

COLECCIÓN NEXOS

Producción de plantas en viveros forestales



CONSEJO FEDERAL
DE INVERSIONES



COLECCIÓN NEXOS

Producción de plantas en viveros forestales

Autoridades del Consejo Federal de Inversiones

Asamblea de Gobernadores
Junta Permanente
Secretario General
Ing. Juan José Ciácerá

Autoridades del Centro de Investigación y Extensión Forestal Andino Patagónico (CIEFAP)

Director
Dr. José Daniel Lencinas

Autoridades de la Universidad Nacional de la Patagonia San Juan Bosco

Señor Rector
Lic. Adolfo Domingo Genini

COLECCIÓN NEXOS

Producción de plantas en viveros forestales

Autores

M. Gabriela Buamscha
Liliana T. Contardi
R. Kasten Dumroese
Juan A. Enricci
René Escobar R.
Héctor E. Gonda
Douglass F. Jacobs
Thomas D. Landis
Tara Luna
Jonh G. Mexal
Kim M. Wilkinson

Coordinadores

Liliana T. Contardi
Héctor E. Gonda
Guillermo Tolone
Julián Salimbeni

Traductores

Bárbara Ardiles
Héctor E. Gonda
Liliana T. Contardi

Octubre 2012



**CONSEJO FEDERAL
DE INVERSIONES**

En cooperación con las siguientes instituciones:



Autores: M. Gabriela Buamscha, Liliana T. Contardi, R. Kasten Dumroese, Juan A. Enricci, René Escobar R., Héctor E. Gonda, Duglass F. Jacobs, Thomas D. Landis, Tara Luna, John G. Mexal y Kim M. Wilkinson.

Coordinadores: Liliana T. Contardi, Héctor E. Gonda, Guillermo Tolone y Julián Salimbeni.

Traductores: Bárbara Ardiles, Héctor E. Gonda y Liliana T. Contardi.

Las fotos que anteceden el prefacio y cada capítulo fueron cedidas por el PAIDER FORESTAL de la Universidad Nacional de la Patagonia San Juan Bosco.

1.a Edición

500 ejemplares

Editores:

Consejo Federal de Inversiones (CFI)

San Martín 871 - (C1004AAQ) Buenos Aires - Argentina

54 11 4317 0700 - www.cfired.org.ar

Centro de Investigación y Extensión Forestal Andino Patagónico (CIEFAP)

Ruta 259, km 4 - (9200) Esquel, Chubut - Argentina

54 11 2945 453948 - www.ciefap.org.ar

Universidad Nacional de la Patagonia San Juan Bosco (UNPSJB)

Ruta 259, km 4 - (9200) Esquel, Chubut - Argentina

54 11 2945 450820 - www.ing.unp.edu.ar

ISBN 978-987-510-209-5

Producción de plantas en viveros forestales / María Gabriela Buamscha ... [et.al.] ; coordinado por Liliana T. Contardi... [et.al.] . - 1a ed. - Buenos Aires : Consejo Federal de Inversiones; Comodoro Rivadavia : Universidad Nacional de la Patagonia San Juan Bosco UNPSJB; Comodoro Rivadavia : Centro de Investigación y Extensión Forestal Andino Patagónico, Argentina, 2012. 220 p. : il. ; 25x21 cm. - (Nexos)

Traducido por: Bárbara Ardiles ; Héctor E. Gonda ; Liliana T. Contardi
ISBN 978-987-510-209-5

1. Producción. 2. Viveros. 3. Forestales. I. Buamscha, María Gabriela II. Contardi, Liliana T., coord. III. Ardiles, Bárbara, trad. IV. Gonda, Héctor E., trad. V. Contardi, Liliana T., trad.
CDD 333.751 52

© 2012 CONSEJO FEDERAL DE INVERSIONES

Queda hecho el depósito que marca la ley 11.723

Impreso en Argentina - Derechos reservados.

No se permite la reproducción parcial o total, el almacenamiento, el alquiler, la transmisión o la transformación de este libro, en cualquier forma o por cualquier medio, sea electrónico o mecánico, mediante fotocopias, digitalización u otros métodos, sin el permiso previo y escrito de los editores. Su infracción está penada por las leyes 11.723 y 25.446

ARTES GRÁFICAS INTEGRADAS

William Morris 1049

CBA 1602D – Florida – Bs As - Argentina

www.agi.com.ar

Buenos Aires, octubre 2012

Agradecimientos

A las autoridades y a los técnicos del CFI, que tuvieron la visión de proponer y organizar la Misión Inversa y posteriormente promover y gestionar la publicación del libro.

Además queremos expresar nuestro reconocimiento a las siguientes personas que participaron del curso dictado en Esquel y nos impulsaron a plasmar en un solo texto los conocimientos sobre viverización expuestos por los expertos:

Hugo Daniel Aranda de Vivero Chos Malal, Provincia Neuquén;

Hernán Arriola y José Barrios del Consejo Agrario Santa Cruz;

Gustavo Basil del Vivero INTA Golondrinas;

María Belen Basso del Vivero Chos Malal, Provincia Neuquén;

Mariano Catalán y Ariel Mortoro de AUSMA – UNCOMA;

Tizziana Cerutti y Florencia Deccechis del DGBYP, Chubut;

Liliana Contardi, Miguel Davel, Mariela Pasquini y Omar Picco de CIEFAP - UNPSJB;

Nicolás De Agostini, Marcos Molina, Federico y Germán Fritz, del Servicio Forestal Andino, Provincia Río Negro;

Laura de Errasti, Diego Massone, Eduardo Nuñez y Leonardo Taccari de PAIDER Forestal, UNPSJB;

Sergio Ivan Di Marco y Valentín Escobar de Parques, Municipalidad de Ushuaia;

Guillermo Doll del Vivero Forestal Bosques Patagónicos;

María Dolores de Errasti del Colegio Agrotécnico 717;

Juan Enricci de UNPSJB;

Matías Fariñas y Marta Parra del Vivero Huinganco, Provincia Neuquén;

Juana Fernandez del Campo Abra Ancha, CORFONE S.A.;

Silvia Focarazzo del Vivero CORFONE S.A.;

Héctor Gonda, Gabriel Loguercio, Juan Monges y Florencia Oyharçabal de CIEFAP;

Mario Guzman y Verónica Olivo de DGBYP, Chubut;

Fernando Hidalgo del Vivero M. Moreno, Provincia Neuquén;

Eberardo Hoepke del Vivero Estancia Santa Lucía;

Iván Hoerman de APN Los Alerces;

Miguel Iraguen del Vivero forestal Los Chucaos;

Abel Martinez de EEA INTA Bariloche;

Mauricio Mazzuchelli de la Provincia Neuquén;

Paula Medina, César Oses y Susana Utreras de CORFO, Chubut;

Victor Mondino y Teresa Schinelli de EEA INTA Esquel;

Lucas Monelos de la Universidad Nacional de la Patagonia Austral;

Graciela Namiot de la Escuela Agrotécnica Cerro Radal;

Martín Parodi de la Dirección de Bosques Tierra del Fuego;

Pablo Pesce del Vivero Junín de los Andes, CORFONE S.A.;

José Miguel Puel del Vivero Provincial Luis Alberto Puel;

Pablo Rago del Vivero Forestal Patagonia S.H.;

Julián Salimbeni y Guillermo Tolone del CFI;

Patricia Satti de CRUB – UNCOMA;

Esteban Rufino Silva de la Delegación Forestal Epuyén, DGBYP, Chubut.

Dedicatoria

Los autores desean dedicar este libro al Profesor René Escobar Rodríguez, quien dejara de existir en su Chile natal mientras se realizaba el trabajo de edición. Fue profesor universitario por casi 40 años, tanto en la Universidad de Concepción como en la Universidad Austral de Chile. Dirigió casi 200 trabajos de investigación, que lo convirtieron en el referente nacional de producción de árboles en vivero en el país trasandino. Dictó numerosos cursos a lo largo de su país y en el extranjero. Actuó además como asesor de instituciones estatales, empresas privadas, asociaciones rurales y pequeños productores. Se desempeñó también como consultor en varios países de América latina, tales como Méjico, Bolivia, Uruguay y Argentina. René fue además viverista, lo cual le permitió desarrollar una visión invaluable al momento de resolver los problemas prácticos de un cultivo. Numerosas veces cruzó la cordillera con el simple propósito de ayudar a sus colegas viveristas argentinos y dedicó incontables horas respondiendo a nuestras preguntas por correo electrónico.

René dejó una huella muy fuerte en todos nosotros, no solo como excelente e incansable profesional, sino también como una persona excepcional. Su ejemplo seguirá siendo una guía para quienes tuvimos la suerte de conocerlo.

Índice

- 9 Prefacio**
- 13 La producción de plantines forestales en el Mundo y en la Patagonia Andina**
Liliana T. Contardi y Héctor E. Gonda
- 27 Semillas**
René Escobar R.
- 41 Calidad de plantines: Atributos morfológicos**
John G. Mexal
- 53 Calidad de plantines: Atributos fisiológicos**
John G. Mexal
- 67 Estructuras y equipos de producción**
Juan A. Enricci
- 79 Contenedores: Aspectos técnicos, biológicos y económicos**
Tara Luna, Thomas D. Landis y R. Kasten Dumroese.
- 89 Sustrato o medio de crecimiento**
René Escobar R. y M. Gabriela Buamscha
- 101 Nutrición**
John G. Mexal y Thomas D. Landis
- 115 Riego y fertirriego**
R. Kasten Dumroese, Thomas D. Landis y Kim M. Wilkinson
- 127 Planificación y registros**
R. Kasten Dumroese, Douglass F. Jacobs y Kim M. Wilkinson
- 133 Fases de cultivo: Establecimiento y crecimiento rápido**
R. Kasten Dumroese, Douglass F. Jacobs y Kim M. Wilkinson
- 145 Fases de cultivo: Endurecimiento**
René Escobar R.
- 165 Producción de plantas grandes usando mini-contenedores**
R. Kasten Dumroese y Thomas D. Landis
- 171 Extracción y manejo de poscosecha**
René Escobar R.
- 189 Glosario**
- 193 Autores**



Prefacio

Cómo surgió el libro

En marzo del año 2008 el Consejo Federal de Inversiones (CFI), organismo que promueve el desarrollo armónico e integral de las provincias argentinas, organizó, con la colaboración estrecha del Centro de Investigación y Extensión Forestal Andino Patagónico (CIEFAP) y la Universidad Nacional de la Patagonia San Juan Bosco (UNPSJB), la *"Misión inversa para perfeccionamiento en la producción de viveros forestales"*. La misma consistió en una gira técnica y el dictado de un curso en producción de plantines, con la participación de expertos, tanto nacionales como extranjeros, en la región patagónica andina. Con la Misión se intentó solucionar, en parte, la demanda insatisfecha de conocimiento acerca de la producción de plantas, en la región. Para lograr ese objetivo se contactó a los especialistas más renombrados en el ámbito mundial en la producción de especies forestales de rápido crecimiento en climas templados, priorizando el hecho de que tuvieran experiencia en el cultivo de las especies más ampliamente cultivadas en la Patagonia andina, como el pino ponderosa y el pino oregón. Thomas Landis, uno de los referentes más conocidos en Estados Unidos y el mundo, fue invitado a participar pero por problemas personales no pudo hacerlo. Se pudo contar con la presencia de Kasten Dumroese, del Departamento Forestal del Ministerio de Agricultura de los EE.UU.; John Mexal, de la Universidad de Nuevo México de los EE.UU.; Gabriela Buamscha, especialista argentina en viveros radicada en Estados Unidos; René Escobar, de la Facultad de Ciencias Forestales de la Universidad de Concepción, Chile; y Mónica Gelid, titular de una empresa de servicios forestales dedicada a la producción de plantas en vivero y mejoramiento genético, de la provincia de Misiones, Argentina.

El 7 y 8 de noviembre de 2008, los expertos invitados junto a técnicos del CIEFAP y la UNPSJB, realizaron la gira técnica visitando varios viveros de la región. Los técnicos

responsables de los viveros tuvieron así la oportunidad de discutir sus principales logros y problemas con los expertos, quienes se familiarizaron con la tecnología existente en la región e hicieron interesantes aportes basados en su vasta experiencia. La gira también permitió a los expertos ajustar los contenidos del curso de acuerdo a la realidad y principales demandas del sector local. El curso teórico-práctico fue dictado entre los días 11 y 14 de noviembre, en la sede del CIEFAP, en Esquel, provincia del Chubut, y contó con la presencia de 60 participantes. Una alta proporción de ellos eran profesionales que de alguna manera estaban involucrados en el cultivo de plantines forestales. La satisfacción por los resultados del curso, tanto por parte de los disertantes como de los participantes, se puso de manifiesto en la notable avidez de conocimiento demostrada por la audiencia y en la capacidad de responder a sus inquietudes, de manera específica y clara, por parte de los expertos.

