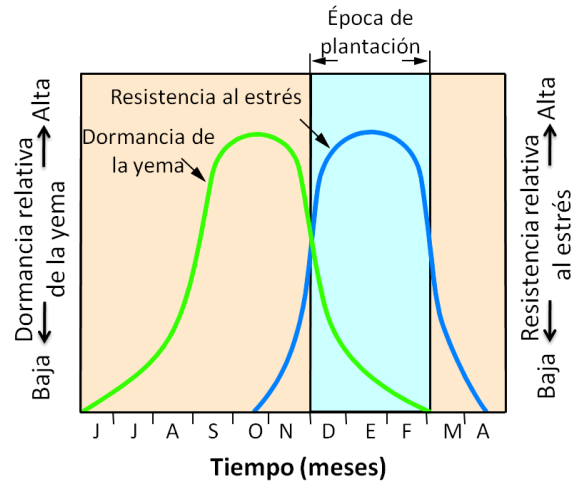


Figura 7.2.36 Esta clásica ilustración muestra que la dormancia de la yema y la resistencia al estrés siguen una trayectoria similar en forma de campana, aunque ocurren en tiempos diferentes. Comparando la época de cosecha tradicional de mediados del invierno muestra que la resistencia al estrés es el mejor indicador de cuándo se debe cosechar (época de cosecha) y cuándo deben almacenarse los cultivos (modificado de Lavender, 1984).

Pruebas de estrés. Durante los años 1970 y 1980, fueron realizados varios intentos para desarrollar pruebas rápidas de RE. Por ejemplo, una prueba de estrés fue desarrollada en la Universidad Estatal de Óregon (McCreary y Duryea, 1984) la cual consistió en cosechar plantas, envasarlas y exponerlas a condiciones estresantes, principalmente una alta temperatura, baja humedad relativa y bajo contenido de humedad del suelo. Después de un tiempo predeterminado, las plantas fueron trasladadas a un invernadero y después de varias semanas, fueron evaluadas en cuanto a supervivencia, crecimiento de la raíz, rompimiento de yemas y otros indicadores de vigor (Figura 7.2.37). A pesar de haber logrado algunos resultados preliminares prometedores, los alcances de literalmente, cientos de tales pruebas, demostraron su dificultad para

interpretarlas además de no ser muy replicables. En consecuencia, estas pruebas de calidad fueron abandonadas.

Otro método más preciso y más elaborado para medir la RE, aunque consume mucho tiempo, implica un procedimiento similar para probar la resistencia al frío (Ritchie, 1986). Éste consiste de tres etapas secuenciales:

1. Exposición de las plantas a un tratamiento de estrés controlado. Los tratamientos de estrés más comúnmente utilizados emplean algún tipo de trauma controlado al sistema radical. Esto puede consistir en su exposición a altas o bajas temperaturas, sequía prolongada o una simulación de manejo rudo, como dejarlas caer o aventarlas.
2. Establecimiento de las plantas estresadas en un ambiente natural donde su crecimiento responda al tratamiento y éste pueda ser expresado. Por “natural” se debe entender que las plantas deben crecer en el suelo y ser expuestas al aire libre, aunque deben ser capaces de expresar el crecimiento potencial sin confundir los efectos de haber sido dañadas por animales, por un estrés hídrico o competencia por malezas. Las camas de crecimiento a raíz desnuda que son irrigadas regularmente y libres de malezas, son ideales. Las plantas a evaluar son colocadas a lo largo en bloques replicables, con controles (plantas) sin estrés, de tamaño inicial similar y de la misma procedencia o familias.
3. Evaluación del impacto de los tratamientos de estrés mediante la comparación de las plantas estresadas con los controles, después de un periodo de tiempo determinado, comúnmente una estación completa de crecimiento. Las evaluaciones pueden ser tan simples como medir el crecimiento del tallo, o tan complicadas como la destrucción total de la muestra y medir la biomasa total. Se ha encontrado que la remoción del tallo de la planta y determinar su peso seco es una buena base de comparación. En este enfoque, la RE es

caracterizada como la diferencia del crecimiento entre las plantas estresadas y los controles sin estrés. Una forma útil de expresar esta diferencia numéricamente, es mediante el cálculo del Índice de Daño por Estrés (IDE), usando el crecimiento del tallo en el primer año de las plantas estresadas (P_E) y de las no estresadas (P_C):

$$IDE = 100 - (P_E/P_C \times 100)$$

El IDE expresa el porcentaje de reducción del crecimiento máximo resultante del daño por estrés, por lo tanto, a menor valor mayor será la resistencia al estrés de las plantas evaluadas (Ritchie *et al.*, 1985).



Figura 7.2.37 Las pruebas de estrés consideran la cosecha de plantas y su exposición a un ambiente estresante. En la Universidad Estatal de Óregon, el estrés fue un invernadero seco y caliente.

Uso de las pruebas de resistencia al frío para estimar la resistencia al estrés total.

Por décadas la experiencia de los viveros ha mostrado que, cuando las plantas se encuentran en su máximo nivel de endurecimiento, éstas serán más resistentes a muchos factores de estrés derivados de la cosecha, manejo, almacenamiento, transporte y plantación. De hecho, recientes investigaciones sobre genética han revelado que algunos de los mismos complejos de genes (dehydrin) que están involucrados en la aclimatación al frío, también juegan un papel importante en la resistencia al estrés hídrico (Wheeler *et al.*, 2005).

Los viveros del oeste de Canadá que producen en contenedor usan una “prueba de almacenabilidad” para determinar si las plantas están fisiológicamente listas para la cosecha, empaclado y almacenamiento en frío (Simpson, 1990). Esencialmente, si las plantas son resistentes al frío, a un umbral de temperatura de -18°C (0°F), entonces estarán listas para resistir el estrés producto del almacenamiento. Una reciente modificación utiliza la fluorescencia de la clorofila (ver sección 7.2.4.4) para determinar si ha habido daño al tejido, produciendo resultados hasta 6 días antes que con una evaluación visual (L’Hirondelle *et al.*, 2007). Dado que este método evalúa directamente las muestras de plantas, éste ha probado ser un predictor confiable del desempeño de la plantación (Kooistra, 2003). Una prueba similar de almacenabilidad basada en la PEIC, es usado en los viveros de contenedor en Ontario (Colombo, 2009). Para utilizar esta prueba en un área más templada y costera, se requerirá que se determine un umbral de mayor temperatura.

Uso de las horas frío para predecir la resistencia al estrés. Se intuye que la RE está estrechamente relacionada con la dormancia, y esto ha sido corroborado mediante una investigación en la fisiología de las plantas (Ritchie, 1986, 1989; Ritchie *et al.*, 1985). A medida que la intensidad de la dormancia se debilita durante el invierno como respuesta a las horas frío, la RE aumenta gradualmente

hasta un máximo a mediados del invierno. Después cae rápidamente cuando la dormancia concluye completamente, y se aproxima la primavera (Figura 7.2.38). Los mecanismos fisiológicos detrás de esta relación no son comprendidos completamente, pero se repiten año con año en diferentes tipos de cultivos (raíz desnuda y contenedor), de especies (Abetos, Pinos y algunas especies latifoliadas), y en los viveros (Burr *et al.*, 1989; Cannell *et al.*, 1990; Ritchie *et al.*, 1985). Esto significa que si se puede dar seguimiento al estado de dormancia del cultivo durante el invierno, ésta información puede ser usada para estimar la RE sin medirla directamente.

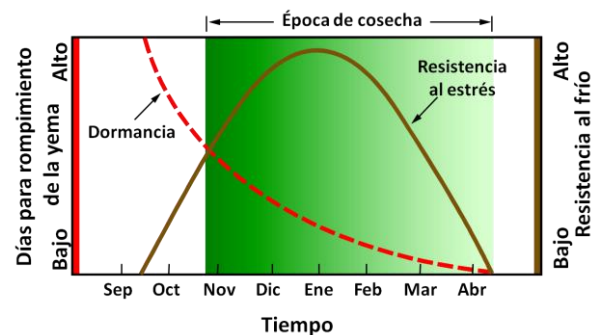


Figura 7.2.38 Tanto la dormancia de la yema, medida como los días para el rompimiento de la yema (DRY), y la resistencia al estrés RE, medida a partir de las pruebas de resistencia al frío, pueden ser usadas para determinar el mejor momento para cosechar las plantas del vivero (época de cosecha). Sin embargo las pruebas de resistencia al frío son mucho más rápidas y fáciles por lo cual se han convertido en las pruebas estándar para la cosecha y el almacenamiento refrigerado posterior.

Como se discutió en la sección previa, el punto máximo de la dormancia de la yema se alcanza en el otoño y se libera gradualmente durante el invierno, a medida que las plantas son expuestas a bajas temperaturas – el requisito de “horas frío”. Transformando esta relación de curva a una línea – Índice de liberación de la Dormancia (ILD), es hace que sea mucho más fácil de usar. El ILD = 0 en el pico más alto de dormancia durante el otoño, y se aproxima a 1, a medida que se va liberando durante la primavera.

Investigaciones con *Pseudotsuga menziesii* han revelado una relación consistente entre el ILD y la RE (Ritchie, 1986). A principios del invierno, cuando el ILD se encuentra en un rango de 0 y 0.25, la RE es baja, pero incrementando. Entre 0.26 y 0.40 (a mitad del invierno) la RE alcanza su máximo estacional, pero cuando el ILD supera el 0.40 (inicios de la primavera), la RE disminuye y las plantas se vuelven más sensibles a los daños. Estos resultados conducen a la definición de tres clases de calidad de planta, basadas en la intensidad de la dormancia y la RE (Cuadro 7.2.10).

Una vez que la relación entre las horas frío y el ILD ha sido establecido para ciertas especies, en viveros en particular, ésta puede ser usada para estimar la RE en cualquier momento durante el invierno, para los cultivos posteriores en ese vivero. Digamos por ejemplo, que estamos a finales de diciembre y la suma de horas frío en el vivero es de cerca de 1,000 horas. Usando la Figura 7.2.39, se podrá estimar que el ILD se acercó a 0.2. Del Cuadro 7.2.10 se puede ver que la producción a este momento se ubica con una RE de clase 2 – sin llegar a su pico más alto, pero mejorará con más horas frío. Ahora, digamos que es febrero y que se cuenta con cerca de 2,000 horas frío en el vivero. El ILD es cercano a 0.38, lo cual indica que la RE está en su rango estacional más alto, pero pronto empezará a disminuir.

Ajuste por el efecto adicional del almacenamiento refrigerado. Para los cultivos trasplantados o establecidos en campo sin un almacenamiento frío o de congelación (“plantación caliente”), el ILD es muy útil. Simplemente debe observarse la suma de horas frío en cualquier punto y, por medio de ella, estimar la resistencia al estrés. Sin embargo, muchos cultivos de vivero son refrigerados desde algunas semanas hasta varios meses, antes de ser trasplantados o establecidos en campo. Entonces, ¿Cómo afecta esto la RE?

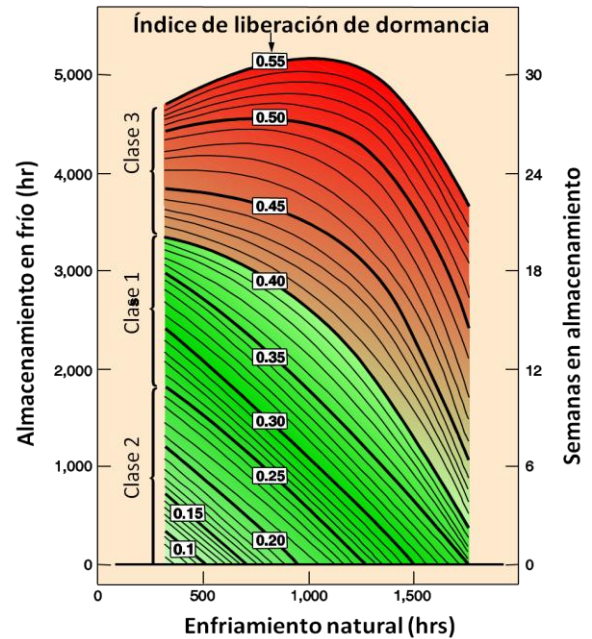


Figura 7.2.39 La gráfica muestra cómo la suma de horas frío al momento de la cosecha, combinada con el tiempo de almacenamiento frío o en congelación, puede usarse para predecir el Índice de Liberación de la Dormancia (ILD) y la clase de resistencia al estrés (Cuadro 7.2.10) de la producción. La gráfica integra en el eje de las X la suma de horas frío en el vivero, en la cual las plantas fueron colocadas en almacenamiento. La duración del almacenamiento se encuentra en el eje de las Y. Estas líneas se intersectan en el valor del ILD de las plantas en ese momento. Así, su clase de calidad puede leerse desde el eje Y. (modificado de Ritchie, 1989).

Las bajas temperaturas en el almacenamiento refrigerado están dentro del rango de las horas frío, por lo tanto, contribuyen a la liberación de la dormancia. Sin embargo, lo hacen con poca eficacia, debido a que las temperaturas del almacenamiento son más bajas que la temperatura fría óptima (Ritchie, 1984a; van den Driessche, 1977). Por lo tanto, *el almacenamiento refrigerado tiene el efecto de disminuir la liberación de la dormancia*. Esto significa que las plantas cosechadas y colocadas en un almacén refrigerado pasarán por la RE clases 2, 1 y 3, más lentamente que si se hubieran dejado en un almacén abierto (ver Capítulo 7.4). Las plantas que son colocadas en un almacén congelado acumulan muy pocas horas frío debido a que las temperaturas están por debajo del óptimo. Estas plantas deberán

acumular un nivel adecuado de horas frío previo a ser colocadas en almacenamiento.

Para usar la gráfica, seleccione las horas frío totales del ambiente del vivero sobre el eje X. Para este ejemplo se usarán 1,000 horas. En este punto, la producción tendrá un valor de ILD cercano a 0.20, colocándola en la Calidad de Clase 2 (Cuadro 7.2.10). Ahora, si las plantas son colocadas en un almacén refrigerado por cerca de 4 semanas, éstas entrarán a la Clase 1 y tendrán una RE más alta. Sin embargo, si éstas mismas plantas se hubieran dejado dentro del vivero por unas cuantas semanas más, hasta que hubieran acumulado más de 1,300 horas frío, excederían el límite del ILD de 0.25 y entrarían a la Clase 1, y tendrán una RE máxima. Entonces, si éstas se hubieran colocado en almacenamiento en congelación, y mantenidas ahí por al menos 15 semanas (eje derecho), antes que su ILD se aproximara a 0.40, su calidad caería a la Clase 3. (Nota: como regla general, el almacenamiento frío no debe exceder las 6 semanas. Si fuera necesario un almacenamiento más prolongado, debe usarse el almacenamiento en congelación – ver Capítulo 7.3).

Con base en la práctica, en la Figura 7.2.39 se integra el efecto tanto de la fecha de la cosecha y la duración del almacenamiento con el ILD y, por lo tanto, de la resistencia al estrés. Si es conocida la suma de horas frío al momento de la cosecha, entonces la duración del almacenamiento puede ser planeada para la entrega de la producción cuando ésta tenga el máximo de su RE: Clase 1. Si la fecha de plantación es conocida, entonces la fecha de cosecha y el tiempo de almacenamiento pueden ser preestablecidos para la entrega de la producción al sitio de plantación, y ésta se encontrará en la Clase 1. Esta gráfica ilustra el punto muy importante de que, para los sitios de plantación a los que no se puede tener acceso previo, la cosecha a principios del invierno con un almacenamiento en frío durante el invierno, es preferible a cosechar a finales de la primavera, con o sin almacenamiento.

Aplicación a otras especies y regiones. Los datos que fueron usados para producir la

Figura 7.2.39 vinieron de plantas costeras de *Pseudotsuga menziesii*, de cuatro diferentes procedencias (lotes de altitudes altas y bajas de los Estados de Washington y Óregon), que fueron producidas en dos viveros diferentes en la misma zona costera (Washington y Óregon). Estos resultados han sido probados operativamente con plantas de *Pseudotsuga menziesii* provenientes de otras procedencias y durante otras temporadas de crecimiento con resultados consistentes. Por lo tanto, para los viveros de la costa oeste que producen plantas de *Pseudotsuga menziesii*, es una forma práctica de estimar la RE mediante las horas frío.

Sin embargo, para los viveros ubicados en la zona norte, o del interior, la relación entre las horas frío y el ILD puede ser muy diferente. Esto fue probado en un vivero del interior occidental canadiense con *Pinus contorta* y *Picea glauca x engelmannii* (Ritchie *et al.*, 1985). Los resultados mostraron que las horas frío comenzaron a acumularse en los primeros días del otoño y mucho más a lo largo del invierno. Los resultados también sugirieron que estas especies podrían requerir más horas frío para la liberación total de la dormancia, en comparación con el *Pseudotsuga menziesii* costero, el cual tuvo resultados similares a los del *Pinus ponderosa* (Wenny *et al.*, 2002). Sin embargo, las relaciones en general (si no es que los mismos números), se muestran en la Figura 7.2.39, y fueron similares a las que se había encontrado con *Pseudotsuga menziesii*. Por lo tanto, para predecir con más precisión la RE por medio de las horas frío para otras especies y viveros, es necesario desarrollar una “curva de calibración” de horas frío con respecto al ILD.

Cuadro 7.2.10 Clases de calidad de planta basadas en el índice de liberación de dormancia (ILD) y la resistencia al estrés (RE) (modificado de Ritchie, 1989).

Tipo de calidad	Valor de ILD	Grado de RE
Clase 2	< 0.25	Plantas por debajo del pico de RE, pero incrementando
Clase 1	0.26 a 0.40	Plantas en el pico de RE
Clase 3	> 0.40	Plantas más allá del pico y RE decreciendo

Resistencia al estrés: resumen. La resistencia al estrés (RE) es un importante pero elusivo atributo de desempeño, que describe la capacidad de las plantas para tolerar factores de estrés asociados con la cosecha, manejo, almacenamiento y plantación. La RE varía de forma estacional; es baja en el otoño, alta a mediados del invierno, y baja en la primavera.

La RE es muy laboriosa de medir, por lo que hasta hoy ninguna de las pruebas ha sido utilizada de manera operacional. Sin embargo, debido al patrón estacional de la RE coincide estrechamente con el patrón de resistencia al frío, las pruebas estándares de resistencia al frío pueden proporcionar una estimación rápida y útil de la RE.

Estudios han mostrado que la RE está relacionada con la intensidad de la dormancia expresada como el índice de liberación de la dormancia (ILD). Cuando el ILD se encuentra en un rango entre 0 y 0.25, la RE es baja pero aumentando; entre 0.25 y 0.40, la RE se encuentra en su máximo estacional; arriba de 0.40, la RE está disminuyendo. Muy importante es que esta relación tiende a ser consistentes si las plantas han sido o no almacenadas.

Debido a que el almacenaje en frío o congelación reduce la liberación de la dormancia, el almacenamiento prolonga el periodo de alta RE. Estas relaciones pueden utilizarse para calendarizar la cosecha y el almacenamiento, que permita el envío de la producción al sitio de plantación, de aquellas plantas que tienen una alta resistencia al estrés. Aunque la mayor parte de estas investigaciones se han realizado con producciones a raíz desnuda de coníferas comerciales, los principios básicos se pueden aplicar a la producción en contenedor de otras especies.

7.2.5.3 Potencial del crecimiento de la raíz

Aunque Wakeley (1954) publicó el primer reporte de la relación entre el crecimiento de nuevas raíces y la calidad de planta, fue Stone (1955), quien después de varios experimentos acuñó el término “potencial de regeneración de la raíz” para describir su nuevo indicador de la calidad fisiológica de la planta.

Basándose en la investigación original de Stone, otros investigadores comenzaron a desarrollar y a usar este método de evaluación de planta (por ejemplo, Burdett, 1979; Jenkinson, 1975). Una exhaustiva reseña sobre el potencial de crecimiento de la raíz (PCR) realizada por Ritchie y Dunlap (1980) fue la responsable de que surgiera una oleada de investigaciones y adopción del PCR, como la primera prueba de calidad usada operativamente en los viveros forestales. Debido a este gran interés, un capítulo sobre la Evaluación de la Calidad de Planta en el Manual del Viveros Forestales (Duryea y Landis, 1984) ofreció un espacio de discusión y fuerte respaldo al PCR (Ritchie, 1984b). Revisiones posteriores (Duryea, 1985; Ritchie, 1985; Ritchie y Tanaka, 1990) hicieron de esta prueba de calidad la más popular y la más ampliamente usada (Figura 7.2.40A). Las pruebas de PCR han sido empleadas por todo el mundo y han estado sujetas a muchas discusiones (Binder *et al.* 1988; Landis y Skagel, 1988; Sutton, 1983;) y aún a debates (Simpson y Ritchie, 1997).

Procedimiento de la prueba PCR. La prueba PCR consiste en colocar una muestra aleatoria de plantas en un ambiente que promueva el rápido crecimiento de la raíz. Después de 7 a 28 días, se evalúa el nuevo crecimiento de la raíz. En la siguiente sección, se examinará cada paso del proceso.

Muestreo. Como en todas las evaluaciones si la muestra es parcial (no aleatoria), los resultados de la prueba no tendrá ningún sentido. El número de plantas usas en una prueba común de PCR es más bien pequeño y debe ser elegido al azar de entre una gran población, para que sea lo más representativa posible. En una muestra de 60 plantas, el cual es el número comúnmente requerido en los laboratorios de pruebas, es sólo el 0.12 % de un lote moderado de 50,000 plantas. Una muestra 25 a 30 plantas debe ser el mínimo número para evaluar.

El principio es simple el recolectar una muestra al azar cuando las plantas se encuentran en contenedores, o sobre la mesa de clasificación, aunque el muestreo llega a ser más difícil cuando la producción ha sido empacada y almacenada. Cuando han sido almacenadas en

refrigeración, es operativamente difícil obtener la muestra de las plantas embolsadas, ya que será necesario acceder a las bolsas, abrirlas y tomar las muestras de entre todas las plantas que hay en las bolsas, y no solamente de las que se encuentran en la parte superior. Muestrear durante el almacenamiento en congelación necesitará de un empaque especial (Landis y Skakel, 1988).

Tiempo de recolección de las muestras. Las pruebas realizadas a las plantas al momento de la cosecha son útiles para evaluar las prácticas culturales en el vivero, aunque muchas no reflejen la condición de la planta al momento de su plantación. Si existe interés en conocer el desempeño de la plantación, el mejor momento para tomar la muestra será durante los días previos a la plantación, tanto como sea posible (Landis y Skakel, 1988).

Prueba ambiental. Esta prueba es particularmente importante porque puede proporcionar condiciones que sean cercanas a lo “óptimo”, para el crecimiento de la raíz (Landis y Skagel, 1988). La temperatura debe ser de 19 a 25 °C (66 a 77 °F). El sustrato para el enraizamiento debe estar bien aireado e hidratado, debiendo contar con una luz adecuada y días largos. Debido a que estos factores afectarán los resultados de la prueba, es importante mantener estas condiciones de manera constante durante las pruebas, aunque esto pueda ser difícil.

Se han utilizado tres tipos de pruebas ambientales:

Contenedores en invernaderos. La mayoría de las instalaciones donde se realizan las pruebas de calidad usan este método, en el cual las plantas se colocan en contenedores de 3.8 a 7.6 litros (1 a 2 galones), llenados con un sustrato artificial con buen drenaje. Estos contenedores se mantienen bien irrigados en un invernadero durante todo el periodo de prueba (Figura 7.2.40B) (Ritchie, 1985, Tanaka *et al.*, 1997). Después de 7 a 28 días, se lavan las raíces para remover el sustrato, y se registra la cantidad de nuevas raíces (Figura 7.2.40C).

Hidroponía. Las plantas son suspendidas con sus raíces en agua con buena aireación y cálida, como si estuvieran en un acuario. Este método se ha aplicado a varias especies de árboles caducifolios (Wilson y Jacobs, 2006).

Aeroponía Las plantas son suspendidas dentro de una cámara cerrada y se rocían las raíces con agua tibia (Figura 7.2.40D). Los Viveros del Servicio Forestal del Departamento de Agricultura de los Estados Unidos (USDA-FS) han usado esta técnica con buenos resultados (Rietveld y Tinus, 1990). Uno de los beneficios es que la estructura para colgar las plantas puede ser fácilmente removida de la cámara de rocío para monitorear el desarrollo de la raíz durante el tiempo de la prueba (Figura 7.2.40E).

Evaluación. Una vez que la prueba se ha completado, debe cuantificarse el crecimiento de nuevas raíces. Los investigadores han intentado acortar este tedioso proceso usando fotografías, tintes, mediciones del volumen de la raíz, y otros enfoques. A pesar de esto, la técnica probada y verdadera del “conteo de raíz” ha prevalecido. Esta requiere realizar una estimación visual del número de nuevas raíces mayores a 1 cm (0.4 in) de longitud, en la planta. Un técnico experimentado podrá realizar la prueba en unos cuantos minutos. El conteo puede ser registrado como un dato simple (por ejemplo, 120 raíces/planta), o ser transformado en un índice como lo reportó Burdett (1979) modificado por Tanaka *et al.* (1997) (Cuadro 7.2.11). El número de raíces y la longitud total, comúnmente están bien correlacionados.

El PCR como pronóstico del desempeño de la plantación. La interpretación de los resultados de las pruebas de PCR sigue siendo un reto. Un concepto erróneo común ha sido el asumir que los resultados del PCR predicen directamente el desempeño de la plantación. En otras palabras, un índice alto del PCR asegurará una alta supervivencia, mientras que un bajo nivel del PCR tendrá una baja supervivencia (Figura 7.2.41A). A lo mucho, el PCR está positivamente correlacionado con la

supervivencia sólo en un 75% de las veces (Ritchie y Dunlap, 1980; Ritchie y Tanaka, 1990). A veces estas correlaciones son débiles, otras son fuertes. Bindder *et al.* (1988) no encontraron una correlación del PCR y la mortalidad en la plantación, en 8,600 ensayos realizados en la Columbia Británica. Esto es porque el ambiente en la plantación (el cual comúnmente es muy diferente al ambiente del PCR donde se hizo la prueba), ha tenido una influencia decisiva en el desempeño (Binder *et al.*, 1988; Landis y Skakel, 1988; Simpson y Ritchie, 1997; Sutton, 1983). El desempeño de la producción con un bajo nivel del PCR en lugares extremos, y con un alto PCR en sitios templados, casi siempre son predecibles. Sin embargo, la producción con un bajo PCR en lugares templados, y uno alto PCR de la producción en sitios extremos, no es predecible (Figura 7.2.41B).

Parece lógico que para que las plantas recién establecidas en campo puedan crecer y sobrevivir, deben regenerar rápidamente nuevas raíces para mantener un adecuado balance hídrico. Esta lógica ha sido usada para explicar porqué se puede esperar que el ICR prediga la supervivencia. Sin embargo, Simpson y Ritchie (1997) hacen hincapié en que la nueva planta establecida casi nunca es capaz de generar raíces después de la plantación, porque, aunque el suelo tenga humedad suficiente, la temperatura del suelo durante el invierno o a principios de la primavera, en temporadas de plantación, en la mayoría de los lugares el umbral está muy por debajo de la temperatura deseable para el crecimiento de nuevas raíces (Figura 7.2.41C). Bajo estas condiciones, el sistema radical existente es adecuado para suministrar de agua a la planta hasta que el suelo se torne más cálido y las raíces comiencen a crecer (McKay, 1998). Por lo tanto, sea o no que el nuevo crecimiento de las raíces se presente después de la plantación, esto tiene mínimas consecuencias en el desempeño en campo.

¿Por qué el PCR en ocasiones funciona? El descubrimiento de que muchas plantas de coníferas, especialmente de *Pseudotsuga menziesii* requieren mayormente de un flujo de

fotosintatos para el crecimiento de nuevas raíces (van den Driessche, 1987, 1991), ha probado ser una base lógica para la interpretación de los resultados de la prueba del PCR. Para que una planta desarrolle nuevas raíces en el ambiente de prueba, el follaje debe estar fotosintetizando (Figura 7.2.42). Por lo tanto, los estomas deben estar abiertos, las hojas deben estar sanas y el aparato fotosintético debe funcionar adecuadamente. Los fotosintatos deben moverse al sistema radical, de modo que la vía del floema hacia las raíces debe estar libre, y las raíces deben por sí mismas, metabolizar normalmente. Si alguno de estos sistemas llegara a comprometerse por alguna causa, digamos que por un daño ocasionado por el frío, estrés hídrico, una enfermedad, foto-daños, u otros agentes, se presentará un abatimiento del PCR.

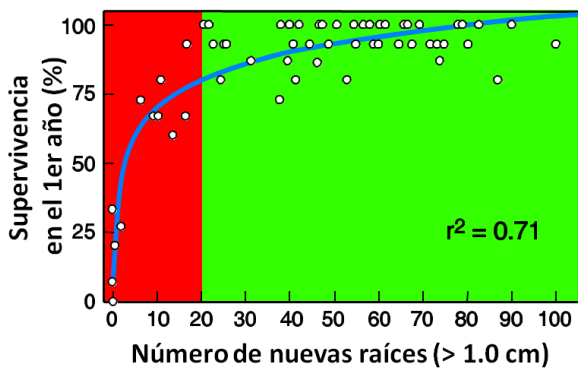
Viéndolo desde esta perspectiva, y con una visión más realista, la prueba del PCR es análoga a la prueba que se hace a las semillas, la cual proporciona una panorámica de su viabilidad al momento en que las semillas son evaluadas. Nadie esperaría que las semillas que tienen un 95 % de germinación en el laboratorio, siempre dará el mismo 95 % de emergencia en el vivero. Pero si la prueba muestra un valor bajo fuera de lo normal, es un indicador de la poca viabilidad de la semilla. Este es el modelo a usar cuando se interpretan los resultados de la prueba del PCR, la cual es como una “bandera roja” que identifica los lotes de la producción que, por la razón que sea, no se encuentran al mismo nivel.



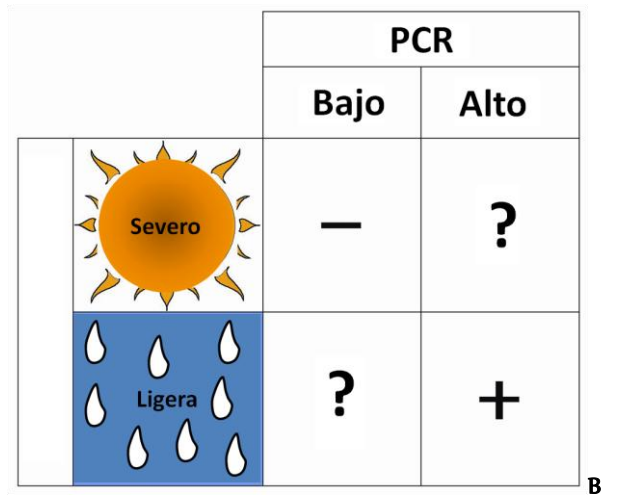
Figura 7.2.40 Debido a que la relación entre las nuevas raíces y el éxito de la plantación es intuitivamente importante (A), la prueba del potencial de crecimiento de la raíz rápidamente se convirtió en la más popular y ampliamente usada para evaluar la calidad de la planta. Uno de los procedimientos consiste en colocar las plantas a evaluar en contenedores dentro del invernadero (B), lavado de sus raíces (C), y después clasificar la cantidad de crecimiento de nuevas raíces. En el segundo procedimiento, las plantas son colocadas dentro de una cámara de rocío (D), y posteriormente se mide la longitud y el número de nuevas raíces (E).

Cuadro 7.2.11 La escala del índice de crecimiento de raíz (ICR) desarrollado por Tanaka *et al.* (1997) para cuantificar el crecimiento radical, siguiendo la prueba del potencial de crecimiento de la raíz (PCR).

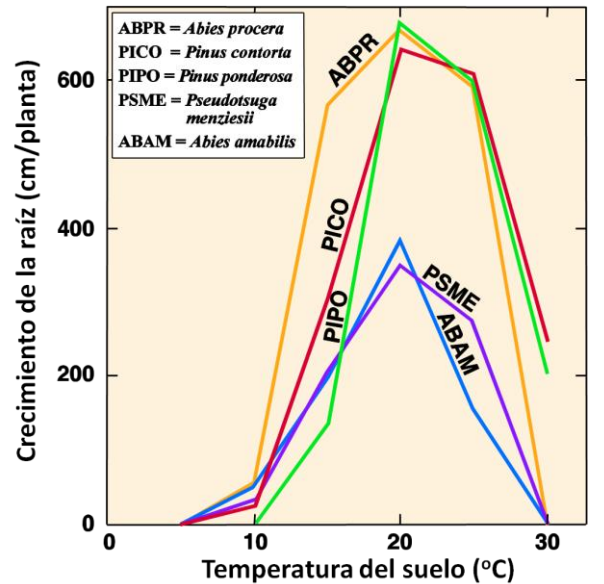
Índice de crecimiento de la raíz (ICR)	Número de nuevas raíces de 1 cm o mayor
0	Ninguna
1	Algunas, pero ninguna > a 1 cm
2	1-3
3	4-10
4	11-30
5	31-100
6	101-300
7	Más de 300



A



B



C

Figura 7.2.41 Aunque una buena relación entre los valores de la prueba del potencial de crecimiento de la raíz (PCR) y el éxito de la plantación algunas veces se presenta (A), los factores limitantes en el sitio de

plantación en ocasiones evitan una buena previsibilidad. El desempeño de plantas con un bajo PCR establecidas en sitios extremos, o con un alto PCR en sitios moderados, generalmente es predecible. Sin embargo, el desempeño de plantas con un alto PCR en un sitio severo, o con un bajo PCR en sitios moderados, no lo es (B). Un problema frecuente es que la temperatura del suelo en los sitios de plantación, es mucho menor que las temperaturas ideales usadas en las pruebas ambientales (C). (A, modificado de Grossnickle, 2000; C, modificado de Lopushinsky y Max, 1990).

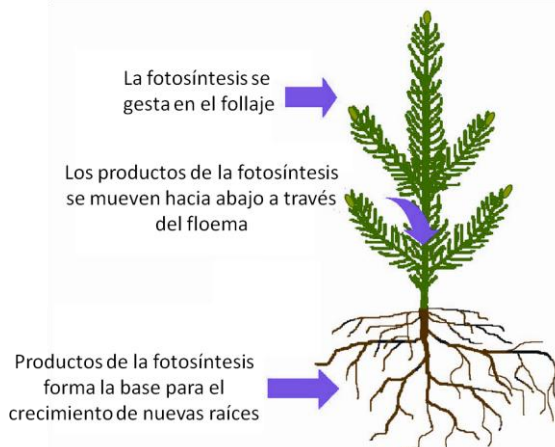


Figura 7.2.42 El crecimiento de la raíz en muchas coníferas depende del flujo de fotosintatos del tallo (van den Driessche, 1987, 1991). Cualquier factor que reduzca la fotosíntesis o impida el flujo fotosintatos de las hojas hacia las raíces, dará como resultado una reducción del potencial de crecimiento de la raíz.

Potencial de crecimiento de la raíz: resumen. El PCR sigue siendo la más popular de las pruebas de calidad porque es intuitiva, consistente y sencilla. Sin embargo, como en cualquier prueba, el PCR tiene sus limitaciones. La mayor desventaja es el tiempo que se lleva realizarla y la capacidad limitada de predicción. Las pruebas del PCR ofrecen sólo una “panorámica en el tiempo”, ya que la calidad fisiológica de la planta puede cambiar en cualquier momento, hasta que la planta es establecida en campo.

El PCR algunas veces predice la supervivencia y otras veces no. Esto se debe a las condiciones del sitio, las cuales son muy diferentes a las del ambiente de la prueba, lo cual puede anular la calidad de la producción. El PCR no predice el crecimiento de la raíz después de la plantación;

y el crecimiento de la raíz después de la plantación, generalmente tiene poco que hacer con la supervivencia.

El PCR es una prueba de viabilidad muy valiosa – es decir, determina si las plantas están vivas y funcionales al momento de realizarla. Los resultados integran muchos sistemas fisiológicos en las plantas, tales como la función estomatal, el mecanismo fotosintético, la integridad del floema, la viabilidad de la raíz, la nutrición de la planta, entre otros. Si alguno de estos sistemas se ve alterado, se manifestará una reducción del PCR.

Sin importar su valor predictivo, estas pruebas se han llevado a cabo lo suficiente como para mostrar que la producción de los viveros con un alto valor del PCR, tendrán una mayor supervivencia y crecimiento (Maki y Colombo, 2001). Los resultados del PCR deberán ser interpretados de la misma forma que con las pruebas de germinación de las semillas. Esta prueba debe verse como una “bandera roja” que identifica los lotes de plantas que no estarán al mismo nivel que los demás, y puede o no predecir el desempeño en campo.

7.2.6 Correlación de las combinaciones de las pruebas de calidad de planta para predecir el desempeño de la plantación.

Como se habrá dado cuenta hasta ahora, la calidad de la planta en los viveros es un tema complicado. Por ello, en lugar de tratar de predecir el desempeño de la plantación con sólo una variable, tiene sentido el intentar correlacionar con dos o más índices de calidad de planta. Se han realizado investigaciones para desarrollar un enfoque exhaustivo que use una serie de pruebas (Grossnickle *et al.*, 1991), aunque aún no se han adaptado a nivel operativo. En recientes investigaciones en la Columbia Británica se midió el potencial del crecimiento de la raíz, la fluorescencia de la clorofila, y la conductancia estomatal, de plantas de coníferas y, posteriormente las correlacionaron de manera individual y combinada, con la supervivencia y crecimiento después de la plantación. (L'Hirondelle *et al.*, 2007). Ellos encontraron que, mientras la supervivencia estuvo altamente correlacionada con el potencial del crecimiento de la raíz ($R^2=0.72$), la combinación del potencial del crecimiento de la raíz y la fluorescencia de la clorofila fue un buen elemento para predecir la supervivencia y el crecimiento del tallo, medido a partir del peso seco (Figura 7.2.43). Se espera que exista más investigación a futuro en este campo que permita afinar la capacidad para predecir matemáticamente la calidad de la producción en el vivero.

(supervivencia + crecimiento del tallo), en plantas de coníferas (Modificado de L'Hirondelle *et al.*, 2007).

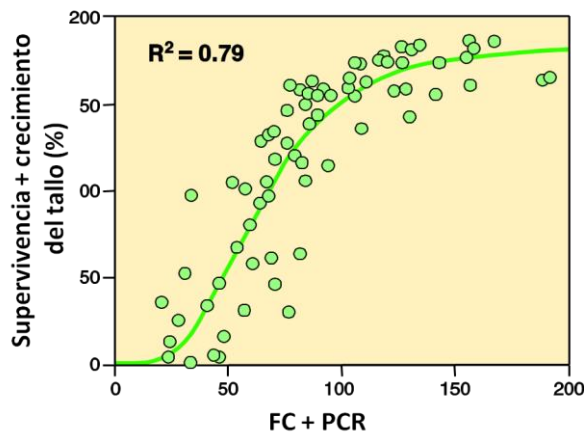


Figura 7.2.43 La medición del potencial del crecimiento de la raíz y la fluorescencia de la clorofila, probaron ser un buen predictor del desempeño total de la plantación

7.2.7 Limitaciones de las pruebas de calidad de planta.

7.2.7.1 Calendarización

Cada prueba de calidad de planta que se ha discutido debe realizarse en un momento específico, durante el ciclo desde el vivero hasta la plantación. Los atributos morfológicos cambian a medida que el cultivo en el vivero se desarrolla, pero permanecen constantes después de su cosecha. Sin embargo, los atributos fisiológicos y de desempeño, varían considerablemente dependiendo de cuándo sean medidos. Por ejemplo, el estrés hídrico de la planta tiene un patrón diurno muy marcado, mientras que la resistencia al frío incrementa durante el otoño y puede perderse durante el almacenamiento refrigerado (Sundheim y Kohmann, 2001). La pérdida de electrolitos de la raíz y la fluorescencia de la clorofila (FC) han sido utilizadas principalmente para detectar daños generados de un evento estresante. Por lo tanto, éstos deben ser medidos inmediatamente después del evento, manteniendo en mente dos consideraciones importantes. Primero, para saber si los resultados de la prueba son “normales”, debe estar disponible la información de línea base de estas variables. Esto comúnmente llama a realizar seguimientos de rutina de estas variables en cultivos sanos, antes que se dé el evento estresante. El segundo y muy importante punto es que las plantas pueden requerir tiempo para evidenciar síntomas del estrés y también, tener la capacidad de recuperarse del él. Así, por ejemplo, los valores de FC medidos al día siguiente del evento de frío, podrían no proporcionar una imagen precisa del daño sufrido del cultivo o de su respuesta a largo plazo.

Tanto los viveristas como los clientes de la producción pueden usar las pruebas de calidad de planta, pero deben hacerse en diferentes momentos. Por ejemplo, el viverista podrá usar el estrés hídrico de la planta para programar el riego y las pruebas de resistencia al frío, para definir la época de cosecha y almacenabilidad, mientras que el cliente puede utilizar el estrés hídrico de la planta para asegurarse que la producción no haya estado sujeta a este tipo de

estrés antes de la plantación, y las pruebas de resistencia al frío que le indicarían que la planta es resistente a todo tipo de estrés antes de la plantación. (Figura 7.2.44).

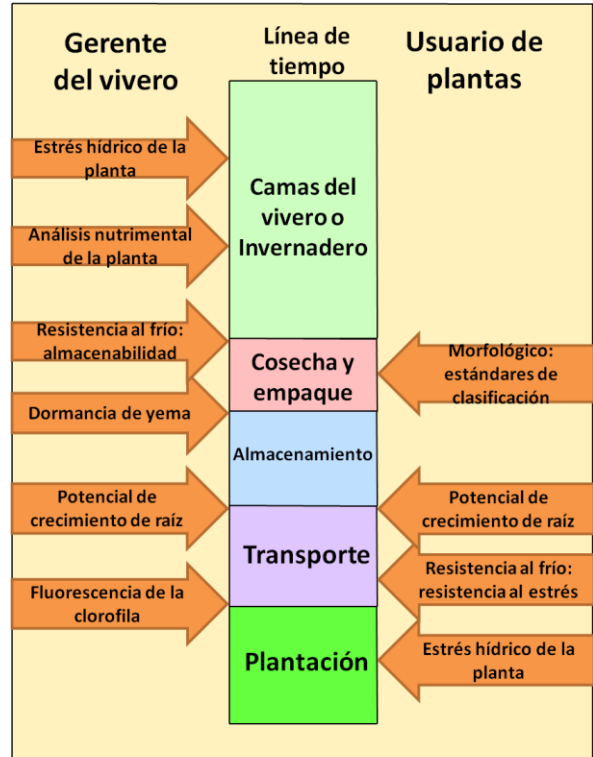


Figura 7.2.44 Las pruebas de calidad de planta pueden realizarse por el viverista o por los clientes de las plantas. El tiempo que se lleven las diferentes pruebas dependerá de la interpretación que desee obtener.

7.2.7.2 Muestreo

Un muestreo apropiado es crítico para la efectividad de las pruebas de calidad de planta. Si la muestra es parcial, el resultado será parcial y por lo tanto, inútil. Un cuestionamiento es ¿Cuántas de las pruebas de calidad que fracasaron para predecir el desempeño en campo fueron realizadas con muestras que no representaban adecuadamente las poblaciones de las cuales fueron extraídas? Es importante seguir la base de un buen muestreo: aleatorio, replicable y representativo. Múltiples muestras recolectadas aleatoriamente de un cultivo determinado, producirá los datos más útiles. Muchos productores son renuentes a gastar su

tiempo o dinero para recolectar y evaluar las muestras de esta forma. Sin embargo, si se piensa sobre ello, el gastar una cantidad relativamente pequeña de tiempo y dinero en una sola prueba parcial, es simplemente tirar el tiempo y dinero para generar información sin sentido, mientras que gastando un poco más de tiempo y dinero con los protocolos de muestreo producirá información valiosa que le apoyará para tomar decisiones de manejo.

7.2.7.3 Expectativas poco razonables.

Es muy importante que los productores y los consumidores de plantas empleen la prueba correcta en el tiempo correcto y que permanezcan prevenidos de las trampas de involucrarse demasiado con los resultados de las pruebas. Una discusión de este tema puede encontrarse en Simpson y Ritchie (1997) quienes proponen el siguiente modelo conceptual del desempeño en campo:

$$\text{Desempeño en Campo} = f(\text{CS, AMP, RE, VP})$$

Donde: CS = condiciones del sitio (todas las características físicas, químicas y biológicas del sitio durante y después de la plantación),

AMP = atributos morfológicos de la planta (diámetro y altura del tallo, relación tallo/raíz, calidad de raíz y demás),

RE = resistencia al estrés (capacidad para soportar factores de estrés asociados con la cosecha, almacenamiento, manejo y plantación), y

VP = viabilidad de la planta (libre de enfermedades, lesiones o desordenes inducidos por el estrés); una planta “íntegramente funcional” (Grossnickle y Folk, 1993) es una buena forma de expresar esta idea.

Obviamente, las pruebas de calidad no proporcionan información de las condiciones del sitio, pero éstas pueden producir información detallada de los atributos morfológicos de la planta y pueden ofrecer entonces una intuición de la resistencia al estrés mediante el monitoreo de la resistencia al frío e intensidad de la dormancia. La viabilidad de la planta puede también ser aproximada utilizando el potencial de

crecimiento de la raíz, la fluorescencia de la clorofila, la pérdida de electrolitos de la raíz y hasta cierto punto, el estrés hídrico de la planta.

Con este “paquete” de pruebas y protocolos de calidad disponibles, los viveristas cuentan con suficientes herramientas para hacer más de una deducción profesional acerca de la calidad de cualquier tipo de producción en un momento dado. Sin embargo, se debe recordar que la calidad debe ser vista dentro de un contexto de las condiciones del sitio de plantación, de las que nunca se puede tener completa certeza.

7.2.8 Laboratorios comerciales para las pruebas de calidad de planta

Varias de las pruebas enumeradas anteriormente se pueden realizar en el mismo vivero (por ejemplo: la pérdida de electrolitos de la raíz, el potencial de crecimiento de la raíz y la acumulación de horas frío). Sin embargo, ciertas pruebas (por ejemplo: resistencia al frío y la fluorescencia de la clorofila), requieren un equipamiento costoso y detallado. En los laboratorios donde se evalúa la calidad de la planta comúnmente se usa equipo tal como las cámaras de crecimiento las cuales generan condiciones de prueba más uniformes y replicables. El uso de un servicio de prueba, tiene el beneficio adicional de obtener una evaluación independiente de la calidad de la planta. Con el tiempo, estas evaluaciones pueden ser organizadas en bases de datos para revelar patrones que de otra forma no hubieran podido obtenerse (Colombo, 2009).

Al momento de la escritura de este texto (2009), sabemos que existen cuatro laboratorios en América del Norte que ofrecen los servicios de estas pruebas de calidad. Estos son listados en el Apéndice 7.2.1.

7.2.9 Resumen y conclusiones

La calidad de planta se ha dividido en tres amplias categorías: morfológica, fisiológica y desempeño. Los atributos morfológicos son fáciles de observar y medir, además de que no cambian rápidamente después de que las plantas son cosechadas y almacenadas. El tamaño del contenedor y la densidad de la planta originan los efectos morfológicos más marcados. A pesar de que muchas de las características pueden medirse, (por ejemplo, la altura, el diámetro del tallo y la biomasa), y la proporción de esas características se pueden calcular (por ejemplo, la relación tallo/raíz); la altura del tallo y el diámetro del cuello de la raíz (conocido también como diámetro del tallo), son las cualidades morfológicas más frecuentemente medidas, y son los criterios de clasificación más comúnmente utilizados. La altura inicial del tallo tiende a estar correlacionada con el crecimiento en altura después de la plantación, mientras que el diámetro inicial del tallo está mejor correlacionado con la supervivencia.

Los atributos fisiológicos no son fácilmente visibles y se requiere equipo y pruebas especializadas para determinarlos. Las evaluaciones del estrés hídrico de la planta, la resistencia al frío, la pérdida de electrolitos de la raíz y la fluorescencia de la clorofila, son los más comunes.

Las plantas pierden agua con mayor rapidez a través de la transpiración que la que puede ser absorbida del suelo, poniendo a las plantas bajo un “estrés hídrico de la planta” (EHP). Este nivel de estrés puede ser cuantificado mediante el uso de una cámara de presión (también conocida como bomba de presión). Aun y cuando no hay una correlación directa entre el EHP y cualquiera de los indicadores clásicos de calidad de planta, los encargados de los viveros pueden usar las mediciones de EHP obtenidas antes del amanecer para programar el riego y para monitorear el estrés durante los procesos de endurecimiento, cosecha y plantación.

El desarrollo de la resistencia al frío de las plantas en vivero se activa debido a cambios en

el fotoperiodo a finales del verano, y se incrementa rápidamente a fines del otoño y principios del invierno, cuando las plantas experimentan bajas temperaturas. Para las plantas de zonas templadas, el pico más alto de endurecimiento se presenta en enero y se pierde rápidamente a medida que el fotoperiodo se alarga, y las temperaturas aumentan. Las diferentes partes de la planta pueden tener diferentes niveles de resistencia al frío; las yemas son por lo general más resistentes al frío, mientras que las raíces no lo son tanto. Los niveles de resistencia al frío se pueden determinar por medio de la prueba de congelación total de la planta, por medio de la pérdida de electrolitos inducida por congelamiento (PEIC), o por medio del análisis de indicadores genéticos. Los resultados de las pruebas pueden ser utilizados por los administradores de los viveros para determinar la época apropiada de cosecha, para proporcionar protección a las plantas de las heladas y como una opción más para calcular la resistencia total al estrés.

La evaluación de la pérdida de electrolitos de la raíz (PER) es similar a PEIC, pero esta es más amplia, dado que esta prueba busca la pérdida potencial de la viabilidad de la raíz desde muchos factores, como son enfermedades, el manejo rudo de la planta y la desecación, y no solamente los daños provocados por temperaturas frías. Es difícil correlacionar la PER con la supervivencia de las plantas, pues hay muchos otros factores aparte de los daños a la raíz, que pueden influir en la PER.

La fluorescencia de la clorofila nos permite determinar la habilidad de las plantas para fotosintetizar eficazmente. Los factores de estrés, ya sean a corto plazo y leves, o a largo plazo y severos, pueden impedir este importante proceso fisiológico. Esta medición puede identificar cuándo ha habido un daño significativo en el sistema fotosintético, indicando que el desempeño de las plantas se puede ver comprometido. Se requiere más trabajo antes que esta pueda ser considerada una prueba de calidad a nivel operativa.

Los atributos de desempeño integran características morfológicas y fisiológicas. Aunque los atributos de las pruebas de desempeño son de gran valor, estas pruebas pueden ser laboriosas y caras. Las mediciones de la dormancia, de la resistencia al estrés, y del potencial de crecimiento de la raíz (PCR) son las más comunes.

Aunque los encargados de los viveros hablan sobre la dormancia de las plantas, la dormancia solo se refiere los tejidos meristemáticos y sólo la latencia de las yemas ha sido estudiada extensamente. Los tallos dejan de crecer y elongarse, formando yemas como respuesta a las cambiantes condiciones ambientales que le son menos favorables para su crecimiento (quiescencia), o como respuesta a la reducción del fotoperiodo (dormancia profunda), la cual culmina en otoño. Una vez que se encuentran en latencia profunda, las yemas necesitan un tiempo específico de exposición a bajas temperaturas (frío) antes que el tallo reinicie su crecimiento. El requerimiento de horas frío es el periodo de exposición a bajas temperaturas que necesitan las yemas, antes de regresar a su estado de quiescencia y estar listas para retomar su crecimiento en cuanto la temperatura lo permite. La única forma confiable de estimar la intensidad de la dormancia de la yema es medir el tiempo que ha estado expuesta al frío, registrando después cuántos días fueron necesarios para que esas yemas continuaran con su crecimiento (días para romper la yema - DRY), una vez que vuelven a tener condiciones favorables de crecimiento. La relación entre las horas frío y el DRY es una curva, pero un simple índice de la liberación de la dormancia (ILD) puede usarse para convertir los datos en una línea recta y así facilitar su uso; por ejemplo, para establecer la época de cosecha y estimar la intensidad de la dormancia de los cultivos durante los inviernos subsecuentes.

La medición de la resistencia al estrés (RE) puede llegar a ser un proceso muy laborioso pero muy importante dado que ésta describe la habilidad de las plantas para tolerar el estrés asociado con el proceso desde la cosecha hasta la plantación. Debido al patrón estacional de la

RE coincide muy de cerca con el patrón de la resistencia al frío, las pruebas estándares de resistencia al frío pueden proporcionar una estimación rápida y útil de la RE. Más aún, la RE está relacionada con la intensidad de la dormancia expresada como el índice de liberación de la dormancia (ILD). Debido a que el almacenamiento refrigerado reduce la liberación de la dormancia de la yema, el almacenamiento prolonga el periodo de una alta RE.

El potencial de crecimiento de la raíz (PCR) es la prueba de desempeño más popular. Esta prueba proporciona un indicador de la viabilidad total de la planta al momento de la prueba, dado que muchos de los procesos fisiológicos integrados en las plantas son los responsables de la producción de nuevas raíces. Esta prueba proporciona solo una panorámica en el tiempo de la evaluación de la planta; es importante recordar que la calidad fisiológica puede cambiar en cualquier momento hasta que la planta sea establecida en campo. El PCR puede o no estar bien correlacionado con la supervivencia, dado que las condiciones del sitio de plantación pueden anular la calidad de la producción, aunque las plantas con un bajo PCR deben ser nuevamente evaluadas con respecto a las condiciones potenciales del sitio.

En general, los atributos morfológicos casi nunca cambian durante el proceso de cosecha-plantación, por lo cual, pueden medirse en cualquier momento. Sin embargo y dado que los atributos fisiológicos cambian con mucha frecuencia, brindan solamente un análisis momentáneo de la calidad de la planta. Evaluar el estrés hídrico de la planta en diversas etapas del proceso cosecha-plantación, puede asegurar que el estrés de la planta sea minimizado. Las pruebas de la fluorescencia de la clorofila y de la pérdida de electrolitos de la raíz se pueden aplicar inmediatamente después de algún evento estresante inesperado, para comprobar los niveles de daños o de recuperación de estos eventos. La prueba de resistencia al frío se puede llevar a cabo para definir la época de cosecha más apropiada, y antes de la plantación para asegurar que la

resistencia al estrés siga siendo alta. Los atributos de desempeño tales como la resistencia al estrés pueden realizarse en cualquier momento durante el proceso cosecha-plantación; aunque la del potencial del crecimiento de la raíz es mejor hacerla inmediatamente antes de la plantación para asegurar la viabilidad total de la planta.

Ninguna de estas pruebas de calidad producirá frutos significativos a menos que la población de las plantas sea muestreada de una forma aleatoria y de toda la población. Tanto los productores como los clientes de las plantas deberán estar consientes de lo que cada prueba puede o no puede inferir acerca de la calidad de la planta, y deben tomar en cuenta que los resultados de la pruebas deben ser considerados dentro de un contexto de probabilidad y nunca como un pronóstico seguro, tratándose de las condiciones del sitio.

7.2.10 Literatura citada

- Adams, G.T., T.D. Perkins, and R.M. Klein. 1991. Anatomical studies on first-year winter injured red spruce foliage. *Amer. J. Bot.* 78:1199-1206.
- Anderson, J.L. and S.D. Seeley. 1993. Bloom delay in deciduous fruits, Pp 97-144, In: *Horticultural Reviews*, (Ed.) J. Janick, John Wiley and Sons.
- Arnott, J.T. and D. Beddows. 1982. Influence of Stryoblock™ container size on field performance of Douglas-fir, western hemlock and Sitka spruce. *Tree Planters' Notes*, Summer 1982: 31-34.
- Balk, P.A.; Bronnum, P.; Perks, M.; Statten, E.; van der Geest, L.H.M.; van Wordragen, M.F. 2007. Innovative Cold Tolerance Test for Conifer Seedlings. In: Riley, L.E.; Dumroese, R.K.; Landis, T.D., tech. coords. *National Proceedings: Forest and Conservation Nursery Associations—2006*. Proceedings RMRS-P-50. Fort Collins, CO: USDA Forest Service, Rocky Mountain Research Station: 9-12.
- Balk, P.A.; Haase, D.L.; van Wordragen, M.F. 2008. Gene activity test determines cold tolerance in Douglas-fir seedlings. In: Dumroese, R.K.; Riley, L.E., tech. coords. *National Proceedings: Forest and Conservation Nursery Associations—2006*. Proceedings RMRS-P-50. Fort Collins, CO: USDA Forest Service, Rocky Mountain Research Station: 9-12.
- Becwar, M.R., C. Rajashekar, Hanson Bristow, K.J., and M.J. Burke. 1981. Deep undercooling of tissue water and winter hardiness limitations in timberline flora. *Plant Physiol.* 68:111-114.
- Bigras, F.J. 2005. Photosynthetic response of white spruce families to drought stress. *New Forests* 29:135-148.
- Bigras, F.J., A. Ryyppo, A. Lindstrom and E. Statten. 2001. Cold acclimation and deacclimation of shoots and roots of conifer seedlings. Pp 57-88, In: *Conifer Cold Hardiness*, F. J. Bigras and S.J. Colombo (Eds.), Kluwer Academic Publishers, the Netherlands.
- Binder W.D., R.K. Skagel and G.K. Krumlik. 1988. Root growth potential: facts, myths, value? In: Landis, TD, ed. *Proceedings, Combined Meeting of the Western Forest Nursery Associations; 1988, August 8-11; Vernon, BC. Ft. Collins, CO: Rocky Mountain Forest and Range Experiment Station. General Technical Report RM-167: 111-118.*
- Binder, W.D., P. Fielder, G.H. Mohammed and S.J. L'Hirondelle. 1997. Applications of chlorophyll fluorescence for stock quality assessment with different types of fluorometers. *New Forests* 13:63-89.
- Burdett AN. 1979. New methods for measuring root growth capacity: their value in assessing lodgepole pine stock quality. *Canadian Journal of Forest Research* 9:63-67.
- Burdett, A.N. and D.G. Simpson. 1984. Lifting, grading, packaging and storing. Pp. 227-234 In: *Forest Nursery Manual: Production of bareroot seedlings*. M.L. Duryea and T.D. Landis (Eds.), Martinus Nijhoff/Dr.W. Junk, Publishers. For Oregon State University, Corvallis.
- Burr, K.E. 1990. The target seedling concepts: bud dormancy and cold hardiness. Rose, R, Campbell SJ, Landis TD. (Eds.) Pp 79-90 In: *Target seedling symposium: proceedings, combined meeting of the Western Forest Nursery Associations*, p. 79-90. USDA Forest Service, Rocky Mountain Forest and Range Experiment Station, General Technical Report RM-200.
- Burr, K., R. W. Tinus, S. J. Wallner and R. M. King. 1989. Relationships among cold hardiness, root growth potential and bud dormancy in three conifers. *Tree Physiology* 5:291-306.
- Burr, K.E., R.W. Tinus, S.J. Wallner and R.M. King. 1990. Comparison of three cold hardiness tests for conifer seedlings. *Tree Physiol.* 6:351-369.