Las visitas a los viveros patagónicos y el curso, aportaron la base de información técnica específica necesaria como para entusiasmar a los participantes en proponer a los organizadores la realización de un libro. Tanto los organizadores del curso como los disertantes aceptaron el desafío y comenzaron a trabajar inmediatamente en esa tarea. La compaginación de un primer manuscrito demandó un importante esfuerzo de coordinación por parte de los editores, dado que significó realizar traducciones, revisiones de consistencia y homogeneización de conceptos entre los distintos autores de los 14 capítulos que contiene la publicación.

Objetivo

Este libro tiene como objetivo fundamental servir de guía a los productores de plantines forestales de todo el país, con cierto énfasis en la región andino patagónica. Es deseo de los autores que se constituya en una

herramienta útil, tanto para aquellos viveristas que están en plena actividad, como para aquellos que se inician en la fascinante tarea de producir plantines forestales, con la intención de mejorar la calidad, productividad y rentabilidad.

Si bien el libro incluye algunos conceptos relacionados con la producción de plantines a raíz desnuda, está fundamentalmente centrado en el cultivo intensivo de plantines forestales en envases, en ambiente semi-controlado.

Contenido

El contenido del libro comprende una visión práctica de la forma en que se deben realizar las distintas tareas involucradas en la propagación de plantas, acompañadas de una sólida base académica que explica los “porqué” de cada una de ellas. Lógicamente no se pretende abarcar la totalidad del estado del arte relacionado con la producción de plantines forestales en el mundo, pero sí presentar los conceptos y recomendaciones que se estima podrían producir el mayor beneficio para los viveristas de la región andino patagónica en particular, y el resto del país en general.

El libro incluye 14 capítulos, cada uno de los cuales aborda un aspecto de la producción de plantas, fundamentalmente en contenedores. Se inicia con la problemática de las semillas, ya que estas constituyen la base del proceso. En los dos capítulos siguientes se analizan los atributos morfológicos y fisiológicos que deben reunir los plantines para tener una buena respuesta o comportamiento cuando son llevados al sitio de plantación. Luego, los capítulos acerca de la infraestructura, el equipamiento, los contenedores y los sustratos aportan información de base para facilitar la toma de decisiones criteriosas en la elección de los materiales a usar en el sistema productivo. Se evalúan las ventajas o desventajas de cada material y su posible manejo. A continuación se presenta el capítulo sobre nutrición y fertilización seguido del de riego y fertirriego; estos se presentan por

separado debido a la gran importancia que reviste cada uno de los temas. Se incluye luego un capítulo dedicado a destacar la importancia que tiene la planificación y la confección de registros, aspectos a los que no siempre se les da la trascendencia necesaria. Los tres capítulos siguientes analizan en detalle las fases clásicas del cultivo: establecimiento, crecimiento inicial y endurecimiento, y son seguidos por un capítulo acerca del sistema de cultivo mixto; este combina cultivo en contenedores con cultivo a raíz desnuda. Finalmente, el último capítulo se centra en los cuidados que se debe tener para mantener la calidad de los plantines en las etapas de extracción, almacenamiento y traslado a plantación.

Si bien con esta obra no se agotan los conceptos y problemas relacionados con la producción de plantines forestales, se pretende dar un pequeño impulso al crecimiento y la constante mejora de los viveros y de la actividad forestal en su conjunto.

Liliana T. Contardi
Héctor E. Gonda



La producción de plantines forestales en el Mundo y en la Patagonia Andina

Liliana T. Contardi y Héctor E. Gonda

LA PRODUCCIÓN DE PLANTINES FORESTALES EN EL MUNDO

La evolución de los bosques y la forestación

Históricamente, en casi todo el mundo, la regeneración de los bosques no era un tema de importancia mientras la madera constituía un bien abundante (Daniel et al. 1979), o sea, mientras la población extrajo de los bosques una cantidad de materia prima inferior al crecimiento de los mismos. Además, mientras la madera es relativamente abundante no es necesario disponer de incentivos para forestar y reforestar. Estos incentivos generalmente tienen una razón económica y/o social. En cuanto a lo económico, los incentivos se desarrollan en función de varias causas: la oferta y la demanda de materia prima, el deseo de establecer un nuevo capital renovable, la restauración, etc. Cuando se establece un “negocio forestal” la materia prima aumenta su valor y se hace posible invertir en forestación y reforestación para asegurar una rápida y efectiva regeneración de los bosques lo más económicamente posible. Los incentivos para forestar de origen social generalmente provienen del Estado, ya sea nacional, provincial o municipal. En general pueden ser programas que impliquen subsidios, ventajas impositivas, aspectos educacionales, investigación, etc. Grupos ambientalistas, ONG’s y ciudadanos comprometidos con el medio ambiente, también han ejercido una fuerte presión para que se regeneren los bosques durante las últimas décadas.

Con el advenimiento de la era industrial, comenzó en todo el mundo una explotación intensiva de los bosques que disminuyó notablemente su superficie. Algunos de los países más industrializados, sobre todo de Europa, recuperaron, en parte, sus bosques durante el siglo pasado luego de haberlos diezmado. Por otro lado, hace unos 50 años la presión demográfica que aumentó exponen-

cialmente, principalmente en países en vías de desarrollo, comenzó un fuerte proceso de deforestación, debido fundamentalmente a la expansión de la agricultura, la urbanización y la ocurrencia de incendios forestales. Si bien la tasa de deforestación mundial en la última década (13 millones de hectáreas por año) sigue siendo alarmantemente alta, ha sufrido una disminución en relación con la tasa de la década de los 90, que era de 16 millones de hectáreas anuales (FAO 2010). Principalmente Brasil e Indonesia, quienes tuvieron las mayores pérdidas durante los noventa, disminuyeron el ritmo de deforestación durante la última década. De todas maneras considerando que anualmente se establecen en el mundo unos 5 millones de hectáreas de nuevos bosques, el balance demuestra que perdemos unos 8 millones de hectáreas de bosques por año (FAO 2010).

Además de la progresiva disminución de la superficie boscosa mundial, en las últimas décadas también ha ido cambiando de uso una importante superficie de bosques nativos altamente productivos. Estos bosques, utilizados tradicionalmente de manera intensiva para producir importantes cantidades de materia prima, ahora son destinados fundamentalmente a la conservación, el disfrute estético, la provisión de hábitat para la vida silvestre, etc. Un ejemplo de esta situación es la que tiene lugar en buena parte de los bosques de coníferas del noroeste de los Estados Unidos. Para contrarrestar la disminución progresiva del área de bosques naturales disponible para la producción de bienes maderables y no maderables, en las últimas décadas se ha incrementado fuertemente la forestación. No quedan dudas que la producción de madera mundial se está trasladando de los bosques naturales a las plantaciones (FAO 2010). Entre 2000 y 2010 globalmente se plantaron aproximadamente 5 millones de hectáreas por año. Este ritmo de forestación fue superior al de la década de 1990 en todo el mundo, excepto en Europa. En 2010, el área forestal plantada era de aproximadamente 264 millones de hectáreas en todo el mun-

do, lo que representaba el 7% del total de los bosques. El 76% del área forestada tenía como objetivo principal la producción de materia prima y/o productos no madereros (FAO 2010). La mayor superficie se concentraba en el este asiático (sobre todo China), Europa y Norte América con el 75% del total. Aproximadamente un cuarto de la superficie estaba constituida por especies exóticas. Estas se concentran fuertemente en algunas regiones y dentro de éstas en algunos países, tal como es el caso de Sud América (la Argentina, Bolivia, Brasil, Chile, Ecuador y Uruguay), Oceanía (Nueva Zelanda) y África. Se supone que para 2020 la superficie forestada en el mundo alcanzará los 300 millones de hectáreas (FAO 2010).

La manera más expeditiva, práctica y eficiente de instalar un bosque es a través de la plantación (Smith et al. 1997). Hacerlo a través de la siembra o promoviendo la regeneración natural no siempre es posible y suele demandar más tiempo, conocimiento y desarrollo de tecnologías que, a menudo, no están disponibles. La plantación es una etapa crucial en la silvicultura de un bosque; el éxito del ciclo completo de vida puede depender de las decisiones que se tomen en ese momento inicial. Errores cometidos en ese periodo suelen causar problemas futuros que no siempre pueden resolverse (Smith et al. 1997).

La producción de plantines

Los árboles de una forestación pueden ser producto de la regeneración natural del bosque o del cultivo a partir de semilla en vivero. A pesar de que uno tendería a pensar que las plántulas producto de la regeneración espontánea del bosque podrían brindar buenos resultados por ser más “naturales”, en realidad las plantas producidas en vivero, generalmente, tienen mejor prendimiento y mayor crecimiento una vez llevadas al sitio de plantación. Esto se debe a dos razones fundamentales. Primero, en el vivero es posible proveer a las plántulas del agua y los nutrientes necesarios de manera controlada, es decir evitar los periodos de estrés que se producen en la naturaleza debido a la fluctuación de las precipitaciones o deficiencias de nutrientes en el suelo. Segundo, en el vivero es posible controlar el desarrollo de las raíces de manera de promover la formación de un sistema fibroso, de gran volumen y relativamente superficial, lo que permite obtener una planta con una relación raíz/tallo mucho más favorable para soportar el trasplante. Actualmente se

considera que plantines de buena calidad son aquellos cuyas raíces están en capacidad de producir un crecimiento explosivo una vez llevados al sitio de plantación.

En la naturaleza los plantines tratan de producir una raíz pivotante profunda y/o varias raíces muy extendidas superficialmente (Burdett et al. 1984) para poder obtener la mayor cantidad de agua posible del suelo. Por lo tanto, en forma natural, las raíces no se desarrollan concentradas en un pequeño volumen de suelo cerca de la superficie, como sería lo deseable para poder llevar al campo un plantín con un abundante sistema radical, sin que sea necesario cavar un gran pozo. No obstante ello, las plántulas producto de la regeneración natural pueden ser de utilidad en ciertas situaciones. Si estas plántulas son extraídas tempranamente del bosque y se “viverizan” durante un tiempo antes de ser llevadas al sitio de plantación, su calidad puede mejorar notablemente. Como ejemplo se puede citar el proyecto de restauración de bosques de lenga afectados por el fuego en Torres del Paine, Chile (CONAF 2009).

Teniendo en cuenta que en el mundo se forestan alrededor de 5 millones de hectáreas por año, no cabe duda de la importancia que tienen los viveros forestales, al ser las fábricas donde se producen los plantines necesarios para cumplimentar dicha tarea. La regeneración artificial de los bosques es un área del conocimiento muy dinámica. Prueba de ello es que en los últimos años han aparecido publicaciones periódicas dedicadas fundamentalmente a este tema, tales como la revista internacional *New Forest* y la publicación del Servicio Forestal de los Estados Unidos denominada *Tree Planters Notes*.

El vivero forestal

El vivero forestal es el lugar destinado a la reproducción de árboles con diversos fines. Su misión es obtener plantas de calidad, que garanticen una buena supervivencia y crecimiento en el lugar donde se establezcan en forma definitiva. La calidad de los plantines forestales es muy específica y generalmente implica mayores requerimientos que las plantas destinadas a jardinería u horticultura, ya que los pequeños árboles deberán estar en condiciones de arraigarse en un ambiente natural, generalmente adverso, muy distinto a las condiciones óptimas recibidas en el vivero o un jardín doméstico. El buen crecimiento

de los plantines se logra únicamente si se ha seguido una metodología adecuada de producción, desde la siembra hasta la etapa de poscosecha. Para ello se requiere que las personas encargadas de esta actividad, estén capacitadas para aplicar las técnicas más apropiadas. Por otra parte, antes de realizar la siembra de semillas en el vivero, es necesario tener claro cuál será el sistema productivo que se empleará, pues del mismo dependerá el tipo de plantas que se produzcan, su costo final y su desarrollo posterior en el sitio de plantación.

En la jerga del viverista forestal se utiliza frecuentemente el concepto "tipo de planta". Este está relacionado con el sistema de cultivo utilizado, ya sea raíz desnuda o envase, y el tiempo transcurrido bajo cada sistema. Plantas a raíz desnuda (en inglés: *bare root*) son las que se producen mediante el sistema tradicional en almácigos o canteros, al aire libre. Por lo tanto, cuando se extraen del almácigo o cantero para ser llevadas al sitio de plantación, sus raíces se desprenden del suelo quedando "desnudas" lo que da origen a su nombre (Figura 1). Plantas en envase o contenedor (en inglés: *container* o *plug*) o a raíz cubierta, como se las denomina principalmente en Chile, son cultivadas dentro de recipientes individuales. Al momento de ser llevadas a plantación, una vez extraídas del envase, sus raíces continúan unidas al sustrato en el cual crecieron. El sistema radical de cada plantín junto al sustrato que lo contiene se denomina cepellón (Figura 2).



Figura 1. Plantines de pino ponderosa (*Pinus ponderosa*) listos para ser llevados a campo luego de ser cultivados a raíz desnuda durante dos años, sin trasplante, en la Patagonia andina.



Figura 2. Plantines de pino ponderosa (*Pinus ponderosa*) listos para ser llevados a campo luego de ser cultivados en contenedor durante nueve meses en la Patagonia andina.

Los plantines producidos a raíz desnuda tienen la ventaja fundamental de ser livianos para transportar, motivo por el cual es el método más ampliamente utilizado para producir plantines relativamente grandes. Los plantines grandes son los más indicados para instalar en los buenos sitios donde abundan la humedad y los nutrientes, ya que por su mayor tamaño y crecimiento inicial pueden superar a la vegetación competitiva. Cuanto más grandes son los plantines menos favorable es la relación raíz/parte aérea. Sin embargo, esto no suele ser un problema en los buenos sitios dado que disponen de suficiente humedad. La principal desventaja de los plantines a raíz desnuda es que la raíz se transporta al sitio de plantación separada del suelo, lo que determina que el plantín debe reestablecer contacto con el mismo. Nuevamente este proceso se ve más facilitado en los sitios húmedos que en los secos.

La gran ventaja de los plantines en envase es que la raíz se mantiene unida al medio de crecimiento, facilitando el prendimiento. Además habitualmente estos plantines se producen bajo condiciones más controladas, generalmente en invernáculo, lo que permite administrar a los mismos la humedad y nutrientes necesarios en todo momento. Adicionalmente la proporción raíz/tallo suele ser más alta que la de los plantines producidos a raíz desnuda, lo que los hace especialmente adecuados para sitios secos. Por estas razones la proporción de plantines producidos en envases en invernáculos crece constantemente en todo el mundo, no solo en países fríos y templados, sino también en lugares sub-tropicales.

Durante el periodo de "viverización" los plantines se pueden mantener donde fueron sembrados, o por el contra-

rio ser trasplantados. Los plantines trasplantados suelen iniciarse a partir de semilla en el suelo en un almácigo o en algún tipo de contenedor y posteriormente se pasan a un cantero en el suelo o a otro contenedor. En el norte de la provincia del Neuquén, la siembra en almácigos al aire libre y el posterior trasplante de los plantines a bolsas de polietileno ha sido una práctica ampliamente utilizada; a los plantines así producidos se los denomina localmente plantas en cartucho.

Para describir en forma abreviada el sistema utilizado para producir plantines, en casi todo el mundo se utiliza una nomenclatura que incluye solamente dos números separados por un signo más. El primero representa el número de años (en realidad se refiere a temporadas de crecimiento) que la planta creció en el almácigo/contenedor donde germinó. El segundo número representa los años que permaneció en el cantero/contenedor donde se lo trasplantó (Tabla 1) (Owston et al. 1992).

Tabla 1. Códigos más ampliamente utilizados en el mundo para expresar en forma abreviada el tipo de planta: edad, tiempo transcurrido antes y después del trasplante, y lugar en que fueron cultivadas (almácigo/cantero/envase).

Código	Tiempo de cultivo en almácigo/cantero /envase
2+0	Dos años en almácigo sin trasplante.
1+1	Un año en almácigo y un año en cantero de trasplante.
2+1	Dos años en almácigo y un año en cantero de trasplante.
1+2	Un año en almácigo y dos años en cantero de trasplante.
Plug +0	Una temporada en el contenedor en el cual se sembró.
Plug +1	Una temporada en el contenedor donde se sembró y un año en cantero de trasplante.

LA PRODUCCIÓN DE PLANTINES FORESTALES EN LA PATAGONIA ANDINA

Objetivo

En la región Andino patagónica la producción de plantas forestales en vivero se ha venido realizando desde mediados del siglo pasado con varios propósitos. El más antiguo, y en el que se han centralizado los mayores esfuerzos, ha sido la instalación de plantaciones industriales de especies exóticas de rápido crecimiento, fundamentalmente coníferas y salicáceas, en áreas de secano y de regadío, respectivamente. Otro objetivo más reciente, por el momento de pequeña escala, es la repoblación de bosques naturales afectados por incendios forestales, degradados por el pastoreo indiscriminado, perturbados por la extracción excesiva de madera y leña, etc. A estos dos objetivos centrales se le suman otros de menor envergadura pero con un gran potencial, tales como planes de control de erosión hídrica y eólica, la agroforestería, el arbolado urbano y la creación de parques periurbanos.

Sistemas productivos y especies

El cultivo de plantines forestales en la región andino patagónica desde los años 60 y por varias décadas, se llevó a cabo utilizando fundamentalmente el sistema tradicional de producción a raíz desnuda (Figura 3) (Andenmatten 1993). Con dicho sistema eran necesarios de 2 a 3 años para obtener una planta, predominando los tipos 1+1, 2+0, 2+1 y 1+2 (Contardi y Bava 2005). Cabe mencionar que la mayoría de los viveristas patagónicos denominan "almácigos" a los canteros/camas donde se realiza la siembra y "canteros" a los canteros/camas donde se realiza el trasplante. También en esta región el trasplante suele ser denominado repique. De acuerdo a entrevistas realizadas en 1997 y 1998 en los viveros de coníferas de más 50.000 de plantas, el 85% de la producción era a raíz desnuda. Solo dos viveros desarrollaban en forma experimental el cultivo de plantines en contenedores (Figura 4) (Contardi 1999).



Figura 3. Canteros de plantines de pino ponderosa (*Pinus ponderosa*) cultivados a raíz desnuda en la Patagonia andina. Arriba: almacigo con plantines de un año en el vivero Provincial de Huínganco, Neuquén. Estos se trasplantan a bolsas de polietileno donde se mantienen dos años más antes de ser llevados a plantación. Abajo: cantero con plantines de 2 años, sin trasplante, listos para ser llevados a plantación, en el vivero del Campo Experimental Trevelin de INTA, en la provincia del Chubut.

Desde mediados de la década del noventa comenzaron a desarrollarse sistemas productivos más intensivos, para obtener plantas en un periodo mas corto, de 8 a 9 meses (Enricci et al. 2001, Fariña 2000). Estos sistemas utilizaban contenedores, en algunos casos al aire libre y en otros dentro de invernáculos (Figura 5). Estos plantines han tenido un buen desempeño en el terreno, lo que ha motivado que tengan gran aceptación y demanda entre los forestadores. Por lo tanto es de esperar que este sistema se consolide y predomine en el mercado. En la temporada 2006, solamente el 36% de los viveros de la región continuaba utilizando el sistema tradicional produciendo exclusivamente plantines a raíz desnuda, un 27% utilizaba solamente contenedores y un 36% utilizaba los dos sistemas (Figura 4) (Contardi y Vera 2006). En concordancia con esta evolución, en 2006 el 44% de las plantas de Chubut se produjeron a raíz desnuda (2+0, 1+1 y 2+1) y el otro 56 % en contenedores (Plug+0) (Contardi y Vera

2006). Para que la producción en contenedores se consolide y sea adoptada por un mayor número de viveristas en la región, es necesario mantener un proceso continuo de transferencia y capacitación de los actores involucrados.

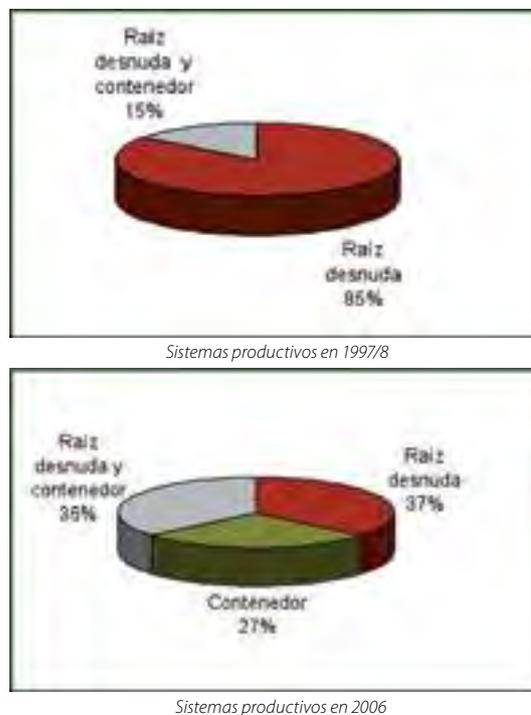


Figura 4. Sistemas de producción de plantines forestales de coníferas más ampliamente utilizados en viveros de la región andino patagónica en 1997-98 y 2006. En 1997-98 se entrevistaron 12 viveros (Contardi 1999) y en 2006, 11 (Contardi y Vera 2006).



Figura 5. Bandejas con plantines de pino ponderosa (*Pinus ponderosa*) recientemente germinados. Arriba: en un invernáculo del vivero de la Universidad Nacional de la Patagonia San Juan Bosco, en Esquel, provincia del Chubut. Abajo: al aire libre en el vivero de Huínganco, provincia del Neuquén.

Los códigos utilizados actualmente para describir el sistema de cultivo de un plantín (Tabla 1) tienen sus limitaciones. Por ejemplo, en el caso de plantines producidos en contenedores, no es posible expresar si se lo cultiva por más de un año en el mismo envase, o conocer las dimensiones del envase donde crecieron. Por este motivo se propone para la Patagonia la utilización de una nomenclatura que permita incluir más detalles del sistema productivo. Esta se presenta en el ANEXO de este capítulo y se basa sobre el sistema adoptado en *British Columbia* por el Ministerio de Recursos Forestales de Canadá (Scagel et al. 1998).

Hasta fines de la década del 90, los viveros andino patagónicos proveedores de plantines para forestación en macizo, produjeron fundamentalmente especies exóticas de rápido crecimiento. Un relevamiento realizado en 1997/8, permitió detectar que un solo vivero producía un número significativo de especies nativas (Contardi 1999). Si bien otros viveros habían producido especies nativas, siempre lo hacían en pequeñas cantidades y de manera esporádica (Lebed 1993, Nuñez 1993). Desde el inicio de la década actual, el interés y el conocimiento de la producción de especies nativas ha aumentado progresivamente, tanto a raíz desnuda en los comienzos como en contenedores más recientemente (de Errasti y Contardi 2009, Enricci y Massone 2003, Massone 2002, Tejera et al. 2008, Schinelli y Martínez 2010). También han surgido nuevos viveros, principalmente con fines educativos o de preservación de las especies nativas. Si bien la producción de plantines nativos está aun muy por debajo de la escala de las especies exóticas de rápido crecimiento, se están haciendo importantes avances en la tecnología de su cultivo (Figura 6). Esto debería complementarse con acciones de transferencia y capacitación. Para que la escala de producción de plantines de especies nativas se incremente significativamente es necesario que se amplíe la demanda y esta se sostenga en el tiempo. Es de esperar que los planes de restauración que se puedan presentar bajo el marco de la Ley Nacional 26.331 de "Presupuestos mínimos" den un impulso importante a la producción de árboles nativos. También, existen en la región viveros dedicados fundamentalmente a la producción de plantas para arbolado urbano.



Figura 6. Plantines de especies nativas de los bosques andino patagónicos cultivados en contenedores, dentro de invernáculos en esta región. A: coihue (*Nothofagus dombeyi*). B: lenga (*Nothofagus pumilio*). C: ciprés de la cordillera (*Austrocedrus chilensis*).

Características de los plantines

El cultivo de plantines forestales, como cualquier otra actividad intensiva, debe tender a generar, además de cantidad, un producto de calidad en la forma más eficiente posible. Las plantas son consideradas de calidad si cumplen con dos requisitos básicos de comportamiento una vez establecidas en el terreno. El primero, y más obvio, es la supervivencia y el segundo, el crecimiento (Duryea 1984). Es decir, que no sólo es importante lograr un alto porcentaje de prendimiento, sino también que los plantines crezcan y prosperen, aún en sitios difíciles. Además el plantín debe ser capaz de comenzar a crecer a buen ritmo desde la primera temporada de crecimiento. Se debe evitar que los plantines pasen por un periodo inicial de bajo crecimiento, lo que está relacionado no solo con la calidad de los mismos, sino también con el tratamiento que se le dé a la vegetación competitiva, la presencia de herbivoría, etc. Estos aspectos de la calidad, aparentemente simples, no resultan fáciles de evaluar en las plantas listas para ser llevados a campo. Las dos preguntas básicas son ¿cómo se identifican las plantas de mejor calidad? y ¿cómo se mide esa calidad? Ambas preguntas han sido objeto de un amplio debate e investigación en el ámbito mundial (Ritchie 1984, Rose et al. 1990, Grossnickle 2000). Dado que los atributos morfológicos y fisiológicos que afectan el comportamiento de las plantas son numerosos, suele resultar difícil decidir que conviene medir. Una vez escogidos los parámetros a determinar, se puede definir la planta objetivo para la especie con la cual se trabaja. Mayores detalles sobre estos aspectos son abordados en los capítulos 3 y 4 por J. Mexal.