- Burr, K.E., C.D.B. Hawkins, S.J. L'Hirondelle, W.D. Binder, M.F. George and R. Tapani. 2001. Methods for measuring cold hardiness of conifers. F.J. Bigras and S.J. Colombo (eds.), *Conifer Hardiness*, p. 369-401, Kluwer Academic Press, The Netherlands.
- Campbell, R.K. 1978. Regulation of bud burst timing by temperature and photoperiod regime during dormancy. Pp 19-34 In: *Proceedings of Fifth North American Forest Biology Workshop*, (Eds.) C.A. Hollis and A.E. Squillace, Southeastern Forest Experiment Station, USDA Forest Service.
- Cannell, M.G.R. and L.J. Sheppard. 1982. Seasonal changes in the frost hardiness of provenances of *Picea sitchensis* in Scotland. *Forestry* 55:137-153.
- Cannell, M.G. R., P.M. Tabbush, J.D. Deans, M.K. Hollingsworth, L.J. Sheppard, J.J. Phillipson and M. B. Murray. 1990. Sitka spruce and Douglas-fir seedlings in the nursery and in cold storage: root growth potential, carbohydrate content, dormancy, frost hardiness and mitotic index. *Forestry* 63:9-27.
- Chiatante, D., A. Di Iorio, M. Sarnataro and G.S. Scippa. 2002. Improving vigour assessment of pine (*Pinus nigra* Arnold) seedlings before their use in reforestation. *Plant Biosystems* 136:209-216.
- Colombo S.J. 2005. The thin green line: a symposium on the state-of-the-art in reforestation, proceedings. Ontario Ministry of Natural Resources, Forest Research Information Paper 160. 175 p.
- Colombo, S.J. 2009. Personal communication. Sault Saint Marie, ON: Ontario Ministry of Natural Resources.
- Colombo S.J., P.H. Sampson, C.W.G. Templeton, T.C. McDonough, P.A. Menes, D. DeYoe and S.C. Grossnickle. 2001. Assessment of nursery stock quality in Ontario. Pp 307-323 In: *Regenerating the Canadian forest: principles and practice for Ontario*, (Eds.) R.G. Wagner and S.J. Colombo, Ontario Ministry of Natural Resources and Fitzhenry & Whiteside Ltd.
- Colombo, S.J., S. Zhao, and E. Blumwald. 1995. Frost hardiness gradients in shoots and roots of *Picea mariana* seedlings. *Scand. J. For. Res.* 9:1-5.
- Coursolle, C. F. J. Bigras, and H.A. Margolis. 2000. Assessment of root freezing damage of two-year-old white spruce, black spruce and jack pine seedlings. *Scandinavian Journal of Forest Research* 15:343-353.
- Demig-Adams, B. and W.W. Adams. III. 1992. Photoprotection and other responses of plants to high light stress. *Annual Review of Plant Physiology and Plant Molecular Biology.* 43:599-626.
- Dexter, S.T., W.E. Tottingham, and L.F. Graber. 1932. Investigations of the hardiness of plants by measurement of electrical conductivity. *Plant Physiol.* 7:63-78.
- Dixon, H.H. 1914. *Transpiration and the ascent of sap in plants*. MacMillan, New York.
- Dominguez-Lerena S, Herrero Sierra H, Carrasco Manzano I, Ocana Bueno L, Penuelas Rubira JL, Mexal, JG. 2006. Container characteristics influence *Pinus pinea* seedling development in the nursery and field. *Forest Ecology and Management* 221(1-3): 63-71.
- Duryea M.L. 1985. *Evaluating Seedling Quality: principles, procedures and predictive abilities of major tests*. For. Res. Lab., Oregon State Univ., Corvallis. 143 p.
- Duryea, M.L. and T.D. Landis (Eds.) 1984. *Forest nursery manual: production of bareroot seedlings*. Martinus Nijhoff/Dr W. Junk Publishers, The Hague/Boston/Lancaster, for Forest Research Laboratory, Oregon State University, Corvallis, 385 p.
- Folk, R.S., S.C. Grossnickle, P. Axelrod and D. Trotter. 1999. Seed lot, nursery, and bud dormancy effects on root electrolyte leakage of Douglas-fir (*Pseudotsuga menziesii*) seedlings. *Canadian Journal of Forest Research* 29:1269-1281.
- Frampton, J. F. Ksik and B. Goldfarb. 2002. Effects of nursery characteristics on field survival and growth of loblolly pine rooted cuttings. *Southern Journal of Applied Forestry.* 26:207-213.

- Genty, B., J.-M. Briantais and N.R. Baker. 1989. The relationship between the quantum yield of photosynthetic electron transport and quenching of chlorophyll fluorescence. *Biochemica et Biophysica Acta* 990:97-92.
- George, M.F., M.J. Burke, H.M. Pellett, and A.G. Johnson. 1974. Low temperature exotherms and woody plant distribution. *HortScience* 9:519-522.
- Glerum, C. 1976. Frost hardiness of forest trees. Pp. 403-420 In: *Tree Physiology and Yield Improvement*. Ed. M.G.R. Cannell and F.T. Last. Academic Press, New York, London.
- Government of Quebec, 2007. [Field guide : Grading of containerized conifer stock]. Guide terrain : Inventaire de qualification des plants résineux cultivés en récipient. Québec, QC (Canada). Ministère des Ressources Naturelles et de la Faune, Direction de la production des semences et des plants, 128 pages.
- Govindje. 1995. Sixty-three years since Kautsky: Chlorophylla fluorescence. *Australian Journal of Plant Physiology*. 22:131-160.
- Greer, D.H.; Leinonen I.; Repo, T. 2001. Modelling cold hardiness development and loss in conifers. In: Bigras, F.J.; Colombo, S.J. eds. *Conifer cold hardiness*. Dordrecht, The Netherlands: Kluwer Academic Publishers: 437-460.
- Grossnickle, S.C. 2000. *Ecophysiology of northern spruce species: the performance of planted Seedlings*, NRC Research Press and National Research Council of Canada. 409 p.
- Grossnickle, S. C. 2005. Seedling size and reforestation success. How big is big enough? IN: Colombo SJ, comp. *The Thin Green Line : a symposium on the state-of-the-art in reforestation*, proceedings. Forest Research Information Paper 160. Sault Ste. Marie, ON: Ministry of Natural Resources, Ontario Forest Research Institute: 144-149.
- Grossnickle, S.C. 2008. Personal communication
- Grossnickle, S.C. and R.S. Folk. 1993. Stock quality assessment: forecasting survival or performance on a reforestation site. *Tree Planters Notes* 44:113-121.
- Grossnickle, S.C.; Major, J.E.; Arnott, J.T.; Lemay, V.M. 1991. Stock quality assessment through an integrated approach. *New Forests* 5(2): 77-91.
- Haase, D.L. 2008. Understanding forest seedling quality: measurements and interpretation. *Tree Planters' Notes* 52(2): 24-30.
- Haase, D.L.; Rose, R. 1995. Vector analysis and its use for interpreting plant nutrient shifts in response to silvicultural treatments. *Forest Science* 41(1): 54-66.
- Harper, C.P. and C.O. O'Reilly. 2000. Effect of warm storage and date of lifting on the quality of Douglas-fir seedlings. *New Forests* 20:1-13.
- Harrington JT, Mexal JD, Fisher JT. 1994. Volume displacement method provides a quick and accurate way to quantify new root production. *Tree Planters' Notes* 45:121-124.
- Helenius, P., J Luoranen and R. Rikala. 2005. Physiological and morphological responses of dormant and growing Norway spruce container seedlings to drought after planting. *Annals of Forest Science* 62:201-207.
- Hermann, R.K. 1967. Seasonal variation in sensitivity of Douglas-fir seedlings to exposure of roots. *Forest Science* 13:140-149.
- Hines FD, Long JN. 1986. First and second-year survival of containerized Engelmann spruce in relation to initial seedling size. *Canadian Journal of Forest Research* 16(3): 668-670.
- Howell, K.D. and T.B. Harrington. 2004. Nursery practices influence seedling morphology, field performance, and cots efficiency of containerized cherrybark oak. *Southern Journal of Applied Forestry*. 28:152-162.
- J.H. Stone Nursery. 1996. *Nursery Handbook-Folder 6075 Quality Monitoring*. USDA Forest Service, J.H. Stone Nursery, Central Point, OR
- Jenkinson JL. 1975. Seasonal patterns of root growth capacity in western yellow pines. Washington, DC: *Proceedings of Society of American Foresters.. 75th National Convention*. 9 p.

- Jenkinson, J.L.; Nelson, J.A.; Huddleston, M.E. 1993. Improving planting stock quality — the Humboldt experience. General Technical Report PSW-143. Berkeley, CA: USDA Forest Service, Pacific Southwest Research Station. 219 p.
- Jobidon, R., L. Charette and P.Y. Bernier. 1998. Initial size and competing vegetation effects on water stress and growth of *Picea mariana* (Mill.) seedlings planted in three different environments. *Forest Ecology and Management* 103:293-305.
- Jones GE, Cregg BM. 2006. Budbreak and winter injury in exotic firs. *HortScience* 41(1): 143-148.
- Kooistra CM. 2003. Seedling storage and handling in western Canada. In: Riley LE, Dumroese RK, Landis TD, technical coordinators. National Proceedings: Forest and Conservation Nursery Associations—2003. Ogden (UT): USDA Forest Service, Rocky Mountain Research Station. Proceedings RMRS-P-33: 15-21.
- Krause GH and Weis E. 1991. Chlorophyll fluorescence and photosynthesis: the basics. *Annual Review of Plant Physiology and Plant Molecular Biology* 42:313-349.
- Landis, TD. 1985. Mineral nutrition as an index of seedling quality. IN: Duryea ML, ed. Evaluating seedling quality: principles, procedures, and predictive abilities of major tests: proceedings of a workshop. Oregon State University, Forest Research Lab. p. 29-48.
- Landis TD. 2007. Miniplug transplants: Producing Large Plants Quickly. In: Riley LE, Dumroese RK, Landis TD, technical coordinators. National Proceedings: Forest and Conservation Nursery Associations—2006. Ogden (UT): USDA Forest Service, Rocky Mountain Research Station. Proceedings (In Press).
- Landis T.D. and R.G. Skakel. 1988. Root growth potential as an indicator of outplanting performance: problems and perspectives. In: Landis TD, ed. Proceedings, Combined Meeting of the Western Forest Nursery Associations; 1988, August 8-11; Vernon, BC. Ft. Collins, CO: Rocky Mountain Forest and Range Experiment Station. General Technical Report RM-167:106-110.
- Landis TD, Tinus RW, McDonald SE, Barnett JP. 1989. Seedling Nutrition and Irrigation, Vol. 4, The Container Tree Nursery Manual. Agric. Handbk. 674. Washington, DC: U.S. Department of Agriculture, Forest Service. 119 p.
- Landis, T.D.; Haase, D.L.; Dumroese, R.K. 2005. Plant nutrient testing and analysis in forest and conservation nurseries. IN: National proceedings, Forest and Conservation Nursery Associations, 2004. Ft. Collins, CO: USDA Forest Service, Rocky Mountain Research Station, Proceedings RMRS-P-35, p.76-84.
- Lavender DP. 1984. Bud dormancy. Pages 7-15 In: Evaluating seedling quality: principles, procedures, and predictive abilities of major tests. (Ed.) M. L. Duryea. Workshop held October 16-18, 1984. Forest Research Laboratory, Oregon State University, Corvallis.
- L'Hirondelle SJ, Simpson DG, Binder WD. 2007. Chlorophyll fluorescence, root growth potential, and stomatal conductance as estimates of field performance potential in conifer seedlings. *New Forests* 34: 235-251.
- Lindqvist, H. 2000. Plant vitality in deciduous ornamental plants affected by lifting date and cold storage. Doctoral Thesis, Swedish University of Agricultural Sciences, Alnarp, Sweden.
- Lindström, A. and A. Mattson. 1989. Equipment for freezing roots and its use to test cold resistance of young and mature roots of Norway spruce seedlings. *Scandinavian Journal of Forest Research* 4:59-66.

- Lopushinsky, W. 1990. Seedling moisture status. Pages 123-138 In: Target Seedling Symposium Proceedings, Combined meeting of Western Forest Nursery Associations: (Ed. R. Rose, S.J. Campbell and T.D. Landis), Aug 13-17, 1990. Roseburg, OR, U. S. Forest Service General Technical Report RM-200.
- Lopushinsky W. Max TA. 1990. Effect of soil temperature on root and shoot growth and on budburst timing in conifer seedling transplants. *New Forests* 4(2):107-124.
- Maki, D.S.; Colombo, S.J. 2001. Early detection of the effects of warm storage on conifer seedlings using physiological tests. *Forest Ecology and Management* 154(1-2): 237-249.
- Marshall JD. 1983. Carbohydrate status as a measure of seedling quality. IN: Duryea ML, ed. Evaluating seedling quality: principles, procedures, and predictive abilities of major tests: proceedings of a workshop. Oregon State University, Forest Research Lab. p. 49-58.
- McCreary, D and M.L. Duryea. 1984. OSU vigor tests: principles, procedures and predictive ability. Pp 85-92 In: Evaluating seedling quality: principles, procedures, and predictive abilities of major tests. (Ed.) M. L. Duryea. Workshop held October 16-18, 1984. Forest Research Laboratory, Oregon State University, Corvallis.
- McKay, H.H. 1998. Root electrolyte leakage and root growth potential as indicators of spruce and larch establishment. *Silva Fennica* 32:241-252.
- McKay, H.H. 1992. Electrolyte leakage from fine roots of conifer seedlings: a rapid index of plant vitality following cold storage. *Canadian Journal of Forest Research* 22: 1371-1377.
- McKay, H.H. and I.M.S. White. 1997. Fine root electrolyte leakage and moisture content: indices of Sitka spruce and Douglas-fir seedling performance after desiccation. *New Forests* 13:139-162.
- McKay, H.H. and W.L. Mason. 1991. Physiological indicators of tolerance to cold storage in Sitka spruce and Douglas-fir seedlings. *Canadian Journal of Forest Research* 21:890-901.
- McKay, H.H. and A. D. Milner. 2000. Species and seasonal variability in the sensitivity of seedling conifer roots to drying and rough handling. *Forestry* 73:259-270.
- McKay, H.H. and J.L. Morgan. 2001. The physiological basis for the establishment of bare-root larch seedlings. *Forest Ecology and Management* 142:1-18.
- McDonald, S.E., and S.W. Running. 1979. Monitoring irrigation in western forest tree nurseries. General Technical Report RM-61. Ft. Collins, CO: USDA Forest Service, Rocky Mountain Forest and Range Experiment Station. 8 p.
- McMinn, R.G. 1982. Size of container-grown seedlings should be matched to site conditions. Pages 307-312 In: Proceedings, Canadian Containerized Tree Seedling Symposium, September 14-16, 1981, Toronto, Ontario, J.B. Scarratt, C. Glerum, and C.A. Paxman (Eds.), COJFRC Symposium Proceedings O-P-10. Canadian Forestry Service, Great Lakes Forestry Center, Sault Ste. Marie, Ontario.
- Mena-Petite, A., U. Ortega-Lasuen, M.B. González-Moro, M. Lacuesta and A. Muñoz-Rueda. 2001. Storage duration and temperature effect on the functional integrity of container and bare-root *Pinus radiata* D. Don seedlings. *Trees* 15:289-296.
- Mena-Petite, A., A. Robreto, S. Alcalde, M.K. Duñabeitia, M.B. González-Moro, M. Lacuesta and A. Muñoz-Rueda. 2003. Gas exchange and chlorophyll fluorescence responses of *Pinus radiata* D. Don seedlings during and after several storage regimes and their effects on post-planting survival. *Trees* 17:133-143.
- Mena-Petite, A., J.M. Estavillo, M. Duñabeitia, B. González-Moro, A. Muñoz-Rueda and M. Lacuesta. 2004. Effect of storage conditions on post planting water status and performance of *Pinus radiata* D. Don stock-types. *Annals of Forest Science*. 61:695-704.

- Mexal, J.G. and T.D. Landis. 1990. Target seedling concepts: height and diameter. Pages 17-35 In: Target Seedling Symposium, Proceedings, Combined Meeting of the Western Forest Nursery Associations; 1990 August 13-17; Roseburg, Oregon. R. Rose, S.J. Campbell and T.D. Landis (eds.); Gen. Tech. Rep. RM-200, Ft. Collins, CO: U.S. Department of Agriculture, Forest Service.
- Mohammed, G.H., W.D. Binder and S.L. Gillies. 1995. Chlorophyll fluorescence: a review of its practical forestry applications and instrumentation. *Scandinavian Journal of Forest Research*. 10:383-410.
- Öquist, G., P. Gardeström, and N.P.A. Huner. 2001. Metabolic changes during cold acclimation and subsequent freezing and thawing. Pp.137-163, In: *Conifer Cold Hardiness*, F. J. Bigras and S.J. Colombo (Eds.), Kluwer Academic Publishers, The Netherlands.
- O'Reilly, C., N. McCarthy, M. Keane, C.P. Harper, and J.J. Gardiner. 1999. The physiological status of Douglas fir seedlings and the field performance of freshly lifted and cold stored stock. *Annals of Forest Science* 56:297-306.
- Palta, J.P., J. Levitt and E.J. Stadlemann. 1977. Freezing injury in onion bulb cells. I. Evaluation of the conductivity method and analysis of ion and sugar efflux from injured cells. *Plant Physiology* 60:393-397.
- Peguero-Pina, J.J.; Morales, F.; Gil-Pelegrin, E. 2008. Frost damage in *Pinus sylvestris* L. stems assessed by chlorophyll fluorescence in cortical bark chlorenchyma. *Annals of Forest Science* 65 (813) 6 p.
- Perks, M.P., S. Monaghan, C.O'Reilly, B.A. Osborne and D.T. Mitchell. 2001. Chlorophyll fluorescence characteristics, performance and survival of freshly lifted and cold stored Douglas-fir seedlings. *Annals of Forest Science*. 58:225-235.
- Perry, K. 1998. Basics of frost and freeze protection for horticultural crops. *HortTechnology* 8:10-15.
- Perry, T.O. 1971. Dormancy of trees in winter. *Science* 171:29-36.
- Puttonen P. 1986. Carbohydrate reserves in *Pinus sylvestris* seedling needles as an attribute of seedling vigor. *Scandinavian Journal of Forest Research* 1(2): 181-193.
- Quamme, H.A. 1985. Avoidance of freezing injury in woody plants by deep supercooling. *Acta Horticultura*, 168:11.
- Richardson, E.A., S.D. Seeley and D.R. Walker. 1974. A model for estimating the completion of rest for "Redhaven" and "Elberta" peach trees. *HortScience* 9:331-332.
- Rietveld, W.J. and R.W. Tinus. 1990. An integrated technique for evaluating root growth potential of tree seedlings. Research Note RM-497. Ft. Collins, CO: USDA Forest Service, Rocky Mountain Forest and Range Experiment Station. 11p.
- Ritchie, G.A. 1984a. Effect of freezer storage on bud dormancy release in Douglas-fir seedlings. *Canadian Journal of Forest Research* 14:186-190.
- Ritchie, G. A. 1984b. Assessing seedling quality. Pages 243-259 In: *Forest nursery manual: production of bareroot seedlings* (Ed. M.A. Duryea and T.D. Landis), Martinus Nijhoff/Dr. W Junk Publ. The Hague/Boston/Lancaster, for Forest Research Laboratory, Oregon State University, Corvallis.
- Ritchie GA. 1985. Root growth potential: principles, procedures and predictive ability. Pages 93-104, In: *Proceedings - Evaluating seedling quality: principles, procedures and predictive ability of major tests*. Duryea, ML, (Ed.), Workshop held October 16-18, 1984. Forest Research Laboratory, Oregon State University, Corvallis.
- Ritchie, G. A. 1986. Relationships among bud dormancy status, cold hardiness, and stress resistance in 2+0 Douglas-fir. *New Forests* 1:29-42.
- Ritchie, G.A. 1989. Integrated growing schedules for achieving physiological uniformity in coniferous planting stock. *Forestry (Suppl.)* 62: 213-226.
- Ritchie, G.A. 1991. Measuring cold hardiness. Pages 557-582, In: *Techniques and approaches in forest tree ecophysiology* (J.P. Lassoie and T. M. Hinckley, Eds). CRC Press, Boca Raton, FL.

- Ritchie, G.A. 2000. The informed buyer: understanding seedling quality. Pages 51-56 In: *Advances and Challenges in Forest Regeneration*, (Eds.) R. Rose and D.L. Haase, Conference Proceedings, Nursery Technology Cooperative, Oregon State University and Western Forestry and Conservation Association.
- Ritchie, G.A. and T.M. Hinckley. 1975. The pressure chamber as an instrument for ecological research. *Adv. Ecol. Res.* 9:165-254.
- Ritchie G.A., and J.R. Dunlap. 1980. Root growth potential: its development and expression in forest tree seedlings. *New Zeal. J. For. Sci.* 10:218-248.
- Ritchie, G.A. and R.G. Shula. 1984. Seasonal changes of tissue-water relations in shoots and root systems of Douglas-fir seedlings. *For. Sci.* 30:538-458.
- Ritchie, G.A., J.R. Roden and N. Kleyn. 1985. Physiological quality of lodgepole pine and interior spruce seedlings: effects of lift date and duration of freezer storage. *Canadian Journal of Forest Research* 15:636-645.
- Ritchie GA, and Tanaka Y. 1990. Root growth potential and the target seedling. In: Rose R, Campbell SJ, Landis TD. eds. *Target Seedling Symposium: roceedings, combined meeting of the western forest nursery associations; 1990 /aug 13-17; Roseburg, OR. Ft. Collins, CO: USDA Forest Service, Rocky Mountain Forest and Range Experiment Station, Gen. Tech. Rep. RM-200.: 37-51.*
- Ronco F. 1973. Food reserves of Engelmann spruce planting stock. *Forest Science* 19: 213-219.
- Rose, R.R. and D. Haase. 2002. Chlorophyll fluorescence and variations in tissue cold hardiness in response to freezing stress in Douglas-fir seedlings. *New Forests* 2381-96.
- Rose, R., D.L. Haase, F. Kroiher, and T. Sabin. 1997. Root volume and growth of ponderosa pine and Douglas-fir seedlings: A summary of eight growing seasons. *Western Journal of Applied Forestry.* 12:69-73.
- Sakai, A. and C.J. Weiser. 1973. Freezing resistance of trees in North America with reference to tree regions. *Ecology* 54:118-126.
- Scholander, P.F., H.T. Hammel, E.D. Bradstreet and E.A. Hemmingson. 1965. Sap pressure in vascular plants. *Science* 148:339-346.
- Schreiber, U., W. Bilger and C. Neubauer. 1995. Chlorophyll fluorescence as a nonintrusive indicator of rapid assessment of in vivo photosynthesis. Pp. 48-70 In: E-O Schultze and M.M. Caldwell, (Eds.) *Ecophysiology of Photosynthesis.* Springer-Verlag, Berlin, Heidelberg, New York.
- 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* 20:566-572.
- Simpson DG, and G.A. Ritchie. 1997. Does RGP predict field performance? A Debate. *New Forests* 13:253-277.
- Slatyer, R.O. 1967. *Plant water relationships.* Academic Press, London and New York.
- Sorensen, F. C. 1983. Relationship between logarithms of chilling period and germination or bud flush rate is linear for many tree species. *Forest Science* 29:237-240.
- South DB, Mitchell RG. 2006. A Root-Bound Index for Container-Grown Pines. IN: Colombo SJ, comp. *The Thin Green Line : a symposium on the state-of-the-art in reforestation, proceedings.* Forest Research Information Paper 160. Sault Ste. Marie, ON: Ministry of Natural Resources, Ontario Forest Research Institute: 88-93.
- Stattin, E., C. Hellqvist and A. Lindström. 2000. Storability and root freezing tolerance of Norway spruce (*Picea abies*) seedlings. *Canadian Journal of Forest Research* 30:964-970.
- Stone EC 1955. Poor survival and the physiological condition of planting stock. *Forest Science* 1:90-94.
- Sutinen, M-L, R. Arora, M. Wisniewski, E. Ashworth, R. Strimbeck and J. Palta. 2001. Mechanisms of frost survival and freeze-damage in nature. Pp. 89-120, In: *Conifer Cold Hardiness*, (Eds.) F. J. Bigras and S.J. Colombo, Kluwer Academic Publishers, the Netherlands.

- Sutton RF. 1983. Root growth capacity: relationship with field root growth and performance in outplanted jack pine and black spruce. *Plant and Soil* 71:111-122.
- Sundheim, I., and K. Kohmann. 2001. Effects of thawing procedure on frost hardiness, carbohydrate content and timing of bud break in *Picea abies*. *Scandinavian Journal of Forest Research* 16:30-36.
- Tanaka Y, Brotherton P, Hostetter S, Chapman D, Dyce S, Belanger J, Johnson B, Duke S. 1997. The operational planting stock quality testing program at Weyerhaeuser. *New Forests* 13:423-437.
- Thiffault N. 2004. Stock type in intensive silviculture: a (short) discussion about roots and size. *Forestry Chronicle* 80(4): 463-468.
- Thompson, B.E. 1985. Seedling morphological evaluation: what you can tell by looking. Pages 59-71, In: *Proceedings - Evaluating seedling quality: principles, procedures and predictive ability of major tests*. Duryea, ML, (Ed.), Workshop held October 16-18, 1984. Forest Research Laboratory, Oregon State University. Corvallis.
- Timmer, VR. 1997. Exponential nutrient loading: a new fertilization technique to improved seedling performance on competitive sites. *New Forests* 13:279-299.
- Timmis, R. 1976. Methods of screening tree seedlings for frost hardiness. Pp. 421-435 In: *Tree Physiology and Yield Improvement*. (Eds.) M.G.R. Cannell and F.T. Last. Academic Press, New York, London.
- Timmis, R. and J. Worrall. 1975. Environmental control of cold acclimation in Douglas-fir during germination, active growth and rest. *Can. J. For. Res.* 5:464-477.
- Timmis R, Tanaka, Y. 1976. Effects of container density and plant water stress on growth and cold hardiness of Douglas-fir seedlings. *Forest Science* 22(2): 167-172.
- Timmis K.A., Fuchigami LH, Timmis R. 1981. Measuring dormancy: the rise and fall of square waves. *HortScience* 16: 200-202.
- Toivonen, A.; Rikala, R.; Repo, P.; Smolander, H. 1991. Autumn colouration of first year *Pinus sylestris* seedlings during frost hardening. *Scandinavian Journal of Forest Research* 6(1): 31-39.
- van den Driessche, R. 1984. Relationship between spacing and nitrogen fertilization of seedlings in the nursery, seedling mineral nutrition, and outplanting performance. *Can. J. For. Res.* 14:431-436.
- van den Driessche, R. 1977. Survival of coastal and interior Douglas-fir seedlings after storage at different temperatures, and effectiveness of cold storage in satisfying chilling requirements. *Canadian Journal of Forest Research* 7:125-131.
- van den Driessche R. 1987. Importance of current photosynthate to new root growth in planted conifer seedlings. *Canadian Journal of Forest Research* 17:776-782.
- van den Driessche R. 1991. New root growth of Douglasfir seedlings at low carbon dioxide concentration. *Tree Physiology* 8:289-295.
- Balk PA, Bronnum P, Perks M, Stattin E, van der Geest LHM, van Wordragen MF. 2007. Innovative Cold Tolerance Test for Conifer Seedlings. IN: Riley, L.E.; Dumroese, R.K.; Landis, T.D., tech. coords. *National Proceedings: Forest and Conservation Nursery Associations—2006*. Fort Collins, CO: U.S. Department of Agriculture, Forest Service, Rocky Mountain Research Station. Proceedings, RMRS-P-50: 9-12.
- Vidaver W, p. Toivonen, G. Lister, R. Brooke and W. Binder 1988. Variable chlorophyll-A fluorescence and its potential use in tree seedling production and forest regeneration. In: Landis TD, technical coordinator. *Proceedings, combined meeting of the western forest nursery associations; 1988 August 8-11; Vernon, British Columbia*. General Technical Report RM-167. Fort Collins, CO: U.S. Department of Agriculture, Forest Service, Rocky Mountain Forest and Range Experiment Station: 127-132.
- Vidaver, W.E., G.R. Lister, R.C. Brooke and W.D. Binder. 1991. A manual for the use of variable chlorophyll fluorescence in the assessment of the ecophysiology of conifer seedlings. FRDA Report 163, British Columbia, Canada.

- Wakeley P.C. 1954. Planting the Southern Pines. Agricultural Monograph No. 18. Washington, DC: USDA-Forest Service. 233 p.
- Wakeley P.C. 1949. Physiological grades of southern pine nursery stock. In: Shirley, H.L., ed. Proceedings Society of American Foresters Annual Meeting: 311-321.
- Waring, R.H.; Cleary, B.D. 1967. Plant moisture stress: evaluation by pressure bomb. *Science* 155: 1248- 1254.
- Weiser, C.J. 1970. Cold resistance and injury in woody plants. *Science* 169: 1269-1278.
- Wenny, D.L.; Swanson, D.J.; Dumroese, R.K. 2002. The chilling optimum of Idaho and Arizona ponderosa pine buds. *Western Journal of Applied Forestry* 17: 117-121.
- Wheeler, N.C.; Jermstad, K.D.; Krutovsky, K.; Aitken, S.N.; Howe, G.T.; Krakowski, J.; Neale, D.B. 2005. Mapping of quantitative trait loci controlling adaptive traits in coastal Douglas-fir. IV. Cold-hardiness QTL verification and candidate gene mapping. *Molecular Breeding* 15: 145-156.
- Wilner, J. 1955. Results of laboratory tests for winter hardiness of woody plants by electrolyte methods. *Proceedings of the American Horticultural Society* 66: 93-99.
- Wilner, J. 1960. Relative and absolute electrolyte conductance tests for frost hardiness of apple varieties. *Canadian Journal of Plant Science* 40: 630-637.
- Wilson, B.C.; Jacobs, D.F. 2006. Quality assessment of temperate and deciduous hardwood seedlings. *New Forests* 31: 417-433.

7.2.11 Apéndice

Apéndice 7.2.1 Laboratorios comerciales que realizan pruebas de calidad de planta y sus procedimientos

Compañía	Dirección	Pruebas que realizan			
		Morfología	Potencial de crecimiento de la raíz	Resistencia al frío	Otras
Cooperativa Tecnología Viveros	de en Universidad Estatal de Óregon Facultad de Ciencias Forestales Richardson Hall 321 Corvallis, OR 97331 Tel: 541-7376576 Fax: 541-7371393 http://ntc.forestry.oregonstate.edu/sqes	X		X	
Consultores Forestales KBM	SQA Coordinador 349 Money Avenue Thunder Bay, ON P7B 5L5 Tel: 807-3455445 ext. 34 Fax: 807-3453440 Correo-E: sgellert@kbm.on.ca	X	X	X	X
Laboratorio para Suelos Forestales y Calidad Ambiental	Centro Tweddale para la Investigación Forestal Industrial 1350 Regent Street Fredericton, NB E3C 2G6 Tel: 506-4587817 Fax: 506-4533574 Correo-E: jestey@unb.ca	X	X	X	X
Vivero Franklin H. Pitkin	Centro de Investigación de Plantas y Viveros Forestales Colegio de Recursos Naturales Universidad de Idaho Moscow, ID 83844-1137 Tel: 208-8857023 Fax: 208-8856226 Correo-E: seedlings@uidaho.edu	X	X	X	X



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

VOLUMEN 7

Capítulo 3

Cosecha

Contenido

7.3.1 Introducción	103
7.3.1.1 “Plantación caliente”	103
7.3.1.2 Producción bajo dormancia.....	104
7.3.2 Calendarización de la época de cosecha en el invierno	105
7.3.2.1 Calendario y signos visuales.....	105
Características foliares	
Yemas	
Presencia de puntas blancas en la raíz	
7.3.2.2 Ensayos de plantación	107
7.3.2.3 Pruebas de calidad de planta	107
Estimación de la dormancia de la yema con la suma de horas frío	
Prueba de resistencia al frío	
7.3.3 Tratamientos fungicidas pre-almacenamiento.....	110
7.3.4 Procesamiento especulativo y contratos de producción.....	111
7.3.4.1 Ordenes pequeñas especulativas.....	111
7.3.4.2 Contratos grandes	111
7.3.5 Clasificación y empaçado	112
7.3.5.1 Almacenamiento y transporte en los contenedores de producción	112
7.3.5.2 Extracción de la planta	114
7.3.5.3 Empacado de plantas	115
Envoltura húmeda	
Embolsado y empaçado	
Empacado	
7.3.5.4 Procesamiento de grandes volúmenes de producción en contenedor ..	118
7.3.6 Empacado para almacenamiento y transporte	120
7.3.7 Procesamiento de las plantas de desecho.....	121
7.3.8 Resumen y conclusiones	122
7.3.9 Literatura citada	123

7.3.1 Introducción

Los encargados de los viveros que producen en contenedor esperan ansiosamente hasta el momento en que puedan iniciar la cosecha de su cultivo, ya que después de que la planta sea clasificada y almacenada, el valor de la producción alcanza su máximo. La calendarización del mejor momento para cosechar es crítica, debido a que las plantas necesitan estar en su punto máximo de calidad y suficiente resistencia para soportar el estrés secuencial producto del empaqueo, almacenamiento, transporte y plantación.

El “levantamiento” es un término histórico adoptado por los viveros que producen a raíz desnuda, cuando la planta es físicamente removida del suelo; el término aún se usa en los viveros que producen en contenedor, como un sinónimo operativo para la cosecha. “Levantamiento y empaqueo” es otro término de la producción a raíz desnuda que ha sido adoptado por los productores en contenedor cuando se refieren a la actividad de la cosecha.

Cuando se planea la cosecha de la planta, la primera y más importante consideración es si la producción será cosechada y establecida en campo de manera inmediata (“plantación caliente”) o cosechada cuando está en dormancia y después almacenarla para su posterior transporte y plantación.

Los métodos de cosecha para la producción en contenedor en América del Norte, está en función del tamaño del vivero y ubicación, tipo de especies, acceso a investigación y tradición. Muchos viveros grandes en el Oeste de los Estados Unidos y Canadá remueven las plantas de sus contenedores y las empaegan (“levantamiento y empaqueo” o “jalar y empaqueo”). Éstos usan el almacenamiento refrigerado para manejar grandes pedidos que deben ser procesados de forma simultánea. Este es el caso en la mayoría del pacífico noroeste donde las temperaturas invernales son variables, con presencia intermitente de nieve o incluso ausencia (por ejemplo, Kooistra, 2004). Sin embargo, en el este de Canadá las temperaturas se mantienen lo suficientemente frías como para poder

almacenar la producción al aire libre, o algunos viveros utilizan máquinas para la fabricación de nieve, a fin de complementar los requerimientos de frío (White, 2004). La cosecha y almacenamiento de otras especies nativas puede ser considerablemente diferente de las coníferas comerciales. Debido al gran número de especies, la gran variedad de tamaños de contenedores y el hecho de que se ha realizado poca o ninguna investigación sobre dormancia y resistencia, las plantas nativas requieren procedimientos especiales para su cosecha y almacenamiento (Burr, 2005).

7.3.1.1 “Plantación caliente”

La “plantación caliente” se realiza durante el verano o el otoño, cuando las plantas no están completamente bajo dormancia o endurecidas; las plantas deben ser manejadas con cuidado durante todo el proceso. Esto significa que la producción es “levantada”, mantenida por un corto tiempo, con o sin refrigeración y establecida en campo dentro de una o dos semanas. La producción de invernadero que será cosechada para su plantación inmediata es comúnmente mantenida por varias semanas en una casa sombra o en instalaciones a cielo abierto para que desarrolle algún grado de resistencia antes de que sea plantada (Figura 7.3.1). Algunos viveros usan el estrés hídrico y/o la reducción de la duración de día de manera artificial (“oscurecimiento”) para acelerar el proceso de endurecimiento (mayor información sobre el endurecimiento de la producción del vivero puede encontrarse en la sección 6.4.4 del Volumen 6 y/o en cubiertas oscuras en la sección 3.3.4.6, en el Volumen tres de esta serie).

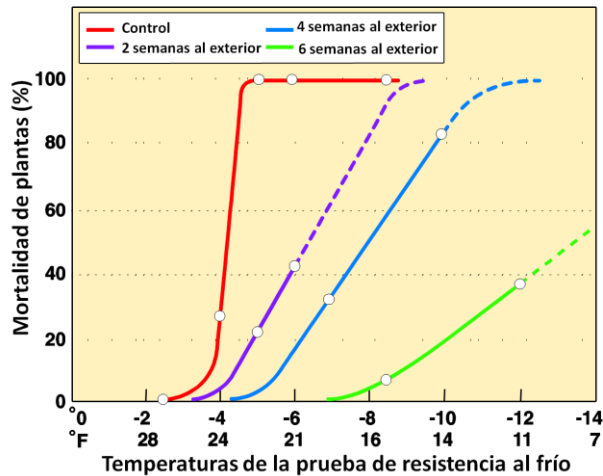


Figura 7.3.1 Toda la producción del vivero debe ser endurecida apropiadamente antes de su plantación, especialmente aquellas que serán destinadas a una “plantación caliente”. A mayor endurecimiento de las plantas de *Pinus taeda* en instalaciones a cielo abierto, éstas tendrán una mayor resistencia al frío (modificado de Mexal *et al.*, 1979).

La calendarización es la clave para un programa exitoso de plantación inmediata (plantación caliente), y éste es crítico para minimizar el tiempo que pasa desde que la planta es cosechada hasta el momento en que es plantada. Esta delgada línea de tiempo y el hecho de que la producción no esté completamente endurecida, significa que la mayoría de los sitios donde se hará una plantación inmediata, deberán estar relativamente cerca del vivero.

Cuando el cliente notifica al viverista que los sitios de plantación están listos, la producción es clasificada acorde a las especificaciones, y es calculado el inventario final de planta “entregable”. Las plantas deben ser empacadas en cajas, en posición vertical para fomentar el intercambio de aire y permitir un posible riego en el sitio de plantación. No debe empacarse con revestimientos plásticos que restringen el flujo de aire y puedan atrapar el calor generado producto de la respiración de las plantas. La producción empacada deberá ser colocada inmediatamente en un almacén frío a aproximadamente 4.4°C (40°F) (Fredrickson, 2003).

Para grandes proyectos de plantación, la producción es mantenida por un corto periodo

de tiempo en el vivero, en vehículos de transporte refrigerado hasta que esté lista la orden completa para ser transportada. Con los pinos del sur, la cosecha de la producción para plantaciones calientes, es generalmente almacenada a una temperatura de 4 a 21°C (40 a 70°F), durante una semana o menos (Dumroese y Barnett, 2004) (más información sobre la época de plantación para “plantaciones calientes” durante el verano y otoño, puede encontrarse en la Sección 7.1.2.5).

7.3.1.2 Producción bajo dormancia.

La mayoría de la producción de los viveros con contenedor es cosechada durante la estación de latencia invernal y almacenada hasta que ésta pueda ser transportada hacia los sitios de plantación. Los métodos de almacenamiento se discuten en el Capítulo 7.4: La consideración clave para la cosecha es conocer si las plantas serán colocadas en un almacén al aire libre, con protección o con refrigeración. El tipo de almacenamiento determina no sólo el momento de la cosecha sino también, el tipo de empaquetado. El almacenamiento en instalaciones al aire libre o con protección, las plantas permanecen en sus contenedores, mientras que para el almacenamiento refrigerado, estas son comúnmente removidas de sus cavidades de producción, clasificadas y empacadas en cajas de cartón.

7.3.2 Calendarización de la época de cosecha en el invierno

Los viveristas deben cosechar su cultivo en el momento máximo de su calidad y saber cómo mantener esa calidad hasta que las plantas sean entregadas a los consumidores. Esto significa cosechar cuando las plantas tienen una completa dormancia y son resistentes al estrés producido por la cosecha, transporte y plantación. Este periodo de tiempo es conocido como la “época de cosecha” o “temporada de cosecha”.

Los forestales y otros clientes de los viveros han observado que la planta cosechada durante la latencia en invierno, sobreviven y crecen mejor que aquellas plantas cosechadas unos cuantos meses antes o después. Numerosos estudios realizados en los viveros y ensayos de investigación han confirmado estas observaciones. Aunque la mayoría de esta investigación se realizó con la producción a raíz desnuda, aplican los mismos principios para la producción en contenedor. Mientras que la cosecha de las plantas a raíz desnuda en su punto más alto de dormancia es restringida o comprometida, debido a los suelos demasiado fangosos o congelados, las plantas producidas en contenedor pueden ser cosechadas durante la temporada de dormancia invernal. Dado este amplio potencial de cosecha durante el invierno para la producción en contenedor, es que se discutirán algunas formas para que los productores determinen su temporada de cosecha más apropiada.

7.3.2.1 Calendario y signos visuales

El uso de calendarios y signos visuales son las técnicas más tradicionales para la programación y cosecha, y cuándo están basadas en la combinación de la experiencia de los trabajadores del vivero, podrá ser más efectiva. El procedimiento es simple – si la cosecha del cultivo toma 4 semanas, entonces la cantidad de tiempo se resta a la fecha en la cual el cultivo logra la dormancia total, o es programada para ser entregada para su plantación. Una técnica para calendarizar la decisión de cuándo cosechar, es conocida como “Fecha-F”, la cual está basada en la fecha

promedio de la primera helada del otoño. La cosecha puede iniciar de 30 a 45 días después de esta fecha (Mathers, 2000).

Los productores experimentados utilizan también varios indicadores morfológicos para apoyar su confirmación de cuándo las plantas han logrado la dormancia y resistencia y están listas para la cosecha.

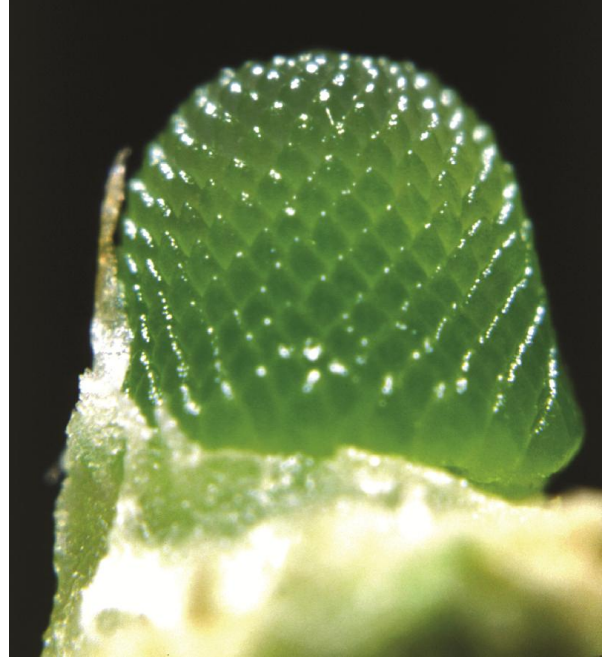
Características foliares. La determinación de cuando las especies caducifolias están listas para ser cosechadas, es relativamente fácil, debido a que sus hojas cambian de color y eventualmente se caen. Incluso, las especies perennifolias pueden mostrar signos en el follaje cuando están alcanzando la etapa de dormancia. Por ejemplo, la cutícula de las hojas o acículas se torna más gruesa y cerosa de forma tal que las plantas pueden tolerar la desecación durante el invierno. Los productores con más experiencia pueden “sentir” una diferencia en la textura del follaje y rigidez, cuando las plantas se vuelven resistentes y las acículas de algunas especies muestran un ligero cambio en color. Por ejemplo, el crecimiento activo del follaje de *Picea engelmannii* es verde brillante, mientras que el follaje en estado latente se torna en un color azulado debido a la cutícula cerosa que se desarrolla en la superficie (Figura 7.3.2A).

Yemas (presencia, tamaño y número de primordios). Las plantas con patrones determinantes de crecimiento, tal como los pinos y las piceas, forman una yema al final de la estación de crecimiento. En las zonas templadas, muchas personas buscan yemas grandes con escamas firmes como un indicador de la dormancia del tallo y de la calidad de la planta. Otras especies, tales como los juníperos y los cedros tienen un crecimiento indeterminado y no se forma yema terminal. Algunos pinos semi-tropicales, tal como el *Pinus palustris* en el sur de los Estados Unidos, tampoco forman yemas en el vivero (Jackson *et al.*, 2007) (para más información ver la Sección 6.1 en el Volumen 6 sobre los patrones de crecimiento determinados e indeterminados).

El tamaño y la longitud de la yema han sido usadas tradicionalmente como buenos indicadores de cuándo están listas las plantas para su cosecha. En el Este de Canadá, contar el número de primordios foliares es la forma que utilizan los viveros para determinar el momento de las cosechas (Figura 7.3.2ByC). Los consultores forestales KBM, quienes son un laboratorio privado para evaluar plantas, localizado en Thunder Bay, Ontario, ofrece la disección de las yemas mediante un pago (Colombo *et al.*, 2001).



A



B



C

Figura 7.3.2 Las plantas desarrollan signos visibles de dormancia y endurecimiento, tales como depósitos de azulados de cera en su follaje (A). El tamaño de la yema y su desarrollo también son signos de dormancia y calidad de planta; las yemas grandes que contienen una gran cantidad de primordios foliares (B) son superiores a aquellas yemas más pequeñas y menos desarrolladas (C) (B y C, cortesía de Steve Colombo).

Presencia de puntas blancas en la raíz.

Algunos productores consideran la presencia o ausencia de puntas blancas en la raíz como una señal de la dormancia de la planta. Sin embargo, las raíces nunca llegan a un estado de dormancia plena y crecerán cuando las temperaturas sean favorables. Por lo tanto, la presencia de puntas blancas en la raíz tiene poco valor en la predicción de la dormancia o endurecimiento, aunque numerosas y largas raíces blancas indicarán que la planta ha sido expuesta a temperaturas superiores a los 10°C (50°F) (Ver Figura 7.2.41C).

Por ello, aunque no es demasiado específica, la programación de la temporada de cosecha mediante la calendarización y rasgos visuales puede ser efectiva si se fundamenta en la experiencia actual tanto en el vivero como en el campo, con especies específicas.

7.3.2.2 Ensayos de plantación

Otro método tradicional para la determinación de la mejor temporada para cosechar la producción del vivero considera el desempeño en campo. En un periodo de tiempo (años) los viveros pueden determinar su temporada de cosecha derivada de las observaciones de supervivencia y crecimiento de la planta después de su plantación. Esta técnica ha sido utilizada para la producción a raíz desnuda, aunque existen algunos resultados publicados para la producción en contenedor. En un exhaustivo estudio con cuatro plantas de coníferas producidas a raíz desnuda del norte de California, se recolectaron muestras a intervalos mensuales a lo largo del invierno para después plantarlas y evaluar su supervivencia durante el primer año (Jenkinson *et al.*, 1993). La información resultante mostró que la temporada de cosecha puede variar de manera significativa entre especies y entre procedencias dentro de las especies (Figura 7.3.3). Los ensayos de plantación son efectivos para el establecimiento de la temporada de cosecha, pero la desventaja es que éstos toman de 5 a 10 años para acopiar suficiente información para tener en cuenta las variaciones estacionales del tiempo. Adicionalmente, se requerirán ensayos

separados para los clientes de diferentes regiones climáticas.

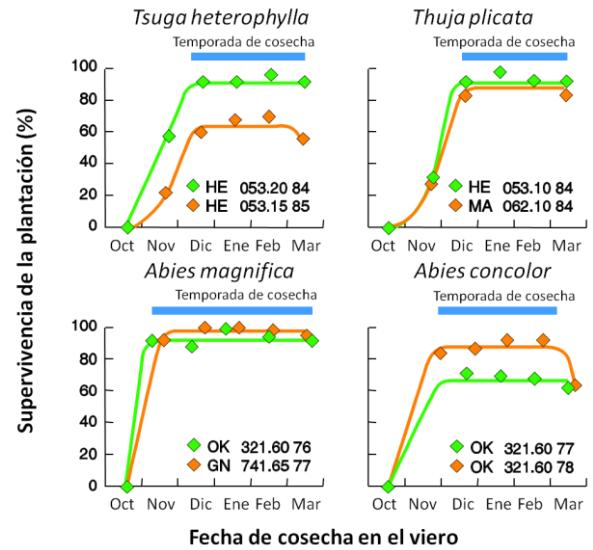


Figura 7.3.3 Una forma efectiva pero que consume mucho tiempo para establecer la temporada de cosecha es extraer plantas durante ésta temporada y monitorear su desempeño en campo. Estos resultados muestran que la época de cosecha para cuatro coníferas fue de finales de noviembre a finales de febrero. Dado que éstas llegan a obtener pronto la dormancia, especies de altas altitudes, tales como el *Abies magnifica* tiene una temporada más amplia, que las especies de bajas altitudes (modificado de Jenkinson *et al.*, 1993).

7.3.2.3 Pruebas de calidad de planta

Las pruebas de calidad de planta se discutieron a detalle en el Capítulo 7.2 y varias pruebas han sido utilizadas para determinar cuándo está lista la producción en contenedor para su cosecha. El potencial de crecimiento de la raíz (PCR) es la prueba de calidad más ampliamente conocida, y muchos experimentos han tratado de correlacionar el PCR con la temporada de cosecha. Aunque esta prueba proporciona un indicio relativo de su vitalidad y vigor, los valores del PCR comúnmente varían mucho año con año, para ser útiles.

Estimación de la dormancia de la yema con la suma de horas frío. Todos los productores saben que las plantas deben ser cosechadas cuando se encuentran en dormancia. Desafortunadamente, ellos carecen de una prueba fácil y rápida que les permita determinar el estado de dormancia – las pruebas actuales miden sólo la dormancia de la yema. Por lo tanto, el método más fácil y

práctico para estimar la intensidad de la dormancia de la yema se basa en el requerimiento de horas frío. El concepto es bastante lógico – la exposición acumulativa de las plantas a temperaturas frías controlan la liberación de la dormancia. Por lo tanto, mediante la medición de la duración de esta exposición, es posible estimar la intensidad de la dormancia de manera indirecta.

La aplicación operacional es conocida como suma de horas frío, o días para el grado de endurecimiento. El proceso implica la medición de la temperatura a lo largo del día y el cálculo de la duración del tiempo por debajo de alguna temperatura de referencia. Esta suma de horas frío puede ser calculada con diferentes fórmulas, además de que existen equipos de monitoreo ambiental, que pueden calcular la suma de horas frío de manera automática. (ver Sección 7.2.5.1 para mas detalles).

Prueba de resistencia al frío. Es del conocimiento tradicional que las plantas serán lo suficientemente resistentes para soportar el estrés generado por la cosecha, almacenamiento, transporte y plantación. Existen muchos tipos de endurecimiento, aunque la resistencia al frío ha probado ser la forma más fácil para medir y el mejor pronóstico de cuándo realizar la cosecha en la producción en contenedor. Por más de 20 años, las pruebas de resistencia al frío han sido

utilizadas para determinar la temporada de cosecha y almacenamiento, en los viveros canadienses que producen en contenedor. Su umbral crítico es cuando las plantas fueron expuestas a bajas temperaturas mostrando menos del 25% de daños visibles por frío en el follaje (Burdett y Simpson, 1984). Para un almacenamiento a cielo abierto, las plantas deben ser capaces de soportar dos pruebas consecutivas de resistencia a la congelación, a -15°C (5°F) (Colombo *et al.*, 2001; White, 2004), mientras que para el almacenamiento en congelación a largo plazo, deberá tolerar dos pruebas consecutivas de endurecimiento a -15°C (5°F), o una a -40°C (-40°F) la cual es considerada adecuada (Colombo y Gellert, 2002).

Las mediciones de la cámara de crecimiento de la resistencia al frío de plantas de *Pseudotsuga menziesii* y *Pinus ponderosa* producidas en contenedor fueron modeladas contra datos climáticos para establecer la temporada de cosecha (Tinus, 1996). Las pruebas de pérdida de electrolitos inducida por congelación demostraron una variación año con año en la temporada de cosecha que puede ser esperada. Comparando los cuatro años modelados, los datos iniciales y finales, y la duración de la temporada de cosecha fueron significativamente diferentes (Figura 7.3.4).

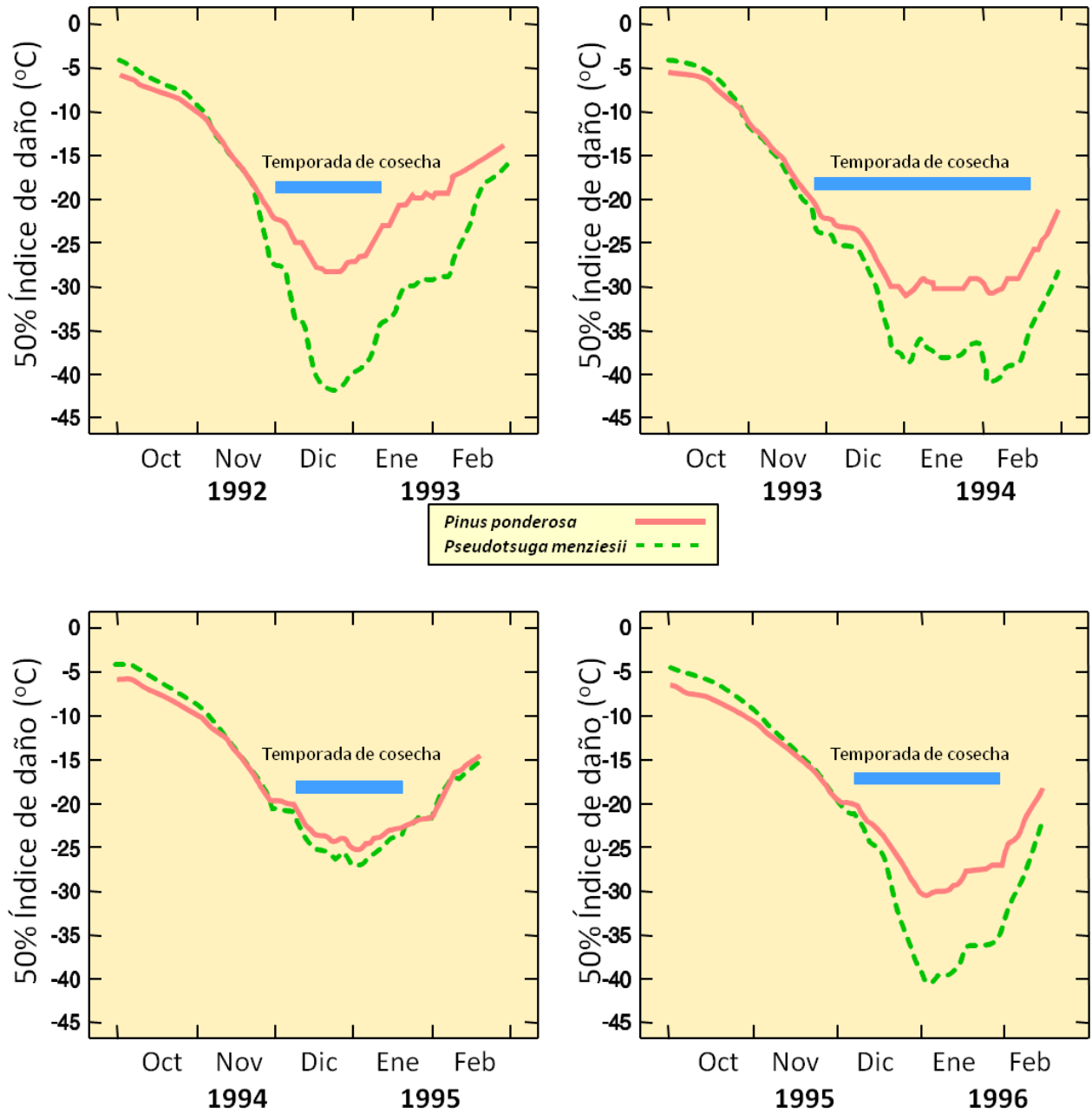


Figura 7.3.4 La resistencia al frío, medido como el índice al 50% del daño, derivado de la prueba de la pérdida de electrolitos inducida por congelación, fue usada para modelar la temporada de cosecha para dos coníferas del suroeste, durante cuatro inviernos de 1992 a 1996 (Modificado de Tinus, 1996).

7.3.3 Tratamientos fungicidas pre-almacenamiento

Los mohos son una seria preocupación del almacenamiento durante el invierno, especialmente de los hongos *Botrytis cinerea* los cuales son comúnmente encontrados en el follaje inferior senescente (Figura 7.3.5A). Por lo tanto, justo antes de empacar las plantas para el almacenamiento refrigerado, algunos viveros tratan su producción con fungicidas foliares.

Desafortunadamente, tanto los viveristas como los plantadores se han quejado sobre erupciones en la piel y otros síntomas de alergia después de haber manejado la producción tratada con fungicidas. El único estudio exhaustivo sobre la efectividad de los residuos de fungicidas y plaguicidas se llevó a cabo en viveros que producen en contenedor, en la Columbia Británica (Trotter *et al.*, 1992). Dos fungicidas, el benomyl (Benlate 50WP) y el captan (Captan 50WP) fueron asperjados sobre plantas de coníferas previo a su almacenamiento en refrigeración, usando el sistema de riego. En un tratamiento, ambos fungicidas fueron aplicados mediante una mochila de aspersión. Se encontró que ambos fungicidas fueron efectivos cuando se aplicaron a especies predisuestas al moho *Botrytis*. Las muestras de las plantas fueron recolectadas antes y después de un periodo de almacenamiento estándar, para determinar los niveles residuales del fungicida. Se encontró que el captan resultó ser más persistente que el benomyl, y los niveles fueron significativamente mayores cuando se usó una mochila aspersora para su aplicación (Figura 7.3.5B). Este corto efecto residual significa que el fungicida es efectivo sólo inmediatamente después de su aplicación y esa alta susceptibilidad de los lotes de semilla puede ser aún infecciosa si existen las condiciones de predisposición durante o después del almacenamiento (Trotter *et al.*, 1992).

Por lo tanto, la decisión de si se debe aplicar fungicidas para controlar los hongos debe ser considerado tanto desde el punto de vista cultural como el de seguridad. Las especies y procedencias que han sido infectadas previo a

la cosecha, pueden beneficiarse de fungicidas protectores, sin embargo, una infestación severa o lotes con un nivel de estrés pueden aún desarrollar problemas con mohos durante o después del almacenamiento (Ver Volumen 5, Sección 5.1.6.2, para una mayor discusión sobre los mohos y otros problemas del almacenamiento).

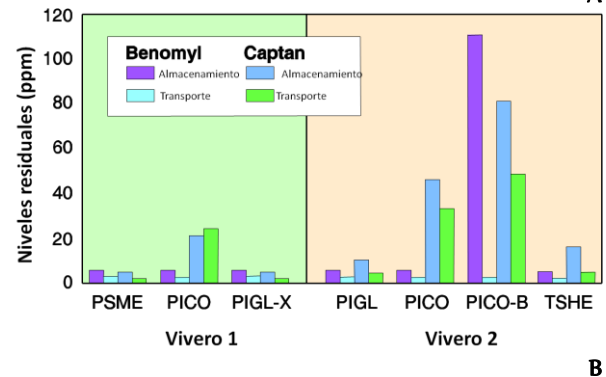


Figura 7.3.5 Las plantas que crecen a altas densidades comúnmente desarrollan el hongo *Botrytis* en el follaje bajo senescente (A); los niveles residuales de plaguicidas sobre el follaje de las plantas almacenadas, varió por el vivero o por el método de aplicación. Todos los tratamientos fueron aplicados en un invernadero mediante el sistema de riego, excepto PICO-B en el vivero 2, el cual fue aplicado con una mochila aspersora (B, código de especies: PSME = *Pseudotsuga menziesii*, PICO = *Pinus contorta*, PIGL = *Picea glauca*, PIGL-X = *Picea glauca x engelmannii*; TSHE = *Tsuga heterophylla*) (Modificado de Trotter *et al.*, 1992).

7.3.4 Procesamiento especulativo y contratos de producción

La forma en cómo la producción en contenedor es procesada, dependerá de cómo el cultivo será vendido y transportado.

7.3.4.1 Órdenes pequeñas especulativas

Algunos viveros tales como los de los gobiernos estatales, dan servicio a muchos, tal vez miles de clientes quienes ordenan pocas plantas y de muchas especies. Las plantas que permiten satisfacer estas órdenes son comúnmente producidas en un esquema de especulación y las órdenes son aceptadas durante la época de transporte del invierno y la primavera. Para facilitar el llenado y procesamiento de las órdenes, las plantas son usualmente cultivadas, clasificadas y empacadas en cantidades discretas (por ejemplo, 5 a 25; comúnmente el número mínimo que puede ser ordenado), y después almacenadas en recipientes a granel, en un refrigerador. A medida que las órdenes son recibidas, los trabajadores del vivero extraen las plantas de los recipientes a granel y realizan la combinación de las diferentes especies para su entrega, frecuentemente por mensajería o paquetería.

7.3.4.2 Contratos grandes

Muchos gobiernos federales y viveros de la industria forestal producen toda o la mayoría de sus plantas en contenedor mediante contratos, y su producción es clasificada, empacada (a menudo de 100 a 500 plantas por caja), y almacenada en la misma operación, por el consumidor. Dependiendo de las preferencias del cliente y del tiempo del almacenamiento, estas órdenes pueden ser colocadas en un almacenamiento frío o bajo congelación.

7.3.5 Clasificación y empaçado

Sin importar si las plantas producidas en contenedor serán para una “plantación caliente” o plantadas como una producción en dormancia, éstas son clasificadas por tamaño y apariencia acorde con los estándares establecidos, o en el caso de una producción bajo contrato, con los estándares acordados con el cliente (ver Volumen 1). Los “desechos” son plantas que no cumplen con los criterios de clasificación. Algunos de estos criterios son ajustados durante el proceso de clasificación, basado en otros factores de transporte y “desechos”, que se manifiestan durante el proceso. El criterio de clasificación común incluye la altura del tallo, diámetro del tallo al nivel del cuello de la raíz (“calibre”) e integridad del cepellón (Figura 7.3.6). Además, las plantas son verificadas por daños físicos o enfermedades, especialmente por afectaciones del moho gris (*Botrytis cinerea*) el cual puede dispersarse en el almacenamiento.

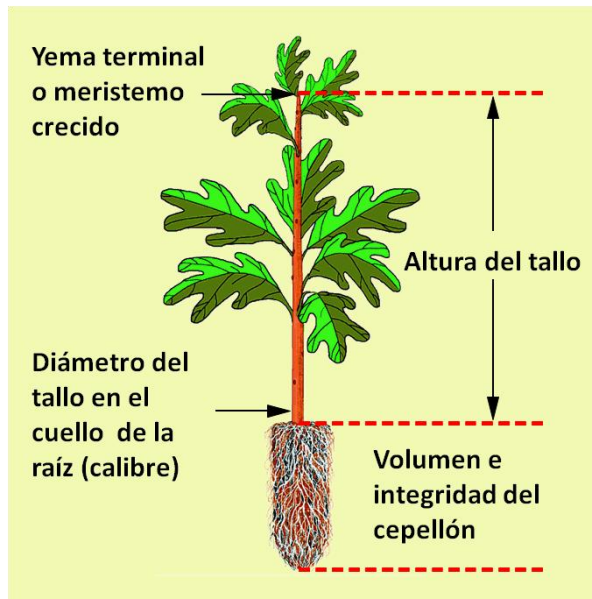


Figura 7.3.6 Los estándares comunes de clasificación incluyen la altura del tallo, diámetro del tallo a la altura del cuello de la raíz (“calibre”), y la integridad del cepellón.