En la Patagonia andina se ha evaluado la calidad o “potencial” de los plantines fundamentalmente sobre la base a los siguientes caracteres morfológicos: altura de la parte aérea, diámetro a nivel del cuello, desarrollo del sistema radical y biomasa expresada en gramos de peso fresco o seco. Con estas características morfológicas se elaboraron índices tales como las relaciones altura/diámetro del cuello y peso seco aéreo/peso seco radical. A medida que se disponga de mayores recursos humanos y tecnológicos sería deseable comenzar a determinar parámetros fisiológicos de los plantines.

Desde fines de la década del 90, periódicamente se han realizado estudios para caracterizar distintos tipos de plantines producidos en los viveros andino patagónicos, fundamentalmente sobre la base de características morfológicas (Tablas 2 y 3) (Contardi 1999, 2006). Las evaluaciones se realizaron en muestras obtenidas de lotes de plantines listos para ser llevados al sitio de plantación. Los caracteres morfológicos de los distintos tipos de plantines mostraron una alta variabilidad entre los distintos viveros. Por ejemplo, el diámetro promedio de las plantas 1+1 de pino ponderosa del año 1997 fue de 4,6 mm, pero en 3 viveros era bastante inferior, en 4 muy próximo a la media y en 2 era superior (Figura 7). Similar variabilidad se observó para la altura total, el peso seco de la parte aérea y el peso seco radical. En los plantines de especies nativas también se detectaron diferencias importantes de un vivero a otro.

Tabla 2. Valores promedio, máximo y mínimo de parámetros morfológicos de cuatro tipos de plantines de pino ponderosa (*Pinus ponderosa*) a raíz desnuda producidos en 10 viveros andino patagónicos en la temporada 1998. Se tomó una muestra de 100 plantas de cada tipo, por vivero (Contardi 1999).

Tipo de Planta	Altura (cm)	Diámetro del cuello (mm)	Peso seco aéreo (g)	Peso Seco raíz (g)	Altura/Diámetro cuello	Peso seco aéreo/raíz	Índice de Dickson*
Raíz desnuda 1+1	12 (9,8- 13,3)	5,1 (4,5- 5,8)	3,6 (2,4- 5,1)	2 (1,1- 2,6)	24 (22- 29)	1,9 (1,6- 2,2)	1,3 (0,8- 1,8)
Raíz desnuda 2+0	12,0 (8,5- 17)	4,7 (3,7- 6,1)	3,1 (1,8- 5,1)	1,6 (1- 3,2)	26 (23- 30)	2,1 (1,7- 2,5)	1,1 (0,7- 1,9)
Raíz desnuda 2+1	13,2 (12,4- 14)	4,9 (4,8- 5,1)	3,9 (3,9- 4)	2,1 (1,9- 2,3)	27 (25- 30)	1,9 (1,7- 2,1)	1,3 (1,3- 1,3)
Raíz desnuda 1+2	17,4 (15- 19,4)	7,1 (6,3- 7,9)	8,9 (8,6- 10,2)	3,4 (2,6- 4,2)	25 (19- 24)	2,7 (2,3- 3,3)	2,5 (1,7- 3)

*Índice de Dickson: $\text{Peso seco total} / (\text{altura cm} / \text{diámetro del cuello mm}) + (\text{peso seco aéreo} / \text{peso seco raíz})$ (Dickson et al. 1960).

Tabla 3. Valores promedio y desvío estándar de parámetros morfológicos de plantines de raulí, roble pellín, lenga (*Nothofagus sp.*) y ciprés de la cordillera (*Austrocedrus chilensis*) producidos en 4 viveros andino patagónicos, entre 2001 y 2008.

Especie	Tipo de planta	Altura (cm)	Diámetro del cuello (mm)	Altura/ Diámetro cuello	Referencia
Raulí (N. nervosa)	Cont/RD 1+1	47,7 (13,6)	8,5 (2,1)	58 (1,6)	Contardi (2006)
	RD 1+1	14,1 (5,6)	3,5 (0,7)	40 (1,3)	Contardi (2006)
Roble pellín (N.obliqua)	Cont/RD 1+1	73,3 (16,5)	9,4 (1,8)	83 (5,6)	Contardi (2006)
	RD 1+1	23 (5,8)	4,6 (1)	51 (1,6)	Contardi (2006)
	Cont 1+0	39	3,4	112	Massone (2002)
Lenga (N.pumilio)	Cont 2+0	18,2 (1,3)	4,4 (0,3)	42 (0,1)	Contardi (2006)
	RD 1+1+1	49,2 (2,9)	8,1 (0,4)	62 (0,6)	Contardi (2006)
Ciprés de la cordillera (Austrocedrus chilensis)	Cont/RD	13,5 (1,6)	2,8 (0,37)		Urretavizcaya (2006)
	RD/BP 1+1	8,8 (1,9)	2,2 (0,39)	--	Urretavizcaya (2006)
	Cont 2+0	18,1	--	--	De Errasti y Contardi (2009)

Cont.= contenedor; RD.= raíz desnuda; BP= bolsa de polietileno; Entre paréntesis aparecen los desvíos estándar.

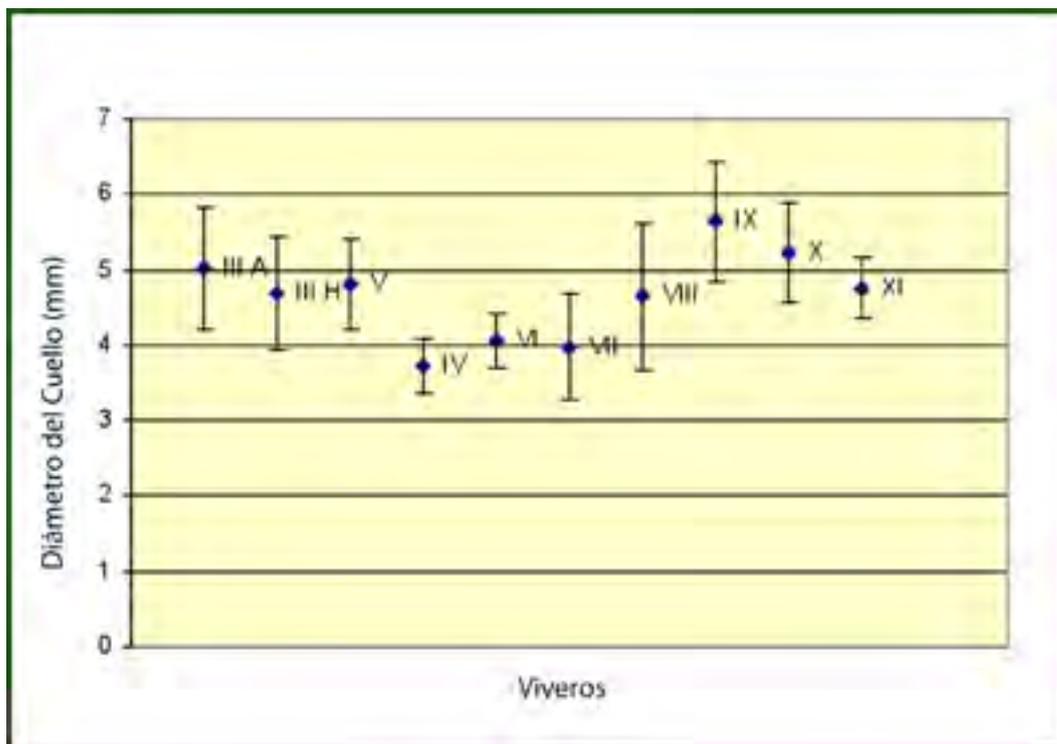


Figura 7. Promedio y desvío estándar del diámetro del cuello de plantas de pino ponderosa (*Pinus ponderosa*) producidas a raíz desnuda (1+1) en 10 viveros de la región andino patagónica en 1997 (Contardi 1999).

Supervivencia y crecimiento en el campo

Ensayos instalados con fines de investigación, demuestran que la supervivencia y crecimiento a campo de distintos tipos de plantines de pino ponderosa puede variar entre 52 y 98% al fin de la primera estación de crecimiento (Tabla 4), y desciende aproximadamente un 10% al fin de la segunda estación.

Tabla 4. Supervivencia característica de varios tipos de plantines de pino ponderosa (*Pinus ponderosa*) un año después de ser llevados a campo en diferentes ensayos realizados en la Patagonia andina.

Tipo de planta	Supervivencia al 1er. año	Referencia
Raíz desnuda 2+0	94 %	Contardi 2007
Raíz desnuda 2+1	98 %	
Raíz desnuda 3+0	70 %	
Raíz desnuda 1+1	52 %	Pellegrini y Fariña 2001
Cartucho	68 %	
Contenedor	94 %	

En forestaciones comerciales estos valores suelen ser menores, tanto que a menudo es necesario realizar una reposición para disponer del número mínimo de plantas requerido por parte de las entidades de promoción para el otorgamiento de los subsidios para forestar. Las causas de las fallas son diversas y pueden deberse a problemas ocurridos en uno o más de los eslabones de la cadena de eventos que transcurren durante el proceso de extracción, traslado y almacenamiento (Andenmatten 1993). Con la intención de mejorar la supervivencia, las empresas forestadoras han comenzado a utilizar mayormente plantas producidas en contenedor. Estas tienen mejor supervivencia probablemente debido a que mantienen las raíces dentro del cepellón y por lo tanto soportan mejor las condiciones de estrés a que pueden estar expuestas desde el momento que abandonan el vivero hasta que son plantadas. Esta tendencia determina que buena parte de los viveros estén realizando o contemplando la posibilidad de producir fundamentalmente plantines en envase, en lugar de los tradicionales plantines a raíz desnuda. Prueba de ello es que la mayoría de los viveros que se instalan hoy en día solo contemplan la producción de plantines en bandeja. Para que esta tecnología se pueda consolidar es necesario mantener un proceso continuo de transferencia y capacitación de los actores involucrados.

BIBLIOGRAFÍA CITADA

Andenmatten, E. 1993. Producción de plantines de coníferas. En Actas: II Reunión de Viveros forestales de la Patagonia. Esquel, Chubut. 1-14.

Burdett, A.N., Herring, L.J., y C.F. Thompson. 1984. Early growth of planted spruce. Can. J. For. Res. 14:644-651.

CONAF 2009.

http://conaf-magallanes.blogspot.com/2009_09_01_archive.html. 25 de abril, 2011.

Contardi, L. 2007. Vitalidad y comportamiento en terreno de plantines de pino ponderosa (*Pinus ponderosa* Dougl. ex Laws.). En Actas: Primera Reunión sobre Forestación en la Patagonia. ECOFORESTAR 2007. Esquel, Argentina.

Contardi, L. 2006. Evaluación de plantines forestales producidos en viveros patagónicos. Informe interno CIEFAP. 20 p.

Contardi, L. 1999. Informe interno Proyecto PIA 04/96 Evaluación de la calidad de los plantines de pino ponderosa en los viveros andino patagónicos. 49 p. Esquel, Chubut.

Contardi, L y J. Bava. 2005. Plantines de pino ponderosa producidos en Patagonia: caracterización a través de Índices morfológicos. En Actas: 3er.Congreso Forestal Argentino y Latinoamericano. Corrientes, Argentina.

Contardi, L y C. Vera. 2006. Diagnostico del estado productivo de los viveros forestales y fuentes de semillas de la Provincia del Chubut. Informe Técnico Interno CIEFAP. Esquel. 31 p.

Daniel, T.W., Helms, J.A. y F.S. Baker. 1979. Principles of silviculture. McGraw-Hill. 500 p.

de Errasti, D. y L. Contardi. 2009. Producción de ciprés de la cordillera, ¿Es posible el cultivo orgánico de ciprés de la cordillera en bandejas? En: Revista Patagonia Forestal, Año XV, Nº2: 5-8.

Dickson, A., Leaf, A.L. y J.F. Hosner. 1960. Quality appraisal of white spruce and white pine seedling stock in nurseries. For. Chron. 36: 10-13.