La programación para realizar de clasificación depende de los métodos de cosecha. Para minimizar el volumen y reducir las enfermedades durante el almacenamiento, la mayoría de los viveros que producen en contenedor clasifican su producción como

parte del proceso de cosecha. Algunos viveros que almacenan en instalaciones a cielo abierto, envían la producción sin clasificar a los sitios de plantación, dónde es clasificada inmediatamente, previo a ser establecida en campo (Dionne, 2006).

El tamaño del contenedor y la forma de las plantas que serán empaçadas y almacenadas determinarán el mejor sistema de procesamiento. Para contenedores de volúmenes pequeños, las plantas pueden ser procesadas en dos formas: (1) clasificación, almacenamiento y transporte de las plantas en el contenedor donde se produjo, o (2) extracción (“levantado”) de las plantas de su contenedor, su clasificación subsecuente, empaçado y colocado dentro del almacén y/o transporte (Landis y McDonald, 1981). Debido a su tamaño y peso, los contenedores individuales de gran tamaño son clasificados y manejados de manera individual.

7.3.5.1 Almacenamiento y transporte en los contenedores de producción.

Este proceso está generalmente limitado a los tipos de contenedor con “celdas” o “tubetes” individuales de plástico suave, que son sostenidos en rejillas de plástico rígido. El contenedor más popular de este tipo es el Ray Leach “Cone-tainers”® y Deepots® (Figura 7.3.7A). El proceso de cosecha consiste en remover cada contenedor de su rejilla, clasificar la planta dentro de éste, y después colocar el contenedor en una rejilla para su transportación, o en una rejilla de “desecho” (Figura 7.3.7B). Las rejillas con plantas “entregables” son almacenadas en el exterior, en casas sombra o bajo cubiertas plásticas blancas (ver Sección 7.4) hasta que éstas puedan ser transportadas para su plantación. Las rejillas con planta de desecho son vaciadas conforme el tiempo lo permite. Debido a que las rejillas plásticas son quebradizas y pueden dañarse durante el manejo y transporte (Figura 7.3.7C), algunos viveros agrupan los contenedores que serán entregados, en racimos asegurados con una banda elástica o colocados

en bolsas plásticas (Figura 7.3.7D), las cuales después son colocadas en cajas de cartón para su almacenamiento refrigerado.

Algunos viveros usan contenedores en bloque, dejando también las plantas clasificadas en los contenedores donde fueron producidas para su almacenamiento y transporte al sitio de plantación. Esto es particularmente común con los bloques de plástico más durables, tales como las charolas Hiko® IPL Rigi-Pots® y las Ropak Multi-Pots®. En algunos viveros las plantas de desecho son extraídas de su contenedor durante el proceso de clasificación, aunque en otros, no se clasifican y todas las plantas son transportadas al sitio de plantación, dónde el plantador realiza la decisión final con respecto a la calidad de la planta (Dionne, 2006).



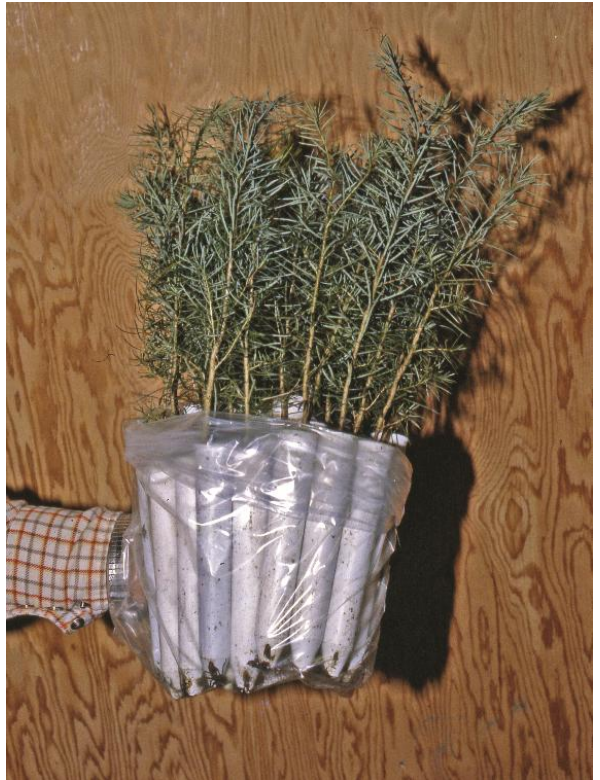
A



B



C



D

Figura 7.3.7 La cosecha de la producción del vivero en sus contenedores de crecimiento es común para las cavidades de plástico suave que pueden ser removidas de sus rejillas (A), clasificadas y consolidadas en rejillas tanto “desechables” como “embarcables”(B). Los contenedores transportados a los sitios de plantación deben ser regresados al vivero, lo cual puede producirle daños (C), por lo que algunos viveros empacan sus celdas individuales en bolsas plásticas (D) y cajas de cartón.

7.3.5.2 Extracción de la planta

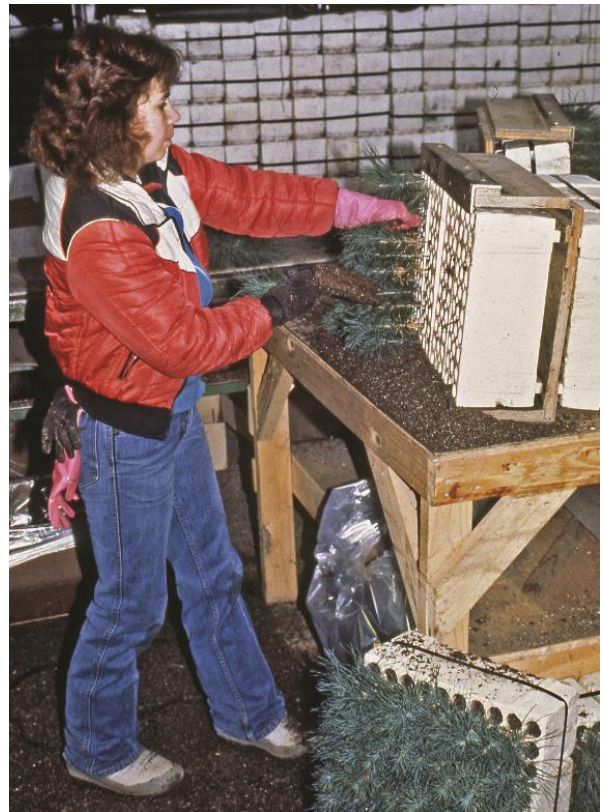
Como se mencionó con anterioridad, la planta producida en contenedor es comúnmente extraída del contenedor donde se produjo cuando será almacenada bajo refrigeración, aunque la producción que será plantada de manera inmediata (“plantación caliente”) también será extraída. Con contenedores grandes en bloque tales como el Styroblock®, “sacar y envolver” es lo más común dado que la extracción de la planta reduce el volumen de espacio requerido durante el almacenamiento y transporte. Las plantas cosechadas en estado de dormancia pueden ser almacenadas por hasta 6 meses, por lo cual, la extracción permite que los contenedores sean limpiados y esterilizados para el siguiente cultivo.

En los viveros pequeños, el proceso de extracción de las plantas de sus contenedores, su clasificación y empaqueo, es comúnmente realizado en estaciones de trabajo individuales. Cada estación está equipada con un rack o abrazadera que sujeta el bloque del contenedor o charola en el lugar, donde los trabajadores extraen y clasifican la planta (Figura 7.3.8A). Sin embargo, en los viveros grandes la secuencia de tareas es combinada en “líneas de clasificación y empaqueo”. Diferentes trabajadores, enlazados por una banda transportadora (Figura 7.3.8B) son los responsables de la extracción, clasificación y empaqueo.

La clasificación y el empaqueo se han vuelto más mecanizados para reducir tanto los costos de la mano de obra como la alta incidencia de lesiones en los lugares de trabajo. Muchas plantas forestales y de conservación tienen sistemas radicales agresivos y desarrollan un cepellón firme al final del ciclo de crecimiento. Las raíces de ciertas especies crecen incluso dentro de los pequeños orificios en las paredes de las cavidades del contenedor, especialmente con los bloques de poliestireno expandido (Styrofoam®). Esto hace que la extracción de la planta en forma manual se dificulte, y que los trabajadores del vivero en la línea de empaqueo en ocasiones desarrollen tendinitis y otros daños crónicos de las muñecas, además de lesiones a la parte inferior de los brazos. Para

facilitar la extracción, algunos viveros usan “golpeadoras” mecánicas que cuentan con un sacudidor móvil para aflojar los cepellones de sus contenedores (Figura 7.3.8C).

Otra razón por la cual las plantas son difíciles de remover de sus contenedores es que sus raíces a veces crecen fuera del hoyo de drenaje y forman un enmarañado (Figura 7.3.8D). Para facilitar la extracción, algunos viveros pasan los bloques del contenedores sobre una cuchilla rotatoria para cortar el enmarañado de la raíz (Figura 7.3.8E). Es mucho más fácil prevenir este efecto mediante el diseño de mesas en los invernaderos que promuevan la poda aérea de raíz.



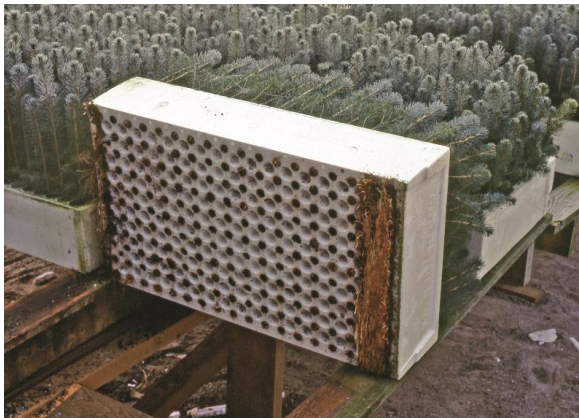
A



B



C



D



E

Figura 7.3.8 Cada estación de clasificación en la operación “sacar y envolver” tiene un rack o sujetador para asegurar los contenedores (A). En viveros grandes, las estaciones de clasificación son parte de las líneas de clasificación y empaqueo, las cuales incrementan la eficiencia (B). Ya que las plantas comúnmente presentan dificultad para su extracción de sus contenedores, tal como el Styroblock®, éstos son pasados primeramente a través de un “golpeador” que afloja los cepellones (C). Si las raíces han formado un enmarañado en el hoyo de drenaje (D), éstos son recortados para una fácil extracción (E).

La extensión de la línea mecanizada de empaqueo varía en función del tamaño del vivero y sofisticación. Viveros grandes comúnmente usan pernos o varillas extractoras para empujar físicamente una hilera de plantas a la vez, fuera del contenedor y sobre una banda transportadora, dónde éstas son clasificadas (Figura 7.3.9A). Los desechos son tirados al piso, mientras que la planta “entregable” es agrupada en racimos de 5 a 25. Al final de la banda transportadora otro trabajador recolecta los racimos y los empaqa.

7.3.5.3 Empaqueo de plantas

Tres sistemas comunes de empaqueo son usados para la producción de plantas nativas en vivero.

Envoltura húmeda. En este primer sistema de empaqueo los racimos de plantas son colocados en una plataforma y sus cepellones son envueltos con un material de protección (Figura 7.3.10A). Los racimos con una cubierta húmeda son apilados en cajas de cartón para su almacenamiento y envío a los sitios de plantación (Fig. 7.3.10B). Las envolturas húmedas han sido utilizadas por décadas para

proteger de la desecación las raíces finas, del sistema a raíz desnuda (Dahlgreen, 1976), y las investigaciones han mostrado que el estrés hídrico es menor para la producción de coníferas a las que se les han cubierto con este tipo de protección (Figura 7.3.10C). Una arpillera húmeda y toallas de papel absorbente son usadas de manera tradicional, aunque el celofán es preferido para las plantas nativas que no forman un cepellón consistente. Ensayos en campo con plantas de *Ambrosia dumosa* encontraron que la protección con una envoltura húmeda, mejoró el estado hídrico durante el transporte y la plantación, y éstas sobrevivieron y crecieron de igual forma que las plantas transportadas en sus contenedores (Fidelibus y Bainbridge, 1994). La ventaja más obvia de la envoltura húmeda es que los contenedores no son dañados o extraviados durante el proceso de plantación. Para plantas producidas en bolsas de polietileno con suelo forestal, el suelo se sacude del sistema radical y éste se embebe con un compuesto acuoso súper absorbente, logrando con esta técnica reducir grandemente el volumen y peso de plantas de pino. Además, permite que los substratos a base de suelo forestal pueda ser esterilizados y usados, ahorrando los costos de obtener más sustrato y reduciendo el impacto al ambiente forestal (Mexal *et al.*, 1996).



A



B



C



D

Figura 7.3.9 En la mayoría de los viveros mecanizados, las plantas son empujadas de su contenedor, una hilera a la vez, mediante un punzón extractor (A). Después de clasificarlas, las plantas son integradas en racimos que se envuelven en celofán (B) o colocadas en bolsas plásticas (C). En la etapa final, los racimos son colocados dentro de cajas de cartón o plástico, para protegerlas durante su almacenamiento y transporte (D).

Con el reciente interés para transportar la producción del vivero bajo congelación hacia los sitios de plantación, la envoltura húmeda de plantas individuales provoca que ambas se congelen en un solo bloque.

Embolsado y empaclado. En el segundo sistema de empaque, máquinas automáticas embolsadoras mantienen un suministro de bolsas plásticas que son infladas automáticamente mediante un flujo de aire, facilitando la colocación de las plantas (Figura 7.3.9C). En general, cuando las bolsas de las plantas son colocadas en una línea de cajas las cuales a su vez tienen un revestimiento plástico para su almacenamiento, como es lo usual en el caso de la producción de cultivos bajo contrato, las bolsas son lo suficientemente profundas para cubrir los cepellones y facilitar su manejo. Cuando los paquetes de plantas serán almacenados en recipientes a granel (Figura 7.3.11A), lo cual es común para cultivos especulativos, entonces las bolsas son lo suficientemente grandes para cubrir la planta en su totalidad, especialmente para cultivos perennes, para retardar su desecación (Figura 7.3.11B).

Empacado. En este tercer sistema, el cual es usado comúnmente en el sur de los Estados Unidos, las plantas producidas en contenedor que serán usadas para una “plantación caliente”, son comúnmente extraídas y colocadas directamente en cajas sin ningún tipo de bolsa plástica (Dumroese y Barnett, 2004). Estas plantas son cosechadas, almacenadas por un corto periodo de tiempo en un refrigerador, y plantadas antes de que la transpiración y la desecación reduzcan la humedad del cepellón a un nivel inaceptable.

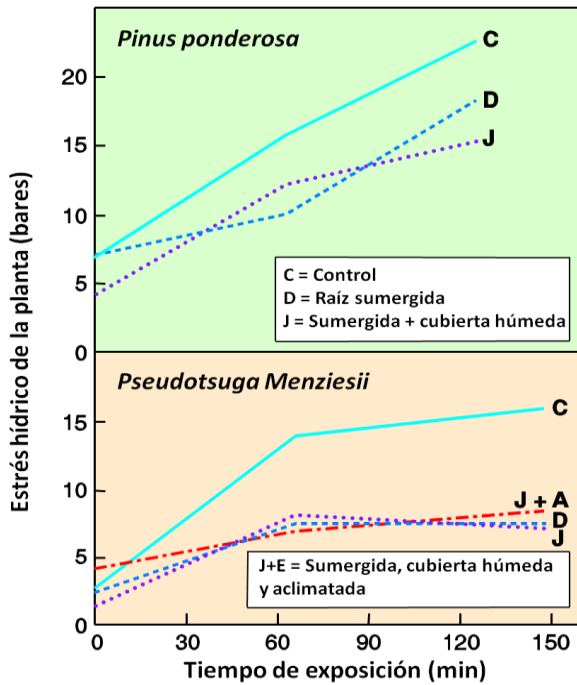
La etapa final del proceso de clasificación y empaque considera la colocación de los racimos de plantas bajo almacenamiento o cajas o contenedores, para su transporte (Figura 7.3.9D), etiquetándolas después con las especies, procedencia, número de plantas y otra información importante.



A



B



C

Figura 7.3.10. La envoltura húmeda consiste de revestir las plantas con una tela, papel o celofán; plegar el material sobre las raíces, y después envolver las plantas en un bulto (A). Las investigaciones han demostrado que, además de proteger el cepellón durante el almacenamiento y plantación (B), la cubierta húmeda reduce el estrés hídrico de la planta (C) (C modificado de Lopushinsky, 1986).

7.3.5.4 Procesamiento de grandes volúmenes de producción en contenedor

Debido a su tamaño y peso, la producción en contenedores grandes es comúnmente procesada una a la vez, y acumulada en una casa sombra o en instalaciones a cielo abierto, hasta que éstas puedan ser transportadas (Figura 7.3.12A). Aunque grandes viveros ornamentales a menudo almacenan su producción en refrigeración, esto no es común en viveros de especies forestales o nativas. Contenedores cuadrados, tales como los Treepots®, son clasificados y almacenados en tarimas metálicas especiales o en cajones plásticos (Figura 7.2.12B) hasta que éstos puedan ser transportados para su plantación.



A

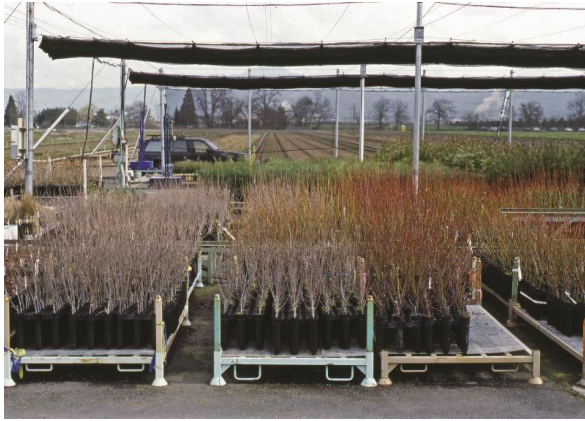


B

Figura 7.3.11 Cuando los cultivos serán almacenados a granel para su posterior re-empaque y transporte (A), las plantas son colocadas en su totalidad dentro de bolsas largas, para retardar la desecación (B).



A



B

Figura 7.3.12 Las plantas en contenedores grandes son comúnmente clasificadas en la casa sombra (A) y almacenadas sobre plataformas hasta que puedan ser transportadas (B).

7.3.6 Empacado para almacenamiento y transporte

La típica caja para el almacenamiento está hecha de cartón corrugado que ha sido tratada con plástico o cera para hacerla impermeable (Figura 7.3.13A). Algunos viveros usan cajas corrugadas plásticas que, aunque son más caras, tienen la ventaja de poderse reutilizar (Figura 7.3.13B). Aun los viveros que envían su producción a los sitios de plantación en los mismos contenedores de producción, comúnmente colocan éstos en cajas para una protección adicional contra daños mecánicos. Las cajas son el estándar para el almacenamiento refrigerado de la producción de “sacar y envolver”, realizada en contenedor, pero debido a que éstas no son a prueba de humedad, es requerida una delgada bolsa plástica al interior (Figura 7.3.13B). Con el almacenamiento en congelación, esta delgada bolsa plástica al interior de las cajas es obligada para prevenir daños por desecación, dado que el equipo de refrigeración continuamente remueve el exceso de humedad de los cuartos de almacenamiento (Figura 7.3.13C).



A



B



C

Figura 7.3.13 Las cajas de cartón enceradas facilitan el manejo y hacen el almacenamiento más eficiente (A). Una bolsa plástica al interior de la caja (B) es esencial para el almacenamiento en congelación a largo plazo, debido a que las plantas pierden humedad y ésta se condensa en los lados de los contenedores (C).

7.3.7 Procesamiento de las plantas de desecho

En cada estación de clasificación, las plantas de desecho son tiradas al suelo o arrojadas a un recipiente. Si existe mercado, las plantas sanas que no alcanzaron la talla pueden ser trasplantadas a contenedores más grandes. Esto es común con cultivares que pueden ser establecidos en una superficie geográfica grande con especies amenazadas o en peligro, cuando cada planta es muy valiosa. Sin embargo, la mayoría de las plantas forestales y de conservación provienen de una zona semillera específica ("fuente identificada") y están adaptadas más bien a áreas restringidas.

Adicionalmente, la mayoría de los proyectos forestales y de especies nativas, plantan toda su producción en una estación, por lo cual no existe mercado para plantas rezagadas.

Por lo tanto, la mayoría de los viveros compostan sus desechos para reusarlos como suelo regenerado. Debido a que a los tallos y raíces leñosas les tomará varios años para descomponerse, los desechos son pasados por un molino de martillos o por una tina moledora para acelerar la descomposición y acelerar el proceso de compostado (Figura 7.3.14).



Figura 7.3.14 Las plantas de desecho pueden ser procesadas en una tina moledora y compostadas

7.3.8 Resumen y conclusiones

Las plantas pueden ser cosechadas, clasificadas y almacenadas en una variedad de formas dependiendo de la calendarización de la época de plantación, el tipo de contenedores usados para producir la planta y la convención utilizada en un desarrollo local en particular, mediante la investigación y/o la experiencia. Las plantas cosechadas durante la estación de crecimiento con dormancia mínima y almacenada por sólo algunos días, con o sin almacenamiento refrigerado, se dice que son “plantaciones calientes”. Más comúnmente, las plantas son cosechadas cuando están en dormancia y son almacenadas por algunas semanas o meses en un almacén refrigerado. Los encargados de los viveros pueden determinar cuándo las plantas están en dormancia usando un calendario, con señales visuales de las plantas por sí mismas, ensayos de plantación o pruebas de calidad de planta. Calculando la suma de horas frío para un cultivo y correlacionando esto con los resultados de las pruebas de calidad de la planta, probablemente sea la mejor forma para los viveristas, de asegurarse que los cultivos están en dormancia previo a la cosecha.

Muchos factores influyen en el proceso de cosecha, incluyendo el tamaño y mecanización del vivero, la base clientelar, el tipo de contenedor, la forma de crecimiento de la planta, de si las plantas son extraídas e inmediatamente colocadas en bolsas o protegidas con envolturas húmedas, condiciones de almacenamiento y el éxito local derivado de investigaciones y/o la experiencia. Por ejemplo, los viveros estatales y privados a menudo producen plantas con un esquema especulativo; cuyas plantas son extraídas de sus contenedores, integrando grupos consistentes con órdenes mínimas, almacenamiento a granel en refrigeración, y después empacadas y transportadas a medida que las órdenes son recibidas. Contrariamente, los viveros grandes para trabajos de reforestación producen plantas mediante contratos, extrayéndolas de sus contenedores, y almacenándolas bajo refrigeración o

congelación hasta que sean establecidas en campo, a menos que dichos viveros se encuentren en la zonas marítimas de Canadá, donde las plantas son mantenidas en sus contenedores y almacenadas en instalaciones al aire libre. Muchos viveros de plantas nativas, las clasifican y transportan en sus contenedores, particularmente para especies que no producen sistemas radicales robustos. Como es evidente, el proceso de cosecha es determinado por muchas variables, pero la meta de la cosecha es siempre la misma: obtener el cultivo del vivero para ser llevado al sitio de plantación, sin reducir la calidad de la planta.

7.3.9 Literatura citada

- Burdett, A.N.; Simpson, D.G., 1984. Lifting, grading, packaging and storing. In: Duryea, M.L.; Landis, T.D., eds. *Forest Nursery Manual: Production of bareroot seedlings*. The Hague, The Netherlands: Martinus Nijhoff Publishers: 227-224.
- Burr, K.E. 2004. Personal communication. Coeur d' Alene, ID: U.S. Department of Agriculture Forest Service, Coeur d' Alene nursery.
- Colombo, S.J.; Gellert, S. 2002. Frost hardiness testing: an Ontario update. *Forest Research Note No. 62*. Sault Ste. Marie, ON: Ontario Forest Research Institute. 4 p.
- Colombo, S.J.; Sampson, P.H.; Templeton, C.W.G.; McDonough, T.C.; Menes, P.A.; DeYoe, D.; Grossnickle, S.C. 2001. Assessment of nursery stock quality in Ontario. In: Wagner, R.G.;
- Dahlgreen, A.K. 1976. Care of forest tree seedlings from nursery to planting hole. In: Baumgartner, D.M.; Boyd, R.J., eds. *Tree planting in the Inland Northwest*. Pullman, WA: Washington State University, Cooperative Extension Service: 205-238.
- Dionne, M. 2006. Personal communication. Juniper, NB: J.D. Irving, Ltdl, Juniper Tree Nursery.
- Dumroese, R.K.; Barnett, J.P. 2004. Container seedlinghandling and storage in the southeastern states. In: Riley, L.E.; Dumroese, R.K.; Landis, T.D., tech. coords. *National proceedings: forest and conservation nursery associations—2003*. Proceedings RMRS-P-33. Ogden, UT: U.S. Department of Agriculture Forest Service, Rocky Mountain Research Station: 22-25.
- Fidelibus, M.W.; Bainbridge, D.A. 1994. The effect of containerless transport on desert shrubs. *Tree Planters'Notes* 45(3): 82-85.
- Fredrickson, E. 2003. Fall planting in northern California. In: Riley, L.E.; Dumroese, R.K.; Landis, T.D., tech. coords. *National proceedings: Forest and Conservation Nursery Associations—2002*. Proceedings RMRS-P-28. Ogden, UT: U.S. Department of Agriculture, Forest Service, Rocky Mountain Research Station: 159-161.
- Jackson, D.P.; Dumroese, R.K.; Barnett, J.P.; Patterson, W.B. 2007. Container longleaf pine seedling morphology in response to varying rates of nitrogen fertilization in the nursery and subsequent growth after outplanting. In: Riley, L.E.; Dumroese, R.K.; Landis, T.D., tech. coords. *National proceedings, forest and conservation nursery associations—2006*. Proceedings. RMRS-P-50. U.S. Department of Agriculture, Forest Service, Rocky Mountain Research Station: 114-119.
- Jenkinson, J.L.; Nelson, J.A.; Huddleston, M.E. 1993. Improving planting stock quality — the Humboldt experience. *General Technical Report PSW-143*. U.S. Department of Agriculture Forest Service, Pacific Southwest Research Station. 219p.
- Kooistra, C.M. 2004. Seedling storage and handling in western Canada. In: Riley, L.E.; Dumroese, R.K.; Landis, T.D., tech. coords. *National proceedings, Forest and Conservation Nursery Associations—2003*. Proceedings RMRS P-33. Ft. Collins, CO: U.S. Department of Agriculture Forest Service, Rocky Mountain Research Station:15-21.
- Landis, T.D.; McDonald, S.E. 1981. The processing, storage and shipping of container seedlings in the western United States. In: Guldin, R.W.; Barnett, J.P., eds. *Proceedings of the Southern Containerized Forest Tree Seedling Conference*. General Technical Report SO-37. New Orleans, LA: Southern Forest Experiment Station: 111-113.

- Lopushinsky, W. 1986. Effect of jellyrolling and acclimatization on survival and height growth of conifer seedlings. Research Note PNW-438. Portland, OR: U.S. Department of Agriculture Forest Service, Pacific Northwest Forest and Range Experiment Station. 14 p.
- Mathers, H.M. 2000. Overwintering container nursery stock, Part 1: Acclimation and covering. Columbus, OH: Ohio State University, Department of Horticulture, Basic Green. URL: <http://hcs.osu.edu:16080/basicgreen> (accessed 4 July 2005).
- Mexal, J.G.; Timmis, R.; Morris, W.G. 1979. Cold-hardiness of containerized loblolly pine seedlings: its effect on field survival and growth. *Southern Journal of Applied Forestry* 3(1): 15-19.
- Mexal, J.G.; Phillips, R.; Landis, T.D. 1996. "Jellyrolling" may reduce media use and transportation costs of polybag-grown seedlings. *Tree Planters' Notes* 47(3): 105-109.
- Tinus, R.W. 1996. Cold hardiness testing to time lifting and packing of container stock: a case history. *Tree Planters' Notes* 47(2): 62-67.
- Trotter, D.; Shrimpton, G.; Dennis, J.; Ostafew, S.; Kooistra, C. 1992. Gray mould (*Botrytis cinerea*) on stored conifer seedlings: efficacy and residue levels of pre-storage fungicide sprays. In: *Proceedings, Forest Nursery Association of British Columbia meeting, 1991*: 72-76.
- White, B. 2004. Container handling and storage in Eastern Canada. In: Riley, L.E.; Dumroese, R.K.; Landis, T.D., tech. coords. *National proceedings, Forest and Conservation Nursery Associations—2003*. Proceedings RMRS P-33. Ft. Collins, CO: U.S. Department of Agriculture Forest Service, Rocky Mountain Research Station: 10-14.



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

VOLUMEN 7

Capítulo 4

Almacenamiento de Planta

Contenido

7.4.1 Introducción	127
7.4.1.1 Distancia entre el vivero y el sitio de plantación	127
7.4.1.2 Diferencias entre la época de cosecha en el vivero y la época de plantación	127
7.4.1.3 Facilitando la cosecha y el transporte.....	128
7.4.1.4 El almacenamiento refrigerado como herramienta de cultivo	128
7.4.2 Almacenamiento a corto plazo para la plantación en verano u otoño – “Plantación caliente”	129
7.4.3 Almacenamiento durante el invierno.....	131
7.4.3.1 Diseño y ubicación de las instalaciones para el almacenamiento	131
El clima general en el vivero	
Características de la producción del vivero	
Distancia a los sitios de plantación	
Número y tamaño de las plantas a ser almacenadas	
7.4.4 Sistemas de almacenamiento no refrigerados	133
7.4.4.1 Almacenamiento a cielo abierto	133
7.4.4.2 Sistemas de almacenamiento sin estructura	135
Cubiertas plásticas blancas	
Cubiertas y paneles blancos de Styrofoam®	
Cubiertas plásticas Bubble-Wrap®	
Mallas contra heladas	
Cubiertas plásticas con una capa de material aislante	
7.4.4.3 Estructuras de almacenamiento	137
Estructuras frías	
Estructura tipo campana y casas de polietileno	
Casas sombra	
Invernaderos	
7.4.5 Almacenamiento refrigerado	142
7.4.5.1 Fisiología de las plantas en el almacenamiento refrigerado	143
Dormancia	
Resistencia al frío	
Resistencia al estrés	
Potencial de crecimiento de la raíz (PCR)	
Reserva de carbohidratos	
7.4.5.2 Manejo, descongelación y plantación de la producción congelada	146
7.4.6 Monitoreo de la calidad de la planta en el almacén.....	149
7.4.7 Causas de daño del almacenamiento durante el invierno	151
7.4.7.1 Daño por frío	151
7.4.7.2 Desecación	151
7.4.7.3 Pérdida de dormancia	151
7.4.7.4 Mohos del almacén	152
7.4.7.5 Daños por animales	154
7.4.8 Resumen y conclusiones	155
7.4.9 Literatura Citada.....	156

7.4.1 Introducción

A diferencia de algunos productos agrícolas que pueden ser almacenadas por largos periodos sin decremento en su calidad, los cultivos de los viveros en contenedor son seres vivos que tienen por sí mismos, después de su cosecha, un corto periodo de vida. Por lo tanto, es necesario contar con instalaciones de almacenamiento bien diseñadas para todas las plantas nativas producidas en vivero.

El almacenamiento de planta no fue una consideración de importancia en el pasado, cuando los viveros eran establecidos cerca de los proyectos de plantación. Esto permitió que las plantas fueran extraídas del suelo del vivero un día, y plantadas al día siguiente. Su transportación era lenta y el manejo y empaçado bastante sencillos (Figura 7.4.1). Reflejado en aquellos días y conociendo lo que se hace en la actualidad respecto de la fisiología de la planta, es sorprendente ver cómo muchas de aquellas primeras plantaciones se desarrollaron.

Es importante tener en cuenta que el almacenamiento de la planta es una necesidad operativa y no, un requerimiento fisiológico (Landis, 2000), debido a las siguientes cuatro razones.

7.4.1.1 Distancia entre el vivero y el sitio de plantación

En la actualidad, la mayoría de los viveros de plantas nativas están ubicados a grandes distancias, a menudo a cientos o incluso miles de kilómetros de los sitios de plantación de sus clientes. Esta es una particularidad de los viveros que producen en contenedor debido a que, tan lejana como la ubicación de la fuente de semillas apropiada que se usa para la producción, las plantas de alta calidad pueden ser desarrolladas en invernaderos con un ambiente de crecimiento ideal, ubicado también, en sitios lejanos. Sin embargo, a medida que aumenta la distancia del vivero a los sitios de plantación, mayor será la necesidad de almacenamiento.

7.4.1.2 Diferencias entre la época de cosecha en el vivero y la época de plantación

Como se mencionó en la sección previa, los viveros que producen en contenedor son comúnmente localizados en climas diferentes de aquellos dónde se localizan sus clientes. En las zonas montañosas esto es especialmente cierto, debido a que los viveros están comúnmente localizados en valles, a bajas altitudes, que tienen una variedad climática diferente a los sitios de plantación a altas altitudes. Las diferencias entre la época de cosecha y de la plantación también dependerán de la temporada de plantación. Si los clientes realizarán la plantación durante el verano o el otoño, entonces sólo será necesario un almacenamiento de corto plazo. Sin embargo, es común que las mejores condiciones para la plantación se presentan durante la siguiente primavera, por lo cual, es necesario proteger a las plantas durante el invierno.



Figura 7.4.1 Los primeros viveros forestales no requerían instalaciones de almacenamiento, ya que las plantas eran transportadas y plantadas en pocos días. Observe que los trabajadores están sentados sobre las pacas de la producción del vivero.

7.4.1.3 Facilitando la cosecha y el transporte

La gran cantidad de plantas que producen los viveros en la actualidad significa que es físicamente imposible cosechar, clasificar, procesar y transportar la producción, en un corto periodo de tiempo. Por lo tanto, el primer beneficio de las instalaciones de almacenamiento es que éstas ayudan a extender la programación y el procesamiento durante la cosecha y transporte.

7.4.1.4 El almacenamiento refrigerado como herramienta de cultivo

Muchos productores no aprecian el hecho de que el almacenamiento refrigerado puede ser usado para manipular la fisiología de una gran variedad de plantas. Las temperaturas de almacenamiento frío pueden satisfacer parcialmente los requerimientos de horas frío para la dormancia de la producción, por ello el almacenamiento refrigerado ha demostrado mejorar la calidad de la planta (Ritchie, 1989). Se encontró que plantas de *Pseudotsuga menziesii* clasificadas como Clase 2, gradualmente incrementaron su calidad a Clase 1 mientras estuvieron en almacenamiento (Figura 7.4.2). Por otra parte, las plantas con patrones de dormancia atípica no se vieron beneficiadas con el almacenamiento refrigerado. Plantas de *Quercus nigra* almacenadas en frío no parece que hayan prolongado la dormancia, incrementado la resistencia al estrés o mejorado su desempeño en la plantación (Goodman *et al.*, 2009). Una completa discusión sobre la dormancia y otros aspectos de la calidad de planta se pueden encontrar en el Capítulo 7.2.

7.4.2 Almacenamiento a corto plazo para la plantación en verano u otoño – “Plantación caliente”.

La producción en contenedor que será plantada durante el verano o el otoño, no tiene una dormancia plena, o una gran resistencia al estrés, por lo cual requerirá de una consideración especial. El término “plantación caliente” es usado para describir este tipo de operación, ya que no se emplea una extensión de periodo mediante el almacenamiento refrigerado. Las plantas son comúnmente colocadas en estructuras de endurecimiento, las cuales usualmente son casas sombra o instalaciones al aire libre, hasta que éstas son llevadas a campo (Figura 7.3.3A). En el sur de los Estados Unidos, la producción en contenedor para una “plantación caliente” es almacenada en vehículos enfriados o refrigeradores, a una temperatura de 4 a 21°C (40 a 70°F) por no más de una semana (Dumroese y Barnett, 2004).

Investigaciones recientes han demostrado que la producción de viveros que no presenta un estado de dormancia, pueden desarrollarse bien cuando son establecidas en una “plantación caliente” (Helenius *et al.*, 2005). La producción de *Picea abies* en contenedor que presentaba tanto crecimiento activo como un periodo de almacenamiento frío, fue sometida a periodos incrementales de estrés hídrico. Las plantas sin dormancia que fueron establecidas como “plantación caliente”, tuvieron un crecimiento significativo de nuevas raíces emergiendo del cepellón (“salida de raíz”), que aquellas que provenían de un almacenamiento bajo frío, durante las dos primeras semanas posteriores a la plantación (Figura 7.4.3B).

La “plantación caliente” puede ser exitosa durante el verano y el otoño, cuando son ideales las condiciones en el sitio de plantación. Este sistema ofrece mucha flexibilidad ya que las plantas pueden ser colocadas en el vivero y transportadas a medida que son requeridas. En el sitio de plantación, la producción debe ser almacenada en forma vertical y mantenida bajo sombra. El uso de cajas de color blanco ayuda a reflejar la luz y mantener baja la temperatura

dentro de la caja (Kiiskila, 1999). La “plantación caliente” requiere una estrecha coordinación entre el vivero y el cliente, por lo tanto, los proyectos son usualmente cercanos al vivero, y relativamente pequeños.

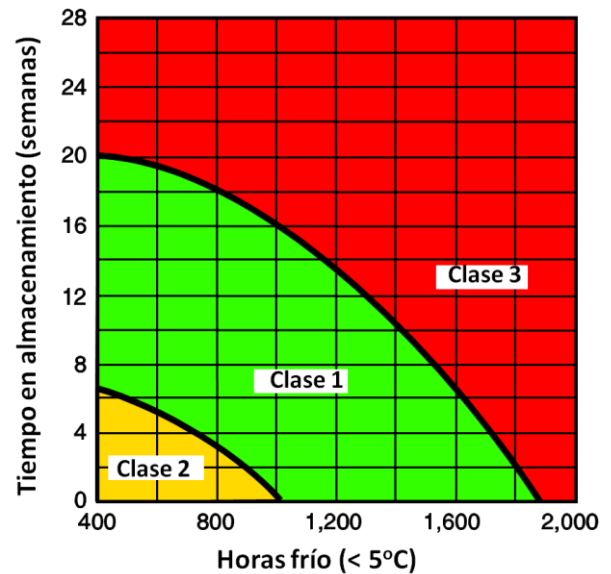
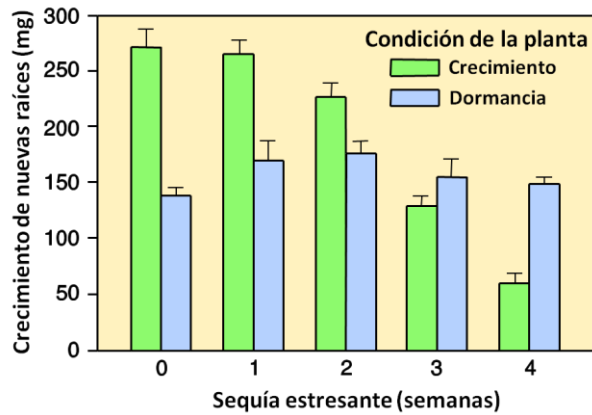


Figura 7.4.2 El almacenamiento refrigerado puede cumplir parcialmente los requerimientos de horas frío de la producción del vivero y, para el caso de *Pseudotsuga menziesii*, ha incluso demostrado mejorar la calidad de la planta – movimiento de la zona amarilla a la verde (modificado de Ritchie, 1989).



A



B

Figura 7.4.3 Dado que la producción para una “plantación caliente” no tiene dormancia o resistencia al estrés, es colocada en el área de endurecimiento hasta su transporte (A). En ensayos de investigación, las plantas de *Picea* establecidas como “plantación caliente”, tuvieron un mejor crecimiento de nuevas raíces en las primeras dos semanas después de la plantación, comparadas con la producción que fue almacenada en frío (B, modificado de Helenius *et al.*, 2005).

7.4.3 Almacenamiento durante el invierno

La importancia del adecuado almacenamiento de la producción durante el invierno es a menudo pasado por alto, por los encargados novatos de los viveros, ya que se enfocan ante todo en el crecimiento del cultivo. Las plantas frecuentemente son dañadas y algunos cultivos se han perdido completamente como resultado de un mal diseño o manejo del almacenamiento durante el invierno (Figura 7.4.4A). Aunque las plantas muertas son dramáticas, lo que es más malicioso es el daño sub-letal en el cual las raíces son seriamente dañadas (Figura 7.4.4B). Desafortunadamente, las plantas dañadas sub-letalmente no desarrollan a menudo síntomas de daño bajo las condiciones ideales del vivero; en cambio, el daño es reflejado en un bajo nivel de supervivencia y crecimiento en el sitio de plantación. El riesgo para un daño durante el invierno es muy alto, dependiendo de las condiciones fisiológicas de las plantas durante el almacenamiento (discutido en el Capítulo 7.3) y de las técnicas y condiciones apropiadas de almacenamiento.

7.4.3.1 Diseño y ubicación de las instalaciones para el almacenamiento

El momento para pensar primero sobre las instalaciones para el almacenamiento de la planta es durante la fase de desarrollo del vivero, pero, desafortunadamente a menudo esto no se realiza. El diseño y ubicación del sistema de almacenamiento depende de los siguientes cuatro factores.

El clima general en el vivero. Mucha gente piensa que el almacenamiento durante el invierno sería más difícil conforme uno va más al norte o a elevaciones más altas, pero esto no siempre es el caso. Los viveros en el medio oeste o en el sur, en las regiones de las grandes planicies de los Estados Unidos, en ocasiones son un mayor reto, debido a las extremas fluctuaciones climáticas durante el invierno (Davis, 1994). Un caso extremo es la vertiente del este, de las Montañas "Cascade" o Montañas Rocallosas, donde las temperaturas pueden variar tanto como 22°C (40°F) o más, en un

periodo de 24 horas, donde son comunes los vientos fuertes y secos durante el invierno, y principios de la primavera. En un vivero en Alberta, un estudio por 5 años sobre la calidad de la planta en instalaciones a cielo abierto, documentó un daño recurrente y mortalidad, debido a las heladas tardías y periodos cálidos inusuales a finales del invierno (Dymock, 1988). Esto también puede dificultar el almacenamiento de la producción en contenedor en áreas tales como el suroeste de los Estados Unidos, donde el invierno es caracterizado por muchos días claros y soleados. Por lo tanto, cada vivero debe desarrollar un sistema de almacenamiento apropiado para el clima local.

Características de la producción del vivero.

Algunas plantas son más fáciles de almacenar que otras, por lo cual, los sistemas de almacenamiento deberán coincidir con las especies de plantas que se producen. Las especies que tienden a pasar bien el invierno son aquellas que han conseguido una dormancia profunda y pueden resistir bajas o fluctuantes temperaturas. Las plantas deciduas tienen una ventaja definida por la carencia de follaje, cuando la latencia reduce la posibilidad de desecación durante el invierno. Las especies perennes son propensas a ambas, al daño por frío y a la pérdida de humedad, y en las especies perennes de hoja ancha es particularmente un problema. Las especies y ecotipos de las áreas costeras que nunca han sido expuestas al frío, tienden a ser menos resistentes, que aquellas de áreas del interior. Esto genera un verdadero reto para los viveros que producen lotes de semillas de un amplio rango de elevaciones. Por ejemplo, fuentes costeras de *Pseudotsuga menziesii* tienden a crecer al final de la temporada, y son mucho menos resistentes que los lotes de semilla de altas elevaciones en las montañas. En climas tropicales y semitropicales las plantas nunca adquieren una verdadera dormancia y pueden ser plantadas casi en cualquier época del año.

Todas las plantas de climas templados y árticos pasan a través de un ciclo de crecimiento y dormancia (ver Capítulo 7.2). En los viveros, las plantas son cultivadas a través de un proceso acelerado de crecimiento que debe terminar antes de que éstas puedan ser plantadas; éste es el periodo de endurecimiento. En el Volumen 6 se discutieron formas en las cuales los productores pueden endurecer su producción y prepararlas para el almacenamiento. Las plantas que tienen un dormancia total y que son resistentes al frío, están en el estado fisiológico ideal para el almacenamiento durante el invierno. Las plantas resistentes y en dormancia pueden pensarse como si estuvieran en un estado de “animación suspendida”. Éstas siguen respirando y se presenta una mínima división celular, tanto en el tallo como en las raíces (ver Figura 7.2.35 en el Capítulo 7.2); especies perennes pueden incluso fotosintetizar durante periodos favorables en el invierno. El reto para los encargados de los viveros es diseñar y manejar un sistema de almacenamiento para mantener sus plantas almacenadas bajo dormancia, a la vez que las protegen del estrés.

Distancia a los sitios de plantación. Los viveros ubicados cerca de los sitios de plantación pueden ser capaces de plantar su producción con poco, o sin almacenamiento. Sin embargo, a medida que las distancias incrementan, son requeridos algunos tipos de instalaciones para el almacenamiento. Dado que éstos producen planta de elevaciones muy variadas con diferentes épocas de plantación,

los viveros de la empresa Weyerhaeuser en Óregon y Washington, usan almacenamiento en congelación, donde las plantas pueden ser mantenidas por un periodo de hasta 6 meses (Hee, 1987). El vivero J. H. Stone del Servicio Forestal de los Estados Unidos, en el sur de Óregon, ha producido coníferas con fines comerciales para clientes a lo largo de la costa oeste, aunque aquellas de altas elevaciones en Idaho requieren un manejo especial y, por lo tanto, se incurre en un mayor costo que aquellas de clientes locales. Por otra parte, los clientes de la zona forestal de la costa de Óregon pueden plantar a lo largo del invierno y además, recibir sus plantas con un mínimo almacenamiento.

Número y tamaño de las plantas a ser almacenadas. Como ya se ha mencionado, los viveros grandes enfrentan un gran reto para procesar su producción, y los sistemas de almacenamiento ayudan proporcionando una amortiguación (buffer). Además, la producción en contenedores grandes requiere consideraciones especiales de almacenamiento. Por ejemplo, es relativamente fácil almacenar una gran cantidad de plantas en cavidades de 66 cm³ (4 in³) bajo refrigeración, pero el mismo número de plantas en cavidades de 328 cm³ (20 in³) requerirán cuatro veces más de espacio. Una producción grande, como la de contenedores de 20 l (5 gal) requerirán demasiado espacio en el almacenamiento refrigerado, y por ello deberá ser almacenada con otros medios.

Figura 7.4.4 Cultivos completos de plantas sin endurecimiento se han perdido debido a temperaturas congelantes repentinas, cuando fueron almacenados de manera inapropiada (A). Los daños subletales, tales como los daños por frío a las raíces (B), son una gran preocupación dado que los síntomas foliares son mínimamente desarrollados en un vivero bajo condiciones sin estrés.



A

B

7.4.4 Sistemas de almacenamiento no refrigerados

Las especies de plantas nativas tienen distintos requerimientos para el almacenamiento durante el invierno. Debido a esto y a la presencia de un clima local único, comúnmente son usados en los viveros forestales y de conservación, 4 diferentes tipos de almacenamiento. La mayoría de los viveros usan comúnmente varios tipos de almacenamiento. Tres de estos tipos de almacenamiento durante el invierno evitan la refrigeración y serán discutidos en esta sección; el cuarto tipo de almacenamiento con refrigeración, es discutido en la Sección 7.4.5.

7.4.4.1 Almacenamiento a cielo abierto

El almacenamiento a cielo abierto es la opción más barata pero más riesgosa, en áreas con temperaturas congelantes. Esto es especialmente cierto en las producciones de contenedor con volúmenes pequeños, las cuales tienen menos masa térmica en el substrato, para proteger de la congelación a las raíces sensibles. Además, al tener mayor masa térmica, los contenedores grandes también contienen más humedad que los protege de la desecación en el invierno. Por lo tanto, entre más pequeño sea el contenedor mayor será el riesgo de daño.

La mejor ubicación para el almacenamiento a cielo abierto será donde exista alguna protección del viento y donde el agua y el aire frío puedan manejarse. La grava y/o baldosas deben ser usadas para promover el drenaje del agua de lluvia o del deshielo de la nieve en la primavera. Contenedores integrados en paquetes firmes sobre el suelo y aislados en su perímetro con pacas de paja o montículos de aserrín, hacen posible el uso del calor almacenado en el suelo para proteger las raíces de las plantas (Figura 7.4.5A). Una investigación en Suecia mostró la importancia de agrupar los contenedores de las plantas y colocarlas directamente sobre el suelo (Lindstrom, 1986). Las temperaturas en la periferia de los contenedores fueron consistentemente menores que en aquellos en

el interior, por hasta 3°C (5.4°F), y fluctuando grandemente. Al final del periodo invernal, las plantas fueron colocadas en una cámara de crecimiento para observar su desempeño; aquellas almacenadas directamente en el suelo tuvieron mucho mayor crecimiento del tallo y raíz, que las almacenadas sobre tarimas que estuvieron 10 cm (4 in) arriba del nivel del suelo (Figura 7.4.5B). Para evitar que las raíces de las plantas crezcan hacia el suelo, los viveros pueden cubrir toda el área donde se ubica la producción almacenada a cielo abierto, con cubiertas plásticas pesadas o telas tratadas con cobre, para podar químicamente las raíces (Figura 7.4.5C).

El almacenamiento a cielo abierto es más exitoso en los climas forestales más al norte, donde los árboles adyacentes crean tanto sombra como una barrera rompe-vientos, aunque puede esperarse una continua cubierta de nieve. Si no es posible una cubierta arbórea, las plantas deben almacenarse en estrechas bahías orientadas de Este a Oeste, dentro de barreras verticales contra la nieve (Figura 7.5.4D). La nieve es un aislante natural ideal para las plantas en contenedor que serán almacenadas, aunque no es seguro mantener una cubierta completa y continua. Algunos viveros del norte han tenido éxito con la generación de cubiertas de nieve mediante equipos para la fabricación de nieve (Davis, 1994) (Figura 7.4.5E).

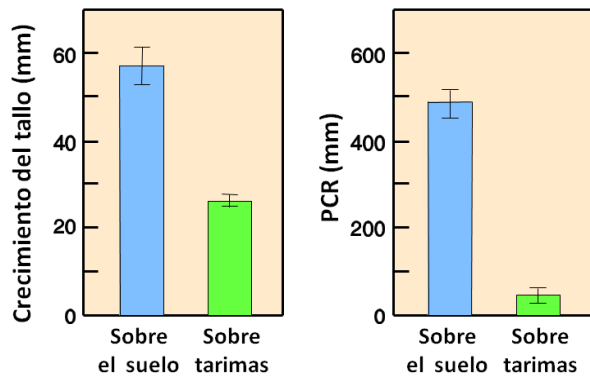
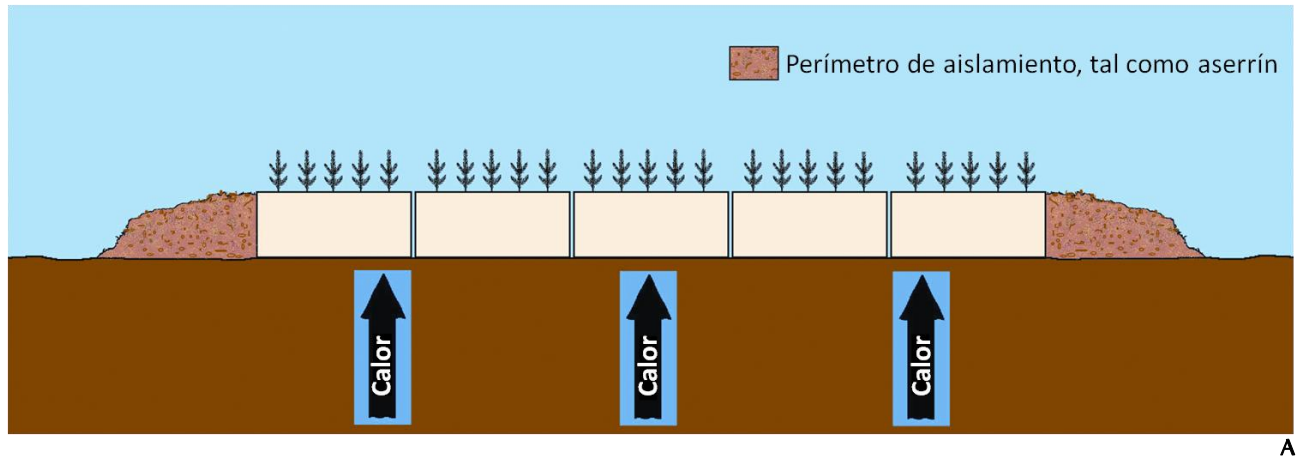


Figura 7.4.5 El almacenamiento a cielo abierto puede ser efectivo cuando las plantas son agrupadas en bloque sobre el suelo y rodeadas con un aislante (A). Tanto el crecimiento potencial del tallo y de la raíz, de las plantas almacenadas sobre el suelo, fueron mucho mayores que aquellas almacenadas sobre tarimas (B). Telas tratadas con cobre, como las Tex-R® (C) son ideales para el almacenamiento sobre el suelo, dado que químicamente previenen que el crecimiento de las raíces se realice hacia el suelo. Las plantas almacenadas a cielo abierto deben ser protegidas del sol directo y del viento mediante cercas contra la nieve, naturales o artificiales (D). La nieve es un excelente aislante y los viveros del norte han aumentado las nevadas naturales, mediante equipo para fabricar nieve artificial (E) (B, modificado de Lindstrom, 1986; C, cortesía de Stuewe & Sons, Inc.; E, cortesía de Maurice Dionne).

7.4.4.2 Sistemas de almacenamiento sin estructura.

Después del almacenamiento a cielo abierto, el sistema de almacenamiento sin estructura es la forma más barata y simple de almacenar la producción en contenedor. El término “sin estructura” significa que las plantas son encerradas con una cubierta protectora que carece de un mecanismo substancial de soporte. Han sido utilizadas una gran cantidad de tipos de cubiertas aunque el principio básico es el mismo – proporcionar protección y una cubierta de aislamiento sobre las plantas almacenadas. Nunca debe usarse plástico transparente ya que éste transmite la luz solar, por lo que las temperaturas dentro del área de almacenamiento pueden alcanzar niveles dañinos o provocar que la producción pierda la dormancia. Todas las cubiertas plásticas eventualmente serán foto-degradadas por la luz solar, por lo cual deberán almacenarse en lugares secos y oscuros cuando no se usen (Green y Fuchigami, 1985). Cualquier sistema de almacenamiento sin estructura es efectivo sólo si se aplica después de que las plantas han desarrollado suficiente endurecimiento, y lo más importante, ser removidas antes de que pierdan su dormancia en la primavera.

Cubiertas plásticas blancas. Películas individuales, como las hojas blancas plásticas del copolímero 4-mil, son las cubiertas más comunes en los sistemas sin estructura. El color blanco es preferido ya que refleja la luz solar y mantiene las temperaturas dentro de la instalación. Algunos productores agrupan en bloques los contenedores, y después los cubren con plástico blanco (Figura 7.4.6). Sin embargo, esto es menos efectivo que agrupar los contenedores en el piso para obtener la ventaja del calor almacenado en el suelo (Figura 7.4.5A).

Cubiertas y paneles blancos de Styrofoam®. Microfoam® es un material permeable muy parecido al poliestireno expandido (espuma de poliestireno), que es ligero, reutilizable, de fácil remoción y almacenamiento. Está disponible en rollos u hojas de diferentes anchos, largos y

grosos (Figura 7.4.7A). Las cubiertas pueden ser colocadas directamente sobre las plantas (Figura 7.4.7B) o soportadas de postes o cables. Debido a que el Microfoam® es demasiado ligero, éste requiere ser bien asegurado de forma que no se desgarre o vuele del lugar durante las tormentas de viento. Comúnmente, las cubiertas de espuma son aseguradas alrededor de los bordes con bloques de concreto, tablonces de madera o montículos de arena. En un ensayo exhaustivo realizado en Ontario, las cubiertas de Styrofoam SM® se usaron para proteger plantas de coníferas, de temperaturas por debajo de los -30°C (- 22°C) con un ahorro significativo en costo, comparado con el almacenamiento refrigerado (Figura 7.4.7C). Los autores recomendaron remover las cubiertas aislantes durante las condiciones climáticas cálidas, para permitir que la condensación se libere y prevenir un sobrecalentamiento de la producción, que se encuentra cercana al suelo. Ensayos subsecuentes en plantaciones produjeron resultados casi idénticos en la supervivencia y crecimiento (Figura 7.4.7D) (Whaley y Buse, 1994). Sin embargo, en otras pruebas, una cubierta de Microfoam® en ausencia de una nevada segura, no proporcionó la suficiente protección en los climas severos del norte de Minnesota y Dakota del Norte (Mathers, 2004). Al igual que con todas las nuevas tecnologías, los viveros que consideran la instalación de cubiertas deben instalar pequeños ensayos antes de intentar un uso operacional.



Figura 7.4.6 El plástico blanco refleja el calor de los rayos del sol, pero por sí mismo, no tiene un valor aislante; por ello, es mejor dejar los contenedores sobre el suelo.

Cubiertas plásticas Bubble-Wrap®. Este material tiene un mejor aislamiento que las cubiertas plásticas regulares, y se ha reportado ser barato y más durable que las cubiertas de Microfoam® (Barnes, 1990). Sin embargo, debido a que es claro, la acumulación de calor seguirá siendo un problema en los días soleados.

Mallas contra heladas. Las mallas para jardín, tejidas y no tejidas han sido utilizadas para el esquema de almacenamiento sin estructuras. Las mallas de color blanco retardan el calentamiento solar mientras que permiten la infiltración del agua de lluvia o de la nieve descongelada; estas permiten “respirar” a las plantas almacenadas. Los proveedores hortícolas ofrecen mallas contra heladas en rangos de pesos y grosor, proporcionando de 2 a 4.5 °C (4 a 8 °F) de aislamiento térmico. Arbor Pro® es un material parecido al fieltro que ha sido utilizado con éxito para el almacenamiento de coníferas en el este de Canadá (White, 2004).

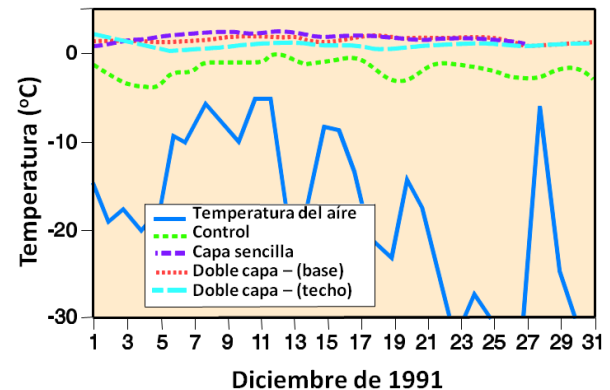
Cubiertas plásticas con una capa de material aislante. En los climas severos del norte que carecen de una cubierta confiable para la nieve, algunos viveros cubren su producción en contenedor con un “sándwich” de paja u otros materiales aislantes, entre dos capas de cubiertas plásticas claras. Dado que el plástico claro y la paja absorben calor solar en días claros y fríos, además de que la paja proporciona aislamiento durante la noche, estas capas proporcionan mayor protección durante el invierno comparado con otros sistemas sin estructura (Mathers, 2003). Aunque las cubiertas proporcionan un buen aislamiento, éstas no pueden ser removidas o ventiladas durante periodos de clima invernal soleados y cálidos.



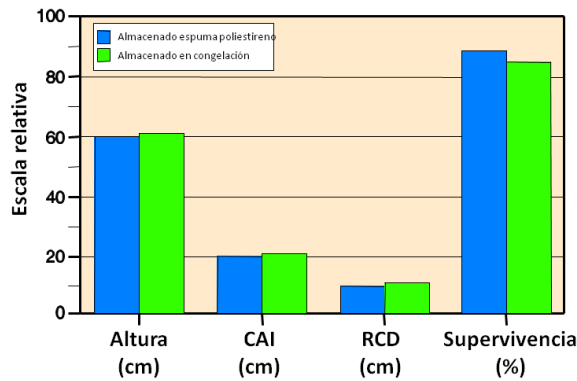
A



B



C



D

Figura 7.4.7 Las hojas de espuma plástica Microfoam® genera una excelente cobertura de almacenamiento (A). Muchos viveros ornamentales agrupan sus contenedores sobre el suelo y los cubren con Microfoam®. Cuando son diseñadas y aplicadas de manera correcta, las cubiertas Styrofoam® protegieron la producción de coníferas tan bien como el almacenamiento refrigerado (C y D) (B, cortesía de Richard Regan; C y D, modificado de Whaley y Bause, 1994).

Para los viveros que están considerando almacenar su producción con cubiertas o en túneles plásticos, Green y Fuchigami (1985), proveen costos para varios sistemas.

7.4.4.3 Estructuras de almacenamiento.

El siguiente nivel de sofisticación y costo son las estructuras de almacenamiento las cuales van desde estructuras tradicionales para el frío, hasta unidades completamente controladas.

Estructuras frías. El término “estructura fría” es un nombre tradicional para las estructuras de propagación que reciben su calor sólo a través de la luz solar absorbida. Sin embargo, cuando están aisladas y protegidas de la luz solar directa, las estructuras frías pueden ser una alternativa de bajo costo para el almacenamiento durante el invierno. En Alberta y Alaska las estructuras frías construidas con tableros laterales de madera y cubiertas con paneles rígidos de Styrofoam®, han probado ser efectivos para las plantas de coníferas que se almacenarán (Figura 7.4.8A). El uso de estructuras frías aisladas han dado como resultado un incremento significativo de la supervivencia de la planta en el vivero

Weldwood en Alberta (Matwie, 1991). Las estructuras frías construidas de tarimas de madera soportadas por bloques de cemento y cubiertas con plástico blanco poli-capa, son consideradas el sistema de almacenamiento más rentable para plantas de coníferas, en un vivero en el Este de Canadá (White, 2004).

Las estructuras frías toman la ventaja del calor almacenado en el suelo y la cubierta aislante retarda la pérdida de calor y lo más importante, previene la desecación invernal. Para ser más efectivas, las plantas deben ser colocadas en las estructuras frías tan pronto como éstas se hayan endurecido y antes de que el suelo se congele. La acumulación de calor puede llegar a ser un problema durante los periodos cálidos o soleados en el invierno y, en estas ocasiones, el panel aislante superior puede ser removido para la ventilación y para permitir el riego (Figura 7.4.8B). Tan pronto como las condiciones climáticas lo permitan en la primavera, las cubiertas de las estructuras frías deberán ser removidas para prevenir la acumulación de calor y la subsecuente pérdida de la dormancia de la yema.

El vivero Juniper Tree en New Brunswick utiliza grandes y sofisticadas estructuras frías para almacenar su producción (Figura 7.4.8C). Las cubiertas tipo acordeón pueden ser extendidas para proteger las plantas de temperaturas congelantes o vientos secos (Figura 7.4.8D), o abiertas durante una fuerte nevada (Figura 7.4.8E). Aunque son caras de construir, éstas son mucho más baratas que el almacenamiento refrigerado (Brown, 2007).

Estructura tipo campana y casas de polietileno. Estas dos estructuras de almacenamiento son similares excepto por su longitud; la estructura tipo campana es corta y no permite acceso a los trabajadores, mientras que la casa de polietileno comúnmente tiene puertas en los extremos. Ambas son construidas de madera o estructuras tubulares, cubiertas con películas de plástico blanco (Figura 7.4.9A) o con un panel de Microfoam® colocado entre dos capas de plástico (Figura 7.4.9B). Los extremos de estas estructuras

están abiertos para el enfriamiento durante los periodos cálidos y soleados en el invierno (Figura 7.4.9C). Aunque una capa sencilla de polietileno blanco es adecuada para la protección en climas templados, una doble capa de plástico blanco que es inflada mediante un pequeño ventilador, proporciona mejor aislamiento en localidades frías. En lugares con temperaturas frías por debajo de -18°C (0°F), las plantas que son almacenadas en casas de polietileno requieren de una protección adicional con un polietileno blanco o una manta de Microfoam® (Perry, 1990). En climas templados, los productores suministran sólo el calor suficiente en sus casas de polietileno para mantener la temperatura ambiente sólo por arriba del punto de congelación; este enfoque ha probado ser efectivo para el almacenamiento de una amplia variedad de plantas nativas en Colorado (Mandel, 2004).

Si es posible, tanto las estructuras en forma de campana como las casas de polietileno deben ser orientadas de sur a norte para minimizar y equilibrar el calor solar. En las estructuras orientadas de este a oeste, las plantas del lado sur reciben más luz y calor que aquellas del lado norte y podrán requerir riego durante el invierno. Cualquier estructura de almacenamiento cerrada requiere ser monitoreada cuidadosamente durante el invierno, para determinar si es necesaria la ventilación en días soleados durante el invierno y principios de la primavera (Figura 7.4.9C).

La ventilación puede también ser proporcionada mediante la apertura de las puertas de los extremos o mediante la instalación de un ventilador controlado termostáticamente en uno de sus extremos, y con persianas de admisión, en el otro. Para prevenir la desecación, el montaje de ventiladores y persianas en la parte superior de las estructuras donde se acumula el calor, será lo mejor.



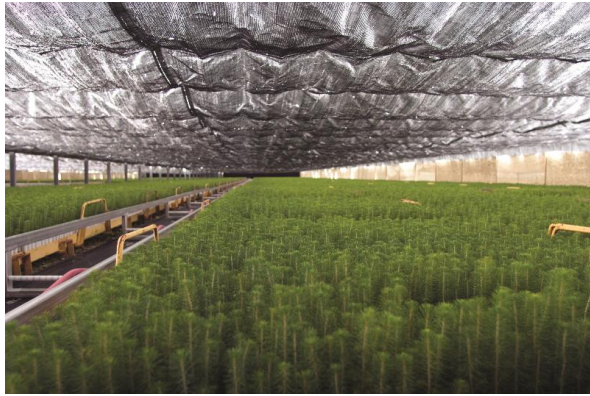
A



B



C



D

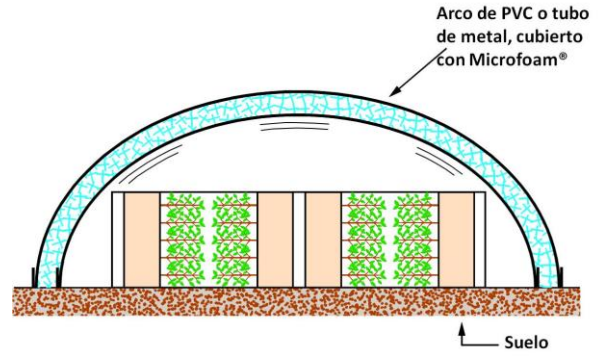


E

Figura 7.4.8 Las estructuras frías de madera y hojas rígidas aislantes de Styrofoam® han sido usadas para almacenar durante el invierno la producción en contenedor, en los climas del norte (A). Cuando las condiciones climáticas lo permiten, la cubierta superior aislante es removida de forma tal que las plantas pueden ser irrigadas (B). Las estructuras frías pueden ser extensas (C) y automatizadas, para proteger las plantas durante las temperaturas congelantes (D), o retráctiles durante fuertes nevadas (E) (A y B, cortesía de Larry Matwie; C, D y E, cortesía de J.D. Irving, Limited).



A



B



C

Figura 7.4.9 Las estructuras tipo campana y las casas de polietileno son estructuras simples para el almacenamiento durante el invierno que son cubiertas con plástico blanco (A) o con paneles de Microfoam® (B). Los extremos o los lados son abiertos para la ventilación durante los climas invernales cálidos y soleados (C).

Casas sombra. Las casas sombra son las estructuras tradicionales para el endurecimiento que han sido incluso usadas para almacenar la producción de todo tipo de tamaños de contenedor (Figura 7.4.10A). Éstas son particularmente útiles para la producción en contenedores grandes que requieren mucho espacio en el almacenamiento refrigerado. Contenedores altos, como los Treepots® requieren ser soportados, por lo cual los viveros han desarrollado sistemas de sostén con alambres gruesos. Algunos viveros usan bloques de cemento para sostener los “paneles de producción” prefabricados que pueden ser adquiridos en las tiendas de suministros para los ranchos y granjas (Figura 7.4.10B).

El diseño de la casa sombra varía con el clima del vivero y su ubicación. Donde no son comunes las temperaturas frías prolongadas, las plantas pueden ser almacenadas bajo toldos o tejados. En los climas húmedos es deseable un techo impermeable para el almacenamiento durante el invierno, que permita prevenir una excesiva lixiviación de nutrientes de los contenedores. En áreas que reciben fuertes nevadas, las casas sombra deberán ser significativamente más fuertes que las estructuras de almacenamiento temporal. Otra opción es remover la cubierta de sombra durante el invierno para permitir que la nieve caiga al interior y pueda aislarse el cultivo. La nieve seca y ligera no dañará las plantas y de hecho, sirve como un excelente aislante sobre el cultivo.

La típica casa sombra para el almacenamiento durante el invierno tiene malla tanto en el techo como en los laterales, a fin de proteger la planta del clima adverso, tal como fuertes vientos, lluvias intensas, granizo y fuertes nevadas. El almacenamiento con casas sombra reduce la temperatura de las plantas que se encuentran dentro, en aproximadamente 30 a 50%, comparándolas con aquellas que están a la luz directa del sol. Esta sombra y la reducción significativa de la velocidad del viento disminuye la pérdida de agua por la transpiración; esto previene la “quemazón” conocida como desecación invernal. Para proteger las raíces sensibles, las plantas son agrupadas en bloques sobre el suelo, rodeándolas con un material aislante como el aserrín o paneles de Styrofoam® (Figura 7.4.10C).

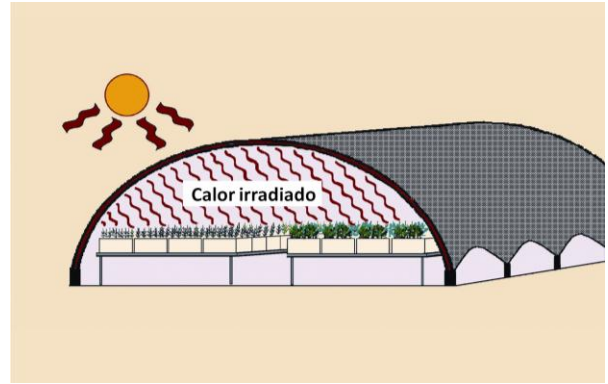


Figura 7.4.10. Las casas sombra son las estructuras tradicionales que pueden ser usadas para el endurecimiento y después, para almacenar la producción durante el invierno (A). Éstas son particularmente útiles para los cultivos de planta de mayor porte, las cuales deben ser soportadas por estantes metálicos (B). Antes de que se presenten las temperaturas congelantes, los contenedores deben ser agrupados en bloques sobre el piso, rodeando su perímetro con un material aislante para proteger las raíces (C).

Invernaderos. Las plantas muy sensibles tales como los esquejes recién enraizados pueden ser almacenadas durante el invierno en un invernadero con un calor mínimo, a fin de mantener las temperaturas del aire por encima del punto de congelación. Sin embargo se debe enfatizar que los invernaderos no deben ser considerados para el almacenamiento rutinario durante el invierno, especialmente en sitios con inviernos despejados y soleados (Figura 7.4.11A). Los invernaderos se calientan rápidamente durante los periodos de condiciones climáticas soleadas, provocando que las plantas pierdan rápidamente la dormancia (Figura 7.4.11B). Aunque los invernaderos sean ventilados, habrá gradientes considerables de temperatura durante las condiciones frías. En condiciones de nevadas, el calor debe ser usado para evitar que se acumule la nieve y pueda dañar la estructura (Figura 7.4.11 C). Por su parte, los invernaderos con techos retráctiles (Figura 7.4.11D) son excelentes para el almacenamiento durante el invierno, ya que el techo puede abrirse durante los días soleados para permitir la liberación del calor, y mantener la producción en dormancia. Durante las nevadas, el techo debe mantenerse abierto para permitir que las plantas sean cubiertas con una capa de nieve protectora.



A



B



C



D

Figura 7.4.11. Los invernaderos completamente cerrados no son adecuados para el almacenamiento durante el invierno, especialmente en climas con inviernos soleados (A y B). La remoción de la nieve es necesaria en climas fríos (C). Los invernaderos con techos retráctiles (D) son mejores para el almacenamiento durante el invierno, dado que éstos pueden abrirse para permitir la liberación del calor, y la caída de nieve sobre las plantas para generar una capa protectora.

7.4.5 Almacenamiento refrigerado

Los conceptos básicos de la refrigeración y del diseño del almacenamiento refrigerado fueron cubiertos en la Sección 1.3.5.4 del Volumen 1 de esta serie, por ello, en esta sección se enfocará en su uso desde el punto de vista operacional en los viveros forestales y de plantas nativas. El almacenamiento refrigerado se ha convertido en el estándar en muchos viveros forestales modernos, especialmente en el Pacífico Noroeste, y ha sido el centro de una gran cantidad de investigación sobre almacenamiento.

Los dos diferentes tipos de almacenamiento refrigerado utilizado en los viveros que producen plantas nativas son el almacenamiento frío y en congelación; éstos son diferenciados por sus temperaturas (Figura 7.4.12A) y la duración recomendada de almacenamiento (Cuadro 7.4.1). Plantas establecidas en campo que fueron monitoreadas cuando recuperaron su capacidad fotosintética, después de haber sido sometidas a un almacenamiento frío y en congelación, se encontró que las diferencias fueron mínimas (Figura 7.4.12B). Una revisión de la investigación sobre viveros y de la experiencia operativa mostró que el almacenamiento frío es mejor en un periodo de 2 meses o menor, mientras que el almacenamiento en congelación es recomendado para largos periodos. El almacenamiento frío es preferido cuando la producción del vivero es plantada durante el invierno. Por ejemplo, en los Estados del sur los periodos del almacenamiento frío varían de una semana o menos, a finales del verano u otoño, hasta periodos de tres meses (Dumroese y Barnett, 2004). Aunque no se ha publicado investigación sobre el tema, la experiencia práctica ha demostrado que muchos árboles y arbustos de hoja ancha se almacenan mejor en frío (Davis, 1994) (Figura 7.4.12B), y muchas otras plantas de especies nativas pueden ser también almacenadas de esta forma (Cuadro 7.4.2). Algunas especies tales como el *Juglans nigra* y *Cornus* spp., tienen serios problemas con la pudrición de la raíz en el

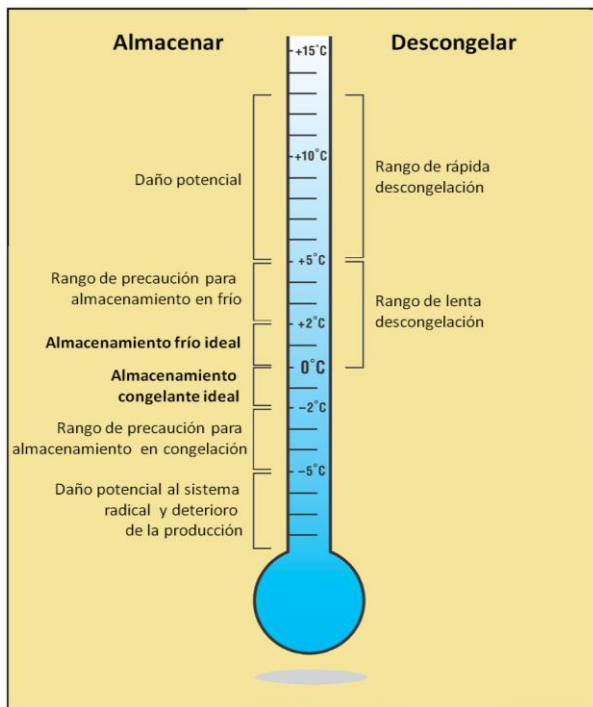
almacenamiento en frío. Sin embargo, existen considerables variaciones entre especies, por lo que no hay sustituto para la experiencia práctica.

El almacenamiento en congelación se ha convertido en el procedimiento operativo estándar para muchos viveros comerciales de coníferas (Hee, 1987; Kooistra, 2004), aunque es menos conocido sobre como otras plantas nativas toleran esto. Debido a que las reservas de carbohidratos disminuyen durante el almacenamiento en frío, el almacenamiento en congelación es recomendado para periodos mayores a 2 meses; aún así, de 6 a 8 meses parece ser el límite práctico para el almacenamiento en congelación (Ritchie, 2004). Aún y cuando las reservas de carbohidratos son mejor conservadas con el almacenamiento bajo congelación, la primera razón para elegir este tipo de almacenamiento es la reducida incidencia de los mohos en el almacén. Debido a que la congelación convierte toda el agua libre del contenedor del almacén a hielo, el desarrollo de hongos patogénicos como el moho gris (*Botrytis cinerea*) es retardada (Trotter *et al.*, 1992). Después del empacado, las plantas deben ser congeladas tan rápido como sea posible para minimizar la pérdida de carbohidratos y reducir la posibilidad del desarrollo del moho (Kooistra, 2004).

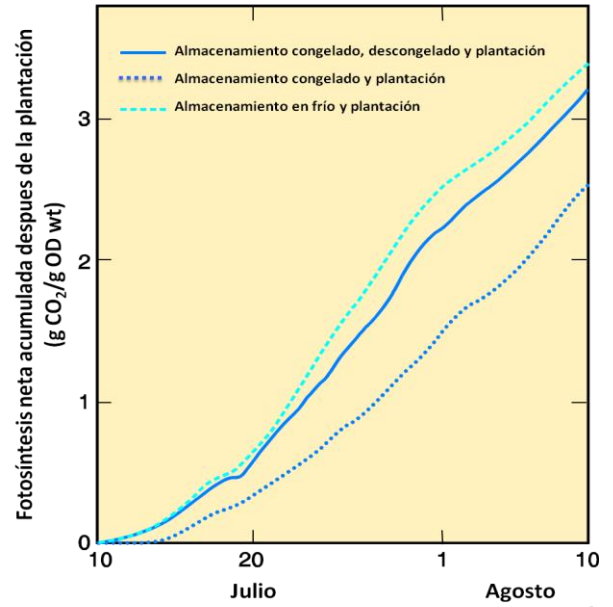
Para asegurar una buena circulación de aire en la unidad de almacenamiento, las cajas con la producción del vivero son cargadas sobre tarimas y después apiladas en estantes (Figura 7.4.13A) para mejorar el flujo del aire y prevenir la acumulación de calor. Furgones refrigerados (“reefers”) algunas veces son utilizados para almacenamiento temporal (Figura 7.4.13A), pero son propensos a averiarse y por lo tanto no son sustitutos de unidades de refrigeración bien diseñadas.

7.4.5.1 Fisiología de las plantas en el almacenamiento refrigerado.

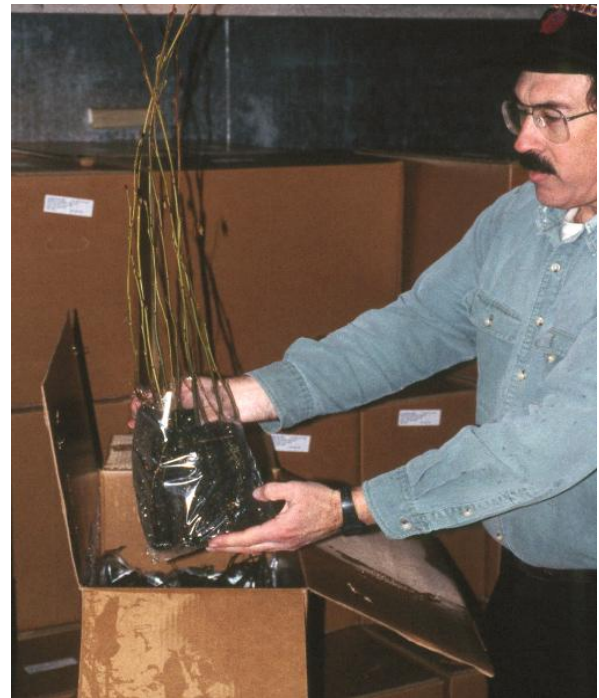
Aunque la refrigeración es la forma más cara para almacenar la producción del vivero, esta ofrece ventajas fisiológicas significativas sobre otros métodos. Como se mostró con anterioridad (Figura 7.4.2), el almacenamiento refrigerado puede incluso incrementar la calidad de las plantas. Camm *et al.* (1994) presentaron una excelente revisión sobre el tema aunque los autores no siempre distinguieron entre la producción a raíz desnuda y en contenedor. Ritchie (1987), es también una fuente de información. Más detalles sobre todos los aspectos de la calidad de la planta pueden ser encontrados en el capítulo 7.2.



A



B



C

Figura 7.4.12. La diferencia real de temperatura entre el almacenamiento frío y el de congelación es mínima (A), y estudios sobre la recuperación fotosintética de las plantas después de su establecimiento en campo mostraron pequeñas diferencias (B). Sin embargo, existen diferencias entre especies y la experiencia práctica mostró que algunos árboles y arbustos de hoja ancha tuvieron mejores resultados con el almacenamiento frío (C) (A, modificado de Paterson *et al.*, 2001; B, modificado de Mattsson y Troeng, 1986).

Cuadro 7.4.1 Comparación de los tipos de almacenamiento refrigeración.

Tipo de almacenamiento	Temperatura del interior	Tiempo recomendado de almacenamiento	Mejor tipo de empaque
Almacenamiento frío	1 a 2°C (33 a 36°F)	2 semanas a 2 meses	Bolsas de polietileno Kraft o Cajas de cartón
Almacenamiento congelado	-2 a -4 °C (30 a 35°F)	2 a 8 meses	Cajas de cartón con bolsas de plástico al interior

Cuadro 7.4.2 Plantas nativas no maderables almacenadas en el vivero Coeur d' Alene, varían con la especie y le época de plantación

Nombre científico	Nombre común	Empacado	Tipo de almacenamiento	Época de plantación
<i>Alnus rubra</i>	Aliso rojo	Extracción, embolsado y empacado	Congelación	Primavera
<i>Alnus sinuata</i>	Aliso	Extracción, embolsado y empacado	Congelación	Primavera
<i>Amelanchier alnifolia</i>	Fresa de Junio	Extracción, embolsado y empacado	Congelación	Primavera
<i>Arctosaphylos uva-ursi</i>	Gayuba	Extracción, embolsado y empacado	Frío	Primavera
<i>Arctosaphylos uva-ursi</i>	Gayuba	Almacenado en invernadero durante el invierno	Frío	Rebrote en primavera. Plantación en verano/otoño
<i>Ceanothus velutinus</i>	Ceanoto, Lila de California	Almacenado en invernadero durante el invierno	Frío	Rebrote en primavera. Plantación en verano/otoño
<i>Menziesia ferruginea</i>	Arándano de los tontos	Almacenado en invernadero durante el invierno	Frío	Rebrote en primavera. Plantación en verano/otoño
<i>Rosa woodsii</i>	Rosa silvestre	Extracción, embolsado y empacado	Congelación	Primavera
<i>Rosa woodsii</i>	Rosa silvestre	Extracción, embolsado y empacado	Frío	Primavera
<i>Rosa woodsii</i>	Rosa silvestre	Almacenado en invernadero durante el invierno	Frío	Rebrote en primavera. Plantación en verano/otoño
<i>Salix spp.</i>	Sauce	Extracción, embolsado y empacado	Congelación	Primavera
<i>Spirea betufoia</i>	Spirea blanca	Extracción, embolsado y empacado	Frío	Primavera
<i>Spirea douglasii</i>	Spirea rosa	Extracción, embolsado y empacado	Frío	Primavera
<i>Symphoricarpus albus</i>	Bolitas de nieve	Extracción, embolsado y empacado	Congelación	Primavera
<i>Xerophyllum tenax</i>	Hierba oso	Almacenado en invernadero durante el invierno	Frío	Rebrote en primavera. Plantación en verano/otoño

Dormancia. La mayor investigación se ha realizado sobre la dormancia de la yema y su intensidad, es medida en función de los días en que se gesta su rompimiento (DRY). Las temperaturas del almacenamiento refrigerado pueden satisfacer de manera parcial los requerimientos de horas frío de la producción en dormancia (Burr y Tinus, 1988), y después prolongar la liberación de la dormancia hasta principios de la primavera (Dunsworth, 1988). Varios estudios han probado que el almacenamiento en congelación es tan efectivo para la liberación de la dormancia, como el almacenamiento frío (Figura 7.4.14A), previendo que las plantas hayan alcanzado un cierto nivel de resistencia al frío antes del almacenamiento. En un estudio con *Picea glauca* (Harper *et al.*, 1989), la liberación de la dormancia continuo hasta por 6 meses, en un almacenamiento en congelación. Tanto el almacenamiento frío como el de congelación, mantienen por igual la dormancia, y el desempeño de la planta una vez establecida en campo parece ser similar. Por ejemplo, cuando las plantas de *Pinus sylvestris* que fueron almacenadas tanto en congelación como en frío, recuperaron su capacidad fotosintética y fueron medidas durante la primera estación después de su plantación, observándose pequeñas diferencias de su desempeño en campo (Mattsson y Troeng, 1986).

Resistencia al frío. Evidentemente, la producción del vivero debe ser resistente al frío para tolerar el almacenamiento durante el invierno, aunque la importancia operacional de la resistencia al frío es su relación con la resistencia a todos los factores de estrés. Las pruebas de resistencia al frío son utilizadas de manera rutinaria como un índice de almacenabilidad (ver el Capítulo 7.2). El cómo exactamente el almacenamiento refrigerado afecta el desarrollo o mantenimiento de la resistencia al frío es un cuestionamiento importante aunque desafortunadamente, ha sido publicada poca investigación con la producción de plantas en contenedor. En una prueba, plantas de *Picea* almacenadas en congelación, inicialmente ganaron una mayor resistencia al frío, aunque después perdieron

hasta la mitad de su endurecimiento hacia el fin de su periodo de almacenamiento (Figura 7.2.14B).

Resistencia al estrés. Este atributo de calidad refleja la tolerancia general de la planta a muchos factores de estrés físicos y fisiológicos durante la cosecha, almacenamiento, transporte y plantación. Una vez más, se ha realizado muy poca investigación con la producción en contenedor, aunque las plantas de *Pseudotsuga menziessi* almacenadas en refrigeración mostraron mejoramiento de la tolerancia a bajas temperaturas, desecación de raíz y estrés por el manejo (Ritchie, 1986).

Potencial de crecimiento de la raíz (PCR). Muchos estudios sobre el nuevo crecimiento de las raíces de las plantas bajo almacenamiento en refrigeración, muestran resultados variables sin una tendencia discernible. Por ejemplo, cuando las plantas de *Picea glauca* se removieron del almacenamiento bajo congelación a intervalos a lo largo del invierno, y fueron envasadas para observar el crecimiento de nuevas raíces, encontrando que el PCR se incrementó de 3 a 4 meses, decreciendo después (Figura 7.4.14C) (Harper *et al.*, 1989). Esto es concordante con Mattson y Lashikki (1988) quienes encontraron que el PCR de la producción en contenedor de *Larix sibirica* decreció después del cuarto mes del almacenamiento en refrigeración.

Reserva de carbohidratos. Después de que las plantas han sido cosechadas y colocadas en el almacenamiento obscuro refrigerado, éstas comienzan a utilizar la reserva de carbohidratos, aún en un almacenamiento en congelación (Figura 7.4.14D). Las reservas de carbohidratos son medidas como el total de carbohidratos no estructurados (CNE) en lugar de los carbohidratos estructurados, que no pueden ser utilizados como energía. Ritchie (2004) estimó que las plantas de coníferas contienen de 15 a 20% de peso seco de CNE cuando éstas son cosechadas, y decrece gradualmente durante el almacenamiento en refrigeración. Obviamente, a mayor tiempo de almacenamiento de las plantas bajo

refrigeración, menor reserva de energía tendrán para la supervivencia y crecimiento después de su plantación. Debido a la diferencia de las especies y a la amplia variación de las condiciones del sitio de plantación, el límite inferior para los CNE varía significativamente. Fuentes costeras de plantas de *Peudotsuga menziesii* estuvieron en un nivel crítico cuando alcanzaron de 10 a 12% del total de su peso seco (Ritchie, 2004).



A



B

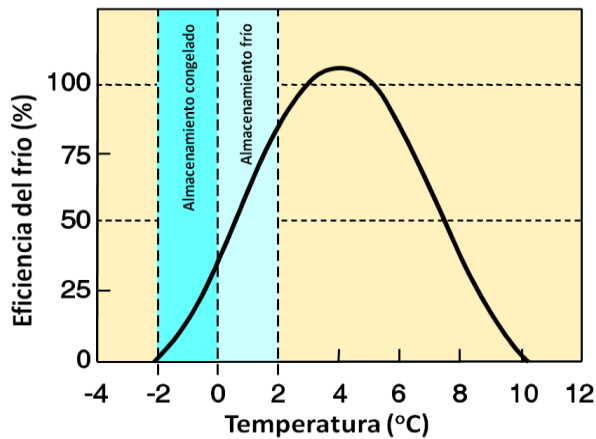
Figura 7.4.13 Para asegurar temperaturas uniformes a lo largo de las unidades de almacenamiento refrigerado, las cajas deben ser espaciadas o colocadas en estantes para permitir un buen flujo del aire (A). Furgones portátiles (reefers) (B) pueden ser usados solo para un almacenamiento refrigerado de corto plazo.

7.4.5.2 Manejo, descongelación y plantación de la producción congelada

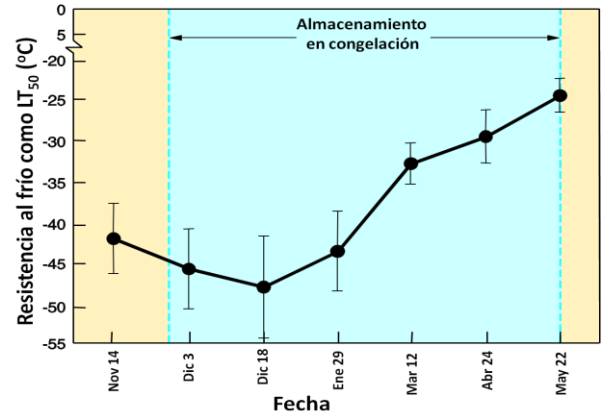
Para muchos consumidores de los viveros el almacenamiento en congelación es una práctica relativamente nueva por lo que algunos clientes han manifestado preocupación acerca de si la producción congelada debe ser transportada cuidadosamente. La experiencia con coníferas de especies comerciales ha mostrado que las plantas congeladas pueden ser transportadas sin daños serios (Kiiskila, 1999), aunque, como con toda la producción la planta congelada deberá siempre ser manejada con cuidado.

La velocidad a la cual las plantas congeladas se descongelan también ha provocado preocupación con muchos clientes de los viveros. Inicialmente, el descongelado lento de la producción fue considerado lo mejor, aunque el descongelado rápido está ganando aceptación en la actualidad. En el experimento más exhaustivo hasta la fecha, Camm *et al.* (1995), estudiaron los efectos fisiológicos de los regímenes de descongelación en la fisiología de las plantas de *Picea* producidas en contenedor. Ellos encontraron diferencias no significativas entre el descongelamiento rápido (1 a 2 días a 15°C [60°F]) y el lento (17 días a

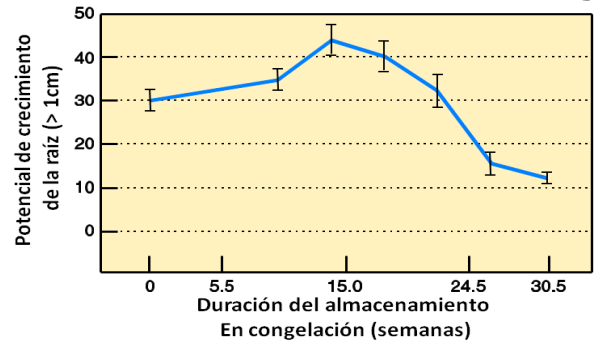
5°C [41°F]). Por ejemplo, se encontró que plantas con estrés hídrico se recuperaron en solo 4 a 5 horas durante el descongelamiento rápido (Figura 7.4.15A). Estos buenos resultados fueron confirmados mediante ensayos operativos en la Columbia Británica (Silim y Guy, 1998), que mostraron que el descongelamiento rápido de la producción (15°C [60°F] en 1 o 2 días) resultaron en una menor pérdida de carbohidratos y la produjeron un mejor desempeño de la plantación (Figura 7.4.15B). La Cooperativa Tecnológica de Viveros de la Universidad Estatal de Óregon, realizó un estudio similar y encontró una diferencia no significativa entre los periodos de lenta y rápida descongelación, o para la producción que fue descongelada rápidamente y después colocada en un almacenamiento frío (Rose y Haase, 1997). En uno de los estudios mejor diseñados y a largo plazo, el almacenamiento en congelación de la producción en contenedor de *Picea abies* fue descongelada en cajas de cartón a 4 ó 12°C (39 ó 54°F) por hasta 16 días antes de la plantación. Cuando se establecieron en campo se midió la supervivencia después de 3 años obteniendo que la mejor temperatura de descongelación fue de 12°C (54°F) para 4 a 8 días, lo cual a su vez previno el desarrollo del moho (Helenius *et al.*, 2005). Basado en esta investigación puede ser recomendado un descongelamiento rápido de la producción por varios días, con 50 a 60°F.



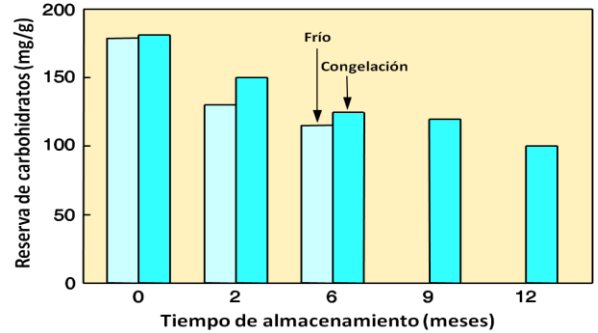
A



B



C

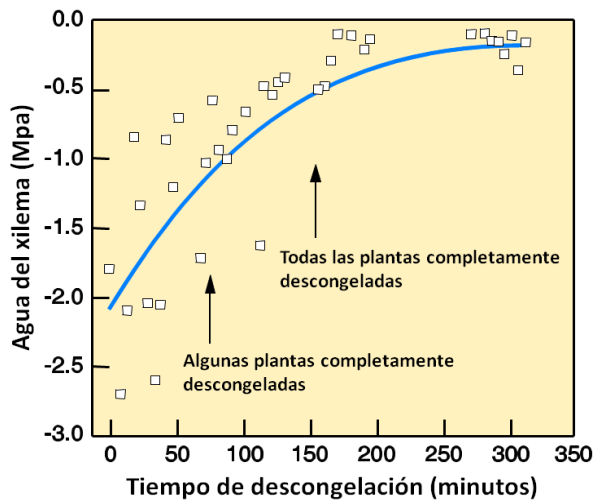


D

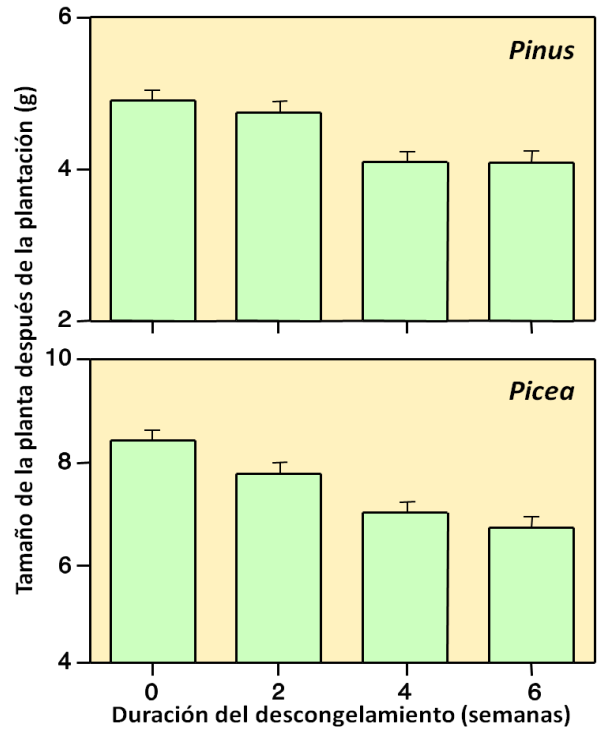
Figura 7.4.14 El almacenamiento frío y en congelación son efectivos para cumplir los requerimientos de horas frío después de que las plantas hayan alcanzado un cierto nivel de resistencia al frío (A) y también algunos otros efectos en la fisiología de la planta. Comparado con el almacenamiento a cielo abierto, las plantas de coníferas mantuvieron mejor su resistencia al frío bajo refrigeración (B). El crecimiento potencial de la raíz se incrementó por cerca de 4 meses y después disminuyó (C). El almacenamiento en congelación disminuye más el descenso de la reserva de carbohidratos, que el almacenamiento frío, y por lo tanto, es preferible para almacenamiento a largo plazo (D). (A, de Ritchie, 2004; B, modificado de Grossnickle *et al.*, 1994; C, modificado de Harper *et al.*, 1989; D, modificado de Ritchie, 1982).

Evidentemente, debe ser aplicado el sentido común y el descongelamiento debe realizarse evitando la luz directa del sol, pero parece ser que un descongelado rápido es lo mejor. El problema de incrementar la susceptibilidad a los mohos del almacén es una preocupación engañosa, debido a que el desarrollo del hongo será lento en el almacenamiento frío.

El cambio climático puede retrasar muy rápidamente los proyectos de plantación, lo que plantea la pregunta de qué hacer con las plantas descongeladas. En ningún tipo de investigación se ha publicado este problema, aunque Ritchie (2004) recomienda el almacenamiento frío si el retraso será solamente por algunos días, pero la congelación de la producción si este retraso se prolonga por varias semanas. Las investigaciones más recientes consideran la plantación directa de plantas aún congeladas. Una comparación de plantaciones mostró que cuando la producción congelada fue plantada, ésta se descongeló rápidamente sin ningún efecto significativo que afectara el crecimiento de la planta (Kooistra y Bakker, 2002; Islam *et al.*, 2008). Sin embargo, esto puede suponer un reto operacional debido a que el almacenamiento congelado comúnmente genera que las plantas estén unidas entre sí formando una gran masa. Por consiguiente, la plantación directa de la producción congelada no debe ser recomendada a menos que las plantas puedan ser separadas en forma individual con facilidad.



A



B

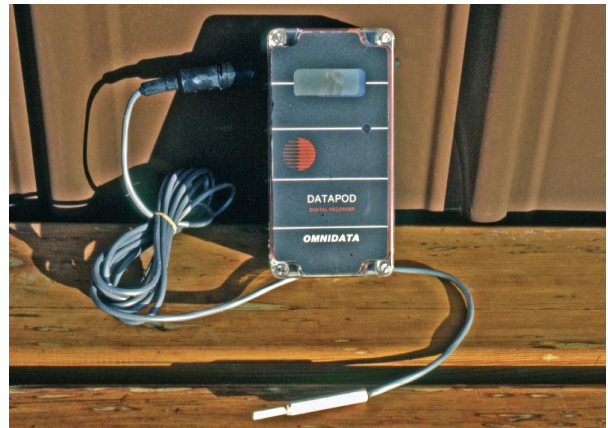
Figura 7.4.15 Aunque el descongelamiento lento de la producción del vivero fue inicialmente favorecido, se ha demostrado que el descongelado rápido no tiene efectos negativos en términos del estrés hídrico de la planta (A) u otras variables fisiológicas. Ensayos en plantaciones confirmaron que el descongelado rápido es de hecho benéfico para el crecimiento de la planta (B) (A, modificado de Camm *et al.*, 1995; B, modificado de Silim y Guy, 1998).

7.4.6 Monitoreo de la calidad de la planta en el almacén

Durante el almacenamiento del invierno, las plantas deben ser consideradas como si estuvieran en un estado de “animación suspendida” – las plantas están vivas aunque sus funciones fisiológicas han sido disminuidas al mínimo. El factor limitante crítico que mantiene la dormancia durante el almacenamiento es la temperatura. Por ello, la temperatura debe ser rigurosamente monitoreada a lo largo del periodo del almacenamiento durante el invierno (Kooistra, 2004). Los termómetros electrónicos con largas sondas son muy útiles para monitorear la temperatura de los contenedores en el almacén (Figura 7.4.16A). Los capturadores de información son dispositivos pequeños y baratos, que tienen integrado un registrador de datos, el cual monitorea la temperatura, humedad y otras variables climáticas que contribuyen al estrés de la planta (Figura 7.4.16B). Modelos nuevos como el Hobo® son lo suficientemente pequeños para colocarlos dentro de los paquetes almacenados, donde éstos detectan la incidencia y duración de la exposición (McCraw, 1999). El ThermoChron iButtons® es aun más pequeño y casi indestructible (Gasvoda *et al.*, 2003). Ambos pueden monitorear la temperatura sobre el tiempo y los datos pueden ser descargados a una computadora (Figura 7.4.16C). Cualquier termómetro o dispositivo para registrar la temperatura debe ser calibrado anualmente, para asegurar su precisión; una forma fácil de realizarla es colocando la sonda del termómetro en una mezcla de hielo y agua y la lectura de la temperatura debe ser igual a 0°C (32°F) (Figura 7.4.16D).



A



B



C



D

Figura 7.4.16 La temperatura puede ser monitoreada con termómetros electrónicos con sondas largas (A). Los pequeños higrotermógrafos como el Datapod® pueden monitorear tanto la temperatura como la humedad relativa (B). Aún más pequeños, como el iButton® puede monitorear la temperatura por semanas o meses, y los datos pueden ser descargados a una computadora (C). Se deberá calibrar cualquier termómetro con una mezcla de agua y hielo para asegurar su precisión (D).

7.4.7 Causas de daño del almacenamiento durante el invierno

El almacenamiento durante el invierno tiene muchos riesgos potenciales para las plantas almacenadas (Cuadro 7.4.3) por lo cual los productores deberán monitorear periódicamente su producción para los siguientes riesgos.

7.4.7.1 Daño por frío

El daño por frío puede desarrollarse desde una simple helada o durante un largo periodo de clima frío. El daño es más común a finales del otoño o a principios de la primavera, cuando las plantas están entrando o saliendo de la dormancia. El daño por frío está directamente relacionado con la dormancia de la planta o la resistencia al frío. Los tallos de las plantas nativas que han sido adecuadamente endurecidos pueden tolerar temperaturas congelantes extremas esperadas en el área geográfica de la cual éstas son originarias, aunque la resistencia al frío y la dormancia se pierden a medida que avanza el invierno. El meristemo lateral al nivel del cuello de la raíz, puede ser dañado por el hielo (Figura 7.4.17A) tanto como las yemas. Este tipo de daño es muy difícil de diagnosticar sin que se destruya la muestra, ya que los síntomas no llegan a ser evidentes sino hasta después, en la primavera.

El sistema radical requiere una protección especial ya que éste es dañado a muchas más altas temperaturas que los tallos. Más aún, las raíces jóvenes fibrosas son menos resistentes que las raíces maduras leñosas y serán dañadas a mayores temperaturas. Los esquejes enraizados son particularmente vulnerables a este tipo de daño ya que sus raíces aun no han desarrollado capas protectoras. Las raíces jóvenes se encuentran comúnmente en las afueras del cepellón y son las primeras en ser dañadas por las temperaturas frías (Figura 7.4.17B). Cuando se presentan temperaturas congelantes, el daño por frío a las raíces es el tipo de afectación más común durante el invierno. Debido a que el tallo no muestra síntomas de forma inmediata, el daño a las raíces pasa desapercibido, hasta que llega a ser evidente después de la plantación. Por lo tanto,

los productores deben diseñar sus sistemas de almacenamiento para proteger todas las raíces de las temperaturas dañinas, durante el invierno.

7.4.7.2 Deseccación

El secado invernal es en realidad, un daño por desecación y se presenta cuando las plantas fueron expuestas a un estrés hídrico extremo, especialmente por el viento y/o exposición directa a la luz solar (Figura 7.4.17C). El daño es más severo cuando el substrato y las raíces permanecen congelados por largos periodos, mientras los tallos son expuestos al sol o al viento. Las plantas pueden aún llegar a desecarse cuando éstas son almacenadas en un refrigerador sin escarcha, sin un adecuado empaçado. El secado invernal no está directamente relacionado con la dormancia de la planta o la resistencia al frío – aún la producción más latente y resistente, puede ser dañada. Las plantas almacenadas cerca del perímetro de las instalaciones a cielo abierto, o del almacenamiento con protección, son las más susceptibles (Figura 7.4.17D), pero aún, las plantas cubiertas con nieve pueden ser dañadas si sus puntas llegan a ser expuestas. Este tipo de desecación puede ser prevenido si la producción almacenada a cielo abierto o con protección, puede ser irrigada durante el periodo del almacenamiento y si el perímetro es aislado de una forma apropiada.

7.4.7.3 Pérdida de dormancia

La pérdida de la dormancia sucede más comúnmente cuando la producción en contenedor es almacenada en invernaderos. Durante periodos invernales con condiciones soleadas y despejadas, los invernaderos pueden acumular calor y provocar que las plantas pierdan su dormancia. Este pérdida se torna progresivamente más seria durante finales del invierno y principios de la primavera, cuando las plantas han completado sus requerimientos de horas frío y las temperaturas frías son el único factor que limita su crecimiento (Figura 7.4.1.7E). Aunque el almacenamiento refrigerado es la mejor prevención, el uso de

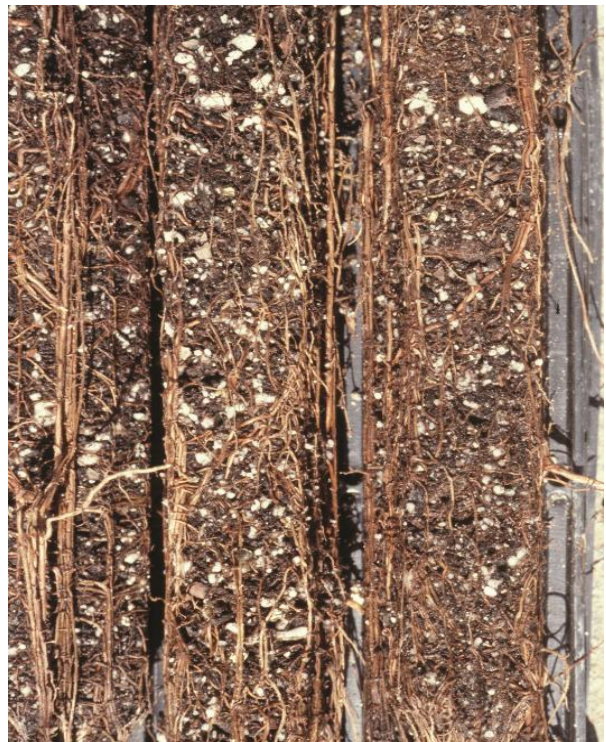
cubiertas blancas o reflejantes en un almacenamiento sin estructuras, minimiza el efecto de la luz solar y previene la acumulación de calor. Debe monitorearse frecuentemente la temperatura en el almacenamiento bajo protección y ventilarse si es necesario.

7.4.7.4 Mohos del almacén

Los tipos de condiciones de almacenamiento determinarán los tipos de problemas de enfermedad que pueden ser encontrados. Aunque las enfermedades fungosas pueden ser un problema en el almacenamiento a cielo abierto, o en las casas sombra, éste es más serio cuando las plantas son almacenadas bajo refrigeración durante el invierno (Cuadro 7.4.3). Algunos hongos, como el *Botrytis cinérea*, en realidad prefieren el frío, las condiciones de obscuridad en las cajas y bolsas almacenadas, y continuará desarrollándose y afectando plantas mientras existan condiciones de humedad (Figura 7.4.17F). Algunos viveros aplican fungicidas antes del almacenamiento durante el invierno, aunque una cuidadosa clasificación para remover las plantas dañadas o afectadas es la mejor prevención. El almacenamiento bajo congelación ha llegado a ser popular dado que éste previene un mayor desarrollo de los mohos del almacenamiento. Mayor información se proporciona en la Sección 5.1.6 del Volumen Cinco de esta serie.



A



B



C



D



E



F



G

Figura 7.4.17. El almacenamiento durante el invierno es un momento de considerable riesgo para la producción del vivero. Las temperaturas frías pueden dañar los tejidos no endurecidos, tal como el meristemo lateral (A). Las raíces son particularmente susceptibles dado que éstas crecerán cuando las temperaturas lo permitan (B). El quemado invernal (C) es en realidad una desecación y es particularmente severo alrededor del perímetro de las áreas de almacenamiento (D). Las plantas almacenadas gradualmente perderán la dormancia y podrán romper la yema durante finales del invierno o principios de la primavera (E). Los mohos del almacenamiento (F) son más serios en el almacenamiento frío, mientras que el daño por animales puede ser un problema real en el almacenamiento con protección (G).

7.4.7.5 Daño por animales

El único tipo de almacenamiento durante el invierno donde los animales no resultaron ser una amenaza fue el almacenamiento refrigerado. Pequeños roedores como los ratones y los topos pueden ser plagas en las casas sombra y en los sistemas sin estructura (Figura 7.4.17G), debido a que estas plagas son protegidas de sus depredadores naturales y de las condiciones climáticas adversas. La colocación de cebos o plantas para mantener bajas las poblaciones pueden ser efectivas si se realizan al inicio de la estación. Animales grandes como el venado y los conejos pueden ser plagas en el almacenamiento sin estructura, a cielo abierto y en las casas sombra, aunque el cercado es una forma efectiva de prevenir daños. Ver la Sección 5.1.6 en el Volumen 5 de esta serie para una mayor información específica.

Cuadro 7.4.3 Las plantas pueden ser dañadas por diferentes tipos de estrés en el almacenamiento durante el invierno.

Tipo de daño	Causa	Medidas preventivas para estos tipos de almacenamiento		
		A cielo abierto	Protegido	Refrigerado
Daño por frío (Figura 7.4.17A-B)	Temperaturas por debajo del nivel de endurecimiento por frío de las plantas Las raíces son mucho más susceptibles que los tallos	Plantas endurecidas en forma apropiada para tolerar la temperatura fría máxima esperada		
Daño por deshidratación (Deseccación invernal) (Figura 7.4.17C-D)	Exposición a una luz solar intensa y especialmente a vientos secos	Substrato completamente saturado antes de su almacenamiento		
Pérdida de dormancia (Figura 7.4.17E)	Temperaturas por arriba de los 5°C (40°F)	No es posible	Monitorear y ventilar conforme sea requerido	Mantener frías las temperaturas en las cajas
Mohos del almacenamiento (Figura 7.4.17F)	Temperaturas cálidas; infecciones latentes de <i>Botrytis</i>	Prevención del daño al tejido de la planta; desecho de plantas dañadas	Mantener el follaje fresco y seco	Mantener el follaje fresco y seco
Daño por animales (Figura 7.4.17G)	Pequeños roedores y aún conejos pueden cinchar la producción almacenada del vivero	Exclusión de animales grandes mediante cercado; uso de cebos envenenados para roedores	Sin problema	

7.4.8 Resumen y conclusiones

Las plantas sin dormancia destinadas para plantaciones cercanas pueden ir del vivero al campo con un corto almacenamiento o sin este (“plantación caliente”). Más comúnmente, las plantas con dormancia son almacenadas durante el invierno hasta que éstas puedan ser establecidas en campo. El almacenamiento llega a ser más importante a medida que se incrementa la distancia de los viveros a los sitios de plantación, cuando las diferencias climáticas entre el vivero y los sitios de plantación son grandes, y cuando los viveros producen grandes cantidades de planta que requieren meses para su procesamiento. Por lo tanto, el almacenamiento es una necesidad operacional antes que un requerimiento fisiológico.

El almacenamiento durante el invierno debe ser realizado para cumplir con el clima local, el tipo de planta y los factores de producción. En general, son utilizados 3 tipos de almacenamiento durante el invierno, a cielo abierto, sin estructuras y con estructuras. En el almacenamiento a cielo abierto, las plantas son dejadas al aire libre, sobre el suelo y son protegidas del sol y del viento mediante grandes árboles y la caída de nieve. Las plantas almacenadas en un sistema sin estructuras son también dejadas al aire libre y sobre el suelo, pero estas son protegidas de las variaciones del clima invernal mediante varias aplicaciones de plásticos y/o cubiertas de Styrofoam®. El almacenamiento con estructuras puede ser muy simple, tal como una estructura fría, pasando gradualmente a estructuras modestas tales como las casas de polietileno y las casas sombra, las cuales proveen un mínimo control del clima, hasta los sistemas más complejos – las unidades refrigeradas. El almacenamiento refrigerado incluye el almacenamiento frío (temperaturas solo por encima del punto de congelación), el cual es el mejor almacenamiento de plantas a corto plazo (de 2 semanas a 2 meses), y el almacenamiento en congelación (temperaturas justo por debajo del punto de congelación) el cual es el mejor almacenamiento a largo plazo (de 2 a 8 meses).

Sin importar el tipo de almacenamiento utilizado las plantas deben ser monitoreadas regularmente para asegurar que las plagas (animales y mohos del almacenamiento) no lleguen a ser un problema, para que las temperaturas estén en un rango apropiado para mantener la dormancia de las plantas, y para la humedad del sustrato que sea apropiada para evitar la desecación.

Después del almacenamiento las plantas deberán ser transportadas cuidadosamente al campo. La producción colocada en un almacenamiento congelado, puede ser cuidadosamente transportado mientras se mantienen congeladas, pero si son descongeladas en el vivero, el proceso de descongelado deberá ser rápido para reducir la pérdida de carbohidratos y el desarrollo de los mohos del almacenamiento.

El éxito del almacenamiento de plantas en contenedor es uno de los aspectos más importantes y retadores del responsable del vivero. Muchos tipos de sistemas de almacenamiento durante el invierno pueden ser empleados dependiendo del lugar, clima y especies producidas; más de un sistema puede ser utilizado en el vivero. La determinación de cuándo es adecuada la cosecha de las plantas para que éstas puedan mantener un alto nivel de calidad durante el periodo de almacenamiento y en el sitio de plantación, es uno de los aspectos más retadores del gerente del vivero.

7.4.9 Literatura citada

- Barnes, H.W. 1990. The use of bubble-pac for the overwintering of rooted cuttings. Combined Proceedings of the International Plant Propagators' Society 40: 553- 557.
- Brown, K.E. 2007. Personal communication. Juniper, NB: J.D. Irving, Ltd., Juniper Tree Nursery.
- Burr, K.E. 2004. Personal Communication. Coeur d' Alene, ID: U.S. Department of Agriculture, Forest Service, Coeur d' Alene nursery.
- Burr, K.E.; Tinus, R.W. 1988. Effect of the timing of cold storage on cold hardiness and root growth potential of Douglas-fir. In: Landis, T.D., ed. Proceedings, combined meeting of the Western Nursery Associations, General Technical Report RM-167. Ft. Collins, CO: U.S. Department of Agriculture Forest Service, Rocky Mountain Forest and Range Experiment Station: 133-138.
- Camm, E.L.; Guy, R.D.; Kubien, D.S.; Goetze, D.C.; Silim, S.N.; Burton, P.J. 1995. Physiological recovery of freezer- stored white and Engelmann spruce seedlings planted following different thawing regimes. *New Forests* 10(1): 55-77.
- Camm, E.L.; Goetze, D.C.; Silim, S.N.; Lavender, D.P. 1994. Cold storage of conifer seedlings: an update from the British Columbia perspective. *Forestry Chronicle* 70(3): 311-316.
- Davis, T. 1994. Mother nature knows best. *Nursery Manager* 10(9): 42-45.
- Dumroese, R.K.; Barnett, J.P. 2004. Container seedling handling and storage in the Southeastern states. In: Riley, L.E.; Dumroese, R.K.; Landis, T.D., tech. coords. National proceedings, Forest and Conservation Nursery Associations—2003. Proceedings RMRS P-33. Ft. Collins, CO: U.S. Department of Agriculture Forest Service, Rocky Mountain Research Station: 22-25.
- Dunsworth, B.G. 1988. Impact of lift date and storage on field performance for Douglas-fir and western hemlock. In: Landis, T.D, ed. Proceedings, combined meeting of the Western Nursery Associations. General Technical Report RM-167. Ft. Collins, CO: U.S. Department of Agriculture Forest Service, Rocky Mountain Forest and Range Experiment Station: 199-206.
- Dymock, I.J. 1988. Monitoring viability of overwintering container stock in the Prairies - an overview of a five year lodgepole pine study. In: Landis, T.D, ed. Proceedings, combined meeting of the Western Nursery Associations. General Technical Report RM- 167. Ft. Collins, CO: U.S. Department of Agriculture Forest Service, Rocky Mountain Forest and Range Experiment Station: 96-105. 113
- Gasvoda, D.S.; Tinus, R.W.; Burr, K.E. 2003. Monitor tree seedling temperature inexpensively with the Thermochron iButton Data logger. *Tree Planters' Notes* 50(1): 14-17.
- Goodman, R.C.; Jacobs, D.F.; Apóstol, K.G.; Wilson, B.C.; Gardiner, E.S. 2009. Winter variation in physiological status of cold stored and freshly lifted semi-evergreen *Quercus nigra* seedlings. *Annals of Forest Science* 66 (103). 8 p.
- Green, J.L.; Fuchigami, L.H. 1985. Special - Overwintering container-grown plants. Corvallis, OR: Oregon State University, Dept. Of Horticulture. *Ornamentals Northwest Newsletter* 9(2): 10-23.
- Grossnickle, S.C.; Major, J.E.; Folk, R.S. 1994. Interior spruce seedlings compared with emblings produced from somatic embryogenesis. I. Nursery development, fall acclimation, and over-winter storage. *Canadian Journal of Forest Research* 24(7): 1376-1384.
- Harper, G.; Camm, E.L.; Chanway, C.; Guy, R. 1989. White spruce: the effect of long-term cold storage is partly dependent on out planting soil temperatures. In: Landis, T.D., ed. Proceedings, Intermountain Forest Nursery Association. General Technical Report RM- 184. Ft. Collins, CO: U.S. Department of Agriculture Forest Service, Rocky Mountain Forest and Range Experiment Station: 115-118.

- Hee, S.M. 1987. Freezer storage practices at Weyerhaeuse nurseries. *Tree Planters' Notes* 38(2): 7-10.
- Helenius, P.; Luoranen, J.; Rikala, R. 2005. Physiological and morphological response of dormant and growing Norway spruce container seedlings to drought after outplanting. *Annals of Forest Science* 62: 201-207.
- Iles, J.K.; Agnew, N.H.; Taber, H.G.; Christians, N.E. 1993. Evaluations of structureless overwintering systems for container-grown herbaceous perennials. *Journal of Environmental Horticulture* 11: 48-55.
- Islam, M.A.; Jacobs, D.F.; Apóstol, K.G.; Dumroese, R.K. 2008. Transient physiological responses of planting Douglas-fir seedlings with frozen or thawed root plugs under cool-moist and warm-dry conditions. *Canadian Journal of Forest Research* 38: 1517-1525.
- Kiiskila, S. 1999. Container stock handling. In: Gertzen, D.; van Steenis, E.; Trotter, D.; Summers, D.; tech. 130 coords. *Proceedings of the 1999 Forest Nurser Association of British Columbia*. Surrey, BC: British Columbia Ministry of Forests, Extension Services: 77-80. 114
- Kooistra, C.M. 2004. Seedling storage and handling in western Canada. In: Riley, L.E.; Dumroese, R.K.; Landis, T.D., tech. coords. *National proceedings, Forest and Conservation Nursery Associations—2003*. Proceedings RMRS P-33. Ft. Collins, CO: U.S. Department of Agriculture Forest Service, Rocky Mountain Research Station: 15-21.
- Kooistra, C.M.; Bakker, J.D. 2002. Planting frozen conifer seedlings: warming trends and effects on seedling performance. *New Forests* 23(3): 225-237.
- Landis, T.D. 2000. Seedling lifting and storage and how they relate to outplanting. In: *Proceedings of the 21st Annual Forest Vegetation Management Conference*. Redding, CA: 27-32.
- Lindstrom, A. 1986. Outdoor winter storage of container stock on raised pallets—effects on root zone temperatures and seedling growth. *Scandinavian Journal of Forest Research* 1(1): 37-47.
- Mandel, R.H. 2004. Container seedling handling and storage in the Rocky Mountain and Intermountain regions. In: Riley, L.E.; Dumroese, R.K.; Landis, T.D., tech. coords. *National proceedings, Forest and Conservation Nursery Associations—2003*. Proceedings RMRS P-33. Ft. Collins, CO: U.S. Department of Agriculture Forest Service, Rocky Mountain Research Station: 8-9.
- Mathers, H.M. 2004. Personal communication. Columbus, OH: Assistant Professor, Extension Specialist: Nursery and Landscape. Department of Crop and Soil Science. Ohio State University.
- Mathers, H.M. 2003. Summary of temperature stress issues in nursery containers and current methods of production. *HortTechnology*. 13(4): 617-624.
- Mattsson, A.; Lasheikki, M. 1998. Root growth in Siberian larch (*Larix sibirica* Ledeb.) seedlings seasonal variations and effects of various growing regimes, prolonged cold storage and soil temperatures. In: Box, J.E., Jr., ed. *Root demographics and their efficiencies in sustainable agriculture, grasslands and forest ecosystems*, Kluwer Academic Publishers: 77-88.
- Mattsson, A.; Troeng, E. 1986. Effects of different overwinter storage regimes on shoot growth and net photosynthetic capacity in *Pinus sylvestris* seedlings. *Scandinavian Journal of Forest Research* 1(1): 75-84.
- Mattwie, L. 1991. Overwintering in insulated cold frames improves seedling survival. Unpublished Report. Hinton, AB: Weldwood of Canada Ltd. 4 p. 115
- McCraw, D. 1999. Onset Hobo temp recorder. In: Landis, T.D.; Barnett, J.P., eds. *National proceedings, Forest and Conservation Nursery Association—1998*. General Technical Report SRS-25. Asheville, NC: U.S. Department of Agriculture Forest Service, Southern Research Station: 3-4.