- Duryea, M. L. 1984. Nursery cultural Practices: Impacts on seedling quality. En: Duryea, M. L. and Landis, T. D. (Editores). 1984. Forest Nursery Manual: Production of Bareroot Seedling. Martinus Nijhoff / Dr.W.Junk Publ., The Hague, For.Res.Lab., Oregon State University, Corvallis, p 143- 164.
- Enricci, J., Alday, G. y D.S. Massone. 2001. Producción de plantines en contenedores. En Actas: VI Jornadas Técnicas de Viveristas forestales de la Patagonia. Esquel, Chubut. 12 p.
- Enricci, J.A. y D.S. Massone. 2003. Producción de plantines plug+0 de *Austrocedrus chilensis* en Patagonia Argentina. <http://www.fao.org/DOCREP/ARTICLE/WFC/XII/0241-B3.HTM>
- Fariña, M. 2000. Producción de plantas en bandejas, una experiencia en Huinganco. Seminario técnico en Campo Forestal Gral. San Martín del INTA, Las Golondrinas, Chubut. 6 p.
- FAO. 2010. Global forest resources assessment 2010, main report. FAO forestry paper 163. Roma. ISBN 978-92-5-106654-6.
- Grossnickle, S. 2000. Ecophysiology of Northern Spruce species: The Performance of Planted Seedlings. NCR Research Press, Ottawa, Ontario, Canadá. 409 p.
- Lebed, O. 1993. Reproducción de plantas nativas. Vivero Forestal Mallin Ahogado, Dir.de Bosques. Min.de Recursos Naturales. 22 p.
- Massone, D.S. 2002. Influencia de diferentes regímenes de fertirriego sobre el desarrollo de plántulas de roble pellin cultivadas bajo cubierta. Seminario para optar al título de Ingeniero Forestal. Depto. Ing. Forestal, Fac. de Ingeniería, Universidad Nacional de la Patagonia San Juan Bosco Sede Esquel, Chubut, 22 p. http://www.biblioteca-forestal.com.ar/Silvicultura/Silvicultura_7.pdf
- Nuñez, E. 1993. Efecto del tiempo y medios de estratificación en la germinación en vivero de semillas de lenga (*Nothofagus pumilio*). En Actas: II Reunión de Viveros forestales de la Patagonia. Esquel, Chubut. 11 p.
- Owston, P.; Walters, G. y R. Molina. 1992. Selection of planting stock, inoculation with mycorrhizal fungi, and use of direct seeding. En: Hobbs, S., Tesch, S., Owston, P. Stewart, R., Tappeiner, J y Wells, G. (Editores). Reforestation Practices in southwestern Oregon and Northern California. Corvallis, Oregon. p 310- 327.
- Pellegrini, V. y M Fariña. 2001. Supervivencia y crecimiento de tres tipos de plantines de pino ponderosa. En Actas: VI Jornadas Técnicas de Viveristas forestales de la Patagonia. 4 p. Esquel, Chubut.
- Ritchie, G.A. 1984. Assessing seedling quality. En: Duryea, M.L.; Landis, T.D. (Editores). Forest Nursery Manual: Production of bareroot seedlings. Martinus Nijhoff/Dr. W. Junk Publishers, For. Res.Lab., Oregon State Univ., Corvallis, OR. p 243- 259.
- Rose, R., Carlson W. y P. Morgan. 1990. The Target Seedling Concept. En: Target Seedling Symposium: Proc., Combined meeting of the Western Forest Nursery Associations. Rose, R., Campbell S., Landis, T.D., eds. USDA Forest Service, GTR RM - 200, 1-8.
- Tejera, L., Mondino, V. y T. Schinelli. 2008. Producción de plantas de lenga en contenedor. Revista Patagonia Forestal, Año XIV, N° 3: 7-9.
- Scagel, R., C. Kooistra, R. Bowden, y M. Madill. 1998. Provincial seedling stock type selection and ordering guidelines. British Columbia. Ministry of Forests. Victoria, B.C. 71 p.
- Schinelli, T y A. Martínez. 2010. Viverización de especies nativas de nuestra región: los *Nothofagus caducifolios*. Parte 2: Viverización en condiciones controladas. Revista Presencia N° 55: 26- 30.
- Smith D.M., Larson B.C., Kelty M.J. y P.M.S. Ashton. 1997. The practice of silviculture: applied forest ecology. John Wiley and Sons. 537 p.
- Urretavizcaya, M.F. 2006. Ciprés de la cordillera. Plantación en bosques quemados y recomendaciones para su establecimiento. Revista Patagonia Forestal Año XII, N° 4: 13- 16.

ANEXO

CÓDIGO PARA DEFINIR TIPOS DE PLANTAS EN LA PATAGONIA ANDINA

El código tradicional, utilizado para definir los distintos tipos de planta, describe en forma concisa la edad; el trasplante, si lo hubo, y la forma de cultivo (raíz desnuda vs. envase). Con el uso de contenedores han aparecido en el mercado nuevos tipos de plantas, cuyas características no alcanzan a ser descriptas en su totalidad por el código tradicional. Por este motivo se propone para la región andino patagónica un nuevo código que, manteniendo la estructura del código clásico, incorpora algunos elementos que permiten describir con mayor claridad y de manera más completa los tipos de plantines actuales. Este nuevo código se basa sobre el sistema adoptado en British Columbia por el Ministerio Forestal de Canadá (Scagel et al.1998). Se aspira a que el sistema sea paulatinamente adoptado por los viveristas, forestadores y las instituciones de fiscalización de la región. El código propuesto se diferencia del clásico, fundamentalmente, en que permite identificar las dimensiones del medio de crecimiento contenido en los envases. A continuación se describen las tres partes del código referentes al tipo de planta, edad y tamaño del cepellón. El tipo de planta indica si el cultivo fue a raíz desnuda, en contenedor, en envases de polietileno, o alguna de las combinaciones posibles. Los códigos pueden ser:

RD = a raíz desnuda

C = en contenedor

B = en bolsa de polietileno, incluye con y sin fondo (estas últimas son las denominadas cartucho en Neuquén).

Cuando las plantas se han cultivado en dos sistemas, se combinan las letras precedentes separadas por una barra. Ejemplos:

C/RD = un ciclo en contenedor y otro como raíz desnuda.

RD/C = un ciclo como raíz desnuda y otro en contenedor.

C/C = un ciclo en contenedor y otro en un segundo contenedor de mayor volumen.

La edad de la planta indica los años o temporadas de crecimiento que transcurrieron en cada sistema de cultivo y si hubo trasplante. La sumatoria de los números expresa la edad total o número de temporadas de crecimiento. La dimensión del cepellón se aplica solamente a plantas producidas en algún tipo de envase. Los tres números expresan: diámetro superior en cm, profundidad en cm, volumen en cm³. Conviene separar cada dato con un guión. Para el caso de plantas producidas en bolsas de polietileno, los números representan las dimensiones de las mismas (Figura 1).

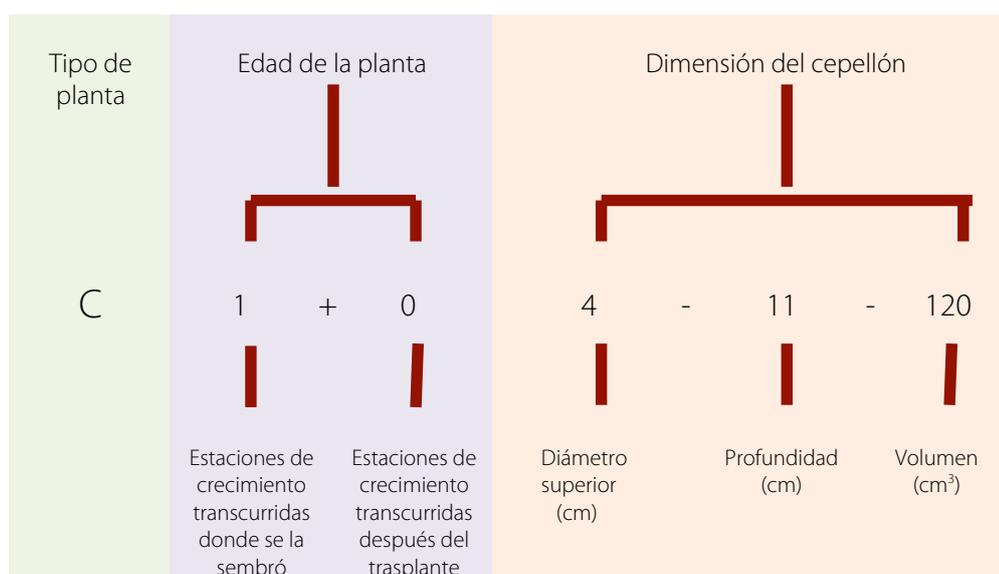


Figura 1. Esquema del código propuesto para describir los distintos tipos de planta en la Patagonia andina. En este caso se trataría de una planta producida en contenedor en una sola temporada de crecimiento, sin trasplante, en un envase de 4 cm de diámetro superior, 11 cm de profundidad y 120 cc de volumen.

A continuación se presentan ejemplos de aplicación del código propuesto para los tipos de planta más utilizados en la Patagonia andina.

RD 1+1

Planta cultivada a raíz desnuda durante 2 temporadas de crecimiento (2 años), trasplantada 1 vez.

C 1+0 4-11-120

Planta cultivada en contenedor durante una temporada de crecimiento (1 año), sin trasplante; dimensiones del cepellón: 4 cm de diámetro superior, 11 cm de longitud y 120 cm³ de volumen.

C 2+0 5-20-250

Planta cultivada en contenedor durante dos temporadas de crecimiento (2 años), sin trasplante; dimensiones del cepellón: 5 cm de diámetro superior, 20 cm de longitud y 250 cm³ de volumen.

RD/B 1+1 7- 18

Planta cultivada a raíz desnuda durante 1 temporada de crecimiento (1 año), trasplantada a una bolsa de polietileno por otra temporada de crecimiento; dimensiones de la bolsa: 7 cm de diámetro superior y 18 cm de longitud.

C/RD 1+1

Planta cultivada en contenedor durante una temporada de crecimiento (1 año) y luego trasplantada para ser llevada a campo a raíz desnuda un año después. A este tipo de planta se la considera como producto de un sistema mixto.

En la Patagonia andina se utiliza una importante variedad de envases de distintas marcas comerciales (Tabla 1).

Tabla 1. Código de los tipos de plantas más ampliamente producidos en contenedores en los viveros de la región Andino patagónica y denominación comercial de los contenedores utilizados.

Tipo de planta	Edad de las plantas		Dimensión del cepellón			Nombre y marca comercial del envase
	Años en lugar de siembra	Años como trasplante	Diámetro superior (cm)	Profundidad (cm)	Volumen (cm ³)	
C	1	+ 0	4	11	120	Bandeja Hiko HV120, BCC
C	1	+ 0	5	10	120	Bandeja 35120, Dassplastic
C	1	+ 0	4,5	15	160	Bandeja 30160, Dassplastic
C	2	+ 0	5	20	250	Bandeja 25250, Dassplastic
C	1	+ 0	6,4	13,7	250	Tubete R 250, Dassplastic
C	2	+ 0	5	18	270	Tubete R 270, Dassplastic
C	2	+ 0	4,9	15	250	Bandeja Hiko HV265, BCC

BIBLIOGRAFÍA CITADA

Scagel, R., Kooistra, C., Bowden, R. y M. Madill. 1998. Provincial seedling stock type selection and ordering guidelines. British Columbia. Ministry of Forests. Victoria, B.C. 71 p.



ANQUE

7

8

9

10

11

12

13

14

INDUSTRIA ARGENTINA

Semillas

René Escobar R.

INTRODUCCIÓN

En el presente documento se analizan, de manera sucinta, algunos aspectos generales relacionados con la fructificación de las especies forestales y establecimiento de áreas productoras de semillas; los factores ambientales, que regulan el proceso de germinación de éstas, y sobre los que puede intervenir y manejar el viverista; los principales atributos físicos y fisiológicos que las califican; las relaciones entre los diferentes atributos, y como interpretarlos, para prescribir los tratamientos previos a la siembra que se les deben realizar y, por último, algunos de los factores que interactúan en el comportamiento de las semillas en el proceso de siembra.

ASPECTOS GENERALES

Periodicidad de fructificación

Las especies forestales cuando crecen en forma natural o en bosques artificialmente establecidos, se caracterizan por tener una fructificación marcadamente periódica. Especies como coihue (*Nothofagus dombeyi*), raulí (*N. nervosa*), roble pellín (*N. obliqua*), lenga (*N. pumilio*) y ñire (*N. antártica*) fructifican cada tres años (Escobar, 1990); alerce (*Fitzroya cupressoides*), cada ocho años; entre las exóticas, creciendo en plantaciones, se han determinado fructificaciones cada dos años para pino oregón (*Pseudotsuga menziesii*) y cada tres años en pino ponderosa (*Pinus ponderosa*). Generalmente, se aprovechan los años de abundante fructificación para proveerse de material para los años en que ésta es baja o nula.