- Paterson, J.; DeYoe, D.; Millson, S.; Galloway, R. 2001. Handling and planting of seedlings. In: Wagner, R.G.; Colombo, S.J., eds. Regenerating the Canadian forest: principles and practice for Ontario. Sault Ste Marie, ON: Ontario Ministry of Natural Resources: 325-341.
- Perry, L.P. 1990. Overwintering container-grown herbaceous perennials in northern regions. *Journal of Environmental Horticulture* 8:135-138.
- Ritchie, G.A. 2004. Container seedling storage and handling in the Pacific Northwest: answers to some frequently asked questions. In: Riley, L.E.; Dumroese, R.K.; Landis, T.D., tech. coords. National proceedings, Forest and Conservation Nursery Associations—2003. Proceedings RMRS P-33. Ft. Collins, CO: U.S. Department of Agriculture Forest Service, Rocky Mountain Research Station: 3-6.
- Ritchie, G.A. 1982. Carbohydrate reserves and root growth potential in Douglas-fir seedlings before and after cold storage. *Canadian Journal of Forest Research* 12(4): 905-912.
- Ritchie, G.A. 1986. Relationships among bud dormancy status, cold hardiness, and stress resistance in 2+0 Douglas-fir. *New Forests* 1(1): 29-42.
- Ritchie, G.A. 1987. Some effects of cold storage on seedling physiology. *Tree Planters' Notes* 38(2): 11-15.
- Ritchie, G.A. 1989. Integrated growing schedules for achieving physiological uniformity in coniferous planting stock. *Forestry (Suppl.)* 62: 213-226.
- Rose, R.; Haase, D.L. 1997. Thawing regimes for freezer stored container stock. *Tree Planters' Notes* 48(1-2): 12-17.
- Silim, S.N.; Guy, R.D. 1998. Influence of thawing duration on performance of conifer seedlings. Forest Nursery Association of British Columbia meetings, proceedings, 1995, 1996, 1997. Surrey, BC: British Columbia Ministry of Forests, Extension Services: 155-162.
- Trotter, D.; Shrimpton, G.; Dennis, J.; Ostafew, S.; Kooistra, C. 1992. Gray mould (*Botrytis cinerea*) on stored conifer seedlings: efficacy and residue levels of pre-storage fungicide sprays. In: Proceedings, Forest Nursery Association of British Columbia meeting: 72-76.
- Whaley, R.E.; Buse, L.J. 1994. Overwintering black spruce container stock under a Styrofoam SM insulating blanket. *Tree Planters' Notes* 45(2): 47-52.
- White, B. 2004. Container handling and storage in Eastern Canada. In: Riley, L.E.; Dumroese, R.K.; Landis, T.D., tech. coords. National proceedings, Forest and Conservation Nursery Associations—2003. Proceedings RMRS P-33. Ft. Collins, CO: U.S. Department of Agriculture Forest Service, Rocky Mountain Research Station: 10-14.



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

VOLUMEN 7

Capítulo 5

Manejo y Transporte

Contenido

7.5.1 Introducción	163
7.5.2 Minimizando los factores de estrés durante el manejo	164
7.5.2.1 Estrés hídrico	164
7.5.2.2 Estrés por temperatura.....	165
Incremento del riesgo de hongos en el almacenamiento	
Reanudación acelerada del crecimiento	
Estrés hídrico	
Estrés por calor	
Daño por frío	
7.5.2.3 Estrés físico.....	166
7.5.2.4 Estrés acumulado	168
7.5.3 Sistemas de manejo y transporte.....	169
7.5.3.1 Transporte en los contenedores de crecimiento	169
7.5.3.2 Transporte en cajas o bolsas	169
7.5.4 Entrega de la producción del vivero	173
7.5.4.1 Entrega en camiones refrigerados	173
7.5.4.2 Entrega en camiones no refrigerados	174
Pequeños vehículos de carga	
Vehículos comerciales de paquetería	
7.5.5 Resumen y recomendaciones.....	177
7.5.6 Literatura citada	178

7.5.1 Introducción

Las plantas de vivero se encuentran en un periodo de alto riesgo desde el momento que dejan el ambiente protegido del vivero hasta cuando son plantadas. La guía de recomendaciones utilizada para el cuidado apropiado durante este período crítico ha sido publicada para plantas producidas a raíz desnuda (DeYoe, 1986; USDA Forest Service, 1989), y también aplica para plantas producidas en contenedor. Durante el manejo y transporte, las plantas del vivero pueden estar expuestas a diferentes tipos de estrés que las pueden dañar, incluyendo temperaturas extremas, desecación, daños mecánicos y hongos en los almacenes (Cuadro 7.5.1). Este también es el periodo de mayor riesgo económico, debido a que las plantas han alcanzado su valor máximo justo antes de ser transportadas (Paterson *et al.*, 2001). Adams y Paterson (2004) concluyeron que el manejo inapropiado de la producción fue un factor más importante que el tipo de herramientas que se utilizaban a la hora de plantarlas.

Una razón para incrementar la preferencia de las plantas en contenedor es que toleran los abusos de almacenamiento, transporte y manejo mejor que las plantas producidas a raíz desnuda. Esto es particularmente cierto con

muchos árboles de hoja ancha y otras plantas nativas; por ejemplo, las plantas de *Quercus* spp. y *Fagus* spp. producidas en una variedad de contenedores toleraron mejor un manejo rudo, que las plantas a raíz desnuda (Figura 7.5.1). En una plantación de restauración de latifoliadas, incluso las plantas de vivero de más alta calidad no sobrevivieron ni crecieron bien si no fueron manejadas adecuadamente. (Self *et al.*, 2006).

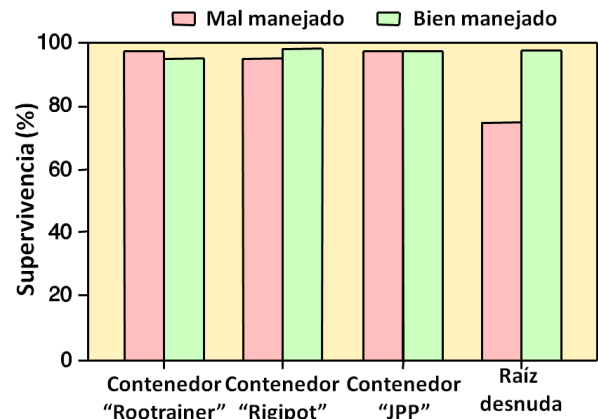


Figura 7.5.1. Plantas de Encino y Haya producidas en contenedor, toleraron de mejor forma un manejo rudo que la producción realizada a raíz desnuda (Kerr, 1994).

Cuadro 7.5.1 Las plantas de vivero son sometidas a factores de estrés, desde la cosecha hasta la plantación

Proceso	Tipos de Estrés			
	Temperatura extrema	Desecación	Daños mecánicos	Mohos del almacenamiento
Almacenamiento en el vivero	Alto	Bajo	Ninguno	Medio
Manejo	Medio	Medio	Alto	Ninguno
Empacado y envío	Medio	Bajo	Alto	Ninguno
Almacenamiento en el sitio de plantación	Alto	Alto	Ninguno	Alto
Plantación	Alto	Alto	Alto	Ninguno

Niveles potenciales de estrés	Ninguno	Bajo	Medio	Alto
--------------------------------------	---------	------	-------	------

7.5.2 Minimizando los factores de estrés durante el manejo

Es importante hacer énfasis en que las plantas de vivero están vivas y son perecederas, por ende deben ser tratadas con el mayor cuidado posible en todo momento. Los daños a causa del estrés ocurren entre la salida de la planta del vivero y su plantación, sin embargo, no son evidentes hasta varias semanas después de su plantación. Los síntomas incluyen marchitamiento, clorosis, baja supervivencia o disminución en el crecimiento y comúnmente se le conoce como “shock del trasplante”. Es extremadamente difícil especificar qué estrés exacto conduce a estos síntomas (Figura 7.5.2A). Es un desperdicio de tiempo y dinero producir o comprar plantas de alta calidad sólo para que mueran o no crezcan adecuadamente después de la plantación como resultado de estos factores de estrés innecesarios. Como se hace énfasis en el Capítulo 7.2, las plantas son más capaces de tolerar estrés cuando no están en crecimiento activo. El tejido de una planta suculenta que no se ha endurecido es mucho más vulnerable a los factores de estrés (Figura 7.5.2B). El realizar un monitoreo regular de la condición de las plantas, una supervisión cercana del personal en vivero y en campo, así como el examinar periódicamente la calidad de la planta y mantener registros detallados es esencial para documentar las condiciones de la planta durante el transporte y manejo.

Los factores de estrés más comunes después de que las plantas dejan el vivero son: hídricos, por temperatura y físicos.

7.5.2.1 Estrés hídrico

La desecación es el estrés más común durante el manejo, transporte y almacenamiento en el sitio de plantación (almacenamiento *in situ*) y puede tener un efecto profundo en supervivencia y crecimiento. El potencial hídrico de la planta influye en cada proceso fisiológico y a niveles de estrés, puede reducir el crecimiento en gran medida, aún si la supervivencia no se ve afectada. Estos efectos dañinos pueden persistir por varias estaciones posteriores a la plantación.



A



B

Figura 7.5.2. A menudo es difícil conocer con exactitud cuál tipo de estrés determina el “shock del trasplante” (A). La producción de vivero sin endurecimiento y sin dormancia (B) es mucho más susceptible a todos los tipos de estrés durante el manejo y transporte.

Las raíces son las más vulnerables a la desecación porque, a diferencia de las hojas y acículas, no tienen una capa cerosa o estomas que las protejan de la pérdida de agua. Las puntas finas de las raíces tienen un contenido mayor de humedad que las raíces leñosas y son las más susceptibles a la desecación. Si las raíces finas parecen secas, entonces probablemente ya están dañadas aunque es difícil cuantificar la cantidad de daño en el campo. Al ser expuestas por tan sólo cinco minutos, las plantas de coníferas a raíz desnuda mostraron incremento en la pérdida de humedad con el aumento de temperatura del aire y velocidad del viento (Figura 7.5.3). Esto muestra la importancia crítica de mantener las plantas de vivero frescas, fuera del contacto directo de la luz solar y protegidas del viento que las deseca.

Afortunadamente, las raíces de las plantas en contenedor están protegidas en cierta medida por el sustrato, que sirve como reserva de agua y nutrientes. Sin embargo, si el cepellón se seca demasiado, el daño por desecación puede ser severo. Una vez que las raíces se han secado, una reducción subsecuente en el crecimiento es inevitable, aún si se recupera el potencial hídrico del tallo (Balneaves y Menzies, 1988). Plantas de coníferas en dormancia son más vulnerables al daño por exposición de raíces que las plantas en dormancia de latifoliadas.

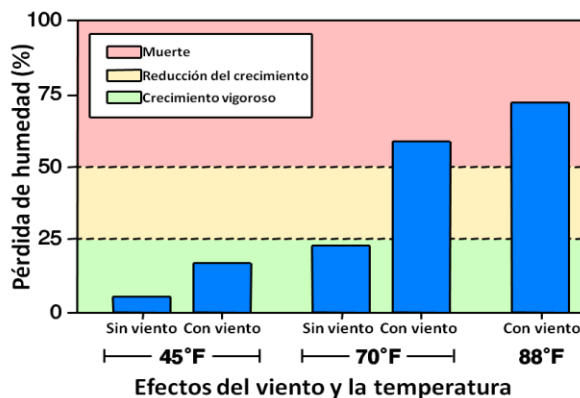


Figura 7.5.3 Cuando las plantas producidas a raíz desnuda fueron expuestas por 5 min, la pérdida de humedad en la planta se incrementó con temperaturas elevadas y el viento, hasta que la supervivencia y el crecimiento fueron afectados adversamente. (Modificado de Fancher *et al.*, 1986).

El estrés hídrico puede evitarse asegurando que los cepellones se mantengan húmedos (pero no saturados) durante su trayecto del vivero a la plantación. Se debe hacer un riego de las plantas de vivero de uno a dos días antes de la cosecha, dependiendo de las condiciones climáticas (Fancher *et al.*, 1986). Esto permite que los cepellones escurran a capacidad de campo; un medio saturado no es sano para las raíces, incrementa el peso del transporte y manejo, e incrementa el potencial de hongos en el almacén.

7.5.2.2 Estrés por temperatura

Las temperaturas extremas, calientes o frías, pueden reducir la calidad de las plantas de vivero con rapidez durante el manejo y el transporte.

La exposición a temperaturas cálidas pueden dañar las plantas de varias maneras:

Incremento del riesgo de hongos en el almacenamiento. Hongos patogénicos tales como *Botrytis*, pueden sobrevivir en todo tipo de almacenes y pueden crecer rápidamente durante el transporte en el ambiente húmedo de una bolsa o caja de almacenamiento si la temperatura es muy cálida. Se cree también que el incremento en el dióxido de carbono proveniente de la respiración de las plantas en el almacén y en los contenedores durante el transporte estimula el desarrollo de los hongos. Existen reportes de anécdotas sobre “repentinos afloramientos” de hongos en cajas de plantas de vivero almacenadas en congelación, después de pocos días de ser expuestas a las condiciones ambientales. Los hongos del almacén se discuten en detalle en el Volumen Cinco.

Reanudación acelerada del crecimiento. Las plantas de vivero que se almacenan durante el invierno se cosechan en su punto máximo de endurecimiento, el cual es ideal para el almacenamiento, transporte y manejo. Cuando están listas para la plantación, las plantas almacenadas adecuadamente han cumplido con sus requerimientos de enfriamiento, sin embargo, el frío es el único factor ambiental que previene la reanudación del crecimiento. Después de alcanzar su requerimiento de frío,

las plantas del vivero almacenadas que son expuestas aunque sea por un periodo corto a temperaturas cálidas iniciarán rápidamente el crecimiento (Figura 7.5.4).

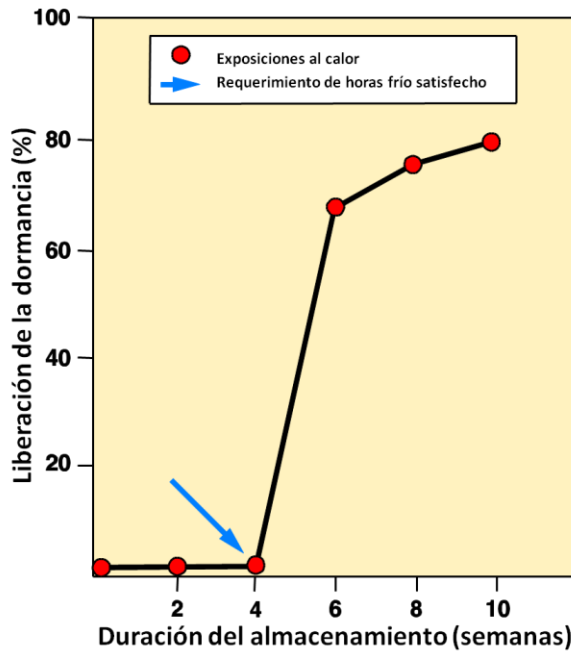


Figura 7.5.4 Plantas de *Picea abies* almacenadas en frío expuestas a periodos cortos de calor (17°C [63°F]) rompieron rápidamente la dormancia después de haber completado sus requerimientos de horas frío (Modificado de Hanninen y Pelkonen, 1989).

Estrés hídrico. El aire estancado dentro de la caja o bolsa durante el almacenamiento o transporte es un pobre conductor de calor, pero la luz del sol directa y el aire pueden incrementar rápidamente las temperaturas de las plantas y causar un serio estrés hídrico (Figura 7.5.3).

Estrés por calor. Las plantas del vivero almacenadas están vivas y respirando. Esto significa, que cuando las plantas son expuestas a temperaturas cálidas, su respiración agrega calor al ambiente; esto es particularmente serio en ambientes cerrados tales como cajas o bolsas de almacén o transporte. El mantener buena circulación del aire en áreas de almacén, especialmente en el almacén sin refrigeración, minimizará la acumulación de calor debido a la respiración de las plantas.

Daño por frío. Las temperaturas congelantes pueden dañar la producción del vivero. Dado

que son mucho menos resistentes al frío, las raíces son más susceptibles que los tallos ante daños por congelación. Las temperaturas tanto del ambiente como dentro de las cajas deben ser monitoreadas con regularidad; el equipo de monitoreo de temperatura actualmente es barato y se encuentra a nuestro alcance (ver Sección 7.4.6). Han ocurrido daños por congelación a las plantas aún durante el transporte por fallas en el equipo. Este es común, porque las unidades de refrigeración en los vehículos de transporte son inconsistentes y la circulación del aire es restringida. Las cajas en la parte frontal del vehículo cerca de las unidades de refrigeración necesariamente estarán más frías que las que se encuentran más atrás. Resista la tentación de saturar el vehículo de transporte; deje espacio adecuado para la buena circulación del aire (Rose y Hasse, 2006). La producción que ha estado almacenada en frío, deben ser transportada a la misma temperatura (0.5 a 1°C [33 a 34°F]), mientras que la producción congelada deben ser transportada a temperaturas más cálidas, para comenzar el proceso de deshielo.

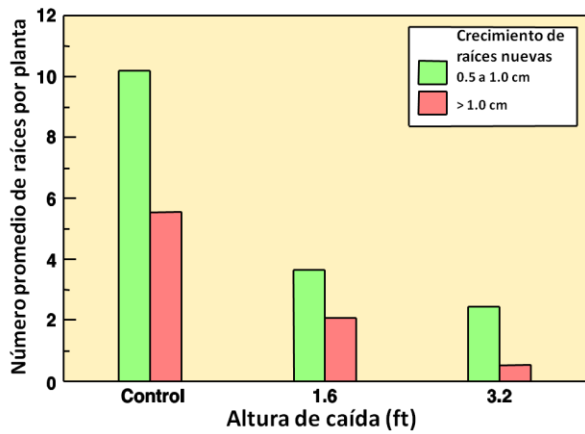
Cuando la producción del vivero llega al sitio donde será plantada, debe mantenerse tan fresca como sea posible. El almacenamiento *in situ* se discute en el Capítulo 7.6.

7.5.2.3 Estrés físico

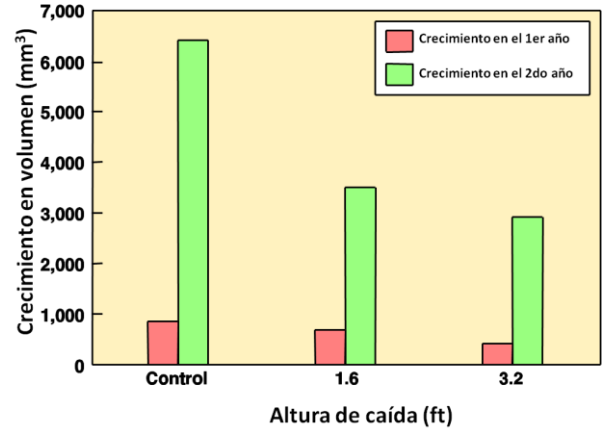
Las cajas de las plantas del vivero se manejan muchas veces desde que éstas dejan el vivero hasta que finalmente son plantadas. Un manejo rudo puede dar como resultado una reducción en el desempeño de la planta después de la plantación. Cada persona involucrada en el manejo y transporte de las plantas debe recibir entrenamiento sobre cómo minimizar diferentes tipos de estrés físicos.

El potencial para un daño físico a las plantas puede venir de caídas, aplastamientos, vibraciones, o simplemente por un manejo rudo. Es fácil olvidar que las plantas del vivero están vivas cuando éstas están en cajas. Algunos estudios han mostrado que el estrés a las plantas por caídas de cajas reduce el potencial de crecimiento de la raíz, disminuye el crecimiento en altura, incrementa la

mortalidad, e incrementa la pérdida de electrolitos por las raíces finas (McKay *et al.*, 1993; Sharpe *et al.*, 1990; Tabbush, 1986). Stjernberg (1996) realizó una evaluación comprensiva de los tipos de estrés físicos a los que es sometida la planta durante el transporte del vivero al sitio de plantación. Las pruebas de potencial de crecimiento de la raíz sobre plantas de *Picea glauca* almacenadas en cajas en refrigeración mostraron una disminución en el número de nuevas raíces a medida que se incrementaba la distancia de caída de las cajas (Figura 7.5.5A). Más aún, el crecimiento en volumen de estas plantas todavía mostró una disminución dos años después de la plantación (Figura 7.5.5B).

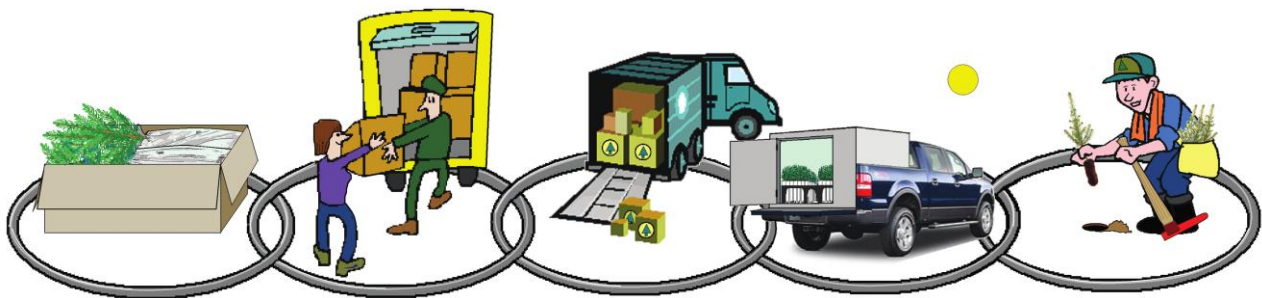


A



B

Figura 7.5.5 Cuando las bolsas de plantas de coníferas se dejaron caer de diferentes alturas, su habilidad para producir nuevas raíces (potencial de crecimiento radical) se redujo significativamente (A). Este daño mecánico todavía afectó el crecimiento de la planta dos años después de la plantación (B) (modificado de Stjernberg, 1996).



Cosecha y almacenamiento

Manejo

Transporte

Almacenamiento *in situ*

Plantación

Figura 7.5.6 Las plantas en el vivero son sometidas a una serie de factores de estrés desde el momento en que son cosechadas, hasta cuando son plantadas. Cada etapa en el proceso representa un eslabón de una cadena, y la calidad total de la planta será tan buena como lo es el eslabón más débil.

7.5.2.4 Estrés acumulado

Las plantas del vivero alcanzan su máxima calidad inmediatamente antes de la cosecha en el vivero, pero todavía deben pasar por muchas manos antes de ser plantadas. El éxito de la plantación depende de mantener la calidad de la planta minimizando el estrés de cada fase de la operación. Es útil pensar en la calidad de planta como una cadena en la cual cada eslabón representa uno de los eventos secuenciados desde la cosecha y almacenamiento en el vivero, hasta la plantación en el sitio (Figura 7.5.6.). El efecto acumulado de varios tipos de estrés puede ser mucho mayor que el efecto individual de cualquiera de ellos.

Al incrementar el estrés, la planta utiliza energía del crecimiento para reparar los daños. Las funciones fisiológicas son dañadas y la supervivencia y el crecimiento se reducen. Estos efectos son exacerbados cuando las plantas son plantadas en sitios adversos.

El manejo extremadamente sin cuidado de las plantas, usualmente se manifiesta por sí mismo inmediatamente después de la plantación – las plantas mueren en pocos días o semanas. Desafortunadamente, las ramificaciones de un manejo inadecuado son usualmente más insidiosas y no se muestran inmediatamente, porque causan cierto grado de daño que no llega a la muerte y sólo se verá reflejado en una disminución de la supervivencia y crecimiento después de semanas o meses de la plantación. Un buen ejemplo es el daño de las raíces. Las raíces que han sido dañadas por exposición o congelamiento pudieran verse iguales, pero ellas han perdido la habilidad para funcionar apropiadamente. Esta condición es particularmente seria en plantas producidas en contenedor, porque estos daños afectan en primer lugar las raíces en el exterior del cepellón. Debido a que las raíces del interior todavía funcionan, las plantas aparentan estar turgentes y en una condición normal. Sin embargo, después de la plantación, las raíces dañadas no pueden crecer en el suelo circundante, de manera que las plantas sufren por un tiempo y pueden eventualmente morir. En sitios húmedos con baja demanda

evaporativa, esto puede tomar semanas o meses.

Debido a que todos los tipos de abuso o exposición son acumulativos, es conveniente pensar en la calidad de planta en vivero como una cuenta de cheques. Inmediatamente después de la cosecha, las plantas deben estar con un 100% de calidad, pero todos los tipos de estrés subsecuentes son retiros de la cuenta (Figura 7.5.7). Es imposible hacer un depósito – no se puede hacer nada para incrementar la calidad de la plantas después de que salen del vivero.



Figura 7.5.7 Es útil pensar en la calidad de planta en vivero como una cuenta de cheques en la cual todos los tipos de abusos o estrés son retiros. Observe que todos los tipos de estrés son acumulativos y no se pueden realizar depósitos – Es imposible incrementar la calidad de planta después de la cosecha.

7.5.3 Sistemas de manejo y transporte

Cuando la producción del vivero esta lista para ser plantada, debe ser movida desde el almacén del vivero hasta el sitio de plantación. Usualmente los empleados del vivero utilizan el mismo sistema de manejo para mover las plantas dentro y fuera del almacén, y el equipo utilizado generalmente consiste en remolques, carritos manuales, montacargas y otros equipos de manejo motorizados que fueron discutidos en el Volumen Uno. Sin embargo, el envío al cliente o al sitio de plantación, a menudo requiere de manejo y equipo especializado. El mejor sistema de manejo para el transporte dependerá de la condición fisiológica de la planta, el tipo y tamaño del contenedor, y si las plantas serán transportadas en sus contenedores.

7.5.3.1 Transporte en los contenedores de crecimiento

Cuando la planta se producía en contenedores durante los años 1970, la mayoría de los viveros enviaban las plantas a sus clientes en los contenedores de crecimiento. Algunos viveros todavía utilizan esta práctica y usualmente empaican los contenedores en estantes de metal o madera dentro del vehículo (Figura 7.5.8A). Este método funciona bien cuando las distancias de transporte son relativamente cortas y los caminos están en buenas condiciones. Algunos viveros colocan sus contenedores dentro de cajas de cartón para su transporte. Desafortunadamente, los contenedores usados necesitan regresarse al vivero, requiriendo de un segundo viaje, y a menudo se dañan durante el tránsito (Figura 7.5.8B).

El transporte en contenedores ha funcionado bien para los viveros de la industria forestal que producen planta para sus propios terrenos. Por ejemplo, J. D. Irving, Limited, una compañía de reforestación en New Brunswick, Canadá, ha desarrollado unas sofisticadas tarimas como sistema de manejo para mover los contenedores en el vivero y hacia el sitio de plantación (Figuras 7.5.8 C y D). Su sistema permite un manejo eficiente de las plantas en

contenedor mientras proporciona una excelente protección contra un mal manejo. Después de que las plantas son establecidas en campo, las mismas tarimas son utilizadas para transportar los contenedores vacíos de regreso al vivero, sin ocasionarles daños (Brown, 2007).

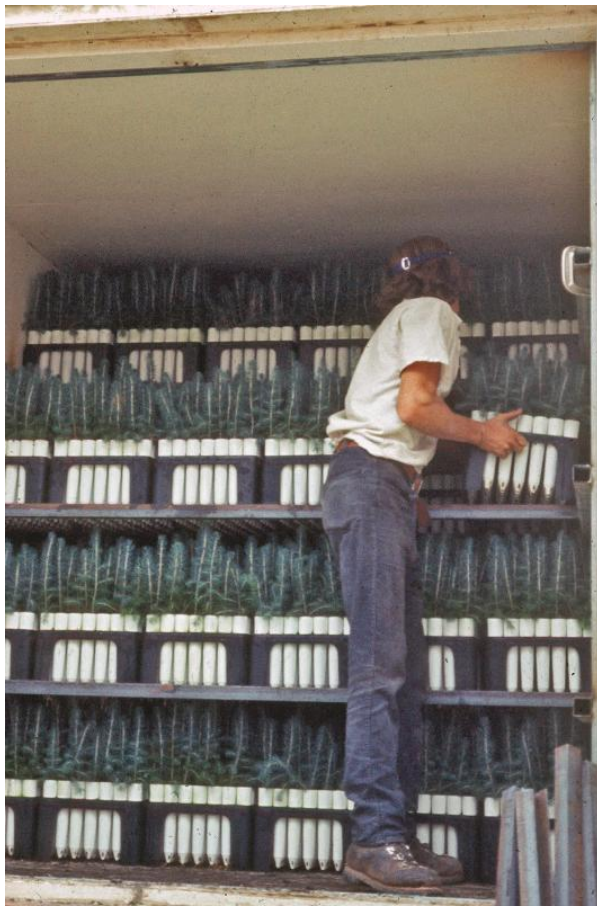
La principal ventaja de este sistema es que las raíces de las plantas están protegidas por el contenedor y, si es necesario que las plantas se mantengan en un almacén temporal antes de la plantación, éstas pueden ser regadas (Figura 7.5.8E). La producción del vivero que no se planta de inmediato y no está completamente endurecida, afronta menos estrés cuando se deja en los contenedores de crecimiento. La mayor desventaja del transporte en los contenedores de crecimiento es que un determinado número de plantas ocupan considerablemente más volumen y pesan más, en comparación con plantas que se han sacado del contenedor para su almacenamiento. Adicionalmente, las plantas transportadas en los contenedores de crecimiento, especialmente aquellas que no han sido consolidadas, no necesariamente han sido clasificadas y pueden incluir en el manejo y transporte plantas que deberían ser desechadas.

Las plantas producidas en contenedores grandes (> 500 ml) siempre se transportan en los contenedores de crecimiento debido a que son muy grandes y pesados para manejarlos de otra manera. El vivero J. H. Stone del Servicio Forestal localizado en Central Point, Óregon, produce plantas nativas en contenedores de hasta 55 L (15 gal) de volumen (Figura 7.5.9A). Estas plantas se colocan en tarimas especiales en el vivero; estas mismas tarimas son utilizadas para transportar las plantas al sitio de plantación (Figura 7.5.9B).

7.5.3.2 Transporte en cajas o bolsas

Las plantas que se han extraído de sus contenedores de crecimiento y se almacenan en cajas de cartón, requieren mucho menos espacio de almacenamiento y pesan menos

cuando se transportan, en comparación con plantas transportadas en sus contenedores de crecimiento. Adicionalmente, la caja proporciona protección física durante el almacenamiento, transporte, y manejo (Figura 7.5.10A). Las cajas se estiban eficientemente (Figura 7.5.10B), y las tarimas con cajas pueden ser movidas manualmente o con montacargas, para cargarlas rápidamente dentro de los vehículos (Figura 7.5.10C). Los vehículos para el transporte deben estar equipados con estantes; de otra manera, el peso de las cajas al ser estibadas es tan alto que puede causar un daño mecánico a las plantas (Figura 7.5.10D).



A



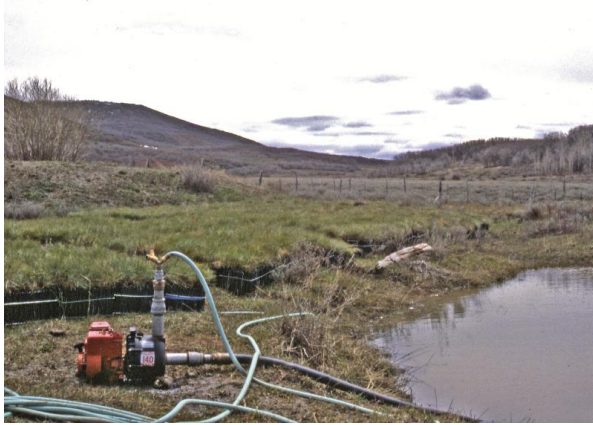
B



C



D



E

Figura 7.5.8 El envío de la planta en sus contenedores de crecimiento requiere un sistema de estantes para soportar y proteger la producción (A). Una desventaja de este sistema es que los contenedores deben ser regresados al vivero y pueden dañarse durante su tránsito (B). Algunos grandes viveros han desarrollado sofisticados sistemas de manejo de estantes, para transportar las plantas a los sitios de plantación y el retorno al vivero de los contenedores usados (C y D). Una ventaja de transportar en los contenedores de producción es que las plantas pueden regarse previo a los trabajos de plantación (E) (C y D, cortesía de J. D. Irving, Limited).



A



B

Figura 7.5.9 La producción en grandes contenedores es siempre transportada en su contenedor de crecimiento y transportada al campo en los mismos estantes del vivero (A y B)



A



B



C



D

Figura 7.5.10 Las cajas de cartón proporcionan protección a las plantas durante el almacenamiento, transporte y manejo (A). Debido a que éstas pueden ser apiladas, las cajas hacen eficiente el uso del espacio en unidades de almacenamiento y vehículos de entrega (B). Las tarimas con cajas pueden moverse fácilmente de forma manual o mediante montacargas (C). Los vehículos de transporte usan estantes para prevenir que las cajas transportadas puedan llegar a aplastarse (D).

7.5.4 Entrega de la producción del vivero

Se han utilizado diferentes métodos para transportar las plantas desde el vivero hasta el sitio de plantación. El método más apropiado dependerá de la distancia, el número de plantas, la dormancia y el endurecimiento de las plantas. Aunque se ha llegado a utilizar el ferrocarril y aun aerolíneas comerciales, la mayor parte de las plantas se transporta en camiones debido a que la mayoría de los sitios de plantación están en localidades remotas. Las plantas pueden estar sujetas a daños mecánicos severos durante el transporte, especialmente en caminos de terracería o brechas, y la disminución de la velocidad minimizará el daño potencial (Stjernberg, 1997).

7.5.4.1 Entrega en camiones refrigerados

Las plantas del vivero, ya sea que se transporten en sus contenedores de crecimiento o se extraigan y se empaque en cajas o bolsas, comúnmente son transportadas en camión. Para grandes cantidades de plantas, típico de compañías forestales, y cuando el viaje durará más de unas cuantas horas, el transporte se realiza en furgones con refrigeración ("reefers") (Figura 7.5.11A). Debido a que las altas temperaturas son el mayor factor de riesgo durante el transporte de las plantas, el uso de vehículos con refrigeración ha tenido un efecto significativo en mantener la calidad de planta y el éxito de la plantación. En una revisión del éxito en plantaciones de pino del sureste, el uso de vehículos con refrigeración fue nombrado como el factor individual más importante para asegurar que las plantas llegan en buena condición al sitio de plantación (Fox *et al.*, 2007).

El riesgo de daño a las plantas del vivero se incrementa con la distancia de transporte. Esto es más crítico aun para plantaciones que se realizan en el verano o el otoño, debido a que las plantas no están en completa dormancia o en su mayor nivel de endurecimiento. Cuando se realizó el monitoreo del desempeño de plantas de *Betula pendula*, que fueron plantadas en el verano, el crecimiento en altura

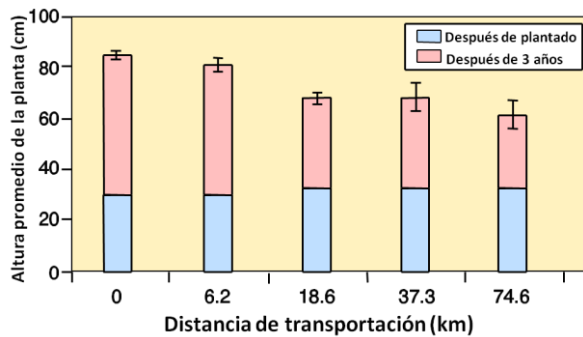
medido después del primer año no fue afectado por la distancia de transportación (Luoranen *et al.*, 2004). Sin embargo, cuando las mismas plantas fueron medidas después de trece años, el crecimiento del tallo decreció con la distancia de transportación (Figura 7.5.11B).

La temperatura dentro del furgón debe ser monitoreada durante el trayecto debido a que las unidades de refrigeración de los camiones tienden a fallar. Ambos daños, por altas o bajas temperaturas, se han presentado cuando las unidades de refrigeración han fallado. La temperatura ideal en un camión de transporte depende ya sea que las plantas serán plantadas en forma inmediata o provienen de almacenes en refrigeración, especialmente si las plantas requieren un proceso de descongelamiento. En una prueba operacional, las temperaturas en cajas de plantas refrigeradas variaron de 2 a 10 °C (36 a 50 °F) en vehículos con refrigeración, en comparación con variaciones de 10 a 22 °C (50 a 72 °F) en vehículos sin refrigeración (Stjernberg, 1996). Si las cajas son cargadas manualmente, se requiere colocar separadores (tales como tiras de madera o bloques de espuma) entre las cajas o bolsas, para permitir la circulación de aire y prevenir que la carga se desacomode.

El vivero Mt. Sopris en Colorado, ha desarrollado unidades para transporte diseñadas especialmente para poder ser dejadas en los sitios de plantación, y proveer almacenamiento *in situ* durante largos periodos (Figure 7.5.11C).



A



B



C

Figura 7.5.11 Contenedores refrigerados se utilizan para transportar la producción de planta a largas distancias (A). El riesgo de daño a las plantas se incrementa con la distancia de transporte (B). Este tipo de contenedores pueden proveer buenas condiciones de almacenamiento en el sitio por largos periodos (C).

7.5.4.2 Entrega en camiones no refrigerados

Para viajes cortos, a menudo se utilizan camiones sin refrigeración. Los vehículos de transporte deben ser de aluminio o estar pintados de blanco para reflejar la luz del sol, y

deben ser estacionados en lugares con sombra durante las paradas y cuando lleguen al sitio de plantación (Figura 7.5.12A). Plant ProTek es una nueva línea de transporte con aislamiento, que ha sido probada con éxito para transportar plantas ornamentales y debería tener aplicación para plantas nativas de vivero (Anónimo, 2006). Adicionando “hielo azul” en las cajas de envíos pequeños podría ayudar a mantener las temperaturas bajas, aunque se podría incrementar el costo de transporte.

Pequeños vehículos de carga. Si se va a utilizar camionetas abiertas entonces las cajas con las plantas deben cubrirse con una lona reflectiva (Figura 7.5.12B). Existen las lonas Mylar® especialmente construidas con la cubierta externa blanca y la cubierta interna plateada, y están disponibles en las compañías proveedoras para reforestación (Figura 7.5.12C). En pruebas operacionales, las plantas colocadas bajo estas cubiertas se mantuvieron tan frescas como aquellas almacenadas en la sombra (Figura 7.5.12D). Las lonas de color verde-oscuro, tales como las que utiliza el ejército, cubren directamente las cajas, sin embargo, permiten que las plantas se calienten hasta alcanzar niveles dañinos, por lo tanto, nunca deben ser utilizadas (DeYoe *et al.*, 1986).

Vehículos comerciales de paquetería. Muchos viveros estatales y privados a menudo envían pequeñas cantidades de diversas plantas nativas a una variedad de clientes. Por ejemplo, el vivero Frank Pitkin de la Universidad Estatal de Idaho, que funciona como vivero Estatal para Idaho, en forma rutinaria envía pedidos de un promedio de 120 plantas a cada uno de sus 1,500 clientes a lo largo del Estado. Para facilitar esto, las plantas son extraídas de sus contenedores y empacadas en bolsas de plástico. Las bolsas con plantas son colocadas a granel dentro de cajas de plástico para su almacenamiento en frío (Figura 7.5.13A). Estas cajas proveen máxima flexibilidad en el congelador, permitiendo la configuración del almacén y los ajustes año con año, dependiendo de la variación en la cantidad de plantas. A medida que avanza la entrega de plantas, las cajas vacías son sacadas del congelador permitiendo espacio adicional para

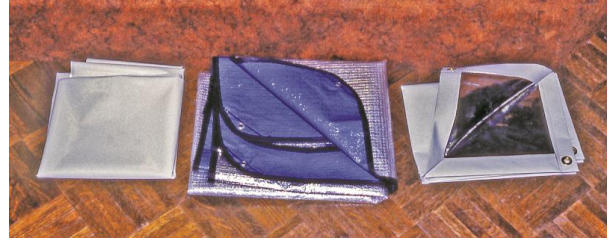
procesar otros pedidos. A medida que los pedidos necesitan ser enviados, los empleados buscan de caja en caja para completar las especies y cantidades apropiadas (Figura 7.5.13B). Los pedidos completos son colocados en cajas de cartón, pesados (Figura 7.5.13C), etiquetados (Figura 7.5.13D), y preparados para su envío en compañías de transportación comercial, tales como United Parcel Service (UPS) o FedEx (Figura 7.5.13E). Debido a que estos paquetes no siempre son manejados por personal entrenado, las cajas deben ser de uso rudo para proteger las plantas (Figura 7.5.13F). Dentro del Estado de Idaho, todos los pedidos son usualmente entregados dentro de 2 días. A los clientes se les avisa automáticamente por correo electrónico cuando las plantas salen del vivero y reciben un número de seguimiento para monitorear el proceso del envío.



A



B



C

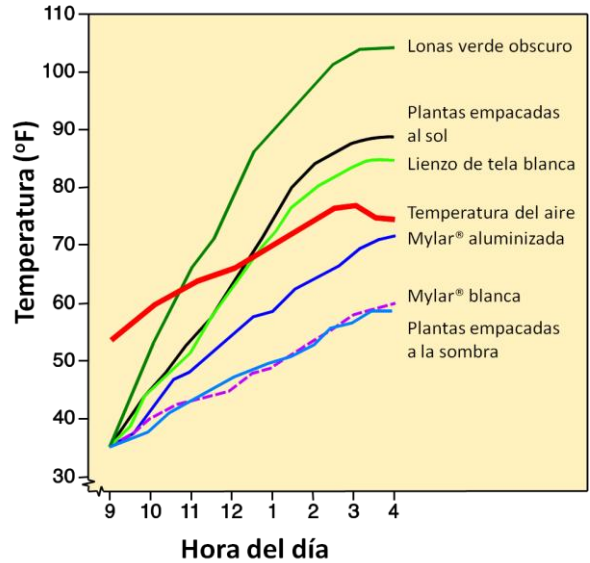


Figura 7.5.12 Los vehículos para el transporte de planta sin refrigeración deberán ser pintados de color blanco y aislados para mantener bajas las temperaturas adentro (A). En camionetas abiertas tipo “pick-up”, las plantas deberán ser cubiertas con lonas (B); en el mercado existen lonas reflejantes (C). Investigaciones han mostrado que las lonas reflejantes Mylar® proporcionan un mejor aislamiento que las lonas verdes comunes (D)(D, modificado de DeYoe *et al.*, 1986)



A



B



C



D

E



F

7.5.5 Resumen y recomendaciones

Después de que un cultivo inicia el proceso de salida del área de crecimiento o del almacén hacia el sitio de plantación, los riesgos financieros y de calidad de planta aumentan – debido a que las plantas han alcanzado su máximo valor económico y deben estar en su nivel más alto de calidad. Las plantas están vivas, son organismos perecederos y es de importancia capital minimizar el estrés que puede reducir su calidad. Los tres principales tipos de estrés que las plantas pueden encontrar son pérdida de humedad (deseccación), temperaturas extremas, y daño físico. La producción debe ser monitoreada regularmente y manejada con cuidado para evitar la exposición al estrés. Los efectos de estrés son acumulativos – las plantas expuestas a un estrés excesivo pueden estar muertas al momento de la plantación o morir poco tiempo después. Desafortunadamente, el escenario más común es que la acumulación de estrés provoca una gradual y acumulativa reducción en supervivencia y crecimiento, que puede o no ser evidente, hasta semanas después de la plantación.

La clave para un manejo y transporte exitoso es minimizar el estrés de la planta. A menudo se utiliza equipo especial que permanece en sus contenedores originales durante el almacenamiento y el transporte, reduciendo de esta manera el estrés físico. Sin embargo, muchos viveros extraen las plantas de sus contenedores y las almacenan y transportan en cajas o bolsas para reducir el volumen de almacén, y el peso en el transporte, y para evitar la logística de tener que regresar los contenedores al vivero. En general, una gran cantidad de plantas, tales como aquellas enviadas para trabajos de reforestación, como producto forestal, o para viveros federales, son enviadas en forma rutinaria en grandes camiones con refrigeración para reducir el estrés por temperatura, y mantener la calidad de la planta. En el caso de viveros pequeños, tales como aquellos privados que producen plantas nativas en instalaciones estatales, y para pequeñas cantidades que son enviadas a

localidades cercanas al vivero, las plantas son enviadas a menudo sin refrigeración – tales envíos son exitosos si se tiene cuidado en minimizar las temperaturas extremas y el estrés físico.

7.5.6 Literatura citada

- Adams, J.C.; Patterson, W.B. 2004. Comparison of planting bar and hoedad planted seedlings for survival and growth in a controlled environment. In: Connor, K.F., ed. Proceedings of the 12th Biennial Southern Silvicultural Research Conference. GTR SRS-71. Asheville, NC: USDA Forest Service, Southern Research Station: 423-424.
- Anonymous. 2006. Greenhouse on wheels: new shipping technology converts dry vans into nursery stock haulers. *Digger* 50(1):46-47.
- Balneaves, J.M.; Menzies, M.I. 1988. Lifting and handling procedures at Edendale Nursery: effects on survival and growth of 1/0 *Pinus radiata* seedlings. *New Zealand Journal of Forestry Science* 18: 132-134.
- Brown, K.E., 2007. Personal Communication. Juniper, NB: J.D. Irving Ltd. Juniper Tree Nursery.
- DeYoe, D. 1986. Guidelines for handling seeds and seedlings to ensure vigorous stock. Corvallis, OR: Oregon State University, Forest Research Laboratory, Special Publication 13. 24 p.
- DeYoe, D.; Holbo, H.R.; Waddell, K. 1986. Seedling protection from heat stress between lifting and planting. *Western Journal of Applied Forestry* 1(4): 124-126.
- Fancher, G.A.; Mexal, J.G.; Fisher, J.T. 1986. Planting and handling conifer seedlings in New Mexico. Las Cruces, NM: New Mexico State University, CES Circular 526. 10p.
- Fox, T.R.; Jokela, E.J.; Allen, H.L. 2007. The development of pine plantation silviculture in the southern United States. *Journal of Forestry* 105(7): 337-347.
- Hanninen, H.; Pelkonen, P. 1989. Dormancy release in *Pinus sylvestris* L. and *Picea abies* (L.) Karst. seedlings: effects of intermittent warm periods during chilling. *Trees* 3(3): 179-184.
- Kerr, G. 1994. A comparison of cell grow and bare-rooted oak and beech seedlings one season after outplanting. *Forestry* 67(4):297-312.
- Luoranen, J.; Rikala, R.; Smolander, H. 2004. Summer planting of hot-lifted silver birch container seedlings. In: Cicarese, L., ed. Nursery production and stand establishment of broadleaves to promote sustainable forest management, APAT, 2004. IUFRO S3.02.00, May 7-10, 2001, Rome, Italy: 207-218. URL: <http://www.iufro.org/publications/proceedings/> (accessed 23 Jan 2009).
- McKay, H.M.; Gardiner, B.A.; Mason, W.L.; Nelson, D.G.; Hollingsworth, M.K. 1993. The gravitational forces generated by dropping plants and the response of Sitka spruce seedlings to dropping. *Canadian Journal of Forest Research* 23: 2443-2451.
- Paterson, J.; DeYoe, D.; Millson, S.; Galloway, R. 2001. In: Wagner, R.G.; Colombo, S.J.; eds. Regenerating the Canadian forest: principles and practice for Ontario. Markham, ON: Ontario Ministry of Natural Resources and Fitzhenry & Whiteside Ltd: 325-341.
- Rose, R.; Haase, D.L. 2006. Guide to reforestation in Oregon. Corvallis, OR: Oregon State University, College of Forestry. 48p.
- Self, A.B.; Ezell, A.W.; Guttery, M.R. 2006. First-year survival and growth of bottomland oak species following intensive establishment procedures. In: Connor, K.F., ed. Proceedings of the 13th biennial southern silvicultural research conference. Gen. Tech. Rep. SRS-92. Asheville, NC: USDA Forest Service, Southern Research Station: 209-211.
- Sharpe, A.L.; Mason, W.L.; Howes, R.E.J. 1990. Early forest performance of roughly handled Sitka spruce and Douglas fir of different plant types. *Scottish Forestry* 44: 257-265.
- Stjernberg, E.I. 1996. Seedling transportation: effect of mechanical shocks on seedling performance. Technical Report TR-114. Pointe-claire, QC: Forest Engineering Research Institute of Canada. 16 p.
- Stjernberg, E.I. 1997. Mechanical shock during transportation: effects on seedling performance. *New Forests* 13(103): 401-420.

Tabbush, P.M. 1986. Rough handling, soil temperature, and root development in outplanted Sitka spruce and Douglas-fir. Canadian Journal of Forest Research 16: 1385–1388.

USDA. 1989. A guide to the care and planting of southern pine seedlings. USDA Forest Service, Southern Region, Management Bulletin R8-MB39. 44 p. 147



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

VOLUMEN 7

Capítulo 6

Plantación

Contenido

7.6.1 Introducción	184
Factores limitantes en el sitio de plantación	
Calendarización de la época de plantación	
Herramientas y técnicas de plantación	
7.6.2 Épocas de plantación	185
7.6.3 Manejo y almacenamiento <i>in situ</i>.....	189
7.6.3.1 Inspección de la producción.....	189
7.6.3.2 Producción para la “plantación caliente” y almacenadas a cielo abierto	189
7.6.3.3 Producción del almacenamiento refrigerado	192
Descongelado de la producción	
Plantación de plantas congeladas	
7.6.4. Preparativos para la plantación	196
7.6.4.1 Revisión de la humedad y temperatura del suelo	196
7.6.4.2 Monitoreo de la humedad, temperatura del aire y la velocidad del viento.	196
7.6.4.3 La exposición del sitio y secuencia de la plantación.....	196
7.6.4.4 Riego de plantas y protección de raíces	197
7.6.4.5 Preparación del sitio de plantación.....	197
Rastreo	
Montículos	
Volteo del suelo	
Preparación del sitio y expulsión de las plantas por el hielo	
7.6.4.6 Aplicación de herbicidas (“eliminación química”).....	201
7.6.4.7 Preparación del sitio para plantaciones de restauración.....	203
7.6.5. Selección del espaciamiento y patrón de plantación	205
7.6.5.1 Selección de los sitios de plantación	206
Micrositios	
7.6.6 Entrenamiento y supervisión del personal	208
7.6.6.1 Manejo de la planta.....	208
7.6.6.2 Técnicas apropiadas de plantación	209
7.6.7 Equipo manual de plantación.....	212
7.6.7.1 Plantadores de punta (“Dibbles”).....	212
7.6.7.2 Barras	213
7.6.7.3 Azadones	214
7.6.7.4 Palas.....	215
7.6.7.5 Tubos plantadores	216
7.6.7.6 Taladros motorizados	217
7.6.8 Máquinas plantadoras	219
7.6.8.1 Maquinas remolcadas por tractores	219
7.6.8.2 Maquinas plantadoras autopropulsadas	221
Máquina plantadora marca Bräcke	
Máquina plantadora marca M-Planter	
Máquina plantadora marca Ecoplanter	

7.6.9 Equipo de plantación para árboles grandes.....	225
7.6.9.1 Punzón expansivo	225
7.6.9.2 Plantador de cepellón.....	226
7.6.10 Tratamientos durante la plantación	228
7.6.10.1 Protección contra animales	228
7.6.10.2 Fertilización.....	229
7.6.10.3 Coberteras.....	229
7.6.10.4 Protecciones.....	231
7.6.10.5 Sombreados	231
7.6.10.6 Riegos.....	232
7.6.11 Monitoreo del desempeño de la plantación.....	233
Supervisión del número y distribución espacial de las plantas	
Reconocimiento del área	
Reconocimiento del subsuelo	
7.6.11.1 ¿Cuál es el mejor tipo de evaluación?	234
Sitios circulares	
Hileras estacadas	
7.6.11.2 ¿Cuál es el mejor diseño de muestreo?	236
7.6.11.3 ¿Cuántos sitios son necesarios?	236
7.6.12 Conclusiones y recomendaciones.....	237
7.6.13 Literatura citada.....	238

7.6.1 Introducción

La plantación es la etapa final del proceso del vivero, pero antes de obtener técnicas específicas debemos revisar conceptos importantes. El desempeño de la plantación (supervivencia y crecimiento) depende de tres factores, los cuales son los elementos finales del concepto de la planta objetivo (Figura 7.6.1).

Factores limitantes en el sitio de plantación.

Cada sitio es diferente, por lo tanto es importante identificar los factores ambientales que puedan limitar la supervivencia y crecimiento de la planta. La temperatura y la humedad son usualmente los factores más limitantes y son discutidos en la Sección 7.6.4. Otros factores del sitio, tales como la exposición y el tipo de suelo, deben ser también considerados. Los sitios con exposición sur o sureste se secarán más rápido y por lo tanto, deben ser plantados primero. En algunos casos, se requerirán materiales para dar sombra. Algunas herramientas de plantación no deberán ser utilizadas en suelos con textura fina, tales como limo y arcilla; esto será discutido en la Sección 7.6.7.

Los sitios de plantación deben ser bien evaluados antes de la temporada actual de plantación. Aunque el proceso de la evaluación del sitio no se cubrirá con detalle aquí, existen dos buenos ejemplos. Primero, el Servicio Forestal requiere de un plan de reforestación detallado para cada proyecto de plantación (USDA Forest Service, 2002). Segundo, un ejemplo muy comprensible de cómo conducir una evaluación del sitio de reforestación se puede encontrar en Steinfield *et al.* (2007). Debido a la enorme naturaleza de los disturbios en los sitios de reforestación, la evaluación del sitio es a menudo más crítica antes de iniciar la plantación (Munshower, 1994).

Calendarización de la época de plantación.

Para cada sitio, existe un momento ideal para plantar, y el proceso para determinar este periodo se discute en la Sección 7.6.2.

Herramientas y técnicas de plantación.

Los procesos para seleccionar la mejor manera de plantar la producción del vivero se discuten en las Secciones 7.6.3 a 7.6.9, y en la Sección 7.6.10 se describe como evaluar la calidad del proyecto de plantación.



Figura 7.6.1 Las tres etapas finales del concepto de Planta Objetivo son críticas para el éxito de la plantación y deben ser consideradas cuando se planean e inician los proyectos de plantación.

7.6.2 Épocas de plantación

Años de experiencia han probado que el mejor tiempo para plantar es cuando éstas están en dormancia y menos susceptibles a los tipos de estrés de la cosecha, almacenamiento, transporte y plantación. El concepto de la época de plantación fue introducido como una parte crítica del concepto de la planta objetivo (ver Sección 7.1.1.5) y es definido como el periodo de tiempo durante el cual, las condiciones ambientales en el sitio de plantación favorecen más la supervivencia y crecimiento de las plantas del vivero. Tradicionalmente, las épocas de plantación se establecieron cosechando las plantas del vivero y observando su desempeño en el campo. Las pruebas de calidad de planta, tales como la resistencia al frío, son también buenas formas para determinar cuándo la producción está bien endurecida y mejor adaptada para sobrevivir el estrés de la plantación. Por ejemplo, las pruebas de resistencia al frío de *Pinus ponderosa* y *Pseudotsuga menziesii* en un periodo de cuatro años, mostró cómo la duración de la época de plantación varía año con año (Figura 7.6.2A).

Las fechas de inicio y final de la época de plantación son determinadas por los factores limitantes en el sitio de plantación. La humedad del suelo y la temperatura usualmente son las preocupaciones en la mayoría de los sitios, pero otros factores ambientales o biológicos pueden también limitar la supervivencia y crecimiento de la planta (ver Sección 7.1.1.4). Para plantaciones de alto valor donde se puede suministrar riego, la planta producida en contenedor puede ser plantada a lo largo del año en condiciones apropiadas de clima y con un manejo adecuado (White, 1990). Los cambios en las condiciones del clima han causado cambios en la época de plantación. En el este de Texas, una sequía prolongada ha causado que los forestales cambien de la plantación tradicional en primavera con plantas a raíz desnuda, a la plantación en otoño con plantas producidas en contenedor. Las pruebas mostraron que las plantas producidas en contenedor y plantadas durante el otoño

tuvieron 93% de supervivencia, en comparación con el 67% de las producidas a raíz desnuda (Taylor, 2005).

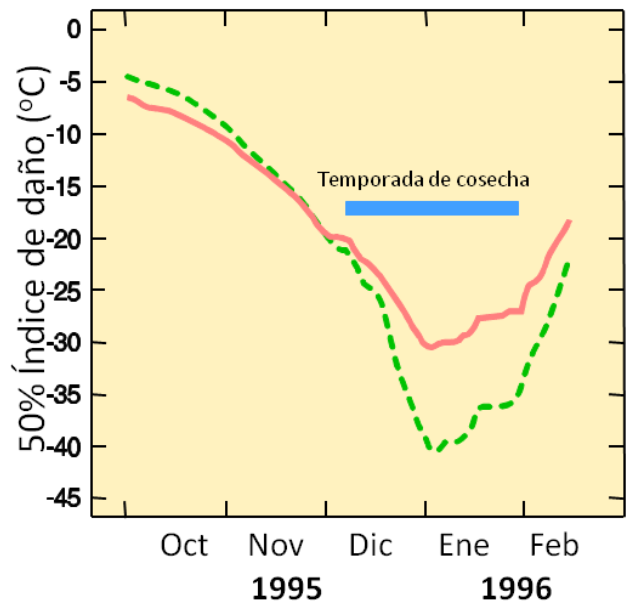
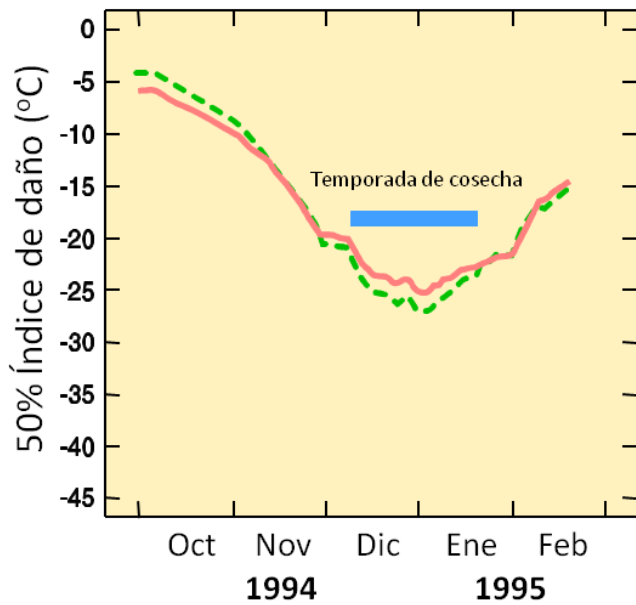
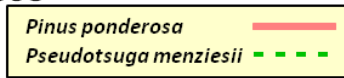
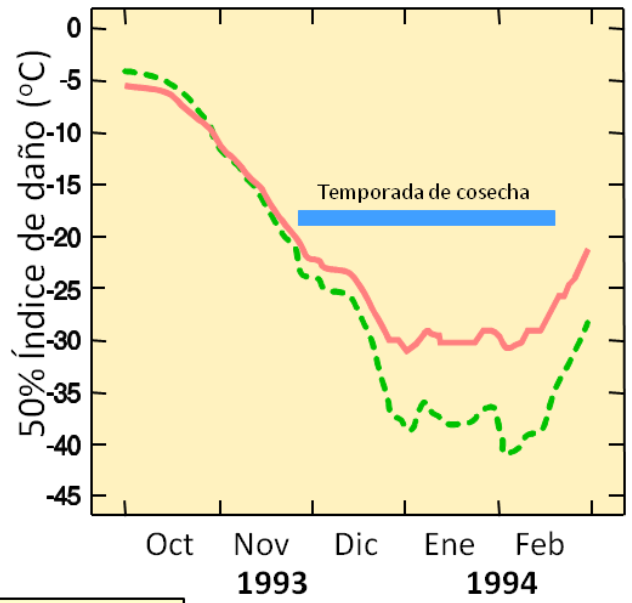
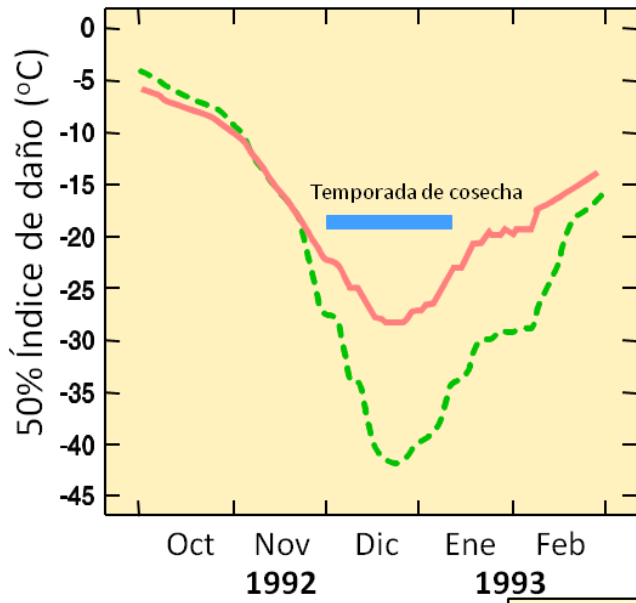
En la mayoría del terreno continental de los Estados Unidos, la producción del vivero se planta a finales del invierno y a principios de primavera, cuando la humedad del suelo es elevada y las tasas de evapotranspiración son bajas. En la mayor parte de Canadá y Estados Unidos, esto ocurre típicamente de enero a abril, a bajas elevaciones (Figura 7.6.2B). Estas plantaciones han utilizado plantas en dormancia que fueron cosechadas a principios del invierno y almacenadas de 2 a 8 meses bajo refrigeración, o en instalaciones al aire libre (ver Capítulo 4 en este volumen para mayor información).