Un año de abundante fructificación no necesariamente significa un año de producción de semillas de buena calidad lo que es especialmente preocupante cuando la periodicidad es mayor a tres años. Normalmente en estos casos, los propagadores recurren al aprovisionamiento en huertos semilleros o a la propagación vegetativa como método de reproducción de plantas.

Una manera de paliar la situación anterior es establecer áreas productoras de semillas o establecer huertos semilleros en donde la fructificación es más regular. También, desarrollar protocolos de almacenaje prolongado, para las diferentes especies de interés, los que pueden utilizar refrigeración, frigorización o criopreservación. Ellos requieren de cámaras y equipos especiales pero permiten asegurar disponibilidad de materia prima para propagar cuando la naturaleza no la proporciona.

Áreas productoras de semillas

En bosques naturales o en plantaciones se pueden establecer áreas productoras de semillas. Para ello se deben construir fajas de protección y tanto en la faja como en el área de recolección se deben eliminar los árboles no deseados y liberar la copa de los árboles remanentes o semilleros (Figura 1).

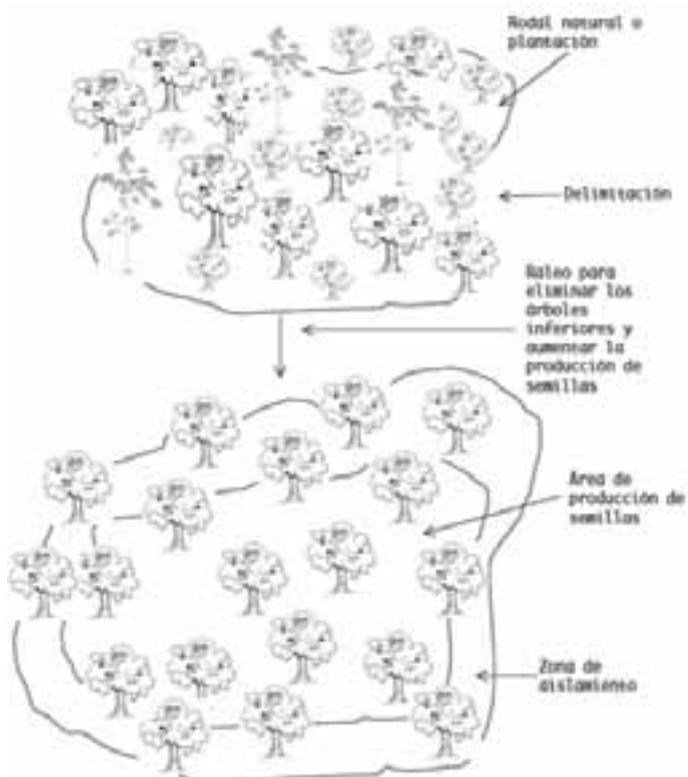


Figura 1. Representación gráfica del establecimiento de un área de semillas.

En las áreas productoras de semillas no siempre todos los árboles fructificarán en una temporada; algunos tendrán fructificaciones muy bajas o simplemente no la tendrán. Ello es importante de tener presente cuando se planifica la faena de cosecha de frutos ya que no todos los árboles requieren ser escalados. Por otra parte, los árboles que presentan fructificación, normalmente no la producen en toda la copa. Esto es fácil de detectar cuando se trata de cosechar árboles cuyos frutos o conos son de un tamaño tal que fácilmente se pueden visualizar. El problema se produce cuando hay que trabajar con árboles de gran altura y cuyos frutos son tan pequeños que, a simple vista, no se pueden ver desde el suelo como, por ejemplo, algunos *Nothofagus*. En estos casos una forma práctica de determinar qué árboles presentan abundante fructificación o en qué parte del árbol existe gran cantidad de frutos, es observando el tamaño de su follaje. En árboles de hojas anchas siempre, en aquellas partes de la copa con abundante fructificación, el tamaño de las hojas es más reducido que el de las ramas o árboles con poca o sin producción de frutos.

En cada área edafo climática debería existir una zona de recolección de semillas, sobre todo de especies nativas. Estos lugares deben estar, idealmente, ubicados en los mejores rodales y en el centro del área a abastecer con material proveniente de las semillas cosechadas en ella.

Germinación de semillas

El proceso de germinación se entiende como la reanudación del crecimiento activo en el embrión de una semilla que se manifiesta con la aparición de la radícula. Según lo establecido por la *International Seed Testing Association* (ISTA), en ensayos de semillas, es la reanudación del crecimiento activo en un embrión que surge de la semilla y adquiere las estructuras esenciales para el desarrollo normal de la planta. El proceso de germinación está regulado, principalmente, por tres factores ambientales: disponibilidad de agua, de oxígeno y temperatura del sustrato.

Disponibilidad de agua

Las semillas normalmente se siembran con un contenido de agua interno cercano al 30%. Por otra parte, es importante el contenido de agua con el cual se debe manejar

el sustrato o medio de crecimiento durante el proceso de germinación. Al respecto, se estima que una humedad cercana al punto de capacidad de contenedor, en la zona de semillas, es un contenido de humedad adecuado durante dicho proceso. Valores menores o mayores lo afectarán negativamente.

Disponibilidad de oxígeno

El proceso de germinación en la mayoría de las especies ocurre cuando el contenido de oxígeno, en la cama de semillas, oscila entre un 20 y 30%. Valores menores provocados por problemas de porosidad del sustrato o excesos de humedad, afectan negativamente al proceso de germinación. Se debe evitar sembrar en sustratos con granulometrías muy pequeñas o que tengan una alta capacidad de retención de agua, ya que en ambos casos, la porosidad de aireación se afectará negativamente.

Temperatura

De los tres factores ambientales que regulan el proceso, probablemente, este es el de mayor importancia para el viverista. Las semillas de todas las especies tienen un rango de temperatura en el cual se produce el proceso de germinación; valores de temperatura por sobre o bajo el rango, inhiben el proceso. Las diferentes especies tienen distintos rangos de temperaturas en el cual ocurre el proceso (Figuroa 1999, Fuentes 2001, Ramírez 1993, Saavedra 1999, Salazar 1998, Stevens 1996) (Figura 2).

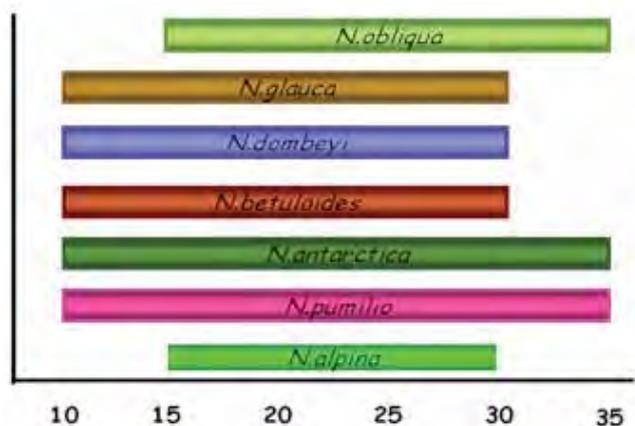


Figura 2. Rango de temperatura de germinación, en grados centígrados, de diferentes especies del género *Nothofagus*.

La temperatura, como todo factor ambiental que afecta a un proceso fisiológico, tiene un valor de máxima eficiencia: la temperatura óptima de germinación. Se entiende como tal, a aquel valor en el cual, en un ensayo de germinación, se obtienen los valores más altos de capacidad y energía germinativa de las semillas (Figura 3).

Cuando a las semillas pre tratadas se las pone a germinar a la temperatura óptima de germinación, en un ensayo de germinación, se comportan como semillas sin dormancia; cuando la temperatura está por debajo de la óptima, se comportan como un lote que aún tiene semillas duras o con dormancia, en el que el periodo de germinación se prolonga y es heterogéneo; cuando las temperaturas están por sobre el óptimo, las semillas se comportan como semillas fuertemente latentes (Figura 4).

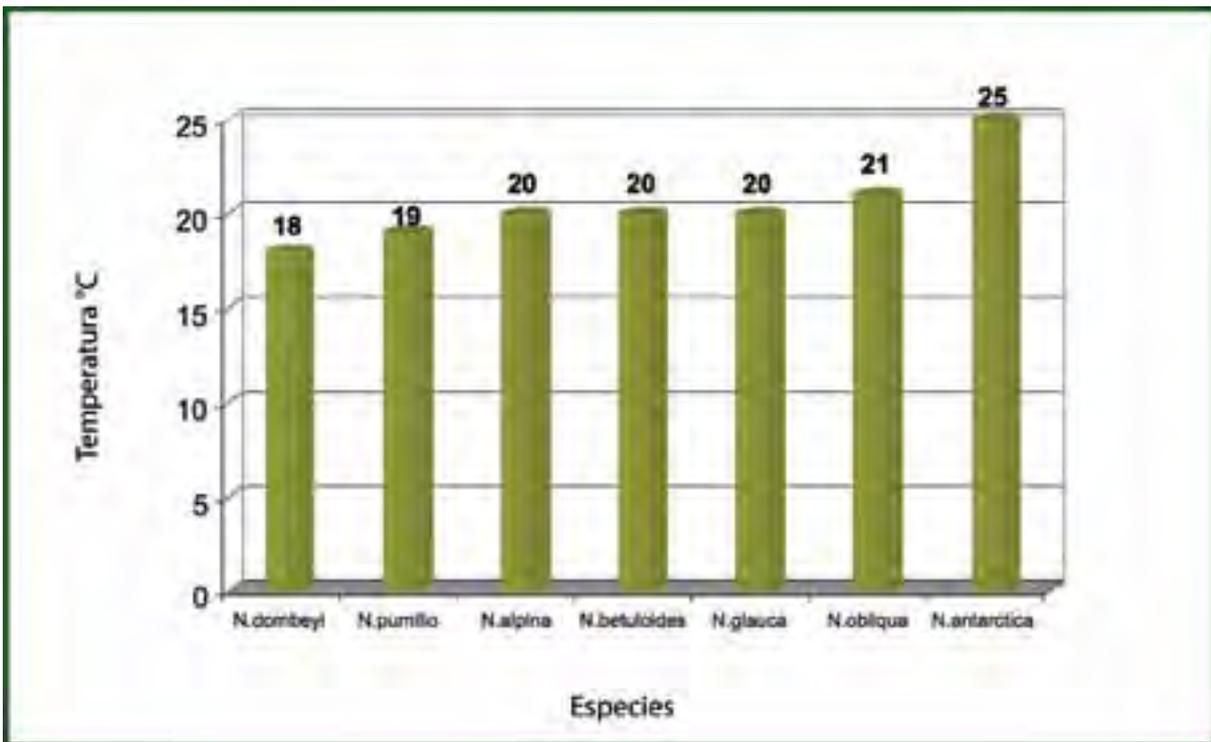


Figura 3. Temperatura óptima de germinación de diferentes especies del género Nothofagus.

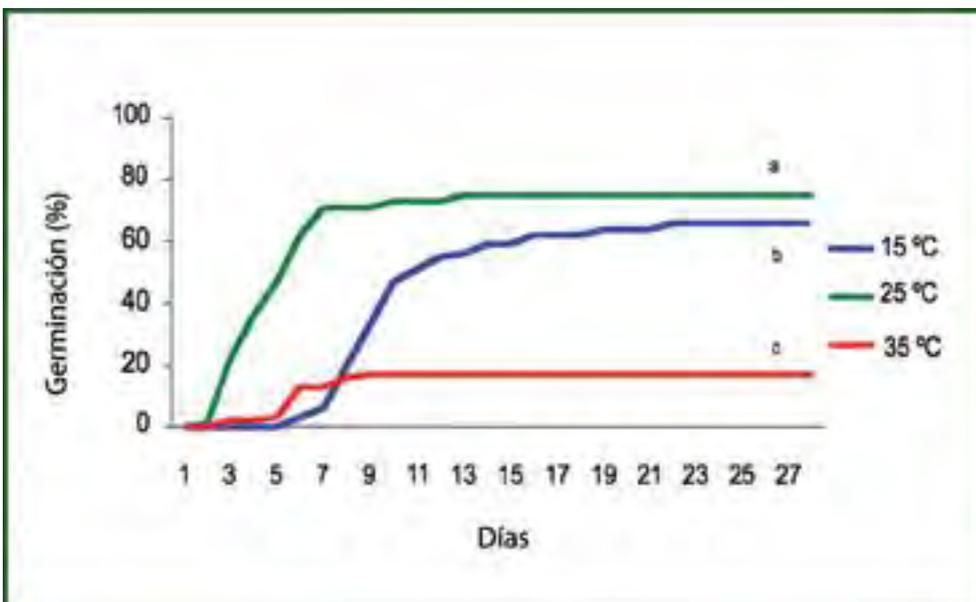


Figura 4. Comportamiento del proceso de germinación de semillas de ñire (*Nothofagus antarctica*) a temperatura óptima (a); por debajo de la temperatura óptima (b) y sobre la temperatura óptima (c) (Stevens, 1996).