Sin embargo, en altas elevaciones y latitudes, es imposible plantar a finales del invierno y principios de primavera, debido a que la cubierta permanente de nieve mantiene las temperaturas del suelo bajas y limita el acceso. Esto significa que toda la producción de vivero debe ser plantada durante un periodo relativamente corto, cuando los días son largos y los ángulos solares altos causan elevadas tasas de evapotranspiración (Figura 7.6.2C). Asimismo, algunos forestales en el norte de Canadá, Escandinavia, y las montañas del noreste de la parte occidental de los Estados Unidos, han plantado a principios del verano o aún más tarde, en el otoño (Luoranen *et al.*, 2004; Page-Dumroese *et al.*, 2008; Tan *et al.*, 2008). Las plantas producidas en contenedor tienen un periodo de plantación más amplio debido a que éstas sufren menos el shock al momento del trasplante; sus raíces están protegidas dentro del cepellón y no se dañan durante la cosecha. Además, con las técnicas modernas de los viveros que producen en contenedor, es posible cultivar las plantas para mejorar su tolerancia a los diferentes tipos de estrés de la plantación. Debido a que la producción que se planta durante el verano o el otoño no está en dormancia, a ésta se le conoce como "plantación caliente". Esta producción

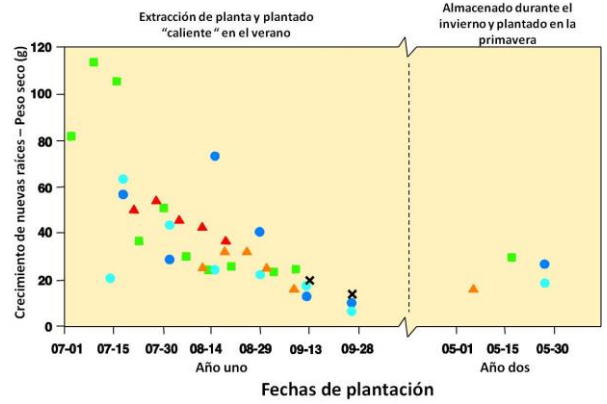
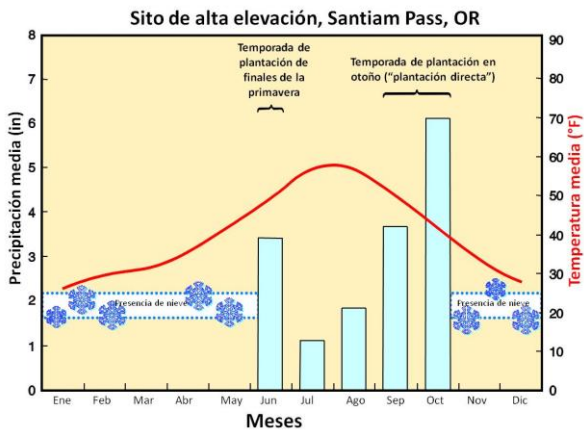
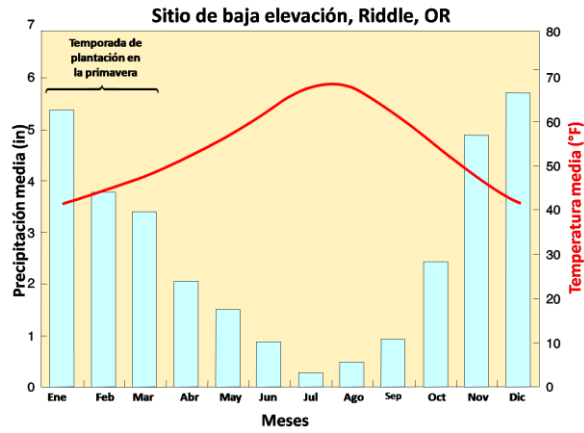
necesita algún endurecimiento para soportar el estrés producto de la cosecha, transporte y plantación; los tratamientos más comúnmente usados son el estrés por humedad o la aplicación de días cortos (“apagón”) (Landis y Jacobs 2008). Investigadores de Finlandia han estado desarrollando investigación sobre la “plantación caliente” en *Picea abies* y *Betula pendula* por varios años (Louranen *et al.*, 2005). Por ejemplo, para investigar el efecto de la sequía en el desempeño de la plantación, plantas recién cosechadas de *Picea abies* estuvieron sujetas al estrés por humedad hasta por seis semanas, en una parcela de investigación (Helenius *et al.*, 2002). Ellos

encontraron que las plantas recién cosechadas con los cepellones húmedos que fueron plantadas en julio, tuvieron mejor producción de raíces que aquellas plantadas más tarde ese mismo año, o aún aquellas que fueron almacenadas y plantadas la primavera siguiente (Figura 7.6.2D).

Asimismo, muchos factores biológicos y operacionales deben ser considerados cuando se determina la mejor época de plantación, pero nada sustituye la experiencia actual, y la supervivencia y crecimiento son siempre las mejores guías (Para mayor información sobre “plantación-caliente” ver las Secciones 7.4.2 y 7.6.3.2).



A



D
Figura 7.6.2 Las temporadas de plantación son establecidas con base en las observaciones de cosecha y éxitos de plantaciones o, con una prueba de calidad de planta (A). Sin embargo, a altas elevaciones y latitudes, la época de plantación es a finales de la primavera o principios del verano, debido a la nieve persistente y temperatura fría del suelo (C). Una cosecha de la producción para "plantación caliente" de *Picea abies* establecida a principios del verano, tuvo más producción de raíces que aquellas plantadas posteriormente en ese mismo año, o aun, con una producción almacenada durante el invierno y plantada la época tradicional de plantación durante la primavera (D) (A, modificada de Tinus, 1996; B y C, cortesía de Steinfeld *et al.*, 2007; D, modificado de Louranen *et al.*, 2006).

7.6.3 Manejo y almacenamiento *in situ*

La producción del vivero debe ser plantada tan pronto como llegue al sitio de plantación, pero esto es a menudo operacionalmente imposible. Demoras por el clima, programación de los trabajadores, y una pobre comunicación son sólo algunas de las razones por las que se hace necesario el almacenamiento *in situ*. La duración del almacenamiento *in situ* debería durar sólo unos pocos días, aunque, en condiciones impredecibles de clima, tales como nevadas severas, puede durar una semana o más. Por lo tanto, siempre es mejor anticiparse en la planeación. Idealmente, los responsables del proyecto deben llevar a campo solamente la cantidad de planta que puede ser plantada en un determinado día, para evitar la necesidad del almacenamiento *in situ*. Sin embargo, la distancia y otros factores de logística pueden dificultar que esto ocurra.

El sobrecalentamiento y la desecación son los dos principales tipos de estrés que pueden ocurrir durante el almacenamiento *in situ*. Sin embargo, debido a las significativas diferencias en la etapa de dormancia y el endurecimiento, las plantas recién cosechadas deben ser tratadas de manera diferente que las que provienen de almacenes con refrigeración.

7.6.3.1 Inspección de la producción

Como se discutió en el Capítulo 7.5, muchas cosas pueden ocurrir entre la cosecha de las plantas y su plantación. Por lo tanto, es una buena idea llevar a cabo una inspección detallada de las plantas cuando llegan al sitio de plantación. Todas las cajas deben abrirse para verificar lo siguiente (Mitchel *et al.*, 1990):

- La temperatura interior de las cajas en refrigeración debe revisarse al momento del envío (Figura 7.6.3A) y debe estar fresca, no mayor de 2 a 4°C (36 a 39°F). Las plantas enviadas en sus contenedores o para aquellas recién cosechadas, deben mantenerse tan frescas como sea posible y evitar la luz directa del sol.

- Si es posible, utilice una cámara (bomba) de presión para verificar el estrés por humedad de las plantas en una muestra (Figura 7.6.3B). (Los valores de PMP se pueden encontrar en el Capítulo 7.2).
- Las plantas del vivero no deben tener olores agrios ni dulces, lo cual es evidencia de que las plantas han estado excesivamente húmedas o cálidas.
- Los cepellones deben estar húmedos. Si las plantas tienen follaje, comúnmente debe ser de color verde intenso. Para especies con yemas terminales, éstas deben permanecer firmes.
- Verificar la firmeza de la corteza a nivel del cuello de la raíz. La corteza no se debe desprender con facilidad, y el tejido bajo la misma debe estar cremoso y no café o negro, lo cual implicaría daño por frío.
- Separe el follaje para verificar si existe micelio blanco o gris (Figura 7.6.3C), lo cual es evidencia de hongos del almacén, tales como *Botrytis cinerea*. En particular, revise el follaje de la base de la copa. Si el hongo está presente, te tiene que verificar la firmeza del tejido bajo la corteza. Si el tejido está suave o aguado, indica una pudrición y esas plantas deben ser desechadas. Las plantas con micelio superficial pero sin pudrición, deberán ser plantadas inmediatamente. Los hongos no sobreviven después de ser expuestos a las condiciones ambientales en el sitio.

7.6.3.2 Producción para la “plantación-caliente” y almacenadas a cielo abierto

Debido a que la producción para una “plantación caliente” no tiene una dormancia plena o bien endurecida, deben ser plantadas inmediatamente o almacenadas *in situ* por uno o dos días solamente. La clave para una plantación exitosa de este tipo, es una planeación cuidadosa y coordinación entre el vivero y los responsables del proyecto de plantación. Idealmente, las plantas recién cosechadas deben empacarse en forma vertical en cajas de cartón y sin cubierta plástica que

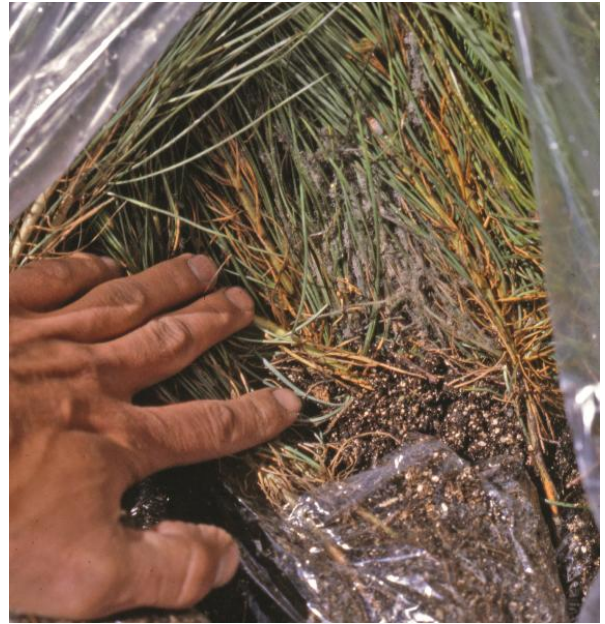
puede reducir el intercambio gaseoso y aumentar el calor por la respiración. Si las plantas son empacadas utilizando bolsas blancas, eso ayuda a reflejar la luz del sol y mantener las temperaturas bajas dentro de las cajas (Kiiskila, 1999).



A



B



C

Figura 7.6.3 La producción del vivero debe ser verificada desde el momento de la entrega hasta el sitio de plantación. Compruebe la temperatura de las plantas al interior de las cajas (A), y si es posible, mida el estrés hídrico de las plantas con una cámara de presión (B). Los mohos del almacenamiento pueden llegar a ser un problema serio en el almacenamiento en el sitio de plantación, por ello verifique la existencia de micelios grises o de otros colores al interior del follaje (C).

En el sitio de plantación, la parte superior de las cajas de cartón que contienen las plantas deben abrirse para disipar el calor y promover un buen intercambio de aire. Si no es posible hacer esto, las plantas deben colocarse en forma vertical en un área sombreada tan pronto como lleguen al sitio de plantación. Desafortunadamente, en muchos de los sitios de reforestación y restauración no se tiene acceso a la sombra de árboles y otros objetos naturales, pero aun cuando se tenga acceso a la sombra, es difícil mantener las plantas en la sombra todo el día (Figura 7.6.4A). Por lo tanto, se debe planear la colocación de alguna sombra artificial. Las lonas o malla sombra suspendida sobre algunos postes es efectiva (Figura 7.6.4B). Como se muestra en la Figura 7.5.12D en el capítulo previo, las lonas oscuras absorben y reflejan calor del sol (Emmingham *et al.*, 2002); por lo tanto, las lonas deben ser

suspendidas sobre las plantas para permitir una buena circulación del aire. Humedeciendo las lonas regularmente se puede lograr mantener el aire fresco a través del área de evaporación (Mitchell *et al.*, 1990).

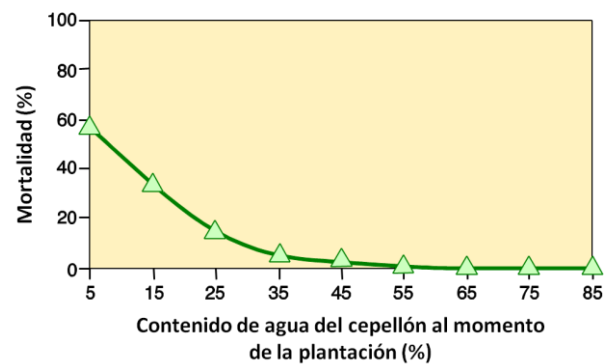
El estrés hídrico es otra preocupación en plantas almacenadas a cielo abierto o recién cosechadas, debido a que las plantas están transpirando durante el transporte y en el almacenamiento *in situ*. Al igual que con la respiración, la tasa de transpiración está en función de la temperatura, pero la luz intensa del sol es igualmente importante. Por lo tanto, tiene sentido revisar que los cepellones estén completamente mojados y no se encuentren bajo ningún estrés por humedad, inmediatamente antes de la plantación. El riego de las plantas en contenedor en el sitio de plantación no se realiza comúnmente pero investigaciones recientes con plantas recién cosechadas de *Betula* spp. y *Picea* spp., mostraron que el riego antes de plantar, incrementó significativamente la supervivencia (Figura 7.6.4C). Así, el mejor sitio para almacenamiento de plantas recién cosechadas debe tener acceso a una buena fuente de agua (Figura 7.6.4D), debido a que los riegos frecuentes requieren grandes volúmenes de agua (Mitchell *et al.*, 1990).



A



B



C



D

Figura 7.6.4 Toda la producción del vivero debe colocarse bajo sombra en el sitio de plantación, aunque considere que la sombra natural se mueve con el sol (A). La sombra artificial con lonas o mallas sombra es requerida en muchos sitios (B). El riego de las plantas previo a su plantación ha probado ser benéfico para la “plantación caliente” de *Betula pendula*, en sitios secos (C), por lo que es necesario proveerse de una fuente de agua para riego (D).

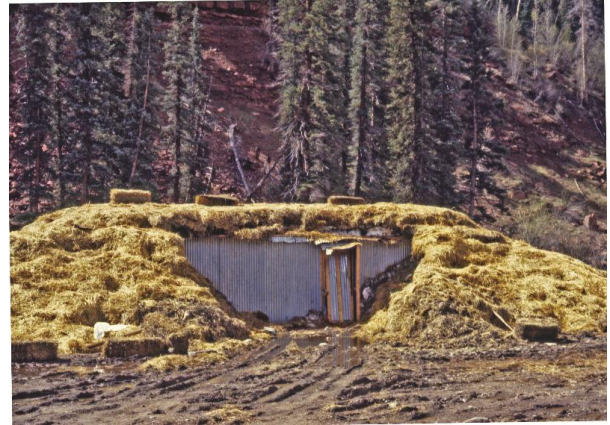
7.6.3.3 Producción del almacenamiento refrigerado

Las plantas que son transportadas desde un almacén frío o congelado deben ser tratadas de forma diferente que las plantas recién cosechadas o almacenadas al aire libre, debido a que aquellas se encuentran en dormancia plena y endurecidas, y que, idealmente, deben ser mantenidas en esta condición hasta la plantación. Por ello, siempre que sea posible se deben utilizar furgones refrigerados (“reefers”) para transportarlas al sitio de plantación o para su almacenamiento *in situ* (Figura 7.6.5A). Cada camión debe pasar por una revisión mecánica antes de usarlo, y la caja de almacenamiento debe ser pre-enfriada poniendo en operación el compresor al menos de 4 a 6 horas antes (Paterson *et al.*, 2001). Es conveniente tener un plan alternativo para prevenir fallas mecánicas.

Los refugios de nieve, oquedades o cobertizos cubiertos con nieve y materiales aislantes como el aserrín o la paja (Figura 7.6.5B), se han estado usando con mucho éxito como almacenes *in situ*, donde las condiciones lo han permitido (Paterson *et al.*, 2001). En un estudio realizado en Canadá, un inmueble hecho a la medida y cubierto con material aislante resultó efectivo como almacén para proteger las plantas en contenedor de sufrir daños, ya sea por heladas o por sobrecalentamiento (Zalasky, 1983).



A



B

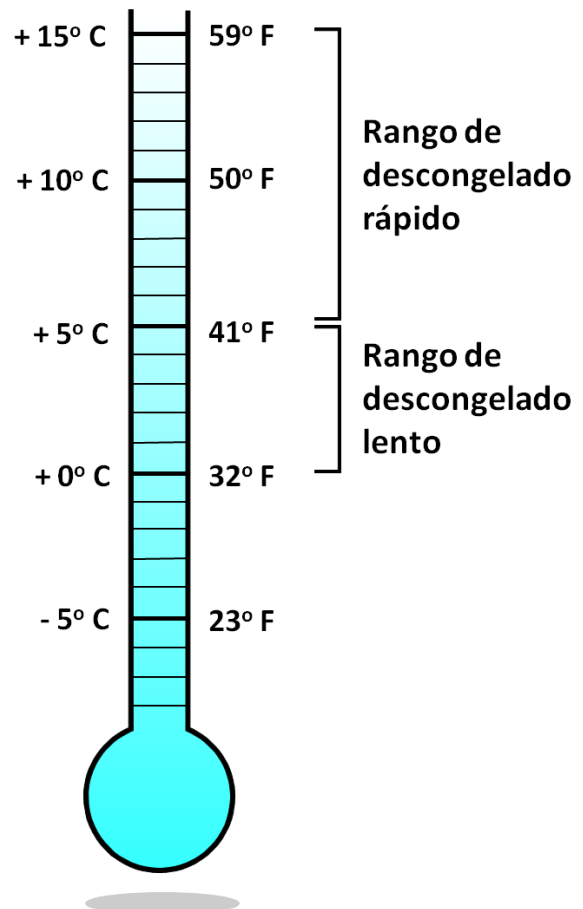
Figura 7.6.5 La producción proveniente de un almacenamiento refrigerado debe mantenerse en un furgón refrigerado (A), en estructuras aisladas o refugios de nieve (B) hasta su plantación.

En caso de romperse durante el proceso de manejo y envío, las bolsas o cajas conteniendo las plantas que fueron almacenadas, ya sea en refrigerador o en construcciones protegidas con material aislante, deben arreglarse y conservarse cerradas. La temperatura dentro de las cajas o bolsas puede estar mucho más cálida que la temperatura del exterior, debido a que las plantas producen calor durante la respiración. Conforme la temperatura aumenta dentro de las bolsas o cajas, también sube el nivel de la respiración, lo cual hace que se eleve la temperatura aún más. Por lo tanto, la temperatura dentro de las cajas o bolsas se debe supervisar el día de la entrega y todos los días posteriores (Figura 7.6.3A). Asegúrese de que la temperatura dentro de la caja permanezca por arriba del grado de congelación, pero por debajo de 10 °C (50°F) (Rose y Haase, 2006). Si la planta de vivero es expuesta a temperaturas cálidas durante un largo periodo de tiempo, las pruebas estándares de calidad de planta (el potencial de crecimiento de la raíz, la fluorescencia de la clorofila, y la resistencia al frío), y la concentración de etanol dentro del contenedor, demostraron ser lo más acertado para predecir el comportamiento de las plantas (Maki y Colombo, 2001). (Ver el Capítulo 7.2 para más información sobre las pruebas de calidad de la planta).

También es prudente cerciorarse y ver dentro de algunas de las cajas que no haya señales de hongos del almacén tales como *Botrytis cinerea* (Figura 7.6.3C). Esta enfermedad tan común en los viveros, puede desarrollarse rápidamente después del almacenamiento bajo refrigeración, probablemente debido al aumento de los niveles de bióxido de carbono dentro de las cajas y bolsas (Ver el Volumen Cinco para más información).

Descongelado de la producción. Las plantas con cepellones congelados y empalmados deben descongelarse antes de su plantación. Algunos clientes solicitan que antes de enviarles sus plantas estén descongeladas, sea con un proceso “rápido” o “lento” (Figura 7.6.6A). Sin embargo, la definición de “lento” y “rápido” varía considerablemente (Cuadro 7.6.1). Originalmente, el descongelado lento era considerada la mejor opción (por ejemplo, Mitchell *et al.*, 1990), y se hacía tradicionalmente en el vivero. Algunas investigaciones recientes que compararon las dos técnicas de descongelado, no encontraron diferencias después de dos temporadas de crecimiento (Rose y Haase, 1997). En la mayor parte de una investigación fisiológica exhaustiva sobre el descongelamiento de las plantas (Camm *et al.*, 1995), la prueba de resistencia al frío demostró que la planta descongelada rápidamente estaba más lignificada y también reanudó el crecimiento de la yema más pronto, que las plantas descongeladas lentamente. Más aún, las mediciones del crecimiento del tallo y de la raíz después de tres meses resultaron similares. Estos resultados sugieren que un buen procedimiento en la operación sería sacar los paquetes de plantas congeladas fuera de los contenedores en que se envían, y dejarlos tendidos sobre el suelo, o bien abrir las cajas o bolsas (Figura 7.6.6C) dentro de un espacio sombreado y bien ventilado. Nunca se deben descongelar las plantas poniéndolas a la luz directa del sol (Figura 7.6.6B), porque puede llegar a causarles un serio problema de estrés hídrico y por temperatura. Tampoco trate de separar los cepellones congelados pues les causarían serios daños (Mitchell *et al.*, 1990).

Descongele únicamente la planta que puede ser plantada dentro de los dos próximos días. La situación ideal es la de establecer una operación de descongelado, donde la planta se saque del almacén refrigerado y se descongele en un cobertizo sombreado adyacente (Figura 7.6.6D).





C



D

Figura 7.6.6 La producción del vivero debe ser cuidadosamente descongelada a temperaturas cálidas por 24 a 48 horas (A). Nunca debe exponerse la planta a luz solar directa (B), aunque pueden dejarse bolsas y cajas abiertas (C) en un lugar sombreado (D). (A, modificado de Paterson et al., 2001).

Plantación de plantas congeladas. Si se establecieron las plantas del vivero con los cepellones congelados, se ahorraría el tiempo y esfuerzo que se requieren para descongelarlas. Hace algunos años esto no se podía hacer debido a que los cepellones se congelaban todos juntos; hoy en día se cuenta con la tecnología para empacar las plantas individualmente. Sin embargo, los resultados obtenidos en pruebas en campo se contraponen unas a otras. En la Columbia Británica, el desempeño de las plantas de *Larix occidentalis*, *Pinus contorta*, y *Picea* spp. que fueron plantadas al estar congeladas, no fue significativamente diferente de las plantas descongeladas después de 2 años de la plantación (Kooistra y Bakker, 2005). Otros

estudios indican que las condiciones del sitio de plantación tienen un efecto primordial. En un estudio de plantación llevado a cabo en Finlandia, el desempeño de plantas descongeladas de *Picea abies*, sobrepasaron a las congeladas en cuanto a supervivencia y crecimiento de tallo y raíz, tanto en suelos cálidos como fríos (Helenius, 2005). En un estudio más reciente, se monitorearon los procesos fisiológicos de plantas descongeladas y congeladas de *Pseudotsuga menziesii* en contenedor, que estuvieron expuestas a condiciones de clima “fresco y húmedo” o “cálido y seco”. Las plantas descongeladas tuvieron más altos los niveles de fotosíntesis y sus yemas y raíces estuvieron más activas que las plantas que fueron plantadas estando congeladas, lo cual podría afectar el subsecuente desempeño de la plantación (Islam et al., 2008). Obviamente, se requiere de más investigación y pruebas en una gran diversidad de condiciones de sitios de plantación, antes de poder recomendar la plantación de la planta congelada.

Cuadro 7.6.1 Regímenes comunes de descongelado para la producción en contenedor.

Velocidad de descongelamiento	Referencia	Temperaturas	Duración
Descongelado lento		5 °C (41 °F)	7 días
	Camm <i>et al.</i> (1995)	Seguido de	
		15 °C (59 °F)	2 días
	Rose y Haase (1997)	0 a 3 °C * (32 a 37 °F)	42 días
	Kooistra y Bakker (2002)	0 a 3 °C * (32 a 37 °F)	21 a 35 días
Descongelado rápido	Camm <i>et al.</i> (1995)	22 °C (72 °F)	2 a 5 horas
	Rose y Haase (1997)	7 °C (45 °F)	5 días
	Kooistra y Bakker (2002)	5 a 10 °C * (41 a 50 °F)	5 a 10 días

* Condiciones operacionales de almacenamiento frío

7.6.4 Preparativos para la plantación

Antes de que la plantación sea una realidad, se deben tomar en cuenta algunos preparativos para asegurarse de que el proyecto opere exitosamente.

7.6.4.1 Revisión de la humedad y temperatura del suelo

La humedad del suelo juega un papel vital en la absorción y translocación de los nutrientes, y puede llegar a ser una influencia muy importante para la supervivencia y crecimiento de la planta (Helenius *et al.*, 2002). Después de la plantación, el sistema radical debe ser capaz de absorber del suelo circundante suficiente agua para satisfacer las demandas de transpiración del tallo. Si la humedad del suelo no es la adecuada, la planta recién establecida puede llegar a estresarse, lo que se reflejará en la reducción del crecimiento y aumentará la mortalidad. En plantas recién establecidas pueden llegar a presentarse menores tasas fotosintéticas por la falta de humedad, lo que dará como resultado una menor capacidad para regenerar sus raíces (Grossnickle, 1993). Idealmente, el potencial hídrico del suelo en los 25 cm (10 in) superiores debe ser mayor que -0.1 MPa, al momento de la plantación (Cleary *et al.*, 1978; Krumlik *et al.*, 1984).

La temperatura del suelo tiene un profundo efecto sobre el desarrollo de la raíz (Balisky y Burton, 1997; Domisch *et al.*, 2001; Landhäusser *et al.*, 2001). El rango de la temperatura ideal del suelo para el crecimiento de la raíz es de 5 a 20 °C (41 a 68°F) (Figura 7.1.5B), por lo que tal vez la plantación deberá posponerse hasta que la temperatura del suelo aumente. Cuando la demanda de la transpiración es alta pero el frío del suelo limita la absorción del agua, las plantas pueden experimentar una “sequía fisiológica” que puede limitar la supervivencia y el crecimiento (Mitchell *et al.*, 1990). En Ontario, Canadá, los proyectos de plantación no inician sino hasta que la temperatura del suelo supera los 5 °C (41 °F).

7.6.4.2 Monitoreo de la humedad, la temperatura del aire y la velocidad del viento

Las condiciones del clima al momento de la plantación tienen un efecto directo sobre el estrés hídrico de la planta. Aunque tanto el aumento de la temperatura del aire como el aumento de la velocidad del viento afectan la transpiración, los efectos del viento son más difíciles de cuantificar. Las condiciones llegan a ser críticas cuando la temperatura del aire excede los 25 °C (78 °F) y la humedad relativa es menor del 30 % (Paterson *et al.*, 2001). La humedad relativa no tiene tanta influencia sobre las tasas de evapotranspiración como lo tiene el déficit de presión de vapor, que es la diferencia entre la cantidad de agua que el aire puede contener en una temperatura específica, y la cantidad de agua al nivel de saturación. Algunos ejemplos de estos cálculos se pueden encontrar en Cleary *et al.* (1978). Por lo tanto, es mejor realizar la plantación durante las primeras horas de la mañana, cuando la temperatura del aire es más fresca y la velocidad del viento es baja. Cuando el clima es soleado, ventoso o seco, es necesario incrementar las precauciones para minimizar el estrés de la planta; en casos extremos la plantación deberá suspenderse.

7.6.4.3 La exposición del sitio y secuencia de la plantación

Las condiciones varían dependiendo de los lugares en que se encuentra el área de plantación, especialmente en terrenos montañosos. La exposición, o la dirección de la luz solar sobre las laderas de las montañas, es uno de los factores más importantes que afectarán el éxito de la plantación. Las exposiciones sur y oeste, presentan un ambiente más caliente y más seco que las exposiciones norte y este, por lo que deberán plantarse primero. A menudo se requiere sombrear las plantas en estas exposiciones (Ver la siguiente sección). Los venados y alces frecuentan los sitios ubicados al sur y oeste para pastar durante el invierno, por lo que

también deberá tomarse en cuenta este impacto sobre la plantación (USDA Forest Service, 2002).

Es necesario considerar el acceso y la distancia de transportación desde el almacén *in situ*. Generalmente es una buena idea comenzar la plantación en la ubicación más alejada, y terminarla dirigiéndose hacia los caminos de acceso.

7.6.4.4 Riego de plantas y protección de raíces

La práctica de sumergir en un medio húmedo las raíces de las plantas para protegerlas del estrés durante la plantación se ha llevado a cabo durante muchos años, porque resulta atractiva por intuición, especialmente para las plantas a raíz desnuda. Las raíces de las plantas de vivero se secan en cuanto son expuestas a la atmósfera durante la cosecha y el manejo, por lo que resulta lógico rehidratarlas o aplicarles alguna cubierta para protegerlas (Chavasse, 1981). Existen en el mercado muchos y muy diversos productos especiales para rehidratar las raíces; la mayoría son hidrogeles súper absorbentes. Estos polímeros entrelazados pueden absorber y retener muchas veces su propio peso en agua y se aplican rutinariamente sobre las plantas a raíz desnuda, como cubierta húmeda de las raíces. Existe poca investigación sobre los beneficios de los hidrogeles para las plantas producidas en contenedor. Sin embargo, en un estudio reciente efectuado con plantas de Eucalipto donde se sumergieron los cepellones en un hidrogel, éstas presentaron significativamente menor mortalidad a los cinco meses de haber sido plantadas, en comparación con los controles. El autor atribuye este resultado al aumento de la humedad del suelo o al contacto entre el cepellón y el suelo que lo rodeaba (Thomas, 2008). Sería interesante ver más investigación sobre este tema.

El cepellón ya deberá estar húmedo cuando se desempaquen las plantas. Si no es así, una rápida inmersión sería lo adecuado para proteger las raíces de la desecación, porque, como se demuestra en la Figura 7.6.4C, el riego

de los cepellones antes de plantar, ha probado ser benéfico.

7.6.4.5 Preparación del sitio de plantación

Los árboles y otras plantas nativas difieren en su necesidad de luz solar y de otros recursos del sitio para regenerarse con éxito. La preparación del sitio para remover la vegetación competidora y otros desperdicios del sitio, tiene varios beneficios (USDA Forest Service, 2002). Biológicamente, mejora la supervivencia y crecimiento de las plantas de vivero al reducir la competencia de la vegetación por los nutrientes, el agua y la luz solar. Las raíces de otras plantas ya existentes ya están ocupando un lugar en el suelo, por lo que fácilmente pueden reducir la supervivencia de las plantas recién establecidas (Figura 7.6.7A). Operativamente hablando, la preparación del sitio facilita el proceso físico de la plantación al reducir los desperdicios en la superficie del sitio y remover la capa con pastos y malezas. La remoción de plantas leñosas y herbáceas alrededor de plantas de *Pseudotsuga menziesii*, tuvo como resultado un incremento de hasta tres veces el volumen del fuste después de ocho años, en comparación con plantas sin que hubiera control de la vegetación (Rose y Rosner, 2005).

La preparación del sitio al momento de la plantación puede hacerse por medios mecánicos (rastreo o montículos) o químicos (Ver la Sección 7.6.4.6).

Rastreo. El rastreo es la remoción física de pastos, maleza, pequeños arbustos y desechos orgánicos que hubiera cerca de las cepas (hoyos) de plantación (Figura 7.6.7B); sin embargo, no es efectivo para la eliminación de plantas grandes y leñosas que son difíciles de quitar. La eliminación de desechos orgánicos alrededor de las cepas de plantación asegura que las raíces estarán en contacto con el suelo mineral. Las plantas de vivero establecidas entre materia orgánica se secan rápidamente y con frecuencia mueren (Grossnickle, 2000). El rastreo puede también reducir la frecuencia de daños por la sequía, debido a la reducción de la competencia por la humedad (Barnard *et al.*,

1995; Nilsson y Orlander, 1995). Sin embargo, cuando la luz del sol es el factor limitante, el rastreo puede disminuir el crecimiento debido a la reducción de la humedad y los nutrientes disponibles (Miller y Brewer, 1984).

El rastreo se puede realizar usando algunas de las herramientas de plantación tales como azadones (Figura 7.6.7C). Con otros implementos de plantación tales como taladros, este trabajo se hace antes de la plantación. Los contratos de plantación con mucha frecuencia incluyen las especificaciones del tamaño y profundidad del rastreo. Por ejemplo, el Servicio Forestal exige que toda la vegetación sea quitada de un área de 30 a 60 cm (12 a 24 in) alrededor de la cepa de plantación y de 2 a 5 cm (1 a 2 in) de profundidad. En los sitios expuestos a la sequedad, los desechos como la hierba, mantillo y la madera podrida se vuelven a colocar sobre la superficie limpia para que sirvan como cobertera (USDA Forest Service, 2002). El rastreo puede definitivamente reducir la productividad de la plantación, aunque la experiencia operativa en el Estado de Oregón encontró que un buen plantador con azadón puede incluso preparar y plantar 850 árboles por día (Henneman, 2007).

El rastreo continuo (discando o escarificando), se lleva a cabo con equipo tirado por un tractor, o con un equipo autopropulsado. El barbechador Bräcke se monta en la parte frontal de una toma de fuerza anclada sobre tres puntos, permitiendo al operador seleccionar claros individuales. Dos discos que van lado a lado, están aproximadamente a 2.5 m (8 ft) de distancia uno del otro, con un espacio de 2 m (6.5 ft) entre cada hilera. Dependiendo del terreno y de la densidad deseada de rastreo, el rendimiento varía de 0.5 a 2.0 ha (1.2 a 4.8 acres) por hora (Converse, 1999). El barbecho con rastra de discos, que produce un surco poco profundo de cerca de 0.6 a 0.9 m (de 2 a 3 ft) y de 5 a 10 cm (de 2 a 4 in) de profundidad, ha demostrado ser esencial para la plantación de *Pinus palustris* en granjas abandonadas en el sureste de los Estados Unidos (Shoulders, 1958). Barnard *et al.* (1995)

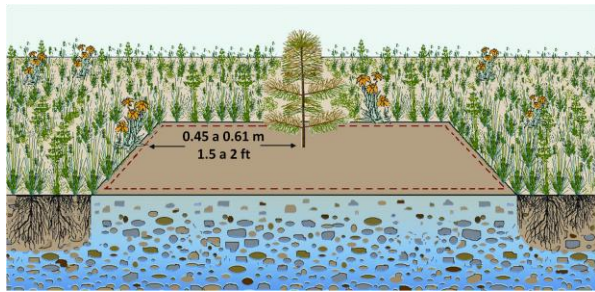
encontró que los rastreos continuos son benéficos por las siguientes razones:

- Reduce la competencia de las malezas
- Mejora la disponibilidad de humedad en el suelo
- Menor daño debido a los patógenos en la raíz e insectos
- Incrementa la eficiencia de la plantación

Los beneficios del rastreo cambian dependiendo del sitio y si se decide o no el rastreo durante la fase de planeación, en cualquier proyecto de plantación. En sitios dominados por el pasto en el interior de la Columbia Británica, el rastreo redujo la evapotranspiración y mejoró la humedad del suelo, lo que permitió una mejor supervivencia y crecimiento de plantas de coníferas (Figura 7.6.7D). En Oregón, el incremento del tamaño del rastreo dio como resultado un importante incremento en volumen del fuste, después de cuatro años (Rose y Rosner, 2005). Por otro lado, en los lugares de reforestación boreal en el norte de la Columbia Británica, donde la competencia de las plantas no es mucha, el tiempo invertido y el gasto del rastreo no mejoraron el desempeño de la plantación (Campbell *et al.*, 2006).



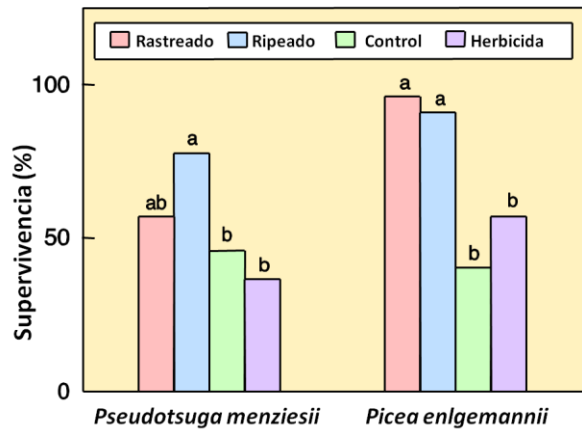
A



B



C



D

Figura 7.6.7. Las plantas existentes en el sitio compiten por humedad con la producción del vivero plantada (A); el barbecho es la remoción física de las plantas y escombros orgánicos alrededor de la cepa (B). La preparación del sitio puede ser realizada con el equipo de plantación, como el azadón plantador (C). En sitios de reforestación dominados por malezas, la preparación del sitio con equipo manual mejoró la supervivencia de plantas de coníferas, comparado con el ripeo, la aplicación de herbicidas o del control sin tratamiento (D) (D, modificado de Fleming *et al.*, 1998).

Montículos. En las áreas boreales y en otros sitios de plantación con temperaturas frías, la lenta descomposición de la materia orgánica forma una gruesa capa de sedimento en la superficie, que pudiera impedir el establecimiento de la planta. La palabra “montículo” es un término general que se usa para describir una forma de preparar el sitio que se puede relacionar con varios factores potencialmente limitantes: la competencia de la vegetación, las temperaturas frías del suelo, la pobre aireación en los sitios húmedos, y las deficiencias de nutrientes. Sin embargo, el término montículo aplica a una serie de tratamientos mecánicos del sitio que pueden ofrecer una amplia variedad de consecuencias biológicas. Sutton (1993) nos da una detallada discusión sobre este tema, y de cómo se ha usado en todo el mundo.

Para nuestro propósito, definiremos montículo como la excavación mecánica que se hace para voltear el suelo con desechos orgánicos para crear montones separados unos de otros, y que serán más altos que el terreno existente. Formados con varias capas espesas de material orgánico en descomposición, los montículos consistirán de una capa de suelo mineral, colocada sobre una capa doble de humus (Figura 7.6.8A). Aunque originalmente los montículos se hacían manualmente; se han desarrollado un buen número de implementos mecánicos para acelerar el proceso. Por ejemplo, el *Brücke Moulder* es una escarificadora operada hidráulicamente que consiste de una pala, seguida por una herramienta para formar montículos que utiliza suelo de las áreas rastreadas. Esta máquina ampliamente usada en Canadá y Escandinavia, produce montículos de 16 a 26 cm (6 a 10 in) de alto con 3 a 19 cm (de 1 a 7 in) con una capa de suelo mineral. En otros estudios se han usado arados modificados con lados que van formando montículos, generando una cresta continua (Sutton, 1993).

Los resultados de los montículos han sido generalmente favorables, al menos a corto plazo. Por ejemplo, comparados con los tratamientos de escarificación y herbicidas, los

montículos producen resultados concretos, consistentes y positivos para *Pinus banksiana*, en sitios dominados por pastos (Sutton y Weldon, 1993). La mayoría de las investigaciones tienen que ver con coníferas, pero en un estudio reciente se encontró que plantar sobre montículos resultó una alternativa efectiva para dejar los herbicidas para plantar encinos pedunculados (*Quercus robur*) en sitios anegados (Lof *et al.*, 2006). Por el contrario, Sutherland y Foreman (2000) encontraron que la plantación sobre montículos producía menor crecimiento en *Picea mariana*, en comparación con tratamientos repetidos a base de herbicidas. Los montículos también han ayudado a reducir los daños causados por el gorgojo del pino europeo (*Hylobius abietis*), una de las plagas de mayor regeneración en los bosques del norte de Europa. Debido a que reduce el daño por consumo del gorgojo, los montículos son comunes en el 20 % de las plantaciones del *Picea abies* en Finlandia (Heiskanen y Viiri, 2005).

El método de los montículos ha sido criticado desde puntos de vista estéticos y ecológicos, y porque puede tener un efecto negativo sobre otros valores del bosque, tales como la recreación (Lof *et al.*, 2006). Por lo tanto, como se hace con cualquier otro tratamiento de preparación, el método de montículos necesita ser cuidadosamente evaluado dependiendo del sitio y compararlo con otras opciones de preparación del sitio.

Volteo del suelo. Este método de preparación del sitio es relativamente nuevo; se usa una excavadora para crear puntos de plantación que contengan humus invertido cubierto por suelo mineral suelto, sin tener que hacer montículos ni bordos (Figura 7.6.8E). Investigaciones hechas en Suecia con *Picea abies* y *Pinus contorta* demostraron que voltear el suelo daba como resultado una mayor supervivencia, así como un mayor crecimiento en el volumen del fuste después de 10 años, en comparación con los métodos de arado, los montículos, rastreado con discos o dejando sin escarificar el sitio de plantación (Orlander *et al.*, 1998). En otra

investigación subsecuente realizada con el *Picea abies*, se confirmó que voltear el suelo aumentó la supervivencia de las plantas, en comparación con los montículos o controles sin escarificar. También se midieron los efectos ambientales y sobre la apariencia y comparado con los montículos, el volteo del suelo redujo la alteración del contorno de un 40 a sólo un 15 % (Hallsby y Orlander, 2004).

Preparación del sitio y expulsión de las plantas por el hielo. La expulsión de las plantas de vivero recién plantadas es un problema serio en los sitios donde se repiten constantemente los ciclos de congelamiento y deshielo. La expulsión es un proceso puramente mecánico a través del cual las plantas u otros objetos son empujados hacia fuera del suelo, debido al constante congelamiento y descongelamiento (Goulet, 1995). Todas las plantas de vivero son susceptibles a este proceso, pero, debido a las paredes lisas de los cepellones, las plantas producidas en contenedor son particularmente vulnerables.

Los sitios con más tendencia a la expulsión de las plantas tiene un alto contenido de humedad, y su textura es buena para la conductividad hidráulica (Bergsten *et al.*, 2001). La tendencia a la expulsión de las plantas aumenta conforme el tamaño de los poros disminuye, por lo que los suelos limosos y arcillosos son los más problemáticos. Algo similar sucede en los sitios ubicados al sur y suroeste debido a que la alta exposición de los rayos del sol, intensifica los ciclos de congelamiento y deshielo y por ende, incrementa la expulsión de las plantas.

La condición fisiológica de la planta al momento de su establecimiento puede tener un efecto importante en la expulsión; las plantas que presentan rápido crecimiento en sus raíces (Figura 7.6.8B) se encontrarán físicamente ancladas al suelo y por lo tanto, serán menos susceptibles. El temor a la expulsión de las plantas es una de las razones más importantes por las que se descarta la plantación a fines del otoño. En la planta de vivero que se planta tan tarde, las raíces nuevas no llegan a anclarse al

suelo, por lo que estará más vulnerable a ser expulsada (Figura 7.6.8C). Sin embargo, en un estudio donde la plantación fue tardía, las plantas no sufrieron más daño, comparadas con aquéllas que fueron plantadas más temprano (Sahlen y Goulet, 2002).

Los tratamientos de preparación del sitio tienen un efecto importante con respecto a la expulsión de las plantas. Cuando se escarifica el micrositio de plantación, aumenta el potencial para la expulsión de las plantas, dado que la capa protectora de humus y vegetación que las rodeaba ha sido eliminada, permitiendo que las temperaturas durante el día fluctúen mucho más. Por otro lado, con los montículos se debe reducir la expulsión de las plantas porque con ellos se dispone de un mejor drenaje, evitando que suba el agua por capilaridad (Bergsten *et al.*, 2001). Una investigación realizada sobre el efecto que la posición de la plantación tiene con respecto a la expulsión de las plantas, demostró que la expulsión era considerablemente más alta en los hoyos donde el agua salía a la superficie y se congelaba, formando capas congeladas que se adherían a la planta. Sobre los montículos, la expulsión de las plantas fue tan baja, como donde no se había removido la capa de humus (Figura 7.6.8D). Aunque se ha sugerido la plantación profunda como una manera en que la raíz tenga un mejor anclaje, no resultó efectiva en este mismo estudio (Sahlen y Goulet, 2002).

7.6.4.6 Aplicación de herbicidas (“eliminación química”)

La preparación mecánica del sitio consume mucho tiempo y por lo tanto es un método de preparación caro. Otra opción es eliminar la vegetación competitiva cerca de los lugares de plantación con herbicidas utilizados previos a la plantación. El glifosato (Roundup®) de uso general, mata toda clase de plantas en el área tratada pero tiene muy pocos efectos ambientales, y ninguna acción residual. Al erradicar las plantas antes de iniciar con el proyecto de plantación, hacemos que la humedad del suelo se conserve en su mismo sitio y estará rápidamente disponible para ser absorbida por la planta de vivero recién

plantada (Figura 7.6.9B), que de otra manera se perdería debido a la transpiración de las malezas (Figura 7.6.9A). En los sitios de reforestación que se encuentran ubicados al norte de las montañas de California, el herbicida hexazinone (Velpar®) se aplica de uno a dos años antes de iniciar el proyecto de plantación, para deshacerse de los arbustos y otra vegetación competitiva (Frederickson, 2003). Dos años de intenso control de la vegetación fueron fundamentales para obtener una reforestación exitosa en las tierras de Weyerhaeuser en el Estado de Washington (Talbert, 2008).

Se reportó temor por la fitotoxicidad del metilo sulfameturon (Oust XP®) en plantas de *Pseudotsuga menziesii*, *Tsuga heterophylla*, y *Thuja occidentalis* de la zona costera del estado de Oregon. Aunque al principio el crecimiento de la raíz se vio restringido debido al herbicida, no se observaron efectos importantes de 9 a 21 meses después, revelando que la fitotoxicidad permaneció por muy corto tiempo (Burney y Jacobs, 2009).

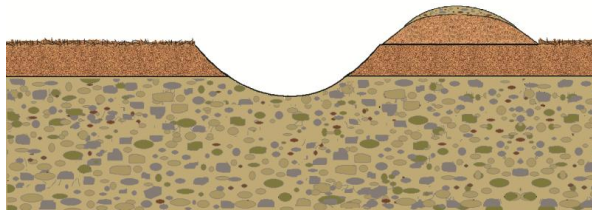
Los herbicidas no solamente eliminan la pérdida de agua debido a la transpiración de las plantas, además forman una capa de materia orgánica muerta, que reduce la evaporación en la superficie. El control de la vegetación con herbicidas ha mostrado un incremento subsecuente en la supervivencia y crecimiento de la plantación. En un experimento donde se evaluaron tres niveles del control de la vegetación mediante eliminación química, se incrementó significativamente el volumen del fuste, el diámetro basal y la altura de las plantas en cuatro de cinco sitios donde aumentaba el área de control de malezas, y la magnitud de las diferencias entre los tratamientos aumentó con el tiempo (Rose y Ketchum, 2002). La aplicación de herbicidas también puede ser efectiva para reducir los riegos de fuego, así como para erradicar las plantas no nativas.

El mejor método para la aplicación de los herbicidas depende del tipo de proyecto. Para proyectos de reforestación o de restauración en

grandes extensiones de terreno, la aplicación aérea con helicóptero es eficiente y costeable. Para proyectos de plantación forestal, los herbicidas pueden ser rociados en hileras desde vehículos todo-terrenos (ATVs) o por medio de rociadores adheridos al equipo de arado. Para los proyectos pequeños, los herbicidas pueden ser aplicados con mochilas rociadoras por una persona entrenada, para seleccionar los lugares específicos de plantación.



B



A

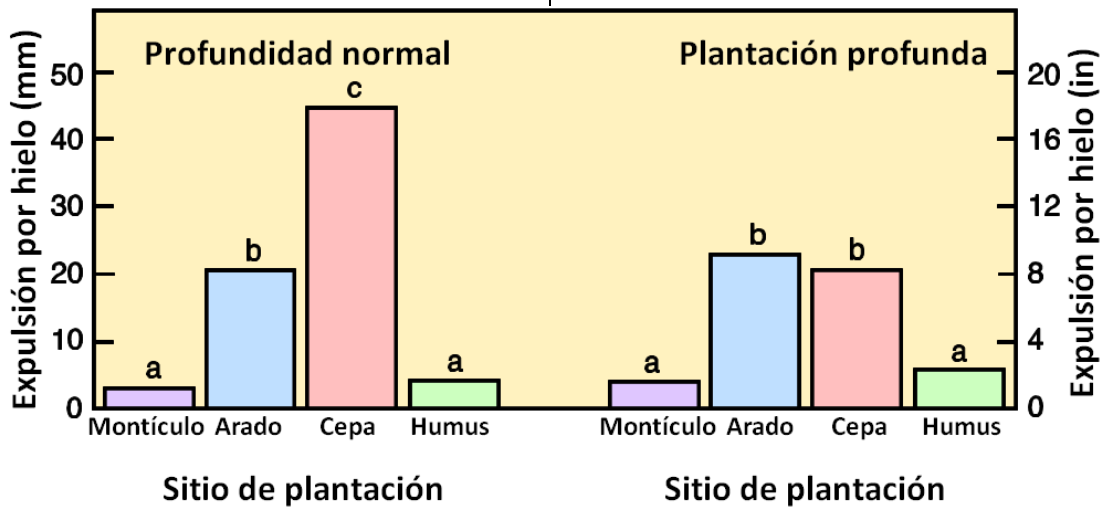
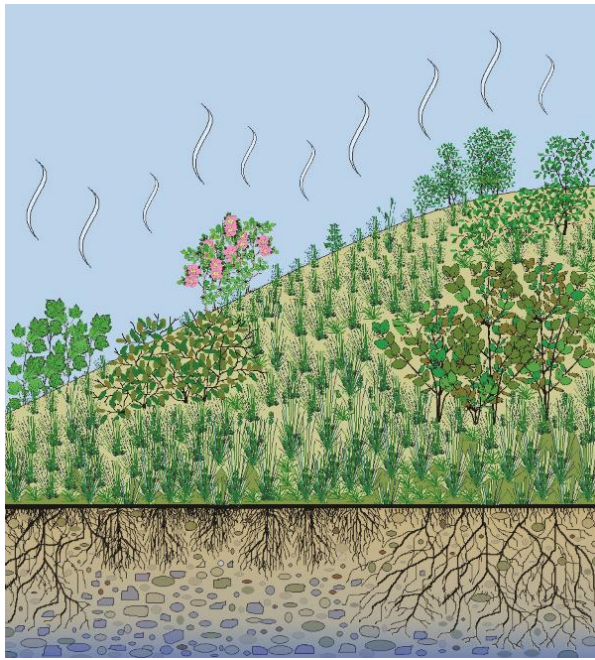
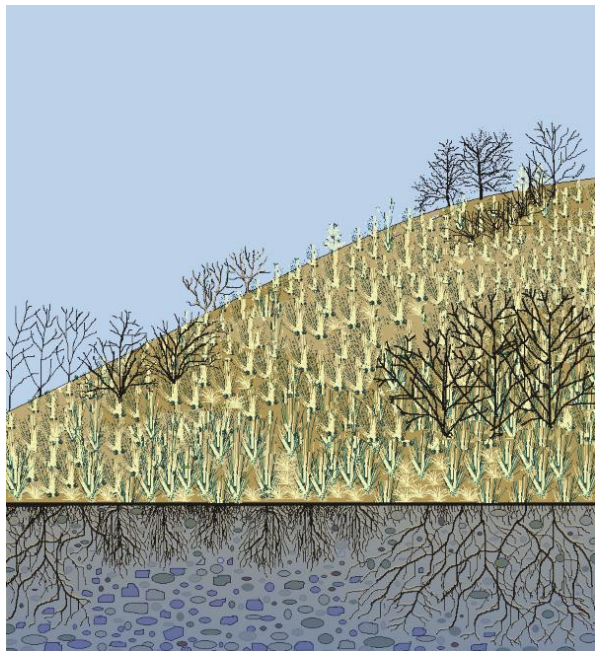


Figura 7.6.8 En sitios boreales con capas pesadas de sedimento o en suelos anegados, los montículos han probado beneficiar la supervivencia y crecimiento de la planta (A). Las plantas que pueden desarrollar rápidamente nuevas raíces (B) serán menos susceptibles a la expulsión por congelamiento (C). Los montículos han probado ser efectivos cuando las plantas son colocadas en la punta del montículo y no en la cepa (D). El volteo del suelo logra algunos de los beneficios que los montículos, aunque tiene una apariencia mucho más aceptable (E). (B, cortesía de Cheryl Talbert; D, modificado de Sahlen y Goultet, 2002).



A



B

Figura 7.6.9 Cuando la competencia vegetativa es eliminada con herbicidas, previo a la plantación (A), la humedad del suelo que habría sido perdida por la transpiración, es conservada en el sitio (B).

7.6.4.7 Preparación del sitio para plantaciones de restauración

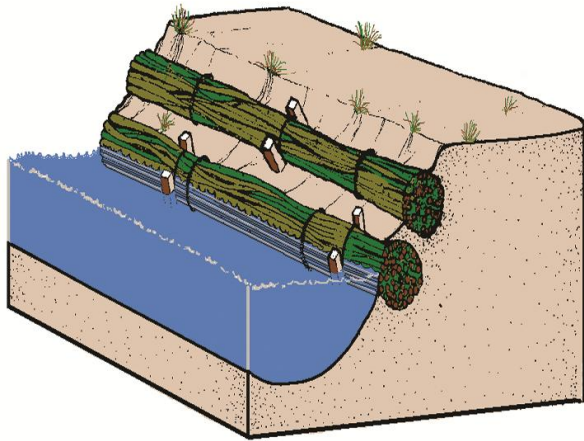
En sitios para plantaciones de restauración, el severo disturbio puede requerir una preparación del sitio inusual para crear micrositos de plantación adecuados. Después de la erupción del Monte Santa Elena en el estado de Washington, se planteó el gran desafío de reforestar 60,700 ha (150,000 acres) de terrenos forestales (Figura 7.6.10A). Los experimentos mostraron que las plantas deberían ser establecidas en el suelo mineral para que puedan sobrevivir, lo que significaba excavar de 30 a 60 cm (de 1 a 2 ft) de profundidad en ceniza volcánica, y en cada uno de los puntos de plantación (Figura 7.6.10B). En muchos casos, los sitios de plantación deberían pasar por una complicada estabilización antes de que se llevara a cabo la plantación. Debido a sus laderas abruptas y el poder erosivo del agua, era necesario estabilizar las orillas de los riachuelos utilizando estructuras de bioingeniería, antes de que se pudieran revegetar (Figura 7.6.10C). Los troncos leñosos de los sauces o de otras especies ribereñas utilizadas en las estructuras, eventualmente retoñarán (Figura 7.6.10D) y proporcionan una rápida revegetación (Hoag y Landis, 2001).



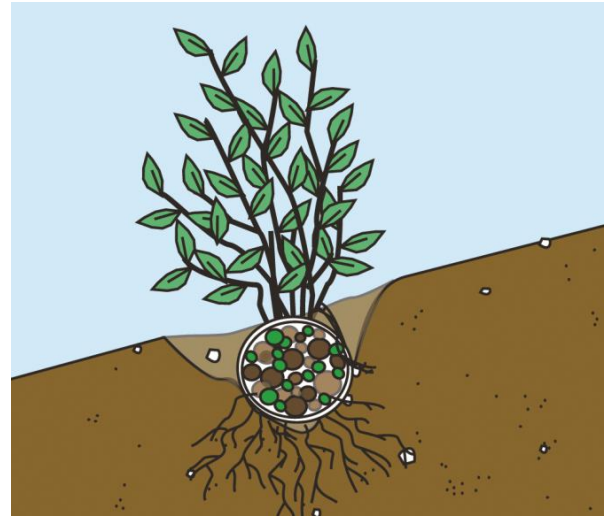
A



B



C



D

Figura 7.6.10 La restauración de sitios requiere una preparación especial y algunas veces extrema antes de que éstos sean plantados. La zona de explosión del Monte Santa Elena en el Estado de Washington fue cubierta con ceniza volcánica (A), la cual tuvo que ser excavada y removida de forma tal que las plantas pudieran ser establecidas en el suelo mineral (B). Los taludes de los arroyos comúnmente requieren estructuras bio-ingenieriles (C) para su estabilización; cuando son utilizados esquejes de sauces, éstos pueden brotar rápidamente (D) (D, cortesía de Steinfeld *et al.*, 2008).

7.6.5 Selección del espaciamiento y patrón de plantación

El patrón y espaciamiento de las plantas son un claro reflejo de los objetivos de cada proyecto. En proyectos forestales industriales, donde la producción de madera es el objetivo más importante, se establece un número específico de plantas por área en un patrón de espaciamiento regular (Figura 7.6.11A) basándose en las tasas de supervivencia esperadas y en las leyes que gobiernan el número de plantas que crecerán libremente después de un periodo de tiempo específico. La mayoría de los proyectos de plantación tendrán muy claro el número deseado de plantas establecidas por unidad de área (Cuadro 7.6.2). Estos objetivos de densidad se deben considerar como una guía general y nunca deberán sobrepasar los puntos de plantación seleccionados en las áreas biológicamente deseables (Paterson *et al.*, 2001).

Sin embargo, donde la restauración ecológica es el objetivo, el espaciado informal, la plantación aleatoria de plantas individuales (Figura 7.6.11B), o la plantación en grupos al azar (Figura 7.6.11C), es algo más representativo de los patrones de vegetación natural.

El mejor lugar para plantar las plantas de vivero depende en gran medida de las condiciones del sitio. Cuando se reforesta la superficie relativamente uniforme de un terreno, es de extrema importancia mantener el espacio apropiado para minimizar la competencia entre las plantas una vez que crezcan. En esta situación, es donde la selección de los sitios de plantación se vuelve bastante mecánica; los plantadores trabajan en líneas paralelas y plantan a la distancia prescrita entre cada punto (Cuadro 7.6.2). La misma situación aplica cuando se usan plantadores mecanizados que colocan las plantas a intervalos regulares.

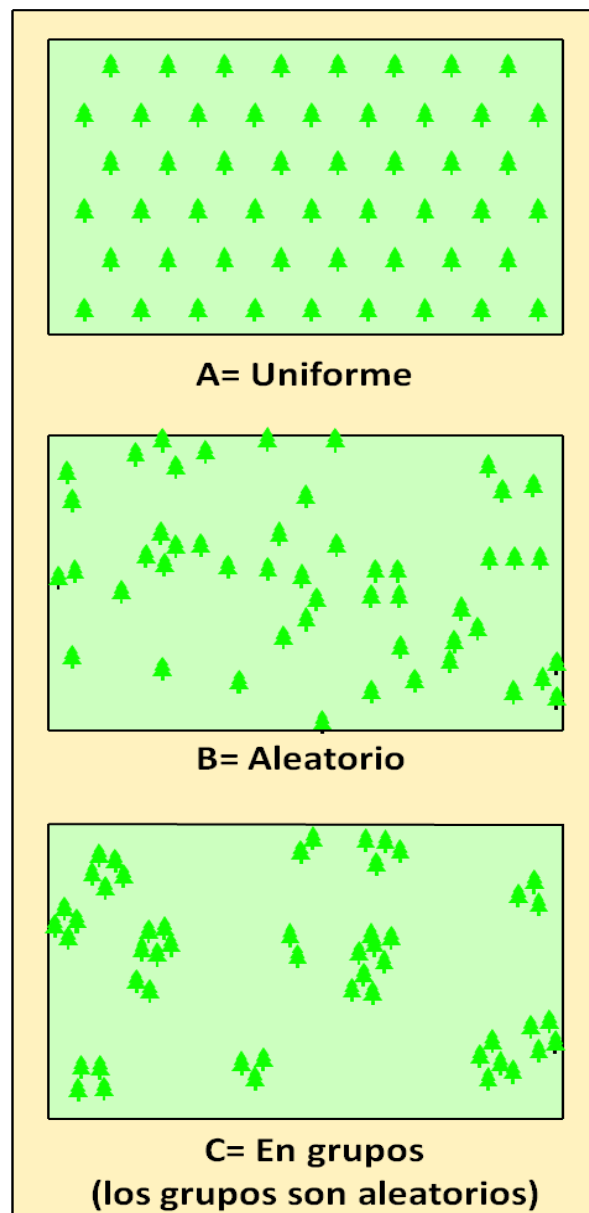


Figura 7.6.11 De manera adicional a las especificaciones de la planta objetivo, los objetivos del proyecto de plantación afectan el patrón de distribución. Si el objetivo es de un rápido crecimiento o de árboles de Navidad, las plantas deben ser espaciadas regularmente (A) sin embargo, la mayoría de los proyectos de restauración no necesitan verse como un “maíz”, por lo que las plantas son espaciadas en su mayoría en un patrón aleatorio para imitar las condiciones naturales (B). La vista más natural de una plantación usa un patrón aleatorio de grupos, donde diferentes especies son plantadas en grupos (C).

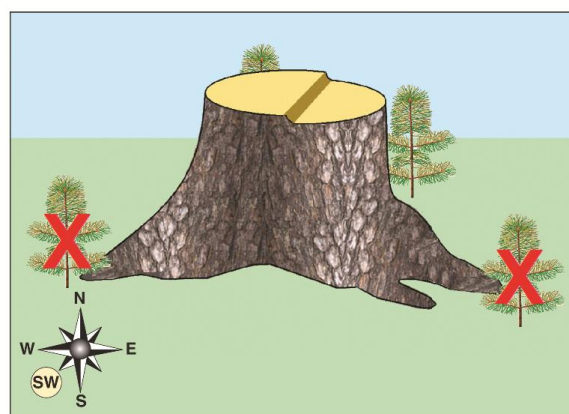
Cuadro 7.6.2 Espaciamiento de plantas basado en una retícula regular con densidades de producción resultantes (modificado de Cleary *et al.*, 1978)

Espaciamiento (m)	Plantas por hectárea	Plantas por acre	Espaciamiento (ft)
6.4 X 6.4	247	100	20.9 X 20.9
14.8 X 14.8	494	200	4.5 X 4.5
3.7 X 3.7	741	300	12.0 X 12.0
3.2 X 3.2	988	400	10.4 X 10.4
2.8 X 2.8	1,236	500	9.3 X 9.3
2.6 X 2.6	1,483	600	8.5 X 8.5
2.4 X 2.4	1,730	700	7.9 X 7.9
2.2 X 2.2	1,977	800	7.4 X 7.4
2.1 X 2.1	2,224	900	7.0 X 7.0
2.0 X 2.0	2,471	1,000	6.6 X 6.6

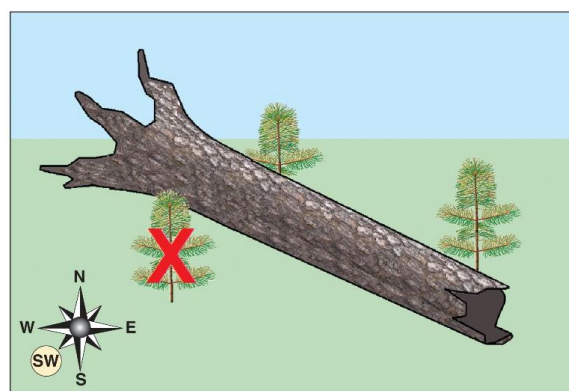
7.6.5.1 Selección de los sitios de plantación

Micrositios. Cuando la plantación se hace de modo manual en sitios montañosos donde abundan los tocones viejos y otros desechos leñosos, el seleccionar bien los lugares ideales para plantar es crítico y es más importante que seguir un patrón de espaciado exacto. La plantación en micrositios favorables protege a la planta y aumenta enormemente la probabilidad de supervivencia. Algunos ejemplos de sitios de plantación desfavorables incluyen las depresiones que mantienen agua estancada, los lugares rocosos, los mantillos profundos, y los suelos compactos. Las plantas que reciben sombra de un tocón, tronco o una roca grande, tienden a crecer bien, especialmente en sitios cálidos y secos (Figura 7.6.12A y B). Una gran cantidad de luz solar sobre el follaje causa estrés hídrico, y la luz del sol directa puede causar temperaturas letales en el tallo de la planta a nivel del suelo. La plantación alrededor de obstáculos físicos también protege las plantas del daño por el ganado y por los animales silvestres que ramonean por el lugar (USDA Forest Service, 2002). Al sur de las Montañas Rocallosas, la plantación en micrositios sombreados por material leñoso muerto, duplicó la supervivencia en plantas del *Pinus ponderosa*. Este mejor desempeño se atribuyó a una mejor humedad y temperatura y a la protección contra los animales que se alimentan por el lugar (Nelson, 1984).

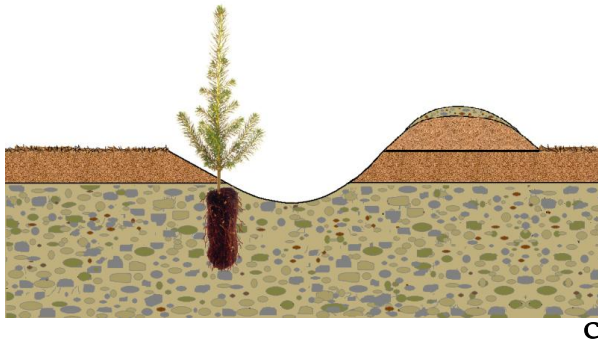
En lugares donde la preparación se ha hecho en forma mecánica con arado de discos, la planta de vivero se debe plantar a un lado del hoyo en el suelo mineral (Figura 7.6.12C). En el caso de montículos, el mejor punto para plantar es en la parte superior del montículo (Figura 7.6.12D). Para lograr un buen éxito en la plantación se requiere de una buena planeación, trabajadores bien entrenados, y una buena supervisión.



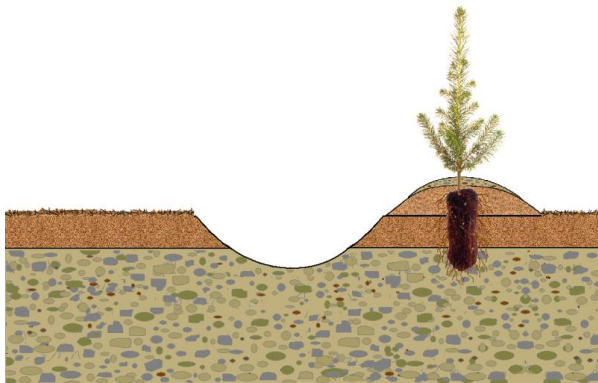
A



B



C



D

Figura 7.6.12 En sitios con un terreno desnivelado o con obstrucciones físicas la mejor ubicación de las plantas es en micrositios a la sombra de tocones (A) u otros escombros (B). Lugares específicos de plantación son también prescritos donde los sitios han sido preparados con arado de discos (C) o montículos (D) (A y B, de Rose y Haase, 2006; C y D de Heiskanen y Viiri, 2005).

7.6.6 Entrenamiento y supervisión del personal

7.6.6.1 Manejo de la planta

Durante el proceso de plantación, las plantas deben manejarse con sumo cuidado. Al personal se le debe enseñar que jamás deben lanzar ni dejar caer las cajas con plantas del vehículo de transporte. Las investigaciones muestran que dejar caer las plantas de varias alturas, provoca una reducción en su crecimiento después de la plantación (Figura 7.5.5) (McKay *et al.*, 1993; Sharpe *et al.*, 1990; Tabbush, 1986). Jamás se deben sacudir o golpear las plantas para quitarles el exceso de sustrato. Deans *et al.* (1990) encontraron que el crecimiento en altura en plantas de *Picea sitchensis*, fue afectado negativamente por haberlas golpeado con las botas al momento de la plantación.

Cada plantador debe cargar solamente las plantas que va poder plantar en el transcurso de una a dos horas. En los proyectos grandes de reforestación y restauración, lo más eficaz es usar carritos que cargan las plantas de vivero en vehículos todo-terreno (ATVs), desde el sitio del almacén *in situ* hasta el lugar de la plantación (Figura 7.6.13A). Las bolsas plantadoras no deben llenarse en exceso para evitar aplastarlas (Figura 7.6.13B); las plantas que están un poco sueltas son más fáciles de sacar sin dañarlas. Una vez que se ha preparado la cepa, solamente debe colocarse una planta sacándola suavemente de la bolsa plantadora, para evitar que las raíces se enreden y el tallo se dañe (Figura 7.6.13C y D). Uno de los errores que los plantadores sin experiencia cometen es extraer muchas plantas de la bolsa y llevarlas de un hoyo a otro, aumentando así el riesgo de daño físico o desecación.

Los conceptos críticos son manejar las plantas suavemente y minimizar la exposición de las raíces durante todo el proceso de plantación. Aunque en realidad es difícil medir el estrés durante el proceso de envío, manejo y proceso de la plantación, la comparación del desempeño de la plantación entre los proyectos operativos y las pruebas de investigación,

prueba que el cuidado adicional que se les administra durante las pruebas de investigación, realmente compensan los beneficios.



A



B



C



D

Figura 7.6.13 Vehículos todo-terreno son prácticos para transportar cajas de plantas del almacenamiento *in situ* a los plantadores (A). Las bolsas de plantación nunca deben ser sobrellenadas (B), y las plantas deben ser removidas cuidadosamente una a la vez del contenedor (C) o de las bolsas de plantación (D) y solo después de que la cepa ha sido cavada (A, cortesía de Risto Rikala; B, cortesía de Mark Hainds; C, cortesía de J. D. Irving, Ltd).

7.6.6.2 Técnicas apropiadas de plantación

Conservar al personal experimentado de un año a otro, parece ponerse cada vez más difícil (Betts, 2008). Más aún, los equipos de plantación están propensos a un alto grado de rotación, con miembros del equipo cambiando cada semana durante la temporada de plantación. Sin lugar a duda, es muy importante que todos los plantadores estén altamente capacitados y entrenados sobre los procesos de plantación. Aún una planta de la mejor calidad, si no se planta adecuadamente morirá. Se necesita de un buen entrenamiento, una supervisión muy cercana, e inspecciones regulares para poder optimizar la calidad de la plantación.

Es sorprendente que muy poco se haya publicado sobre la profundidad a la que se deben plantarse las plantas producidas en contenedor, aunque son muchas las ventajas de una “plantación profunda” en plantas producidas a raíz desnuda (Stroempler, 1990):

1. Mejora la estabilidad del tallo contra las presiones por el viento y la nieve.
2. Asegura que la raíz no estará expuesta a la erosión.
3. Protege el cuello de la raíz contra daño por el calor.
4. Las raíces colocadas a mayor profundidad en el perfil del suelo, tienen un mejor acceso a la humedad del suelo.

Por lo tanto, en los sitios apropiados, los hoyos de plantación deberán ser lo suficientemente profundos como para introducir el cepellón de 2.5 a 5 cm (de 1 a 2 in) sobre el nivel de la marca del cotiledón (Londo y Dicke, 2006; USDA Forest Service, 2002). Esto puede variar dependiendo de la especie; por ejemplo, en el sureste de los Estados Unidos, las plantas de *Pinus paustris* que tiene sus yemas apicales cerca de la superficie del cepellón, se plantan dejando el cepellón expuesto unos 0.6 a 1.3 cm (0.25 a 0.50 in) (Hainds, 2003), esto probablemente también se aplica como verdadero en otras de las especies que tienen sus meristemos apicales cerca de la superficie del cepellón. Debido a que se requieren nuevos

fotosintatos para lograr el crecimiento de las raíces nuevas después de la plantación (Van den Driessche, 1987), tal vez se deba evitar enterrar el follaje.

El concepto más importante del entrenamiento, es que es necesario que la raíz tenga un buen contacto con el suelo antes de que la planta logre establecerse en el sitio, y para que tenga acceso rápido al agua y a los nutrientes minerales. La cepa deberá ser lo suficientemente profunda para que, en la mayoría de las especies, el cepellón pueda estar completamente cubierto con el suelo mineral (Figura 7.6.14A) y se evite que las raíces se planten en forma de “J” y la exposición innecesaria del cepellón (Figura 7.6.14B), pero que el cepellón no sea plantado demasiado profundo (Figura 7.6.14C). De acuerdo con las especificaciones del Servicio Forestal de los Estados Unidos, el tamaño mínimo del hoyo para plantas producidas en contenedor debe ser 2.5 cm (1 in) más profundo que la longitud del cepellón, y al menos 7 cm (3 in) más ancho que el cepellón en lo más alto del hoyo, y de 2 cm (1 in) en el fondo (USDA Forest Service, 2002). Los plantadores deben ser entrenados para plantar a la profundidad correcta y no jalar la planta para ajustar su profundidad o su inclinación. Las plantas no deberán estar orientadas más de 30 grados en un plano vertical (Figura 7.6.14D). Parecería obvio si nos ponemos en un suelo nivelado, pero a mayor pendiente, esto llega a tener mayor importancia. Los hoyos se deben llenar con suelo mineral evitando el pasto, palos, piedras, o nieve (Figura 7.6.14E). Es muy importante presionar con firmeza el suelo alrededor del cepellón para eliminar cualquier burbuja de aire (Figura 7.6.14F); pero hay que abstenerse de presionar demasiado alrededor de las plantas para evitar una excesiva compactación del suelo o daño al tallo.

El entrenamiento del personal se hace particularmente importante cuando se trata de voluntarios o de personas sin experiencia. Muchos de ellos carecen de las habilidades o de la fuerza necesaria para plantar en lugares agrestes. Una buena opción es hacer que un profesional excave los hoyos con la maquinaria especializada, y dejar a los voluntarios colocar las plantas en su lugar y presionar el suelo. Esta técnica ofrece varios beneficios: el profesional elige los sitios apropiados de plantación, sigue el patrón deseado, y se asegura que los hoyos sean suficientemente grandes y profundos, de modo que se evita que las raíces se coloquen en forma de “J”. Varios estudios han encontrado que la plantación mecánica es más exitosa cuando se trata con los dueños de los terrenos privados, quienes no plantarían las plantas de forma inadecuada (Davis *et al.*, 2004).

Aunque la selección de las herramientas adecuadas para plantar es importante, los trabajadores con experiencia pueden tener éxito con una variedad de implementos. Las fallas en la plantación a menudo son más atribuibles a las técnicas inapropiadas y al manejo inadecuado, que a la selección de las herramientas para la plantación (Adams y Patterson, 2004).

El trabajo de plantar árboles es extenuante, y los movimientos como inclinarse, levantarse, y girar de un lado a otro pueden fácilmente llevar al trabajador a presentar lesiones, especialmente al inicio de la temporada. Los problemas con dolores de espalda y del síndrome del túnel carpiano son las quejas más comunes. Los trabajadores deben usar botas de trabajo, lentes de seguridad, cascos duros, y hacer ejercicios de estiramiento y calentamiento diariamente, antes de comenzar a plantar. El tiempo y los recursos gastados en la protección de los trabajadores serán recompensados al no tener ausencias ni demandas por indemnizaciones (Koetzel, 2004).

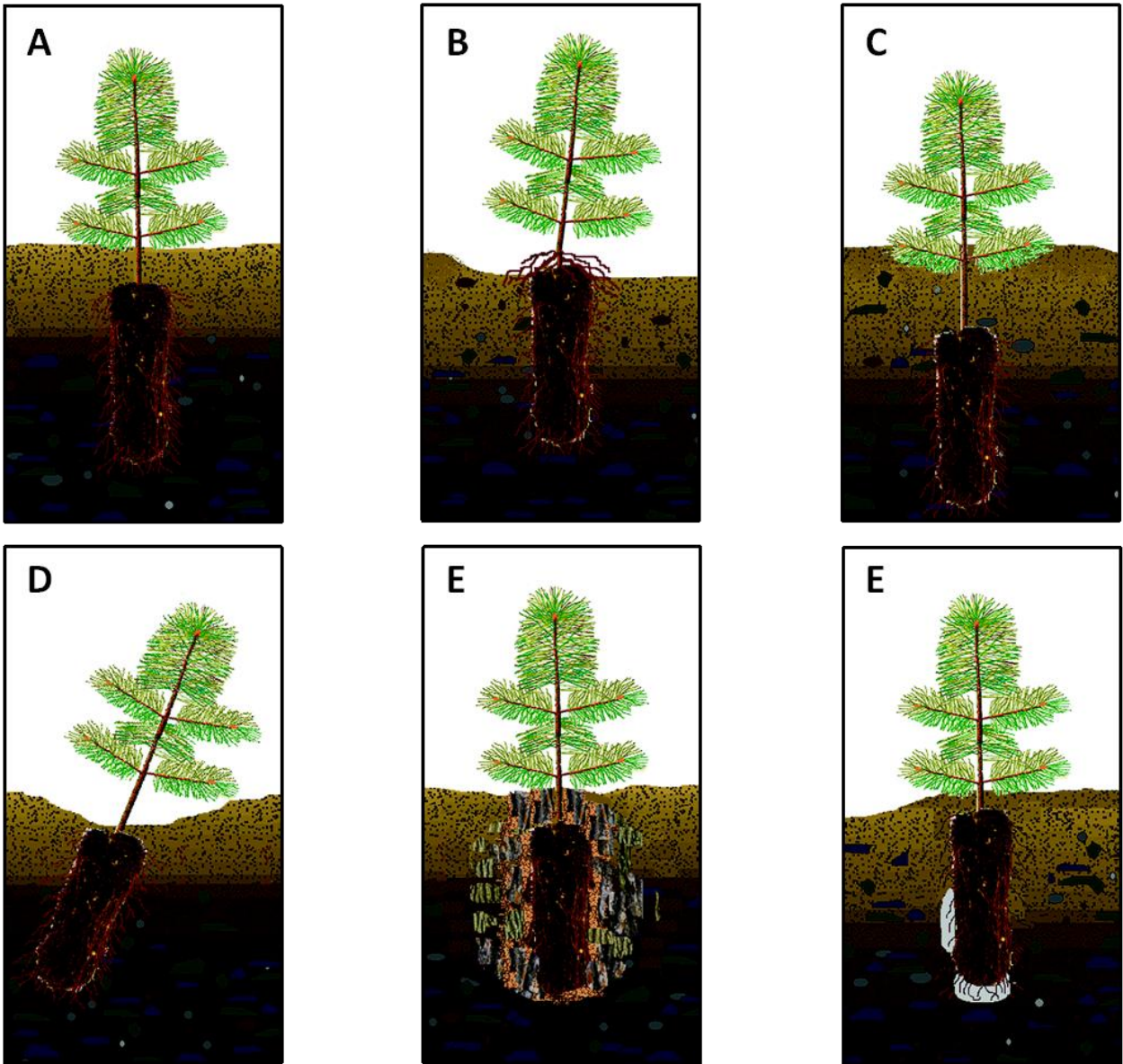


Figura 7.6.14 La producción del vivero deberá ser plantada apropiadamente (A). Problemas comunes incluyen la plantación poco profunda (B), plantación muy profunda (C), colocación vertical inapropiada (D), llenado de la cepa con escombros (E), o poca compactación que deja bolsas de aire alrededor del cepellón (F) (modificado de Rose y Haase, 2006).

7.6.7 Equipo manual de plantación

Los cepellones de las plantas de vivero usadas para la reforestación o restauración son más largos y delgados que los empleados para las plantas de jardín y ornato, por lo que es necesario usar herramientas especiales. El uso de las técnicas y herramientas de plantación apropiadas pueden significar la diferencia entre una planta viva y una muerta y entre un proyecto de plantación dentro de lo presupuestado y uno sobregirado (Kloetzel, 2004).

Los métodos de plantación manual ofrecen máxima flexibilidad en cuanto a la colocación y distribución de las plantas. Una persona bien entrenada y con experiencia, puede superar la calidad de una plantación, y generalmente iguala la velocidad de muchos de los métodos automatizados, especialmente tratándose de terreno escarpado. La plantación manual se recomienda especialmente para colocar las plantas en micrositios, y cuando se planta una mezcla de diferentes especies o producidas bajo diferentes sistemas de producción. Los tipos más comunes de equipo para plantación manual se discuten en las siguientes secciones, pero continuamente se desarrollan nuevos equipos (Trent, 1999).

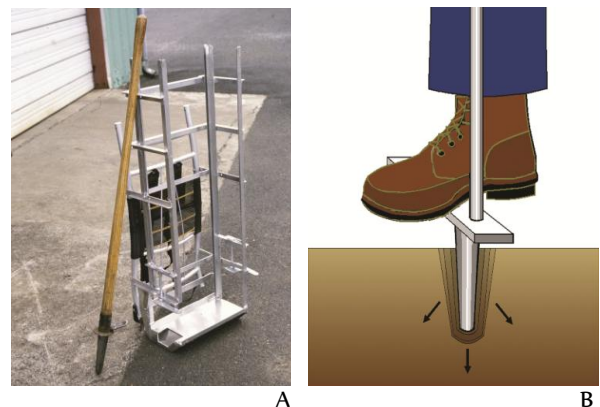
7.6.7.1 Plantadores de punta (“Dibbles”)

Los plantadores de punta (“dibbles”) se encuentran entre las primeras herramientas usadas para establecer plantas producidas en contenedor, principalmente porque son fáciles de usar (Figura 7.6.15A). El plantador de punta es una herramienta puntiaguda para hacer un hoyo específico para el tipo y tamaño del contenedor. La mayoría de estos plantadores están diseñados con uno o dos pedales de metal para forzar la entrada de la punta en el suelo (Figura 7.6.15B). Una vez hecho el hoyo, el plantador simplemente inserta el cepellón de la planta y se mueve hacia el siguiente hoyo. El problema es que no queda tierra suelta para cubrir la parte superior del cepellón y prevenir así la posible desecación del sustrato. Los plantadores de punta son los más apropiados

para suelos de partes altas de textura ligera, y terrenos aluviales en las partes bajas en proyectos de restauración de humedales. Estos plantadores no deben usarse en suelos pesados de textura arcillosa, porque pueden compactar el suelo y formar una capa vidriada alrededor del hoyo de plantación, que puede restringir el crecimiento de la raíz (Figura 7.6.15C).

Los plantadores de punta huecos son una modificación reciente que extrae un núcleo de suelo y, por lo tanto, no causa compactación del suelo (Figura 7.6.15D). Las cabezas huecas del plantador son intercambiables, permitiendo usarlas para diferentes tamaños de contenedor (Trent, 1999). Un extractor de suelo con martillo deslizador también puede remover un núcleo de suelo, y aunque en un estudio se encontró que fue más efectivo en suelos rocosos y compactos, fue verdaderamente extenuante usarlo por su peso (Trent, 1999).

Los plantadores producidos comercialmente están disponibles para diferentes tipos y tamaños de contenedor, incluyendo el Ray Leach® y para varios tamaños de cavidades en contenedores fusionados, tipo Styrofoam® (Kloetzel, 2004). Los plantadores de punta se han usado en terrenos superficiales en Ontario, pero no en lugares propensos a la expulsión de las plantas (Paterson *et al.*, 2001).



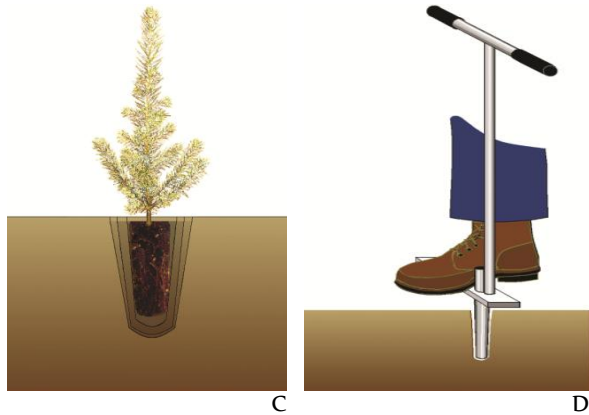


Figura 7.6.15 Los plantadores de punta (dibbles) se encontraban entre las primeras herramientas de plantación manual, desarrolladas para la producción de viveros en contenedor (A). Dado que éstos desplazan suelo para formar el hoyo de plantación (B), la compactación puede ser lo suficientemente severa para restringir la salida de las raíces (C). Los plantadores (dibbles) cuentan con una mejora, ya que éstos remueven la base del suelo para crear el hoyo de plantación (D).

7.6.7.2 Barras.

Las barras para plantar tuvieron origen con las plantas a raíz desnuda y todavía se usan para plantas producidas en contenedores pequeños. Las barras están típicamente fabricadas a partir de una barra cilíndrica con una cuchilla afilada en forma de cuña en la punta, y con pedales laterales para forzar la cuchilla a penetrar en el suelo. Así como los plantadores de punta, el uso de las barras requiere de muy poca experiencia o entrenamiento. La barra se deja caer y se empuja hacia adentro de la tierra con los pedales (Figura 7.6.16A); y se forma el hoyo moviendo la barra hacia adelante y hacia atrás. La planta se posiciona verticalmente a lo largo de uno de los lados del corte (Figura 7.6.16B), y entonces se cierra el hoyo reinsertando la barra dentro de la tierra en el lado opuesto, meciéndola hacia adelante y hacia atrás (Figura 7.6.16C). El paso final se hace aplanando la tierra suelta alrededor de la planta con el puño de la mano o con la bota para eliminar cualquier bolsa de aire (Figura 7.6.16D). En la zona noroeste del Pacífico, a menudo se prefiere usar las barras para plantar en suelos rocosos, pero no se deben usar en terrenos de

textura pesada como las arcillas, donde pueden causar excesiva compactación (Cleary *et al.*, 1978). También son populares en sitios de reforestación del sureste de los Estados Unidos, donde el suelo es arenoso. Las barras para plantar son durables y fáciles de conservar, sólo se requiere afilar ocasionalmente las cuchillas (Koetzel, 2004).

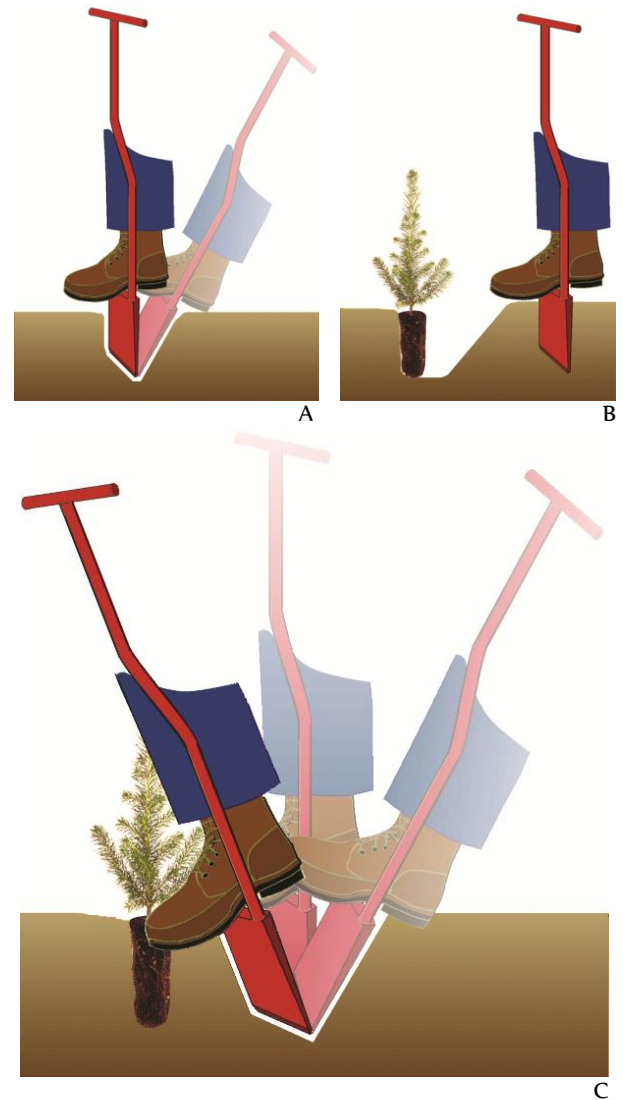




Figura 7.6.16. Las barras son herramientas de plantación fáciles de usar, que crean un hoyo de plantación mediante un movimiento lateral (A). La planta es colocada a lo largo de uno de los lados del hoyo de plantación (B), y el suelo es regresado haciendo palanca desde el otro extremo (C). El suelo deberá ser suavemente compactado alrededor de la planta con la mano o con el pie (D).

7.6.7.3 Azadones

Los azadones, también conocidos como azadas para plantar o talachos, se desarrollaron específicamente para plantar coníferas a raíz desnuda en proyectos de reforestación y desde entonces, han sido adaptados para su aplicación, con plantas producidas en contenedor (Figura 7.6.17A). Estos son probablemente la herramienta manual más utilizada en los Estados Unidos, especialmente en el Pacífico Noroeste (Lowman, 1999). Los azadones vienen en diversos tamaños y formas, y son una de las herramientas disponibles más versátiles. Existen azadones especiales para usarse en plantas en contenedor de diferentes tamaños. Los soportes, que sostienen la manija de madera hacia la cuchilla, están típicamente hechos de bronce para añadir más peso e inserción, los hay también con una aleación de estaño ("Tinselite") para usos más ligeros. Los soportes se pueden encontrar en dos ángulos: de 100° de ángulo para ser usados en áreas ligeramente sinuosas o planas, y de 90° de

ángulo para plantación en suelo más escarpado. Es una buena idea adquirir y tener una reserva de las cuchillas, mangos, tuercas y tornillos y una caja de herramientas. Las cuchillas se deben afilar regularmente con un afilador de metal o con una rueda de afilado eléctrica (Kloetzel, 2004).

Los azadones son especialmente útiles para la reforestación en terrenos escarpados, y aún para los proyectos de restauración en suelo rocoso y compacto. Se usan de forma muy similar a un pico, y se pueden necesitar varios golpes para formar el hoyo de plantación apropiado. Con cada golpe, el plantador mueve el azadón hacia arriba y atrás con el extremo inferior del mango para abrir el hoyo (Figura 7.6.17B). Una vez que termina de hacer el hoyo, el plantador usa la punta del azadón para aflojar suavemente la tierra de los lados, para así evitar efecto de compactación. Luego inserta y posiciona la planta a la profundidad adecuada (Figura 7.6.17C). Mientras sostiene la planta, el plantador usa la cuchilla del azadón para rellenar con tierra todo alrededor del cepellón (Figura 7.6.17D). Finalmente, el plantador pisa suavemente la tierra alrededor de la planta (Figura 7.6.17E), y continúa hacia el siguiente hoyo de plantación. Si hubiera problema de competencia con malezas, o si se necesitara hacer un cajete para la plantación, la parte trasera y lateral de la cuchilla es una herramienta útil (Figura 7.6.7C). Se puede llegar a presentar una ligera compactación de la tierra por detrás del azadón, pero la compactación es típicamente menor que con otros métodos.

La velocidad de la plantación varía dependiendo del tamaño del contenedor, de la habilidad de cada plantador, y del terreno. Kloetzel (2004) reportó que los plantadores principiantes pueden llegar a colocar 20 plantas por hora, mientras que aquellos con experiencia pueden alcanzar hasta las 100 plantas por hora; en proyectos de plantación en humedales con plantas pequeñas y condiciones favorables de suelo, la producción alcanzó las 240 plantas por hora. Para contenedores de poco volumen (66 cm³ [4 in³]), Meikle (2008)

reporta haber alcanzado tasas de 600 a 800 árboles y arbustos por día, sobre terrenos de restauración de minas, aunque la tasa bajó de 400 a 600 plantas cuando el volumen del contenedor aumentó a 164 cm³ (10 in³). Al añadir tubos Vexar para prevenir el daño por herbívoros, la velocidad de plantación bajó a la mitad (Meikle, 2008).

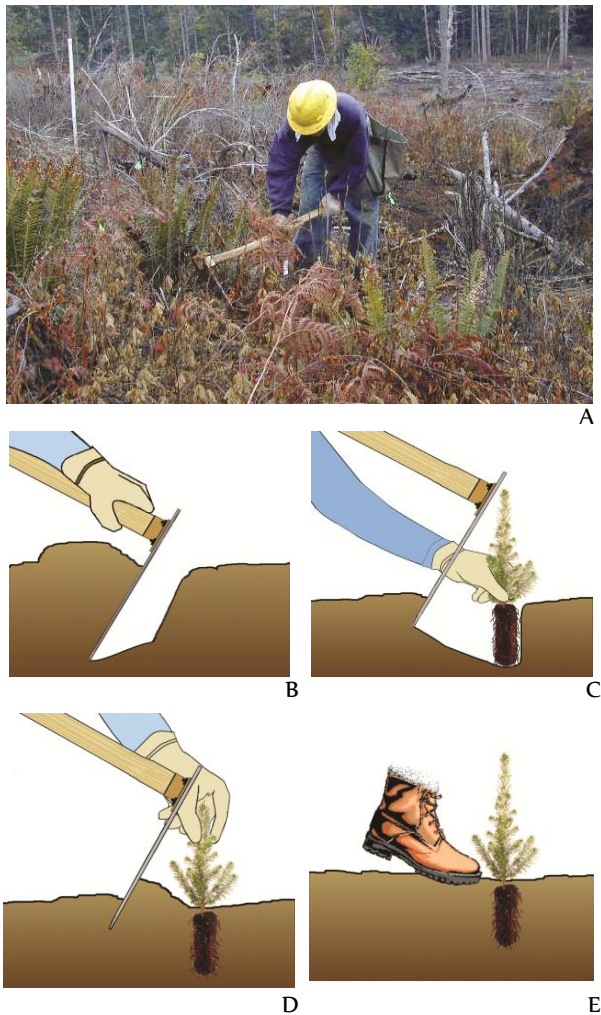


Figura 7.6.17 Los azadones son una de las herramientas más populares en las montañas del Oeste de los Estados Unidos y de Canadá (A). Después de dar varios movimientos para crear un hoyo de plantación lo suficientemente profundo (B), la planta es colocada y mantenida (C) mientras se rellena con el suelo (D). La etapa final es compactar cuidadosamente el suelo alrededor de la planta para remover cualquier bolsa de aire (E).

7.6.7.4 Palas

Aun cuando cualquier pala de jardín puede usarse con el mismo propósito, los plantadores profesionales utilizan las palas hechas especialmente para plantar (Figura 7.6.18A), las cuales cuentan con cuchillas lo suficientemente largas para poder acomodar planta producida en contenedores grandes (Figura 7.6.18B). Los mangos de madera son los tradicionales, aunque los modelos de fibra de vidrio son más ligeros y las cuchillas reforzadas (Figura 7.6.18C), pueden resistir la acción vigorosa que se requiere para abrir los hoyos de plantación (Figura 7.6.18D). A pesar de que no son difíciles de usar como los azadones, a los plantadores se les debe enseñar cómo usar estas palas más eficazmente. Una vez que se excava el hoyo a la profundidad y tamaño necesarios, la planta de vivero se acomoda y se sostiene en posición vertical (Figura 7.6.18E) mientras el plantador regresa la tierra alrededor del cepellón (Figura 7.6.18F). Las palas para plantar árboles son la herramienta de selección para algunos de los plantadores en el Oeste de los Estados Unidos y son consideradas la herramienta de plantación más versátil en la Columbia Británica (Mitchell *et al.*, 1990), lo mismo que para las flotillas de reforestación en la zona del sureste de los Estados Unidos. Mejoradores, fertilizantes y otros tratamientos para el suelo, se colocan fácilmente utilizando estas palas. En los sitios donde se requiere limpiar de maleza, se necesita un equipo de dos personas preparando el sitio previamente. Siempre que se usen las palas para plantar, conserve a la mano algunos mangos extra y protectores para los pies, junto con las herramientas necesarias para instalar las partes y afilar las cuchillas (Kloetzel, 2004).

En Ontario, los plantadores con experiencia comenzaron la temporada plantando cerca de 1,800 plantas (100 cm³ [6 in³]) al día usando palas, mientras que los plantadores inexpertos solamente pudieron plantar alrededor de 900. Sin embargo, después de 6 semanas, ambos grupos pudieron plantar sustancialmente más plantas: 2,500 los plantadores experimentados y 1,800 los principiantes (Colombo, 2008). En

el Estado de Washington, las plantas de gran tamaño (250 cm³ [15 in³]) son plantadas al occidente de las Montañas “Cascade”, y esto se refleja en la velocidad de plantación. Solamente 900 plantas de porte grande se pueden plantar por día, en comparación con las 1,000 de tamaño pequeño (Khadduri, 2008).



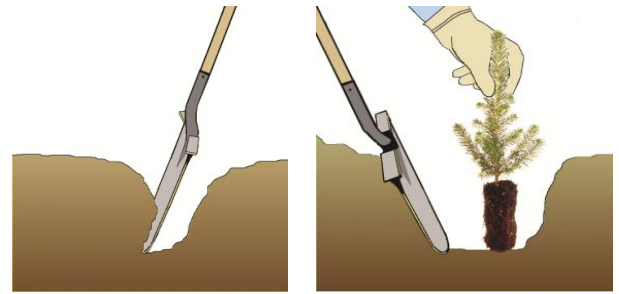
A



B



C



D

E



F

Figura 7.6.18. Las palas son herramientas de plantación muy versátiles (A) y son ideales para plantas de contenedores grandes y profundos (B). Palas especializadas tienen hojas reforzadas (C) que pueden abrir hoyos profundos sin compactación del suelo (D). Mientras se mantiene la planta en posición vertical a la mitad del hoyo (E), compacte el suelo alrededor del cepellón a medida que el hoyo es llenado (F).

7.6.7.5 Tubos plantadores

Los tubos para plantar son plantadores de punta mecanizados que hacen un hoyo al comprimir la tierra hacia los lados y al fondo, con un par de lengüetas de metal puntiagudas que montadas sobre bisagras, se abren y cierran como mandíbulas (Figura 7.6.19A). Estas lengüetas se abren por medio de un pedal nivelador y la planta de contenedor se deja caer por el tubo hueco hacia adentro del hoyo (Figura 7.6.19B). El tubo plantador “Pottiputki” es la marca más popular, y está disponible en varios modelos con diferente diámetro del tubo. En algunos modelos, la profundidad de la plantación es ajustable, lo que se hace

necesario para la planta de vivero con cepellones más largos. Uno de los atractivos de estos tubos es que se minimiza la fatiga del trabajador, pues no tiene que inclinarse. Los tubos plantadores son populares en la zona del noreste de Estados Unidos y este de Canadá. Aunque también son populares en Ontario, allá se consideran algo caros en precio y mantenimiento (Paterson *et al.*, 2001). Al comparar su efectividad, los tubos fueron tan efectivos como los plantadores de punta o las barras de plantación (Jones y Alm, 1989).

7.6.7.6 Taladros motorizados

Los taladros motorizados se han usado en proyectos de reforestación por décadas, y se están haciendo populares para programas de restauración (Figura 7.6.20A). Los taladros motorizados funcionan mejor en suelo profundo donde no haya raíces largas ni piedras grandes, y son la mejor herramienta para plantar las plantas más grandes y altas. Una de las preocupaciones es la compactación o el acristalado que en ocasiones se forma a los lados de los hoyos bajo algunas condiciones específicas del suelo (Lowman, 1999), aunque esto se puede minimizar moviendo ligeramente la barrena del taladro. En Quebec y Nueva Escocia, las plantas altas en contenedor son las preferidas para competir contra la maleza, y se consideró que un taladro con motor de gasolina fue una mejor herramienta para plantar, que las palas o los extractores de tierra en todos los tipos de suelo (St-Amour, 1998). Un taladro manual de gasolina se puede usar con puntas

de taladro de 2.5 a 10 cm (1 a 4 in) de diámetro, y la transmisión reversible ayuda cuando la barrena se atora (Trent, 1999).

Uno de los beneficios de usar el taladro motorizado en los proyectos de plantación es que el operador selecciona el sitio de plantación y controla la calidad de cada uno de los hoyos (Figura 7.6.20B). Un operador puede perforar suficientes hoyos para varios plantadores que le sigan y vayan plantando (Figura 7.6.20C). Cuando es necesario limpiar la maleza, la persona que lo realice seleccionará los lugares específicos y eliminará las hierbas anticipándose al operador del taladro. En algunos tipos de suelo, el operador tendrá que excavar suelo mineral extra cerca de cada hoyo para asegurarse que la plantación se realice adecuadamente. Al usar el taladro para hacer hoyos más profundos que lo largo del cepellón, se reduce la compactación y se promueve el crecimiento de la raíz hacia abajo. Esto significa que el plantador debe sostener la planta a su debida profundidad mientras rellena el hoyo de abajo hacia arriba (Figura 7.6.20D). El suelo estancado puede llegar a ser un problema cuando se usa el taladro motorizado, por lo que es una buena idea amontonar un poco más de tierra alrededor de la base de la planta. Cuando hay disponible más de un operador de taladro, es recomendable cambiar a los operadores por turnos para reducirles la fatiga (Cleary *et al.*, 1978).

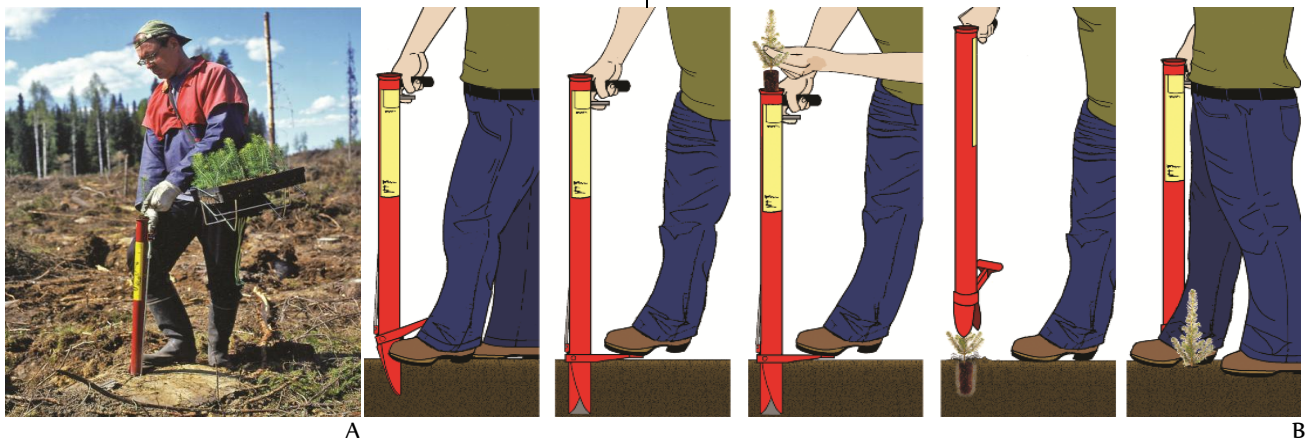


Figura 7.6.19 Los tubos plantadores tienen unas mandíbulas puntiagudas que se abren el hoyo de plantación (A). La planta es dejada caer en el hoyo a lo largo del tubo (B).

Existe la comercialización de una gran variedad de taladros motorizados para renta o venta: con cabeza de motosierra, taladros para uno y dos operadores, y taladros que se montan en un tractor (Figura 7.6.20E). Para la mayoría de los proyectos pequeños de plantación, se pueden rentar los taladros motorizados en cualquier agencia comercial de renta. Cuando se trata de proyectos de reforestación y restauración a gran escala, es más económico comprar uno. Sin embargo, si no se tiene la suficiente experiencia con la operación del taladro motorizado, probablemente sea una buena idea primero rentar uno para asegurarse de tener la máquina correcta para el proyecto. Los taladros motorizados son herramientas que requieren de un alto grado de mantenimiento, por lo que se debe tener otro de repuesto, lo mismo que las refacciones y barrenas necesarias (Kloetzel, 2004).



A

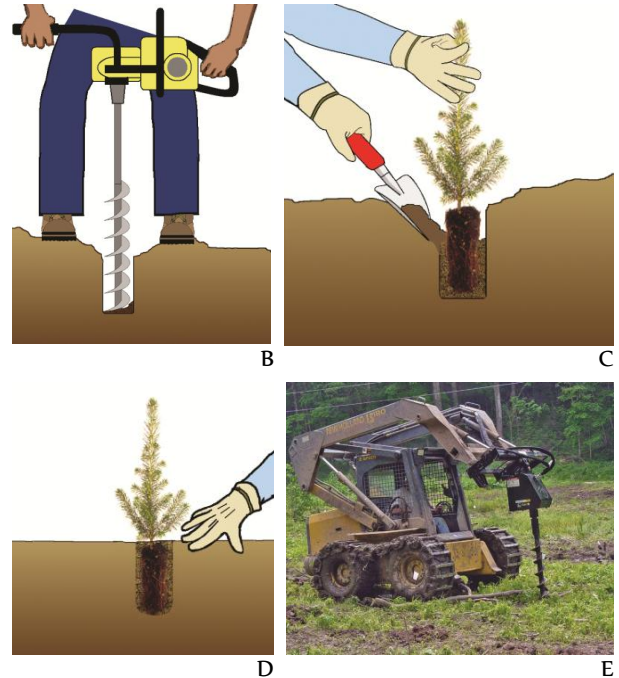


Figura 7.6.20 Los taladros son una herramienta de plantación efectiva ya que un operador experto puede hacer los hoyos (A y B) mientras que otros trabajadores realizan la plantación de la producción (C), cubriendo los hoyos manualmente (D). Los taladros acoplados a un tractor pueden crear hoyos lo suficientemente grandes para la producción en contenedor de mayor tamaño (E).

Los equipos de plantación con taladros motorizados bien coordinados pueden lograr rangos de producción de hasta 30 a 70 plantas por persona por hora (Kloetzel, 2004). En Hawaii, los taladros motorizados se han convertido en la herramienta ideal para plantar cuando los trabajadores son voluntarios o se trata de plantadores no profesionales, porque la tasa de plantación es de 2.5 veces más que la plantación normal realizada con herramientas manuales (Jeffrey y Horiuchi, 2003).

7.6.8 Máquinas plantadoras

Las máquinas plantadoras se han estado usando para plantas de coníferas desde hace más de 100 años, y las plantas en contenedor son ideales para su uso por lo compacto de su sistema radical y uniformidad. Debido al aumento sostenido de los costos de mano de obra y la dificultad de encontrar plantadores calificados, muchos de los especialistas en reforestación y restauración se están inclinando por la plantación mecanizada (Hallonborg, 1997). Los forestales en la Columbia Británica han llevado a cabo pruebas con las plantadoras mecanizadas y encontraron que el costo de la plantación mecanizada se comparaba con la plantación manual, pero sólo era posible en lugares relativamente planos y de fácil acceso. Muchos de los sitios de reforestación en las montañas son agrestes, rocosos, y están cubiertos con tocones y trozos de árboles, factores que favorecen el uso de plantadores bien entrenados (Mitchell *et al.*, 1990). De igual modo, las máquinas plantadoras no son muy ampliamente utilizadas en Ontario debido a las restricciones del terreno, por el alto costo de la inversión inicial y mayores costos de mantenimiento (Paterson *et al.*, 2001). La plantación mecanizada se ha hecho más popular en terrenos más moderados como los de la zona centro, noreste y sureste de los Estados Unidos y Escandinavia.

Dos de los tipos básicos de plantadoras mecanizadas, una tirada por una grúa, y otra autopropulsada, están actualmente en uso, y de ellas se discutirá por separado (Cuadro 7.6.3).

7.6.8.1 Máquinas remolcadas por tractores

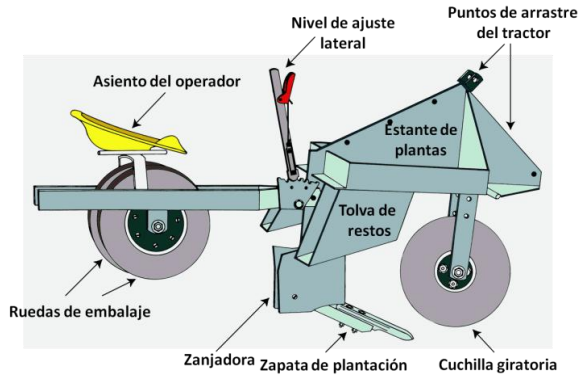
Muchas de las plantadoras mecanizadas están comercialmente disponibles y consisten de una cuchilla vertical giratoria, un arado, el asiento del operador, y ruedas contenedoras montadas sobre un marco reforzado (Figura 7.6.21A). Las plantadoras mecanizadas que se utilizan en campo abierto están equipadas con tres ganchos puntiagudos y son remolcadas por un tractor, cuyo operador se sienta mirando hacia

atrás. El disco corta las hierbas y raíces, y el arado abre un surco angosto (Figura 7.6.21B) donde el operador va colocando las plantas a mano. Las ruedas en la parte trasera van cerrando el surco y afirmando el suelo alrededor de cada planta. Para la plantación en campo abierto, las plantadoras también pueden estar equipadas con un tanque para la aplicación de herbicidas (Figura 7.6.21C).

Algunos modelos como la plantadora mecanizada Whitfield son muy apreciados para reforestar sitios donde abundan los desechos leñosos. Ofrecen mayor seguridad, dado que el operador va sentado en dirección opuesta dentro de un cajón, que lo protege de ser golpeado por algún residuo que haya sido lanzado por el tractor (Figura 7.6.21D). El operador coloca las plantas en un sujetador ensamblado que va dentro de una cadena giratoria (Figura 7.6.21E), llevando la planta alrededor de la unidad hasta que la posiciona en el surco. Los sujetadores se abren mecánicamente y la planta es colocada dentro del surco que después se cierra por medio de las ruedas contenedoras (Figura 7.6.21E). La plantadora mecanizada marca Taylor se ensambla al movilizador principal con un gancho de tres puntas que permite presionar la tierra hacia abajo para mantener la profundidad deseada; también lleva un tanque de agua en la parte superior para regar las plantas y mantenerlas húmedas (Converse, 1999). Algunas de las plantadoras mecanizadas están equipadas con discos que cortan la maleza en el sitio de plantación, mientras que otras tienen accesorios para la aplicación de herbicidas para controlar la vegetación no deseada. La velocidad de plantación varía con las condiciones del terreno, el tamaño de las plantas y la experiencia y habilidad del equipo de plantadores. Se ha reportado que la velocidad de plantación se encuentra en un rango de 400 a 1,000 árboles/hora (Slusher, 1993), y que en la zona sureste de los Estados Unidos, se llegan a plantar 1,100 plantas/hora de *Pinus palustris*, con un espaciamiento dentro de la hilera de 4 m (12 ft) (South, 2008).

Cuadro 7.6.3 Características de los dos tipos de máquinas plantadoras (modificado de Landis, 1999).

Características de la producción						
Tipo de propulsión	Método de plantación	Colocación de la planta	Espaciamiento de la planta	Longitud del cepellón determinado por	Requerimiento de firmeza del cepellón	Requerimiento de rigidez del tallo
Remolcado por un tractor	Surcado mediante ruedas juntas	Manual	Fijo en hileras	Profundidad de la zapata de apertura	No	Si
Auto-propulsado: montado sobre un excavador o un cosechador	Escarificado, montículos y cabezales para hacer los hoyos	Automática: hidráulica o neumática	Variable	Profundidad de la cabeza de plantación	Si	Si



A



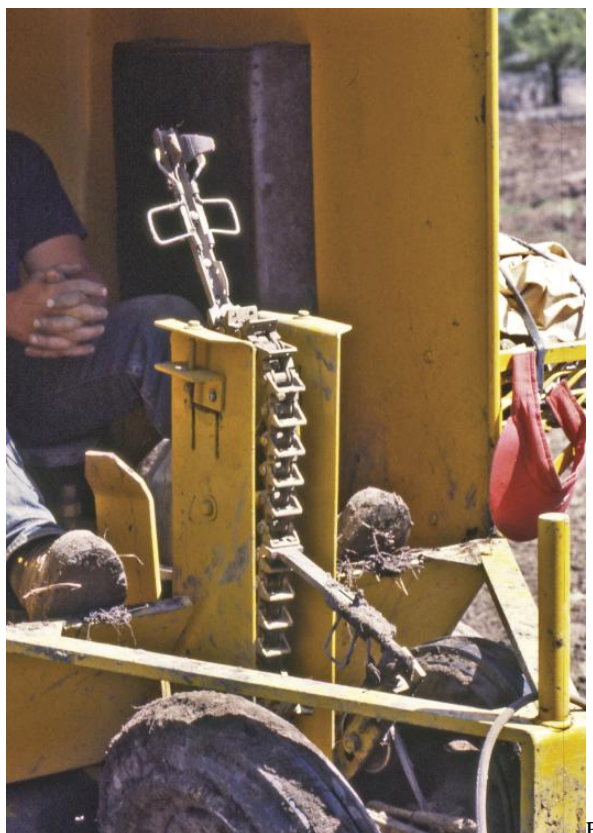
B



C



D



Desglose de costos
(porcentaje de los costos)

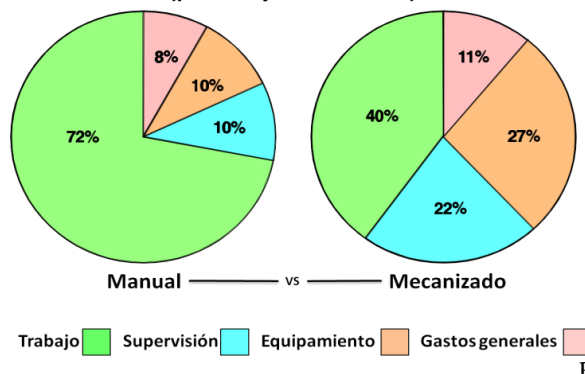


Figura 7.6.21 El tipo tradicional de máquina plantadora (A) está acoplada a la parte trasera de un tractor, y las plantas son espaciadas uniformemente en hileras lineales (B). Algunos modelos pueden asperjar herbicida para el control de malezas (C). Con la plantadora Whitfield, el operador viaja en la parte posterior y coloca las plantas en sujetadores sobre una cadena giratoria (D), que las transporta hacia la base del surco, el cual cubierto con las ruedas de embalaje (E). Una comparación económica ha mostrado que la plantación mecanizada la cual puede ser mucho más económica que una plantación manual (F).

La plantación mecanizada se debe evaluar con base a las características específicas de cada sitio, y no es efectiva en pendientes mayores de 35%. Para compensar los costos de transporte, operación y mantenimiento, los proyectos de plantación deben ser relativamente grandes y en lugares accesibles. Una comparación entre la plantación a mano y la mecanizada, mostró que el ahorro de mano de obra puede ser considerable (Figura 7.6.21F). Por ejemplo, en el sureste de Alaska, los costos de reforestación estuvieron en el rango de \$247 a \$321 USD/ha. (\$100 a \$130/ac), lo que consistió en un 18% menos que la plantación a mano (Peterson y Charton, 1999).

Una consideración necesaria con las plantadoras mecanizadas de este tipo es que las plantas quedan espaciadas uniformemente a lo largo de los surcos. Esto es benéfico cuando el patrón de plantación que se desea es como una cuadrícula, como sucede en los bosques comerciales o con las plantaciones de árboles de Navidad (Figura 7.6.11A). Sin embargo, el espaciado tan igual tiene sus inconvenientes cuando se desea una plantación de apariencia más natural (Figura 7.6.11B y C).

7.6.8.2 Máquinas plantadoras autopropulsadas

Debido al alto costo y a la dificultad para encontrar trabajadores especializados, algunos modelos de plantadoras de autopropulsión se han desarrollado en Escandinavia para plantar árboles producidos en contenedor (Figura 7.6.22A). Estas máquinas de uso múltiple tienen muchos beneficios (Drake-Brockman, 1998):

- Los deshierbes, la formación de montículos y la plantación, se pueden lograr en una sola operación
- Los lugares especiales los selecciona el operador, lo que da como resultado que la plantación se vea más natural (Figura 7.6.11B y C)
- Hay menos lesiones de trabajadores, pues la máquina hace el trabajo físico
- Los operadores están protegidos de las inclemencias del tiempo

- La calidad de la plantación es constante
- Hay menos contacto con plantas de vivero químicamente tratadas
- Se reducen costos en la dirección de planeación y supervisión.

Cada plantadora mecanizada tiene un mecanismo diferente, pero todas cuentan con cabezales remotos que limpian el sitio de maleza, forman los montículos y establecen las plantas en los lugares específicos seleccionados por el operador.

Máquina plantadora marca Bräcke. Esta plantadora desarrollada en Suecia, ha sido la más popular de las plantadoras de autopropulsión (Figura 7.6.22A) y ha sido utilizada en el Reino Unido y por toda Escandinavia. Más de 30 de estas máquinas se han usado en Finlandia debido a la falta de mano de obra. La calidad del trabajo ha sido igual a la plantación manual, pero los costos de plantación han sido ligeramente más elevados (Harstela *et al.*, 2007). El cabezal se monta en el brazo de una excavadora o cosechadora, el cual es controlado hidráulicamente (Figura 7.6.22B) y contiene un cargador circular el cual alberga de 60 a 88 plantas (Figura 7.6.22C). Puede formar montículos y establecer las plantas en la misma operación (Cuadro 7.6.22D); las tasas de producción han variado desde 140 a 250 plantas/hora, dependiendo de las condiciones del sitio.

Máquina plantadora marca M-Planter. Esta máquina plantadora de origen finlandés también viene montada sobre un brazo excavador o una cosechadora, pero puede formar y plantar dos montículos, sin moverse de su lugar (Figura 7.6.22E-F). La M-Planter consta de un cargador alargado que contiene 242 plantas y, en una comparación reciente, plantó un 24 a 38 % más que la máquina Bräcke, en una diversidad de condiciones de terreno. Actualmente se está llevando a cabo investigación sobre un modelo mejorado de la M-Planter (Harstela *et al.*, 2007).

Máquina plantadora marca Ecoplanter. Esta plantadora mecanizada de origen sueco también viene montada sobre un brazo excavador o una cosechadora, pero puede formar y plantar dos montículos al mismo tiempo. La Ecoplanter tiene capacidad para 240 plantas y puede llegar a plantar de 220 a 250 plantas/hora (Saarinen, 2007).

En el norte de Europa se han hecho varias comparaciones entre las plantadoras mecánicas autopropulsadas. En Finlandia, la marca Bräcke y la Ecoplanter tuvieron rangos muy similares en cuanto a la capacidad de plantación, yendo de 200 a 250 plantas/hora. La calidad de plantación de la Bräcke fue comparable con la plantación manual y superó a la Ecoplanter (Figura 7.6.22G), la cual causó la deformación del tallo, y tuvo más árboles debilitados o muertos después de dos años (Saarinen, 2007). En una de las pruebas hechas a la plantadora Bräcke en Irlanda, la calidad de plantación fue buena dentro de las especificaciones de la calidad de plantación, pero no tan buena como si se hubiera hecho manualmente. Sin embargo, no se encontraron diferencias significativas en cuanto a crecimiento en altura y del incremento en diámetro del cuello de la raíz, después de la primera temporada de crecimiento (Nieuwenhuis y Egan, 2002). En el Reino Unido, la máquina Bräcke tuvo una producción muy aceptable de plantación de coníferas en contenedor, en sitios de reforestación en terrenos elevados (Drake-Brockman, 1998).



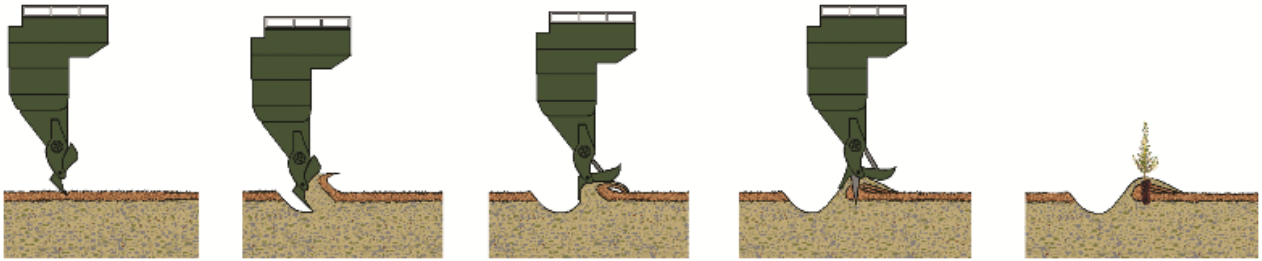
A



B



C



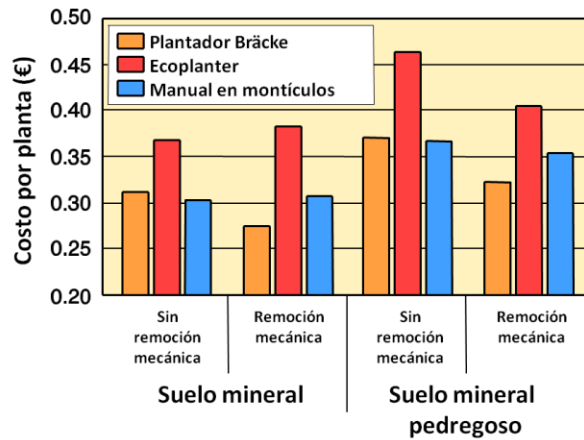
D



E



F



G

Figura 7.6.22 Un número de máquinas plantadoras auto-propulsadas han sido desarrolladas en Escandinavia para la producción en contenedor. La máquina plantadora Bräcke (A) ha sido utilizada con una extensión que consiste de una cabeza plantadora (B) con una carga de plantas (C) la cual es montada en el brazo de una excavadora. La cabeza plantadora crea hidráulicamente un montículo y establece una planta en la punta (D). Las máquinas más recientes como la M-Planter (E) puede establecer dos plantas sin que se mueva la excavadora y aprisiona el suelo alrededor de éstas (F). Ensayos en plantación han mostrado que las plantadoras mecánicas comparativamente son más favorables que una plantación manual (G) (E, cortesía de Pekka Helenius; F, cortesía de Leo Tervo).

7.6.9 Equipo de plantación para árboles grandes

Las plantas grandes en contenedor y los esquejes sin raíz son difíciles de plantar, por lo que se ha desarrollado un equipo especial para tal efecto. Nótese que es muy importante tener un acceso fácil al sitio de plantación, y en el caso de la plantadora a profundidad, se debe tener además, una fuente de agua disponible.