Cuando, en un proceso de siembra, la semilla se pone a germinar a la temperatura óptima, aplicada en forma constante, el inicio de la germinación ocurre, normalmente, en las primeras 72 horas después de realizada la siembra; y en la mayoría de los casos más del 80% de la germinación esperada ocurre durante las primeras 48 horas. Las ventajas de una germinación y emergencia uniforme en el vivero, se traducen en menores problemas de manejo de las plantas en las etapas posteriores. Hoy es normal que en el equipamiento de un vivero, que produce plantas en envases o en cultivo mixto, se considere la habilitación de una sala de temperatura controlada para la germinación rápida de semillas. Estas salas, normalmente, son más eficientes y baratas de operar que un invernadero o invernáculo cubierto con plástico, para realizar y manejar el proceso.

En producción de plantas a raíz desnuda o en contenedores sin manejo o control del ambiente, normalmente, el viverista apuesta por sembrar cuando las temperaturas del suelo o sustrato se encuentran en el rango de germinación de la especie a cultivar. Si se utiliza el manejo del rango de temperatura de germinación como criterio para definir cuando sembrar, el proceso de germinación es más lento y heterogéneo que el de temperatura óptima, lo que se traduce en plantas de diferentes tamaños. En estos casos, si la producción es a raíz cubierta, se sugiere utilizar contenedores individuales y no en bloques compactos, de manera tal que, posteriormente, se facilite el proceso de selección o reorganización por tamaño de las plantas.

CALIDAD DE SEMILLAS

Conocer la calidad de las semillas, antes de sembrar, es determinante para precisar la cantidad de semillas a utilizar, los rendimientos potenciales, sus requerimientos de pre tratamientos, necesidades de purificación y la profundidad de siembra, entre otros aspectos.

La calidad de las semillas se evalúa a través del análisis de varios factores o variables de distinta índole; en general, se las puede clasificar en dos grandes grupos: atributos físicos y atributos fisiológicos.

Atributos físicos

Están relacionados, como su nombre lo indica, con aspectos físicos o visibles de la semilla.

Pureza

Es una variable que expresa en porcentaje, con dos decimales, la proporción de semillas puras que constituyen la muestra analizada por un laboratorio de semillas. Mientras más alto sea el valor de pureza o más cercano al 100%, mayor será la calidad. Desde el punto de vista del propagador de plantas, la variable tiene importancia en el valor comercial de las semillas y en la manipulación requerida para realizar la siembra, actividad que, en el cultivo a raíz cubierta, demanda el empleo de semillas lo más cercanas al 100% de pureza. Si el análisis de semillas indica valores iguales o inferiores al 95% de pureza, el viverista tendrá que elevar este valor previo a la siembra para lo cual deberá invertir en tiempo y costos de limpieza de las mismas.

Tamaño

Semillas provenientes de una misma procedencia geográfica, de un mismo rodal semillero o huerto semillero, del mismo árbol madre, del mismo fruto, tienen diferentes tamaños, diámetros o calibres (Tabla 1). Las semillas, de una misma procedencia, de mayor calibre germinan más rápido y originan plantas de mayor tamaño que las semillas medianas o más pequeñas. En huertos semilleros, el tamaño de las semillas está asociado a familias y clones; en coníferas, los conos más grandes producen más semillas y de mayor calibre (Escobar y Medina 1980; Pinto 1999). Generalmente, las semillas más pequeñas poseen mayor dormancia o latencia y menor viabilidad que las semillas más grandes y medianas (Hoces 1988, Pinto 1999). Un mismo árbol, en años de abundante producción de semillas, presenta frutos y semillas más pequeñas que en años de baja producción (Escobar y Medina 1980). Las semillas, previo a realizarles un análisis de germinación, un pre tratamiento o la siembra, deben ser separadas por calibres (Derpsch 2001). La cantidad de semillas por unidad de peso, es inversamente proporcional al tamaño y a su viabilidad (Tabla 1). En pino oregón, como en muchas otras especies, las semillas de tamaño intermedio poseen la mayor viabilidad (Hoces, 1988).

Tabla 1. Peso de 1000 unidades, número por kilo (NGL/kg), y viabilidad de semillas de ñire (*Nothofagus antarctica*) y guindo (*Nothofagus betuloides*) según su calibre (Stevens 1996).

Especie	Rango (mm)	Participación (%)	Peso 1000 Semillas (g)	NGL/ Kg	Viabilidad (%)
<i>N.antarctica</i>	> 2,3	39	1,87	533.333	55
	2,3 - 2	57	1,65	606.060	45
	< 2	4	1,15	869.565	26
Media			1,55	641.724	42
<i>N.betuloides</i>	> 2,3	20	1,8	555.555	7
	2,3 - 2	53	1,6	625.000	5
	< 2	27	0,95	1.052.631	4
Media			1.45	689.655	5.3

Peso

El peso de las semillas está determinado por el espesor de la cutícula seminal o testa, presencia y tamaño del endosperma, contenido de agua o humedad interna y tamaño o calibre (Escobar y Medina 1980) (Tabla 1).

Número de semillas por kilogramo

Para una misma especie, las semillas de igual calibre tendrán mayor viabilidad mientras más chico sea su número por unidad de peso. Por otra parte, también para una misma especie, se observa que en las semillas con igual viabilidad pero con diferente cantidad de semillas por kilogramo, las menos numerosas tienen mayor tamaño. El tamaño, probablemente, es la variable física de mayor importancia para el viverista por cuanto, a iguales condiciones de cultivo, mientras más grandes sean las semillas de una especie, más rápida será la germinación, la emergencia y mayor la biomasa de las plantas que se produzcan (Escobar y Peña 1985, Urrutia 1992).

En especies patagónicas de rápido crecimiento, como por ejemplo lenga o coihue, las diferencias en la emergencia, originadas por el tamaño de las semillas, producen distintos valores de biomasa en las plantas que no se igualan jamás, en el periodo de viverización, en iguales condiciones de manejo. Los viveristas más avezados, previo a la siembra, calibran las semillas y las depositan a diferentes profundidades para igualar el momento de la emergencia de plántulas y, de esa manera, no tener que efectuar manejos diferenciados de riego y fertilización para igualar los atributos de las plantas.

Peso de 1000 semillas

El peso de 1000 semillas es una variable establecida por las normas internacionales para el ensayo de semillas (ISTA) y sirve para tener una idea del tamaño y viabilidad de éstas en una especie determinada; mientras menor sea el peso de una semilla, más pequeño será su tamaño o más baja su viabilidad. Es una variable poco usada por los viveristas en el proceso de siembra quienes, normalmente, utilizan la cantidad de semillas limpias por kg para sus cálculos de cantidad a comprar y sembrar. Esta variable es importante para comercializar semillas con el hemisferio norte, principalmente en el mercado norteamericano.

Contenido de humedad

El contenido de humedad es importante en dos fases del manejo de semillas: durante el almacenaje y durante la fase de siembra emergencia. Durante el almacenaje el contenido de humedad se mantiene bajo, y a mayor tiempo de guarda más reducido deberá ser aquel. Durante esta fase la idea es reducir al mínimo el proceso de respiración de las semillas. En general, mientras más pequeña sea la semilla y mayor el periodo de almacenaje, menor debe ser su contenido de humedad interno. Al respecto, se ha logrado mantener semillas de raulí y roble pellín por más de 10 años, sin afectar sus valores iniciales de viabilidad, capacidad y energía germinativa cuando se han almacenado con humedades entre 5 y 7%, a temperaturas de 3 °C; lo mismo se ha logrado con semillas de pino oregón y *Eucalyptus* sp., en cuyo caso

se ha trabajado con humedades del 3%, por ser semillas muy pequeñas. Las semillas de gran tamaño como araucaria o pehuén (*Araucaria araucana*) y avellano (*Gevuina avellana*), se deben almacenar con humedades cercanas al 30% y por lo mismo, el almacenaje no durará más allá de unos pocos meses.

Atributos fisiológicos

Los atributos fisiológicos de las semillas se determinan, normalmente, en laboratorios especializados. Los valores de los diferentes atributos se utilizan para adquirir semillas y para precisar la necesidad, o no, de realizarle tratamientos previos a la siembra.

Viabilidad

Es la variable que, en un lote de semillas, indica el porcentaje que, eventualmente, puede germinar o dar origen a plantas. Se determina a través de diferentes métodos que van desde los más simples a los más sofisticados.

Test de flotación

La gran mayoría de los viveristas, antes de sembrar, someten a las semillas a un test de flotación. Para ello, utilizan agua común a temperatura normal y dependiendo de la especie, la sumergen por diferentes periodos de tiempo; si utilizan temperaturas de agua por sobre la normal, el periodo de inmersión disminuye. Transcurrido el periodo de tiempo establecido para la especie, todas las semillas que floten son eliminadas del lote a sembrar y de esta manera, se aseguran que todas las semillas que siembren, al menos, tienen endosperma. Para muchas especies se utilizan líquidos de diferentes densidades los que, a diferencia del agua, permiten una separación muy rápida entre semillas llenas y vacías. Por ejemplo, mañiu hembra (*Saxegothea conspicua*) en alcohol de 90°.

Test de corte

Consiste en partir semillas por la mitad y comprobar, visualmente, si hay o no presencia de endosperma. Se considera como semillas viables a aquellas en las cuales el endosperma que cubre la cavidad interna de la cubierta

seminal, es de consistencia firme y de color blanco. Se consideran como no viables a aquellas semillas que no tienen endosperma o este es de consistencia acuosa. Generalmente, se separan cuatro a seis lotes de 100 semillas limpias cada uno y los resultados obtenidos se promedian. Es un método rápido y barato que indica el estado biológico del endosperma.

Rayos X

Utilizando un aparato de rayos X de menor intensidad que los de uso humano, se toma una radiografía a un lote de semillas, normalmente de 100 unidades, y se observa en la placa la presencia o ausencia del endosperma y la ubicación de éste en la cavidad seminal. Si el endosperma se encuentra adherido a la cubierta seminal y sin manchas oscuras, se considera a la semilla como viable; si se observa separado de la cubierta seminal, como dudosa; y si la semilla está vacía, como no viable. Este método se caracteriza por no destruir la semilla y es utilizado para la venta de semillas monogérmicas, de alto valor comercial, generalmente de flores.

Test bioquímico

A diferencias de las pruebas anteriores este test de viabilidad permite determinar el estado fisiológico de las semillas. Consiste en sumergirlas en una solución de cloruro de tetrazolio y según el grado de tinción de los endospermas y embriones, se determina si las semillas son o no viables. Dependiendo de la especie a utilizar se trabaja con soluciones que oscilan entre 0,5 y 2% de concentración, y a una temperatura de 30 °C por periodos que oscilan entre cuatro y doce horas, dependiendo de la concentración, especie y órgano que se esté analizando. Para ello, a las semillas se las remoja de manera tal que se les pueda eliminar, fácilmente, la cubierta seminal sin dañar al endosperma. La prueba se debe realizar sólo con semillas no dañadas; se puede sumergir el endosperma entero, partido al medio o sólo el embrión, este último se presta para analizar semillas medianas (pino ponderosa) o semillas grandes (araucaria) normalmente. Se prefiere la primera forma ya que el corte puede sellar al tejido e impedir la penetración del cloruro al interior de los tejidos. El producto más utilizado es el 2,3,5 trifenil cloruro de tetrazolio. La prueba está basada sobre el hecho de que durante el proceso de respiración de

los tejidos vivos de la semilla, las deshidrogenadas liberan iones hidrógeno al medio los que reaccionan con el cloruro de tetrazolio formando un compuesto de color rojo intenso denominado trifenilfermazan. Si el endosperma se tiñe por completo, la semilla es viable; si se tiñe a manchones pero el embrión está intensamente teñido, la semilla es viable; si la semilla se tiñe a manchones y el embrión no está teñido, la semilla no es viable; cuando la semilla no se tiñe significa que el endosperma está necrosado y por lo tanto, la semilla no respira. Este análisis es más exacto que los anteriores ya que no sólo informa sobre la presencia o ausencia del endosperma sino que, además, indica si el tejido está vivo o no. Generalmente, cuando a una semilla se le hace análisis de corte y análisis bioquímico a la vez, este último da valores más bajos de viabilidad. Por ello, el certificado de análisis de semillas debe indicar el tipo de análisis que se utilizó en la determinación de la variable.