7.6.9.1 Punzón expansivo

El punzón expansivo es el nombre de una plantadora mecanizada recientemente desarrollada que va acoplada al brazo de una excavadora (Figura 7.6.23A), que hace un hoyo y establece las plantas de vivero en una sola operación. El cabezal de plantación está compuesto por dos pivotes de hierro paralelos, articulados para abrir y cerrar como lo hace una tijera; cada pivote está diseñado para crear una cámara larga y hueca entre ellos cuando están cerrados. La apertura y cierre de los pivotes se opera de manera hidráulica. Cuando los pivotes están cerrados, el punzón llega a un punto específico y es empujado dentro del suelo por la fuerza del brazo excavador. Una planta producida en contenedor o un esqueje largo de latifoliadas es colocado dentro de la cámara. El punzón expansivo es maniobrado hacia el punto específico de la plantación haciendo que el pico se inserte en el suelo. Cuando el pico se abre, la planta cae hasta el fondo del hoyo (Figura 7.6.23B).

Dos modelos de punzones expansivos, uno sencillo que planta una planta a la vez y otro que planta 50, se encuentran actualmente disponibles. El modelo de plantación sencilla sostiene una planta a la vez y en promedio planta de 50 a 80 plantas/hora. La cámara giratoria del modelo que establece 50, sostiene 50 plantas hasta de tres especies diferentes, y puede duplicar la tasa de plantación del modelo que planta una a la vez (Kloetzel, 2004). El punzón expansivo puede llegar a lugares que serían totalmente inaccesibles para cualquier otro equipo de plantación. Los brazos acoplados en excavadoras más pequeñas pueden alcanzar hasta 7.5 m (25 ft), mientras que aquellos colocados en máquinas más grandes se pueden extender hasta un radio de 15m (50 ft). Este equipo también puede plantar en condiciones de suelos muy rocosos, y puede penetrar suelos muy compactos, haciendo de esta maquinaria la ideal para proyectos de restauración. Se sugiere tener a una persona siguiendo a la máquina, que vaya rellenando con suelo mineral alrededor de las plantas.

El mayor inconveniente que puede tener el punzón expansivo es su costo. Además del gasto de operación pagado por hora, el costo de movilización del equipo puede llegar a ser muy alto, aunque estos costos deberán ser amortizados durante el tiempo que dure el proyecto. Conforme aumenta el número de plantas plantadas por el punzón expansivo en un proyecto, el costo por planta se reduce. En una operación bien planeada, el punzón expansivo puede lograr una producción de 200 plantas/hora.

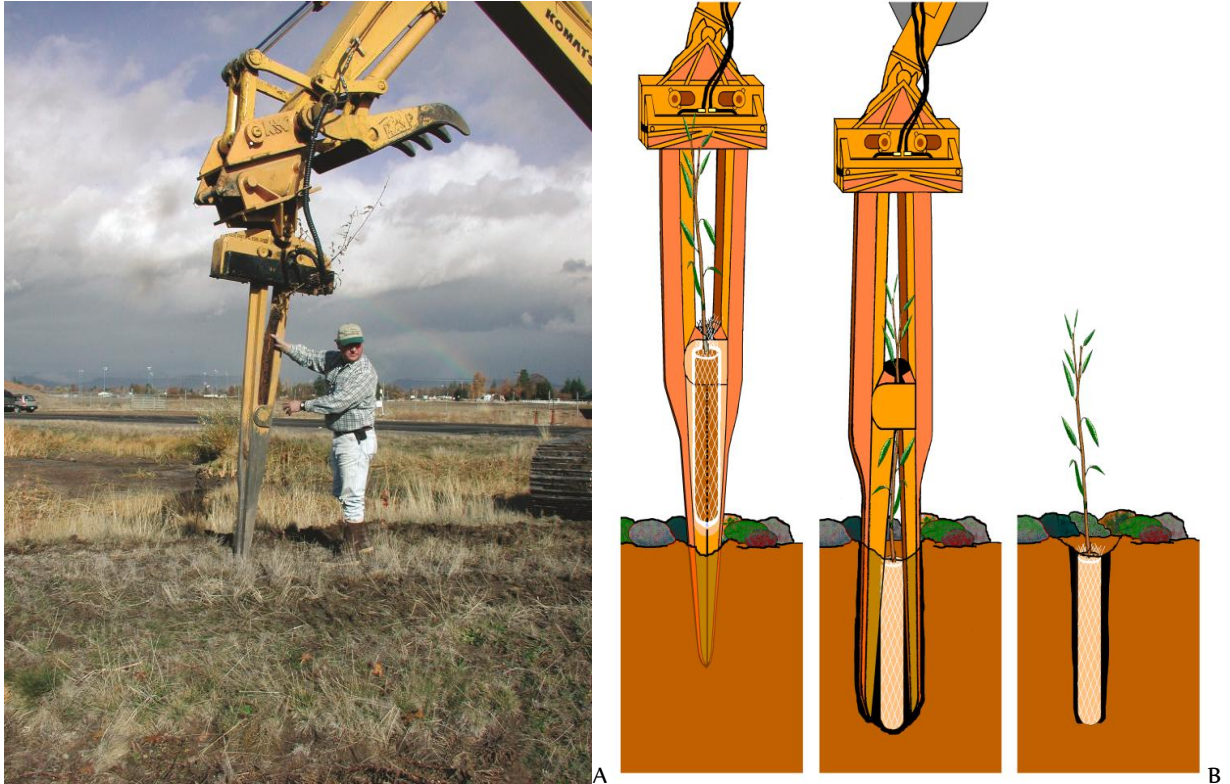


Figura 7.6.23 El punzón expansivo es una máquina de plantación especializada para sitios duros, incluyendo los suelos compactados (A). La cabeza plantadora en forma de tijera crea un hoyo donde se establece una planta con un cepellón alto o esquejes sin enraizar (B).

7.6.9.2 Plantador de cepellón

El plantador de cepellón se desarrolló especialmente para proyectos de restauración de riberas (Hoag, 2006) y utiliza agua a muy alta presión para hacer los hoyos y colocar las plantas grandes producidas en contenedor. Se bombea el agua de alguna fuente como un lago, arroyo, o un tanque hacia un compresor (Figura 7.6.24A) para luego forzar su salida por medio de una boquilla de alta presión (Figura 7.6.24B). El plantador tiene aspas de 7.6 cm (3 in) unidas a los lados de la boquilla, lo que hace los hoyos lo suficientemente largos para cepellones de hasta 3.8 L (1 gal) (Figura 7.6.24C). El hoyo que hizo el plantador se llena con estiércol líquido que más adelante se libera cuando el cepellón de la planta en contenedor es insertado a la profundidad deseada. Una vez que el agua del estiércol se escurre hasta la tierra que lo rodea, la tierra se acomoda alrededor del cepellón, asegurando así un buen contacto entre el suelo y la raíz. El agua también empapa los cepellones y se filtra en el suelo circundante. Ensayos operativos han demostrado que las plantas grandes producidas en contenedor se pueden establecer a una velocidad aproximada de 60 plantas/hora (Hoag, 2006).



Figura 7.6.24 El plantador de cepellón utiliza agua a alta presión bombeada de un compresor (A) a través de una manguera y una boquilla especializada (B) para crear hoyos para el establecimiento de plantas con cepellones grandes (C).

7.6.10 Tratamientos durante la plantación

Dependiendo del sitio, varios tratamientos se pueden aplicar a las plantas al momento de la plantación para mejorar la supervivencia y crecimiento. Estas soluciones para factores potenciales limitantes deberían haber sido identificados durante la evaluación del sitio de plantación (Véase la Sección 7.6.1).

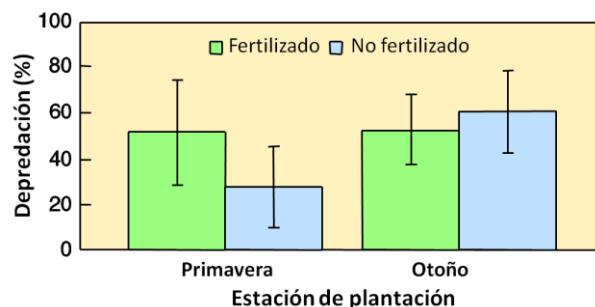
7.6.10.1 Protección contra animales

Comparadas con las plantas silvestres, las plantas fertilizadas de vivero tienen mayores niveles de nutrientes minerales y por lo tanto, son las preferidas de los venados, alces, y otros animales (Frederickson, 2003). Las plantas (especialmente el brote terminal) son comidas por los venados, alces, marmotas, y otros animales, aunque esto varía por temporada (Kaye, 2001) (Figura 7.6.25A). Si el área de plantación es conocida por tener problemas de daños por los animales, se deben tomar todas las medidas necesarias para controlarlos. Las barreras físicas inmediatamente después de la plantación tales como redes, mallas rígidas de plástico (Figura 7.6.25B), cubiertas para la yema y cercas, pueden ayudar a proteger las plantas el tiempo suficiente para que crezcan y puedan resistir a los daños de los animales. Troy *et al.* (2006) encontraron que el 95 % de las plántulas de encino (*Quercus* spp.) sin protección, fueron mordidas en comparación con sólo el 4% de aquéllas que fueron protegidas de alguna manera. Johnson y Okula (2006) concluyeron que la protección aumentó tanto la supervivencia como el crecimiento de las plántulas de *Purshia tridentata*.

Existe una gran variedad de protecciones para los árboles como los paneles sólidos y mallas protectoras de plástico, y la respuesta del medio ambiente y de las plantas hacia estas protecciones puede variar considerablemente. Las plantas producidas en contenedor de *Thuja plicata* y *Quercus garryana* fueron plantadas y protegidas con una fina malla de tela protectora, con paneles sólidos blancos con y sin agujeros, y con paneles de color azul sin ventilación. Un año después de la plantación, el crecimiento en altura y diámetro de *Thuja*

plicata se incrementó con todo tipo de protecciones, resultando que el crecimiento de mayor altura se dio en los lugares donde las plantas se protegieron con paneles sólidos color azul. Sin embargo, estando protegidos por paneles de color azul, la fotosíntesis y el crecimiento en diámetro del tallo en plantas de *Quercus garryana*, que son menos tolerantes a la sombra, se redujeron de manera significativa en comparación con las plantas que no estuvieron protegidas (Devine y Harrington, 2008).

Los repelentes químicos son una opción más para proteger las plantas del daño por animales. Estos repelentes son menos costosos que las barreras físicas pero su eficacia puede ser de corta duración. Existe una gran variedad de productos que tienen un olor y sabor repugnantes para los animales silvestres. Al tratar las plantas con estos productos se reduce de manera importante el pastoreo (Frank, 1992; MacGowan *et al.*, 2004) (Figura 7.6.25C).



A



B

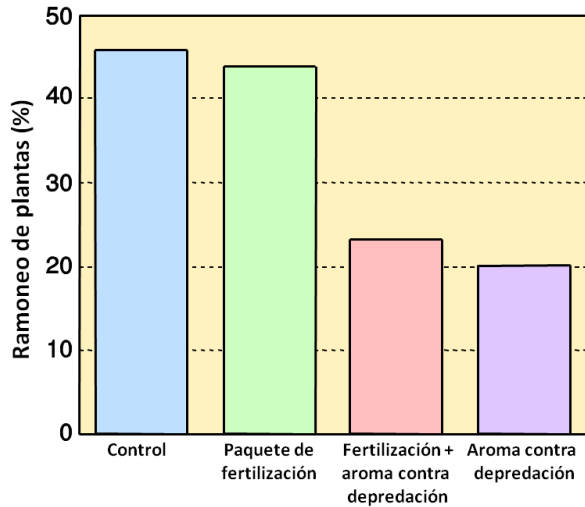


Figura 7.6.25 El daño por ramoneo de las plantas establecidas puede ser muy alto en algunos sitios (A). Las opciones para protecciones de las plantas de los daños por animales incluyen tubos de redes plásticas (B) o la aplicación de aromas repelentes al depredador (C).

7.6.10.2 Fertilización

La nutrición mineral es un componente clave para el desempeño de la planta después de la plantación, y la mayoría de los sitios de plantación muestran condiciones limitadas de muchos de los nutrientes esenciales, especialmente del nitrógeno. Las tabletas de Agriform® están compuestas de urea formaldehído, el cual libera lentamente nitrógeno, así como fósforo, potasio y otros elementos menores y secundarios (Scotts, 2007). Aunque estas tabletas Agriform® son de uso muy común en plantaciones ornamentales, aún no llegan a utilizarse de manera amplia en los proyectos de reforestación y conservación de los bosques, o en la plantación de especies nativas. En cambio, los fertilizantes cubiertos con polímero de liberación controlada (Osmocote®, Apex®, Multicote®, Nutricote®, Diffusion®) se han hecho más populares para usarlos al momento de la plantación (Jacobs *et al.*, 2003), y los hay en períodos de liberación de nutrientes hasta por 18 meses. Los gránulos del fertilizante se incorporan sustrato durante la siembra (Moore y Fan, 2002; Haase *et al.*, 2006), o se adicionan al fondo de los hoyos de plantación (Arnott y Burdett, 1988; Van den

Driessche, 1988). Otras formas de aplicación incluyen la aplicación de los gránulos de fertilizante en un hoyo hecho al lado de la planta o espolvoreado alrededor de su base. Para minimizar la posibilidad de que el fertilizante quemé las raíces y evitar que los nutrientes sean “robados” por la vegetación competidora, la aplicación lateral es la que parece funcionar mejor (Landis y Dumroese, 2009).

Sin embargo, la eficacia de los fertilizantes varía con las características de cada sitio de plantación (Rose y Ketchum, 2002; Everett *et al.*, 2007). En los lugares con limitaciones de humedad, la salinidad de los fertilizantes puede elevarse a niveles tóxicos, resultando en un efecto negativo sobre la supervivencia y el crecimiento de la planta (Jacobs *et al.*, 2004). Para la plantación de otoño en el norte de California, los beneficios en el crecimiento inicial por efecto de la fertilización de liberación controlada no se mantuvieron con el tiempo (Frederickson, 2003). Antes de aplicar cualquier fertilizante, es de vital importancia considerar la formulación, la dosis, la colocación, su solubilidad y el rango de liberación, y los nutrientes naturales existentes en el sitio de plantación.

7.6.10.3 Coberteras

Además de las prácticas para preparar los sitios de plantación y minimizar la competencia por la vegetación (Véase la sección 7.6.4.5), las coberteras pueden reducir la reaparición de la maleza por más tiempo que la preparación inicial del sitio. Los tapetes para cubrir, hechos de materiales como plástico, fibras de tela, tierra o papel (Figura 7.6.26A-B), se mantienen en el sitio con piedras, ramas o estacas. Para proteger las plantas también se usa una capa gruesa de materia orgánica hecha con trozos de olote de maíz, fibras de coco, hojarasca de pino, aserrín, o pedazos de corteza de árbol (Figura 7.6.26C). Además de inhibir el crecimiento de la vegetación, las coberteras protegen el suelo de temperaturas extremas y ayudan a mantener la humedad al reducir la evaporación de la superficie. Aunque la compra y colocación de los materiales de coberturas resulta costosa,

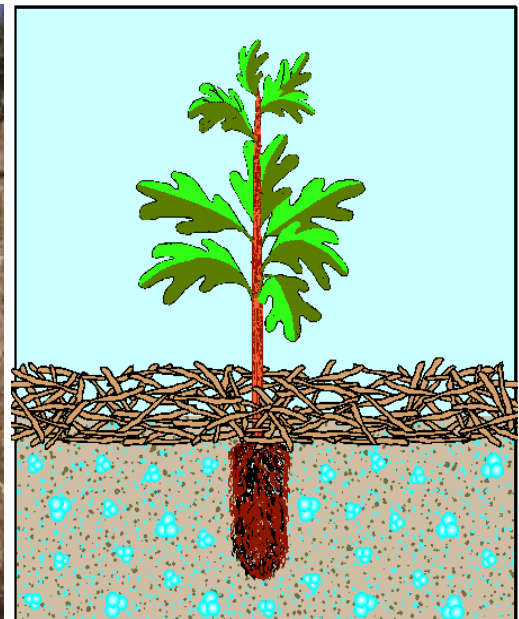
con ellos se mejora significativamente la supervivencia y crecimiento de las plantas en sitios secos. McDonald *et al.* (1994) encontraron que los tapetes para cubrir de (3 m x 3 m [9 ft x 9 ft]) de largo son muy durables (5 años), y que también son muy eficaces en favorecer que las plantas de *Pinus ponderosa* se establezcan en sitios de plantación sin ningún impedimento de competencia con otras plantas, y aumentaron significativamente el crecimiento en altura y diámetro en comparación con los controles. De igual manera, el *Quercus macrocarpa* y el *Fraxinus americana* respondieron positivamente a los tratamientos de coberturas (Truax y Gagnon, 1993). Las coberturas pueden ser especialmente efectivas en sitios de restauración áridos. Las coberturas con desperdicios de plástico de sólo 122 cm (48 in.) de diámetro aumentaron significativamente el contenido del agua en el suelo y el subsecuente crecimiento de plantas en contenedor de *Quercus garryana*; aún más, el riego posterior a la plantación solamente resultó efectivo bajo las coberturas (Devine *et al.*, 2007).



A



B



C

Figura 7.6.26 Coberturas a base de tapetes de papel (A y B) o material suelto (C), pueden reducir la competencia vegetal alrededor de la planta establecida.

7.6.10.4 Protecciones

Como se mencionó previamente, las protecciones (Figura 7.6.27A) pueden evitar el daño a las plantas por los animales. Otro beneficio importante es que las protecciones limitan la intensidad de los rayos UV, protegen de los vientos secos que pueden provocar desecación, y evitan quemaduras por el sol (Figura 7.6.27B). La supervivencia de las plantas de *Picea engelmannii* aumentó de un 58% a más del 95%, cuando se les colocaron protecciones (Jacobs y Steinbeck, 2001). Las protecciones para las plantas están disponibles en una gran variedad de tamaños y colores (que permiten la penetración de diferente intensidad de luz solar), lo mismo que se fabrican con o sin espacios de ventilación. La selección de una protección específica se debe hacer basándose en las condiciones del lugar donde se instalará, y el hábito de crecimiento de la especie. Al hacer una comparación entre las protecciones con y sin ventilación, las que contaban con ventilación, redujeron considerablemente la temperatura del interior, en cerca de 2.7°C (5°F) (Swistock *et al.*, 1999). Las plantas que se conservan en protecciones altas y rígidas durante largo tiempo, pueden llegar a ahilarse (se reduce el diámetro de su tallo con relación a su altura) y sin poderse sostener cuando se quita la protección (Burger *et al.*, 1996). Algunas consideraciones administrativas que se deben tomar en cuenta antes de usar las protecciones son los costos de adquisición, el montaje e instalación, y el mantenimiento anual después de las nevadas invernales que pueden haberlas aplastado y causado daño a la planta. Sin embargo, los altos costos se pueden ver compensados por el aumento de la supervivencia, de ese modo,

reduciendo la necesidad de replantar en fechas posteriores, cuando la vegetación competidora está establecida.

7.6.10.5 Sombreado

Idealmente, los sitios de plantación proporcionen sombra y protección a los micrositios de plantación, por medio de materiales adecuados como tocones o troncos (Ver la Sección 7.6.5.1). Sin embargo, en ocasiones resulta muy útil instalar sombra artificial para proteger las plantas de sufrir daños por el calor. La resistencia a sufrir daño por el calor aumenta conforme crece la planta, cuando su habilidad para sombreado a sí misma aumenta. Los daños por el calor generalmente ocurren en sitios planos o en aquéllos ubicados hacia el sur, en regiones con veranos calientes y secos, y con cielos despejados, pero también puede suceder en regiones más húmedas, bajo condiciones de sequedad y cielo despejado (Figura 7.6.27B). Sombrear únicamente la base del tallo parece ser tan efectivo para prevenir las lesiones por el calor, como sombreado todo el tallo y algo del follaje, lo que también puede reducir la transpiración (Helgerson, 1989a). La supervivencia a los cinco años de plantas del *Pseudotsuga menziesii* en dos sitios orientados hacia el sur en Oregon, aumentó por haberlas sombreado (Helgerson, 1989b). En otro estudio, el sombreado artificial aumentó de manera significativa la supervivencia en cuatro de seis sitios extremos localizados al oeste de las Montañas "Cascade" (Peterson, 1982). Los materiales que se usan en las sombras artificiales incluyen cartón, teja, lonas de tela rígida y otros materiales, los cuales deberán instalarse en el lado sur o suroeste de cada planta (Figura 7.6.27C).

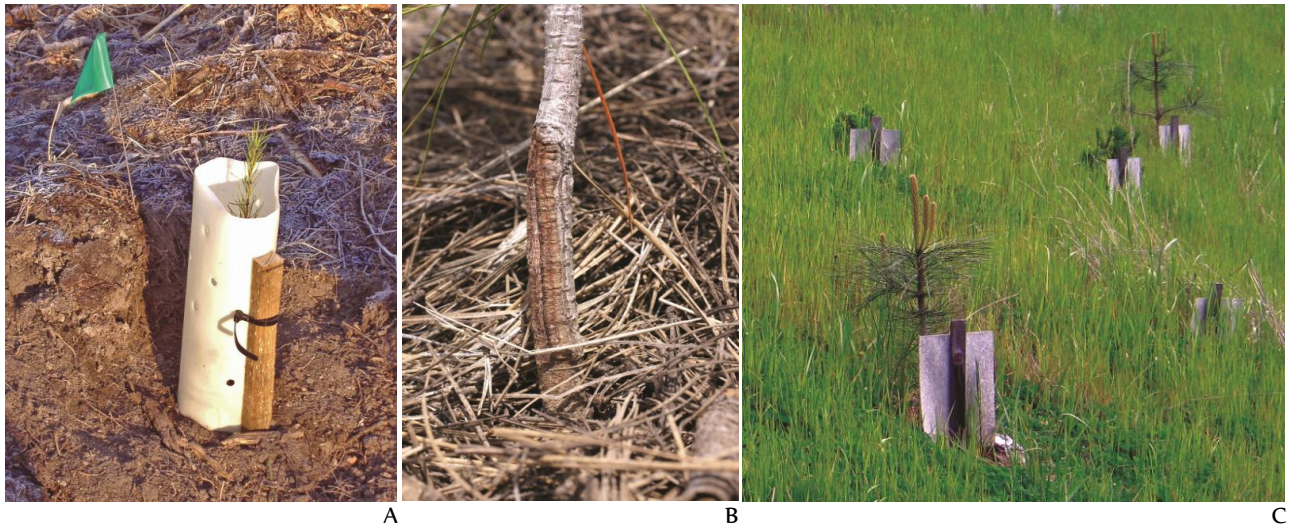


Figura 7.6.27 Los refugios de árboles (A) protegen las plantas de daño por animales y quemaduras del sol (B); el sombreado es también efectivo contra el daño por el sol, aunque debe instalarse en el lado suroeste de la planta (C).

7.6.10.6 Riegos

Aunque el riego es imposible en los típicos sitios de reforestación, en ocasiones se necesita regar las plantas después de la plantación, en sitios de restauración con clima extremo, por lo que hay que usar técnicas especiales. Por ejemplo, en uno sitio del Desierto de Sonora, las plantas de *Prosopis glandulosa* fueron regadas por medio de tubos de plástico, para asegurarse que el agua llegara hasta la zona de la raíz, sin que hubiera pérdida por evaporación. Cuatro años después, las plantas que habían sido regadas de manera profunda, tuvieron tres veces mejor supervivencia y crecieron más altas, que las plantas a las que solamente se les regó por encima de la superficie. Mayor información sobre el riego profundo y otras técnicas se pueden encontrar en Bainbridge (2007) y Steinfeld *et al.* (2007).

7.6.11 Monitoreo del desempeño de la plantación

La reforestación y restauración son inversiones costosas, por lo que es de sentido común llevar a cabo inspecciones para evaluar las necesidades, monitorear el desempeño, y seguir muy de cerca el éxito de la plantación a largo plazo. Muchas formas distintas de llevar a cabo las evaluaciones han sido documentadas en la literatura (Pearce, 1990; Stein, 1992); y una excelente guía de cómo evaluar las plantaciones de restauración se puede encontrar en el Capítulo 12 de Steinfeld *et al.* (2007).

La siguiente discusión tiene que ver con el monitoreo de la calidad de la plantación durante todo el proyecto. La única manera para saber si la plantación se está haciendo correctamente, es conduciendo una inspección, yendo justo detrás del equipo de plantadores (Neumann y Landis, 1995). En los contratos de trabajo de una plantación, estas inspecciones certifican si la labor cumple con todas las especificaciones, y los resultados se utilizan para calcular el pago. Las inspecciones rápidas y bien documentadas también pueden servirnos como una guía para aumentar el éxito de las plantaciones en proyectos posteriores. Por ejemplo, en el Estado de Texas, la incidencia de fracaso en la plantación se redujo a más de la mitad (de un 40% a cerca del 16%), después que se iniciara un programa de inspección (Boggs, 1994).

La clásica inspección de una plantación consiste en llevar a cabo los siguientes tres pasos (Rose, 1992):

Supervisión del número y distribución espacial de las plantas. Se establecen sitios para determinar si el número de plantas que se establecen en un área determinada es el correcto, si se seleccionaron bien los lugares para la plantación, y si las plantas están espaciadas adecuadamente. La nueva tecnología puede ayudar a hacer más fácil este trabajo. Durante un estudio reciente de investigación, a un plantador de punta (dibble) se le adaptaron varios accesorios: un

acelerómetro, una unidad GPS (Sistema de Posicionamiento Global), y un capturador de datos para registrar la información, y mapear la ubicación exacta de cada planta, conforme se iban plantando. Los resultados obtenidos mostraron que el equipo había contado con mucha precisión ($\pm 7\%$) el número de plantas establecidas. Aunque el sistema GPS no fue lo suficientemente sensible para identificar individualmente a cada planta, este problema se puede solucionar utilizando un equipo nuevo con mucha más precisión (McDonald *et al.*, 2008).

Reconocimiento del área. Se examina una muestra representativa de plantas para verificar si el lugar de la plantación se seleccionó correctamente, y para verificar la calidad de limpieza del terreno, la orientación del tallo, la profundidad de la plantación, y el uso de sombra natural o artificial. La profundidad de la plantación es uno de los aspectos más trascendentes que hay que examinar, y normalmente se especifica con relación al límite superior del cepellón (Figura 7.6.28A; ver Sección 7.6.6.2).

Reconocimiento del subsuelo. Con una pala plantadora (Figura 7.6.18C) se excava un hoyo a un lado de la planta para verificar si la orientación de la raíz es la adecuada, si hubiera tierra suelta, bolsas de aire, y material extraño dentro del hoyo, entre otros. Comience por excavar lo suficientemente alejado del tallo principal, a unos (25 cm [10 in]) de distancia, a modo de no afectar las raíces al estar insertando la pala. Después, y mientras excava, vaya cuidadosamente deshaciéndose de la tierra que se acumule cerca del cepellón, para que al final pueda inspeccionar la posición en la que fue plantado (Figura 7.6.28B). El cepellón deberá encontrarse en una posición vertical, sin estar torcido, aplastado, ni enredado, y el hoyo no deberá tener piedras, palos, conos, ni algún otro tipo de residuo extraño. La tierra deberá estar casi tan firme como el resto del suelo que no ha sido tocado y sin bolsas de aire. En las plantaciones hechas con un taladro,

asegúrese y revise la firmeza de la tierra que está cerca del fondo de la excavación (USDA Forest Service, 2002).

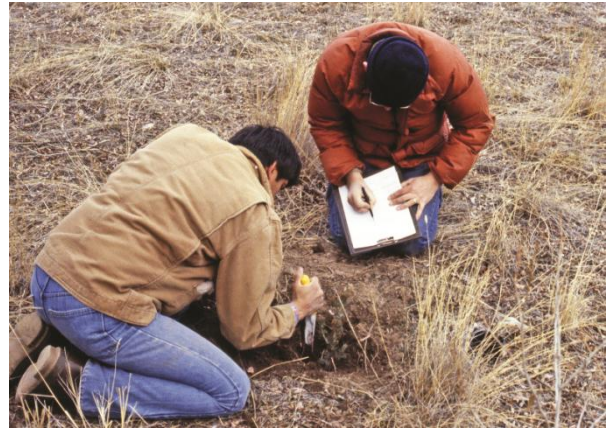
7.6.11.1 ¿Cuál es el mejor tipo de evaluación?

Tradicionalmente se han utilizado dos formas de evaluación, sitios circulares y en hileras con estacas. Cada una tiene sus propias ventajas.

Sitios circulares. El método tradicional para determinar la densidad de plantación se hace midiendo parcelas de 40 m² (1/100 acre) que estén distribuidas equitativamente en toda la plantación. Una muestra adecuada es aproximadamente 2.5 sitios/ha (una por acre), generalmente con no más de 30 sitios distribuidos equitativamente por toda el área plantada. Un sitio de una centésima de acre tiene un radio de 3.6 m (11 ft, 9.3 in), la cual se establece con una estaca central y un cordel o cáñamo de esta medida (Longo y Dicke, 2006). Se cuentan todas las plantas que han sido establecidas dentro del sitio, se miden y se examinan sus tallos y follaje. En la planta que se encuentre más cerca del centro, se excava hasta llegar al sistema radical, para evaluar la técnica de plantación que se siguió. Se registra la información de cada sitio por separado en un formato de evaluación (Figura 7.6.28C), utilizando el criterio de evaluación que se muestra en la Figura 7.6.14.

Hileras estacadas. Ya que en muchas ocasiones es difícil poder localizar las plantas deseadas debido al rápido crecimiento de las malezas, se marcan por hileras de 10 plantas, con estacas para que sea más fácil su localización en las siguientes evaluaciones. Establezca un punto de inicio que sea fácil de localizar, y coloque una estaca a cada 10 plantas a todo lo largo de un transecto con una brújula. La altura, el diámetro y la condición de la planta, junto con el promedio de espaciamiento que hay entre las plantas, se registran en un formato de evaluación. Los datos registrados en este formato, típicamente son usados para determinar la supervivencia y la velocidad de crecimiento, aunado al promedio de espacio que haya entre las

plantas; también se puede calcular el número de plantas por superficie (Londo y Dicke, 2006).



A



B

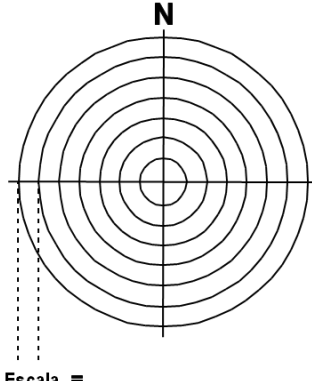
Plantación No. _____		Fecha de plantación _____		Inspector _____		
Sitio No. _____		Fecha de inspección _____		Contrato número _____		
Planta No.	Código Especie	Altura (cm)	Diámetro (mm)	Códigos de condición	Observaciones	Código de condición de planta
						<ol style="list-style-type: none"> 1. Plantación pobre del sitio 2. Plantado demasiado profundo 3. Plantación demasiado superficial 4. Raíz en forma de "J" 5. Compactación pobre. Bolsas de aire 6. Material de escombros en la cepa 7. Planta no vertical 8. Desbroce pobre 9. Densidad muy alta 10. Otros. Proporcionar comentarios
						Mapa del sitio
						 <p style="text-align: center;">Escala = _____</p>

Figura 7.2.28 Lo mejor para realizar la verificación en campo es hacerlo justo después de que se haya plantado (A). Se requiere cavar un hoyo vertical en el costado lateral de la planta (B) para verificar la profundidad apropiada y la posición de los cepellones. El uso de un formato estándar de evaluación (C) asegurará que se levante la misma información en cada sitio de muestreo.

7.6.11.2 ¿Cuál es el mejor diseño de muestreo?

Se recomienda un muestreo sistemático estratificado porque los sitios se localizan a distancias predeterminadas, por lo tanto, fáciles de establecer y localizar nuevamente en el futuro. La estratificación significa que toda la población de plantas dentro del área de plantación estará subdividida en unidades homogéneas, antes de empezar con el muestreo. Primero, se identifican los estratos de condiciones uniformes, después se localizan sistemáticamente los sitios de muestreo que habrá dentro de esas áreas (Pearce, 1990). Estos estratos pudieran basarse en las especies, el origen del vivero, el personal de plantación, o cualquier otro factor que lograra introducir un nivel serio de variación. Las plantas establecidas mecánicamente en tierras de cultivo abandonadas, tendrían menos variabilidad, pues las condiciones del terreno son relativamente uniformes y la variación de un plantador a otro, no es realmente un problema. Por el contrario, se dan muchas variaciones en los proyectos de plantación manual en terreno montañoso, donde existen diferencias en exposición, el tipo de suelo, y la técnica de plantación que se utilizó (Neumann y Landis, 1995).

7.6.11.3 ¿Cuántos sitios son necesarios?

El número de sitios a establecer generalmente se define en función a dos factores: 1) los recursos disponibles (tiempo y dinero); y 2) la variabilidad de los atributos que se medirán. Para calcular el número adecuado de sitios, los estadísticos están interesados en alguna medición de la variabilidad, como lo puede ser la desviación estándar en la altura de los árboles en una plantación. Usando este ejemplo, si en una revisión rápida de la altura de las plantas, ésta varía mucho dentro de la plantación a ser muestreada, entonces se deberán establecer más sitios. Por el contrario, si la altura de las plantas aparentara estar muy uniforme, con menos sitios será suficiente. Si se desea significancia estadística, se tienen disponibles cálculos más complicados para evaluar el número apropiado de sitios, usando

un aproximando de la variabilidad del atributo, y el grado de precisión estadística que se desea encontrar (Stein, 1992).

Determinar el número de sitios basándose en la diversidad, con mucha frecuencia es como un llamado al sentido común, aunque en muchos casos, el 1 al 2 % de la intensidad del muestreo es más que suficiente (Neumann y Landis, 1995).

7.6.12 Conclusiones y recomendaciones

La plantación es la etapa final del proceso de producción, y la supervivencia y crecimiento son las últimas pruebas de la calidad de planta. Las últimas tres etapas del Concepto de Planta Objetivo son críticas para el éxito de la plantación y deben ser consideradas cuando se planean e inician los proyectos de plantación. Cada sitio de plantación es único, y debe ser evaluado para identificar los factores críticos limitantes, así como la mejor época para realizar la plantación, durante el proceso de planeación. La mejor técnica y herramienta de plantación deben ser especificadas durante la planeación, ya que esta decisión tendrá un efecto significativo en la mejor planta por producir. Existe una amplia variedad y opciones de plantación, tanto manual como mecanizada, aunque cada herramienta y técnica podrá ser mejor adaptada a un tipo de producción en particular, y a las condiciones del sitio de plantación. Toda esta información es incluida de manera tradicional en la prescripción del sitio, lo cual guiará el proceso completo desde el vivero hasta la plantación.

El manejo de la producción durante el transporte y en el sitio de plantación tiene un efecto crítico en el desempeño de la plantación. La producción del vivero deberá ser establecida tan pronto como ésta arribe, aunque comúnmente es necesario su almacenamiento durante uno o dos días en el mismo sitio. Es aconsejable planear sobre posibles contingencias, tales como un mal tiempo, problemas con los trabajadores o averías del equipo. Una muestra representativa de la producción del vivero deberá ser verificada tan pronto como ésta llegue al sitio de plantación, a fin de identificar posibles problemas y hacer los ajustes correspondientes. Al mismo tiempo, debe realizarse un reconocimiento del sitio de plantación con el fin de planear cuáles áreas deberán ser plantadas al inicio.

Los tratamientos para la preparación del área, los cuales son también parte de la prescripción del sitio, deberán asegurar la disponibilidad de los suministros y el equipamiento adecuado, a lo largo del tiempo. El espaciamiento de la planta y patrón de plantación deberán haber sido especificados en la prescripción, por lo cual, esta información crítica es parte de la capacitación del personal. Otros tratamientos, como el enmallado de plástico, la protección de las plantas y las coberteras pueden requerir ser aplicados a las plantas al momento de la plantación, para mejorar los factores potenciales limitantes del sitio.

La etapa final en el proceso es la realización de una evaluación durante y después de la plantación, para evaluar, dar seguimiento al desempeño de la plantación y conducir el éxito de la plantación en el tiempo. El mejor tipo e intensidad de muestro dependerá de los objetivos del proyecto, y deberá ser diseñado como parte de la prescripción del sitio. Proyectos exitosos de plantación son el resultado de una buena planeación y ejecución oportuna. Comúnmente es necesario realizar ajustes en el sitio, aunque la mayoría de las contingencias pueden ser anticipadas en la prescripción del sitio.

7.6.13 Literatura citada

- Adams, J.C.; Patterson, W.B. 2004. Comparison of planting bar and hoedad planted seedlings for survival and growth in a controlled environment. In: Connor, K.F., ed. Proceedings of the 12th Biennial Southern Silvicultural Research Conference. Gen. Tech. Rep. SRS-71. Asheville, NC: USDA Forest Service, Southern Research Station: 423-424.
- Adams, P.A. 1998. Soil compaction on woodland properties. The woodland workbook: Forest protection. Corvallis, OR: Oregon State University Extension Service. 8 p.
- Arnott, J.T.; Burdett, A.N. 1988. Early growth of planted western hemlock in relation to stock type and controlled- release fertilizer application. Canadian Journal of Forest Research 18: 710-717.
- Bainbridge, D.A. 2007. A guide for desert and dryland restoration: a new hope for arid lands. Washington, DC: Island Press. 391 p.
- Bainbridge, D.; Tiszler, J.; Macaller, R.; Allen, M.F. 2001. Irrigation and mulch effects on desert shrub transplant establishment. Native Plants Journal 2: 25-29.
- Balisky, A.C.; Burton, P.J. 1997. Planted conifer seedling growth under two soil thermal regimes in high-elevation forest openings in interior British Columbia. New Forests 14: 63-82.
- Barnard, E.L.; Dixon, W.N.; Ash, E.C.; Fraedrich, S.W.; Cordell, C.E. 1995. Scalping reduces impact of soil borne pests and improves survival and growth of slash pine seedlings on converted agricultural croplands. Southern Journal of Applied Forestry 19(2): 49-59.
- Bergsten, U.; Goulet, F.; Lundmark, T.; Lofvenius, M.O. 2001. Frost heaving in a boreal soil in relation to soil scarification and snow cover. Canadian Journal of Forest Research 31(6): 1084-1092.
- Betts, J. 2009. Recent workforce trends and their effects on the silviculture program in British Columbia. In: Dumroese, R.K.; Riley, L.E., tech. coords. National Proceedings: Forest and Conservation Nursery Associations—2007. Fort Collins (CO): USDA Forest Service, Rocky Mountain Research Station. Proceedings RMRS-P-57: 164-165.
- Boggus, T. 1994. Personal communication. Lubbock, TX: Texas State Forest Service.
- Burger, D.W.; Forister, G.W.; Kiehl, P.A. 1996. Height, caliper growth and biomass response of ten shade tree species to tree shelters. Journal of Arboriculture 22 (4): 161-166.
- Burney, O.T.; Jacobs, D.F. 2009. Influence of sulfometuron methyl on conifer seedling root development. New Forests 37: 85-97.
- Camm, E.L.; Guy, R.D.; Kubien, D.S.; Goetze, D.C.; Silim, S.N.; Burton, P.J. 1995. Physiological recovery of freezer- stored white and Engelmann spruce seedlings planted following different thawing regimes. New Forests 10: 55-77.
- Cleary, B.D.; Greaves, R.D.; Hermann, R.K. 1978. Regenerating Oregon's forests. Corvallis, OR: Oregon State University Extension Service. 286 p.
- Colombo, S. 2008. Personal communication. Thunder Bay, ON: Ontario Forest Research Institute, Centre for Northern Forest Ecosystem Research.
- Converse, C.M. 1999. Mechanical site preparation and tree planting equipment for Alaska. In: Stocking standards and reforestation methods for Alaska. Misc. Publication 99-8. Fairbanks, AK: University of Alaska, Agricultural and Forestry Experiment Station: 57-67.
- Deans, J.D.; Lundberg, C.; Tabbush, P.M.; Cannell, M.G.R.; Sheppard, L.J.; Murray, M.B. 1990. The influence of desiccation, rough handling and cold storage on the quality and establishment of Sitka spruce planting stock. Forestry 63: 129-141.

- Devine, W.D.; Harrington, C.A. 2008. Influence of four tree shelter types on microclimate and seedling performance of Oregon white oak and western red cedar. Res. Pap. PNW-RP-576. Portland, OR: USDA Forest Service, Pacific Northwest Research Station. 35 p.
- Devine, W.D.; Harrington, C.A.; Leonard, L.P. 2007. Postplanting treatments increase growth of Oregon white oak (*Quercus garryana* Dougl. ex Hook.) seedlings. *Restoration Ecology* 15(2): 212-222.
- Domisch, T.; Finér, L.; Lehto, T. 2001. Effects of soil temperature on biomass and carbohydrate allocation in Scots pine (*Pinus sylvestris*) seedlings at the beginning of the growing season. *Tree Physiology* 21: 465-472.
- Drake-Brockman, G.R. 1998. Evaluation of the Bräcke Planter on UK Restock Sites. Technical Note 7/98. Dumfries UK: Forestry Commission, Technical Development Branch. 10 p.
- Emmingham, W.H.; Cleary, B.C.; DeYoe, D.R. 2002. Seedling care and handling. The woodland workbook: forest protection. Corvallis, OR: Oregon State University Extension Service. 4 p.
- Everett, K.T.; Hawkins, B.J.; Kiiskila, S. 2007. Growth and nutrient dynamics of Douglas-fir seedlings raised with exponential or conventional fertilization and planted with or without fertilizer. *Canadian Journal of Forest Research* 37(12): 2552-2562.
- Fleming, R.L.; Black, T.A.; Eldridge, N.R. 1994. Effects of site preparation on root zone soil water regimes in high-elevation forest clear cuts. *Forest Ecology and Management* 68:173-188.
- Frank, D. 1992. Predator odour as a deer browsing repellent: an investigation of an East Coast Vancouver Island Douglas-fir plantation. Victoria, BC: BC Ministry of Forests. FRDA Research Memo No. 204.
- Fredrickson, E. 2003. Fall planting in northern California. In: Riley, L.E.; Dumroese, R.K.; Landis, T.D., tech. coords. National Proceedings: Forest and Conservation Nursery Associations—2002. Proceedings RMRS-P-28. USDA Forest Service, Rocky Mountain Research Station: 159-161.
- Goulet, F. 1995. Frost heaving of forest tree seedlings: a review. *New Forests* 9(1): 67-94.
- Grossnickle, S.C. 1993. Shoot water relations and gas exchange of western hemlock and western red cedar seedlings during establishment on a reforestation site. *Trees* 7: 148-155.
- Grossnickle, S.C. 2000. Ecophysiology of northern spruce species: the performance of planted seedlings. Ottawa, ON: National Research Council Research Press. 409 p.
- Haase, D.L.; Rose, R. 1993. Soil moisture stress induces transplant shock in stored and unstored 2+0 Douglasfir seedlings of varying root volumes. *Forest Science* 39: 275-294.
- Haase, D.L.; Rose, R.W.; Trobaugh, J. 2006. Field performance of three stock sizes of Douglas-fir container seedlings grown with slow-release fertilizer in the nursery growing medium. *New Forests* 31:1-24.
- Hains, M.J. 2003. Determining the correct planting depth for container-grown longleaf pine seedlings. In: Kush, J.S., comp. Longleaf pine: a southern legacy rising from the ashes. Proceedings of the Fourth Longleaf Alliance Regional Conference. Longleaf Alliance Report No. 6: 66-68.
- Hallsby, G.; Orlander, G. 2004. A comparison of mounding and inverting to establish Norway spruce on podzolic soils in Sweden. *Forestry* 77(2): 107-117.
- Harstela, P.; Saarinen, V-M.; Tervo, L.; Kautto, K. 2007. Productivity of planting with M-planter machine. NSFP Nordic Nursery Conference, September 5-6, 2007. Suonenjoki, Finland: Finnish Forest Research Institute, Suonenjoki Unit. 2 p.

- Helgerson, O.T. 1989a. Heat damage in tree seedlings and its prevention. *New Forests* 3: 333-358.
- Helgerson, O.T. 1989b. Effects of alternate types of microsite shade on survival of planted Douglas-fir in southwest Oregon. *New Forests* 3: 327-332.
- Helenius, P. 2005. Effect of thawing regime on growth and mortality of frozen-stored Norway spruce container seedlings planted in cold and warm soil. *New Forests* 29: 33-41.
- Helenius, P.; Luoranen, J.; Rikala, R.; Leinonen, K. 2002. Effect of drought on growth and mortality of actively growing Norway spruce container seedlings planted in summer. *Scandinavian Journal of Forest Research* 17(3): 218-224.
- Helenius, P.; Luoranen, J.; Rikala, R. 2004. Effect of thawing duration and temperature on field performance of frozen-stored Norway spruce container seedlings. *Silva Fennica* 38:347-352.
- Henneman, D. 2007. Personal communication. Medford OR: USDI Bureau of Land Management.
- Heiskanen, J.; Viiri, H. 2005. Effects of mounding on damage by the European pine weevil in planted Norway spruce seedlings. *Northern Journal of Applied Forestry* 22(3): 154-161.
- Hoag, J.C. 2006. The pot planter: a new attachment for the Waterjet Stinger. *Native Plants Journal* 7: 100-101.
- Islam, M.A.; Jacobs, D.F.; Apostol, K.G.; Dumroese, R.K. 2008. Transient physiological responses of planting Douglas-fir seedlings with frozen or thawed root plugs under cool-moist and warm-dry conditions. *Canadian Journal of Forest Research* 38: 1517-1525.
- Jacobs, D.F.; Steinbeck, K. 2001. Tree shelters improve survival and growth of planted Engelmann spruce seedlings in southwestern Colorado. *Western Journal of Applied Forestry* 16(3): 114-120.
- Jacobs, D.F.; Rose, R.; Haase, D.L. 2003. Incorporating controlled-release fertilizer technology into outplanting. In: Riley, L.E.; Dumroese, R.K.; Landis T.D., tech. coords. National Proceedings: Forest and Conservation Nursery Associations—2002. Proceedings RMRS-P-28. Ogden, UT: USDA Forest Service, Rocky Mountain Research Station: 37-42.
- Jacobs, D.F.; Rose, R.; Haase, D.L.; Alzugaray, P.O. 2004. Fertilization at planting inhibits root system development and drought avoidance of Douglas-fir (*Pseudotsuga menziesii*) seedlings. *Annals of Forest Science* 61(7): 643-651.
- Jeffrey, J.; Horiuchi, B. 2003. Tree planting at Hakalau National Wildlife Refuge—the right tool for the right stock type. *Native Plants Journal* 4: 30-31.
- Johnson, G.R.; Okula, J.P. 2006. Antelope bitterbrush reestablishment: A case study of plant size and browse protection effects. *Native Plants Journal* 7: 125-133.
- Jones, B.; Alm, A.A. 1989. Comparison of planting tools for containerized seedlings: two-year results. *Tree Planters' Notes* 40(2): 22-24.
- Kaye, T.N. 2001. Propagation and population re-establishment for tall bugbane (*Cimicifuga elata*) on the Salem District, BLM. Second year report. Philomath, OR: Institute for Applied Ecology. 12 p.
- Khadduri, N. 2008. Personal communication. Olympia, WA: Washington Department of Natural Resources, Webster State Nursery.
- Kloetzel, S. 2004. Revegetation and restoration planting tools: an in-the-field perspective. *Native Plants Journal* 5: 34-42.
- Kooistra, C.M.; Bakker, J.D. 2002. Planting frozen conifer seedlings: Warming trends and effects on seedling performance. *New Forests* 23: 225-237.
- Kooistra, C.M.; Bakker, J.D. 2005. Frozen-stored conifer container stock can be outplanted without thawing. *Native Plants Journal* 6: 267-278.
- Krumlik, G.J. 1984. Fall-planting in the Vancouver Forest Region. Victoria, BC: BC Ministry of Forests. Research Rep. 84002-HQ.

- Landis, T.D.; Dumroese, R.K. 2009. Using polymer-coated controlled-release fertilizers in the nursery and after outplanting. Lincoln, NE: USDA Forest Service. Forest Nursery Notes-Winter 2009. 29(1): xxx-yyy.
- Landhäuser, S.; DesRochers, A.; Lieffers, V.J. 2001. A comparison of growth and physiology in *Picea glauca* and *Populus tremuloides* at different soil temperatures. Canadian Journal of Forest Research 31: 1922-1929.
- Lof, M.; Rydberg, D.; Bolte, A. 2006. Mounding site preparation for forest restoration: survival and short term growth response in *Quercus robur* L. seedlings. Forest Ecology and Management 232(1-3): 19-25.
- Londo, A.J.; Dicke, S.G. 2006. measuring survival and planting quality in new pine plantations. Technology Bulletin SREF-FM-001. Athens, GA: University of Georgia. Southern Regional Extension Forestry. 5p.
- Lopushinsky, W.; Max, T.A. 1990. Effect of soil temperature on root and shoot growth and on budburst timing in conifer seedling transplants. New Forests 4: 107- 124.
- Lowman, B. 1999. Tree planting equipment. IN: Stocking standards and reforestation methods for Alaska. Misc. Publication 99-8. Fairbanks, AK: University of Alaska, Agricultural and Forestry Experiment Station: 74-77.
- Luoranen, J.; Rikala, R.; Smolander, H. 2004. Summer planting of hot-lifted silver birch container seedlings. In: Ciccamesse, L.; Lucci, S.; Mattsson, A., eds. Nursery production and stand establishment of broadleaves to promote sustainable forest management; 7-10 May 2001; Rome. Rome, Italy: APAT (Italy's Agency for the Protection of the Environment and for Technical Services): 207-218. URL: <http://www.iufro.org/publications/proceedings/> (accessed 23 Jan 2009).
- Luoranen, J.; Rikala, R.; Konttinen, K.; Smolander, H. 2005. Extending the planting period of dormant and growing Norway spruce container seedlings to early summer. Silva Fennica 39(4): 481-496.
- MacGowan, B.J.; Severeid, L.; Skemp, F. 2004. Control of deer damage with chemical repellents in regenerating hardwood stands. In: Michler, C.H.; Pijut, P.M.; Van Sambeek, J.W.; Coggeshall, M.V.; Seifert, J.; Woeste, K.; Overton, R.; Ponder, F., Jr., eds. Black walnut in a new century, proceedings of the 6th Walnut Council research symposium. Gen. Tech. Rep. NC-243. Lafayette, IN. USDA Forest Service, North Central Research Station.
- Maki, D.S.; Colombo, S.J. 2001. 161 Early detection of the effects of warm storage on conifer seedlings using physiological tests. Forest Ecology and Management 154(1-2): 237-249. McKay, H.M.; Gardiner, B.A.; Mason, W.L.; Nelson, D.G.; Hollingsworth, M.K. 1993. The gravitational forces generated by dropping plants and the response of Sitka spruce seedlings to dropping. Canadian Journal Forest Research 23: 2443-2451.
- McDonald, P.M.; Fiddler, G.O.; Henry, W.T. 1994. Large mulches and manual release enhance growth of ponderosa pine seedlings. New Forests 8: 169-178. 193
- McDonald, T.P.; Fulton, J.P.; Darr, M.J.; Gallagher, T.V. 2008. Evaluation of a system to spatially monitor hand planting of pine seedlings. Computers and Electronics in Agriculture 64: 173-182.
- Meikle, T.W. 2008. Personal communication. Hamilton, MT: Great Bear Restoration.
- Miller, D.L.; Brewer, D.W. 1984. Effects of site preparation by burning and dozer scarification on seedling performance. For. Tech. Paper TP-91-1. Lewiston, ID: Potlatch Corp.
- Mitchell, W.K.; Dunsworth, G.; Simpson, D.G.; Vyse, A. 1990. Seedling production and processing: container. In: Lavender, D.P.; Parish, R.; Johnson, C.M.; Montgomery, G.; Vyse, A.; Willis, R.A.; Winston, D. Regenerating British Columbia's forests. Vancouver, BC: University of British Columbia Press: 235-253.

- Moore, J.A.; Fan, Z. 2002. Effect of root-plug incorporated controlled-release fertilizer on two-year growth and survival of planted ponderosa pine seedlings. *Western Journal of Applied Forestry* 17: 216-219.
- Munshower, F.F. 1994. *Practical handbook of disturbed land revegetation*. Boca Raton, FL: CRC Press. 265 p.
- Nelson, J.A. 1984. Elk springs burn seedling survival study - July 1982 to April, 1984. Mescalero, NM: Bureau of Indian Affairs, Mescalero Agency. 14 p.
- Neumann, R.W.; Landis, T.D. 1995. Benefits and techniques for evaluating outplanting success. In: Landis, T.D.; 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: 36-43.
- Nieuwenhuis, M.; Egan, D. 2002. An evaluation and comparison of mechanised and manual tree planting on afforestation and reforestation sites in Ireland. *International Journal of Forest Engineering* 13(2): 11- 23.
- Nilsson, U.; Orlander, G. 1995. Effects of regeneration methods on drought damage to newly planted Norway spruce seedlings. *Canadian Journal of Forest Research* 25: 790-802. 162
- Orlander, G.; Hallsby, G.; Gemmel, P.; Wilhelmsson, C. 1998. Inverting improves establishment of *Pinus contorta* and *Picea abies*: 10-year results from a site preparation trial in northern Sweden. *Scandinavian Journal of Forest Research* 13: 160-168.
- Page-Dumroese, D.S.; Dumroese, R.K.; Jurgensen, M.F.; Abbott, A.; Hensiek, J.J. 2008. Effect of nursery storage and site preparation techniques on field performance of high-elevation *Pinus contorta* seedlings. *Forest Ecology and Management* 256: 2065-2072.
- Paterson, J.; DeYoe, D.; Millson, S.; Galloway, R. 2001. Handling and planting of seedlings. In: Wagner, R.G.; Colombo, S.J., eds. *Regenerating the Canadian forest: principles and practice for Ontario*. Markham, ON: Ontario Ministry of Natural Resources and Fitzhenry & Whiteside Ltd: 325-341.
- Peterson, A.; Charton, J. 1999. Advantages and disadvantages of machine planting in south-central Alaska. In: *Stocking standards and reforestation methods for Alaska*. Misc. Publication 99-8. Fairbanks, AK: University of Alaska, Agricultural and Forestry Experiment Station: p.68-73.
- Petersen, G.J. 1982. The effects of artificial shade on seedling survival on western Cascade harsh sites. *Tree Planters' Notes* 33: 20-23.
- Pearce, C. 1990. Monitoring regeneration programs. In: Lavender, D.P.; Parish, R.; Johnson, C.M.; Montgomery, G.; Vyse, A.; Willis, R.A.; Winston, D. *Regenerating British Columbia's forests*. Vancouver, BC: University of British Columbia Press: 98-116.
- Rose, R. 1992. Seedling handling and planting. In: Hobbs, S.D.; Tesch, S.D.; Owston, P.W.; Stewart, R.E.; Tappeiner, J.C.; Wells, G.E. *Reforestation practices in southwestern Oregon and northern California*. Corvallis, OR: Oregon State University, Forest Research Laboratory: 328-344.
- Rose, R.; Haase, D. 1997. Thawing regimes for freezer stored container stock. *Tree Planters' Notes* 48: 12-18.
- Rose, R.; Haase, D.L. 2006. *Guide to reforestation in Oregon*. Corvallis, OR: College of Forestry, Oregon State University. 48p.
- Rose, R.; Ketchum, J.S. 2002. Interaction of vegetation control and fertilization on conifer species across the Pacific Northwest. *Canadian Journal of Forest Research* 32: 136-152.
- Rose, R.; Rosner, L. 2005. Eighth-year response of Douglas-fir seedlings to area of weed control and herbaceous versus woody weed control. *Annals of Forest Science* 62: 481-492. 163

- Saarinen, V. 2007. Productivity, quality of work and silvicultural result of mechanized planting. Nordic Nursery Conference Sept. 5, 2007. Suonenjoki, Finland: Finnish Forest Research Institute, Suonenjoki Research Station. 13 p. Website: http://www.metla.fi/tapahtumat/2007/nsfptaimitarharetkeily/abstracts/nsfp0_50907-saarinen.pdf (accessed 16 Feb 2008).
- Sahlen, K.; Goulet, F. 2002. Reduction of frost heaving of Norway spruce and Scots pine seedlings by planting in mounds or in humus. *New Forests* 24(3): 175-182.
- Scotts Company. 2007. Agriform planting tablets. Website: www.scottspro.com/_documents/tech_sheets/H5108_A_griform_20_10_5.pdf (accessed 21 Feb 2009).
- Sharpe, A.L.; Mason, W.L.; Howes, R.E.J. 1990. Early forest performance of roughly handled Sitka spruce and Douglas fir of different plant types. *Scottish Forestry* 44: 257-265.
- Shoulders, E. 1958. Scalping, a practical method of increasing plantation survival. *Forest Farmer* 17(10): 10-11
- Slusher, J.P. 1993. Mechanical tree planters. Publication G5009. Columbia, MO: University of Missouri- Columbia, Extension Publications. 5 p.
- South, D.B. 2008. Personal communication. Auburn, AL: Auburn University, Department of Forestry and Wildlife Sciences.
- St-Amour, M. 1998. Evaluation of a powered auger for planting large container seedlings. Forest Engineering Research Institute of Canada, Field Note: Silviculture - 107. 2 p.
- Stein, W.I. 1992. Regeneration surveys and evaluation. In: Hobbs, S.D.; Tesch, S.D.; Owston, P.W.; Stewart, R.E.; Tappeiner, J.C.; Wells, G.E., eds. *Reforestation practices In southwestern Oregon and northern California*. Corvallis, OR: Oregon State University, Forest Research Laboratory: 346- 382.
- Steinfeld, D.E.; Riley, S.A.; Wilkinson, K.M.; Landis, T.D.; Riley, L.E. 2007. Roadside revegetation: an integrated approach to establishing native plants. Publication FHWA-WFL/TD-07-005. Vancouver, WA: Federal Highway Administration, Western Federal Lands Highway Division, Technology Deployment Program. 413 p.
- Stroempl, G. 1990. Deeper planting of seedlings and transplants increases plantation survival. *Tree Planters' Notes* 41(4): 17-21.
- Sutherland, B.; Foreman, F.F. 2000. Black spruce and vegetation response to chemical and mechanical site preparation on a boreal mixed wood site. *Canadian Journal of Forest Research* 30: 1561-1570.
- Sutton, R.F. 1993. Mounding site preparation: a review of European and North American experience. *New Forests* 7: 151-192.
- Swistock, B.R.; Mecum, K.A.; Sharpe, W.E. 1999. Summer temperatures inside ventilated and unventilated brown plastic tree shelters in Pennsylvania. *Northern Journal of Applied Forestry* 16(1): 7-10.
- Tabbush, P.M. 1986. Rough handling, soil temperature, and root development in outplanted Sitka spruce and Douglas-fir. *Canadian Journal of Forest Research* 16: 1385-1388.
- Talbert, C. 2008. Achieving establishment success the first time. *Tree Planters' Notes* 53(2): 31-37.
- Tan, W.; Blanton, S.; Bielech, J.P. 2008. Summer planting performance of white spruce 1+0 container seedlings affected by nursery short-day treatment. *New Forests* 35 (2): 187-205.
- Taylor, E. 2005. Shift of weather patterns necessitates rethinking of reforestation methods. Texas A&M University, Agricultural Communications. Website: http://agnews.tamu.edu/dailynews/stories/FRSC/May27_05a.htm
- Thomas, D.S. 2008. Hydrogel applied to the root plug of subtropical eucalypt seedlings halves transplant death following planting. *Forest Ecology and Management* 255: 1305-1314.
- Tinus, R.W. 1996. Cold hardiness testing to time lifting and packing of container stock: a case history. *Tree Planters' Notes* 47(2): 62-67.

- Trent, A. 1999. Improved tree-planting tools. Timber Tech Tips 9924-2316-MTDC. Missoula, MT: USDA Forest Service, Technology and Development Program. 6 p.
- Troy, T.; Loewenstein, E.; Chappelka, A. 2006. Effect of animal browse protection and fertilizer application on the establishment of planted Nuttall oak seedlings. *New Forests* 32 (2): 133-143.
- Truax, B.; Gagnon, D. 1993. Effects of straw and black plastic mulching on the initial growth and nutrition of butternut, white ash and bur oak. *Forest Ecology and Management* 57: 17-27.
- USDA 2002. *Silvicultural practices handbook* (2409.17), Chapter 2 - reforestation. Missoula, MT: USDA Forest Service. 106 p.
- van den Driessche R. 1987. Importance of current photosynthate to new root growth in planted conifer seedlings. *Canadian Journal of Forest Research* 17: 776-782. 195
- Van den Driessche R. 1988. Response of Douglas-fir (*Pseudotsuga menziesii* (Mirb.) Franco) to some different fertilizers applied at planting. *New Forests* 2: 89- 110.
- Vapaavuori, E.M.; Rikala, R.; Ryyppö, A. 1992. Effects of root temperature on growth and photosynthesis in conifer seedlings during shoot elongation. *Tree Physiology* 10: 217-230.
- White, J.J. 1990. Nursery stock root systems and tree establishment. Forestry Commission Occasional Paper 20. 43p.
- Zalasky, H. 1983. Field storage of containerized conifer seedlings. *Forest Management Note* 20. Edmonton, AL: Northern Forest Research Centre. 3 p.