Capacidad germinativa

Es la cantidad total de semillas que germinan, bajo condiciones adecuadas de temperatura, humedad y de disponibilidad de oxígeno, en un ensayo de germinación. Es una variable que se expresa en porcentaje.

Energía germinativa

Es la cantidad de semillas que germinan más rápido en un ensayo de germinación. Su valor se expresa en porcentaje estableciéndose el tiempo (días) en el cual se logró. Se determina a través del índice de Czabator (1962) que consiste en determinar el valor máximo de germinación el cual se obtiene de la relación o cociente entre el porcentaje acumulado promedio de germinación, por el día en el cual se logró. Para algunos viveristas esta es la variable de laboratorio más cercana a lo que realmente ocurrirá en la siembra, debido a que la consideran como un indicador de las semillas que, con seguridad, darán origen a plantas. Ello, probablemente, pudiera ser así para siembras en las que la producción de plantas se realiza a raíz desnuda, pero no tiene relación alguna cuando la siembra se hace bajo temperatura controlada.

Interpretación de un análisis de germinación

El manejo de la relación viabilidad, capacidad y energía germinativa, es determinante para precisar si las semillas analizadas requieren o no de tratamientos previos a la siembra y de ser necesario, la intensidad con que se deben realizar. El viverista, después de realizada una prueba de flotación, jamás podrá alterar o modificar los valores de viabilidad de las semillas, sin embargo podrá modificar o alterar los valores de capacidad y energía germinativa. Hay tres alternativas de comportamiento que puede presentar un lote de semillas en un análisis de germinación en laboratorio (Figura 5). Si el valor porcentual de viabilidad es alto, por ejemplo 98%, y los valores de capacidad y energía germinativa son bajos, por ejemplo 40%, y se igualan al final del ensayo de germinación, la semilla analizada es fuertemente latente y requerirá de un tratamiento intenso para romper su latencia o dormancia. Normalmente, se trata de latencias físicas o provocadas por sustancias inhibitoras del proceso de germinación. En este caso, si el pretratamiento es efectivo, modificará la capacidad y energía germinativa de las semillas. En cambio, si en el ensayo de germinación, los valores de energía germinativa tienen diferencias con los de capacidad germinativa, ello indica que hay un porcentaje de semillas duras o que permanecen latentes, en el lote analizado. Es una situación típica de dormancia inducida durante el proceso de cosecha, extracción o almacenaje de semillas. En este caso, el pretratamiento que se haga afectará a la energía germinativa y no actuará sobre la capacidad germinativa. Por último, cuando en un ensayo de germinación la energía y la capacidad germinativa se igualan al inicio del ensayo, la semilla analizada no presenta latencia o dormancia y en este caso, no se justifica realizarle tratamientos previos a la siembra. Lo mismo sucede cuando se analizan semillas con baja viabilidad, por ejemplo 70%, y los valores de energía y capacidad se producen al inicio del ensayo y son iguales o cercanos a los de la viabilidad.

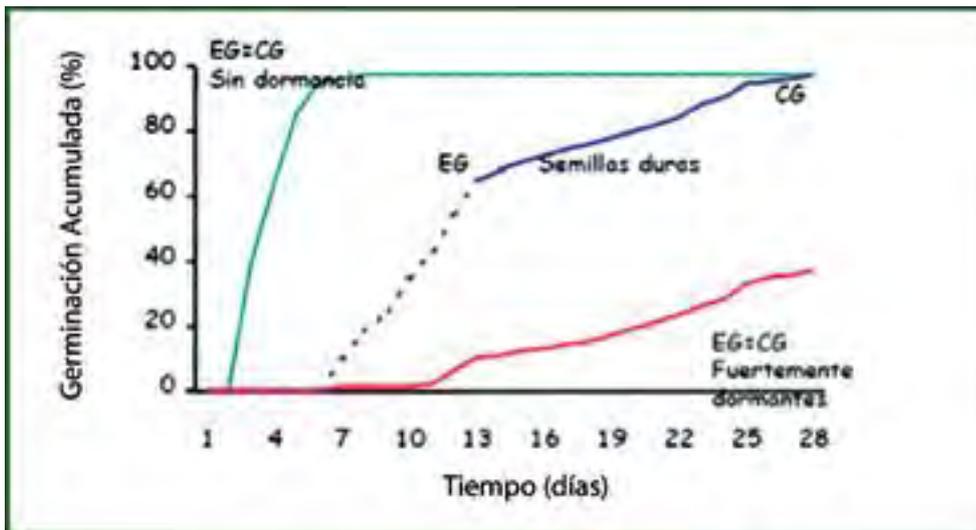


Figura 5. Curvas de germinación de semillas con diferentes tipos de dormancia. EG: energía germinativa; CG: capacidad germinativa.

DORMANCIA O LATENCIA DE SEMILLAS

Cuando a una semilla sana se le proporcionan las condiciones ambientales adecuadas para germinar y no lo hace, se considera que es una semilla latente o en dormancia. La latencia o dormancia es un mecanismo natural que tienen las semillas de muchas especies para no germinar bajo condiciones ambientales adecuadas ocasionales. Se le considera como una estrategia de defensa para su perpetuación que tienen las especies en la naturaleza. La dormancia o latencia pueden ser provocadas por diferentes causas y para cada tipo, los viveristas disponen de diferentes herramientas técnicas para romperlas.

Dormancias Exógena

Es producida en las estructuras externas de las semillas, como la testa o pericarpio. Estas pueden ser físicas, químicas y mecánicas. La dormancia física es causada por factores tales como impermeabilidad de la testa a la penetración del agua. Se rompe con escarificación y la presentan algunos abetos. La dormancia química es causada por la presencia de inhibidores en el pericarpio. Se soluciona removiendo el pericarpio o lixiviando a través del empleo de agua corriente. La dormancia mecánica es la resistencia mecánica de la cubierta seminal al crecimiento del embrión. Se resuelve rompiendo el pericarpio o reblandeciéndolo con agua caliente.

Dormancia Endógena

Se produce en las estructuras internas de las semillas y se la conoce como latencia embrionaria. La dormancia morfológica, también denominada dormancia provocada por embriones rudimentarios, se debe al desarrollo incompleto del embrión. Se produce cuando las diferentes partes de tejidos, que conforman la semilla, no se desarrollan a la misma velocidad o al mismo tiempo. Normalmente, ocurre en combinación con otros factores.

La dormancia fisiológica se produce por inhibición fisiológica del mecanismo de germinación, provocado por la presencia de sustancias inhibidoras, las que deben ser disueltas para que ocurra el proceso.

Dormancia Doble

Esta puede ser dormancia morfológica/fisiológica cuando se presentan al mismo tiempo, por ejemplo, embriones inmaduros e inhibidores fisiológicos de la germinación, como en el caso del fresno europeo o común (*Fraxinus excelsior*). También existe la dormancia física/fisiológica cuando una semilla presenta cubierta impermeable y presencia de sustancias inhibidoras del proceso de germinación. Cuando una semilla presenta dormancia doble, habitualmente se trata de resolver primero la más intensa. Por ejemplo, en una física/fisiológica, primero se trata el problema de la testa a través de una escarificación o remojo en agua caliente y, posteriormente, se hace un almacenaje en frío con alta humedad.

Pretratamientos

Así se denomina a los diferentes tratamientos que se le pueden hacer a las semillas antes de la siembra. A continuación se hace referencia a los más comúnmente utilizados.

Remojo en agua a temperatura normal

Es el tratamiento habitual que se les aplica a las semillas que presentan valores de viabilidad cercanos a los de la capacidad germinativa, pero donde los valores de energía y capacidad germinativa tienen diferencias marcadas. Por ejemplo, viabilidad de 98%; capacidad germinativa del 95% y energía germinativa del 65%. El periodo de remojo varía según la diferencia entre las variables que entrega el ensayo de germinación. Para diferencias entre 5 y 10% normalmente se utilizan 24 horas de remojo; para diferencias de 11 a 20%, remojos de 48 horas y para diferencias superiores al 30%, el remojo es de 72 horas. Cuando la diferencia entre energía y capacidad germinativa superan el 20%, además del remojo descrito, se llevan las semillas a bajas temperaturas por 10 a 15 días.

Remojo en agua tibia

Algunos viveristas prefieren, para resolver este tipo de latencia, remojar las semillas en agua a temperatura igual al valor superior del rango de germinación de la especie, lo que obliga al viverista a conocer dicho valor. Tiene la ventaja que los tiempos de remojo se reducen a la mitad.

Remojo en agua caliente

Este método consiste en poner semillas en agua con una temperatura que oscila, dependiendo de la especie, entre los 70° y 95 °C, y dejarlas hasta que el agua descienda a temperatura normal. Es un método que se utiliza para romper latencias físicas, químicas y mecánicas como las que presentan las semillas de las Fabáceas, por ejemplo, acacia negra o aroma australiano (*Acacia melanoxylon*). En las semillas que presentan impermeabilidad por presencia de aceites en la cutícula seminal les baja la tensión superficial logrando una rápida inmersión de ellas.

Remojo en agua más almacenaje frío

Este método, probablemente, es el más utilizado por los viveristas. Se remojan las semillas por 24 hasta 48 horas en agua a temperatura normal y posteriormente, con agua de saturación sobre la cubierta seminal, se guardan por diferentes periodos de tiempo, en bolsas de polietileno al frío, entre 2 y 4 °C. En almacenajes en frío, superiores a los siete días, se debe tener la precaución de remover, semanalmente, las semillas en el interior de la bolsa para homogeneizar su humedad. Es el método que reemplazó a la antigua estratificación en arena u otros materiales, logrando mayor eficacia en menor tiempo. Es el tratamiento que se utiliza para romper dormancias internas fuertes como las provocadas por sustancias inhibitoras de la germinación o por embriones rudimentarios.

Inmersión en estimuladores de la germinación

Es un tratamiento que se utiliza exitosamente para hacer germinar semillas que presentan dormancia embrionaria. Respecto de los tratamientos anteriores, presenta la ventaja de que se requiere mucho menos tiempo para lograr los mismos o mejores resultados.

Hay dos criterios para aplicarlos: utilizar diferentes concentraciones de la sustancia estimuladora por un tiempo determinado o utilizar una concentración determinada por diferentes periodos de tiempo.

Una sustancia que ha resultado ser muy exitosa para pre tratamiento de semillas es el ácido giberélico. Una experiencia ha sido utilizar una concentración fija por diferentes periodos de tiempo (Rocuant 1984), con una concentración de 250 ppm, por diferentes tiempos de inmersión de las semillas, dependiendo del grado de dormancia y tamaño de las semillas a tratar. Por ejemplo, roble, raulí y lenga, funcionan muy bien con 12 horas de inmersión; coihue, 8 horas; en raulí, con baja dormancia, bastan 8 horas de inmersión; pino murrayana (*Pinus contorta*) y ponderosa, dependiendo de la dormancia requieren entre 24 y 36 horas de inmersión; araucaria, 12 hasta 18 horas. Se prepara una solución a la concentración ya indicada y se sumerge en ella un peso de semillas equivalente al tercio del volumen de la solución.

SIEMBRA

La siembra es una de las labores más importantes cuando se reproducen plantas a partir de semillas. El proceso se inicia con la recolección, pasando por la extracción y limpieza, pruebas de calidad, pretratamientos y desinfección. Se puede realizar en forma manual o mecanizada; independientemente de ello, algunos de los aspectos de manejo más importantes a definir o establecer son: cuándo sembrar, cuántas semillas poner por cavidad y a qué profundidad se deben depositar las semillas en el sustrato o medio de crecimiento.

Época de Siembra

La siembra se debe realizar en un momento tal, que una vez emergidas las plántulas aprovechen al máximo el período de crecimiento del lugar en el cual está establecido el vivero. Ello implica, por parte del viverista, que debe conocer las fechas de inicio y final del crecimiento primario de las especies que cultiva. Con ello, se evitará siembras tardías que redundan en pérdidas de crecimiento o en aumento de los costos de producción por tener que inducir artificialmente el crecimiento a través del riego y fertilización más intensa. También resulta de vital importancia conocer los rangos de temperatura y la temperatura óptima de germinación de la especie, antecedentes que serán vitales para definir cuando sembrar.

Si la siembra se realiza bajo condiciones de temperatura controlada, en las semillas puestas a germinar a la temperatura óptima, el proceso no durará más allá 72 horas, como ya se menciono anteriormente. Por el contrario, si la siembra se realiza cuando el sustrato se encuentra en el rango de temperaturas de germinación de la especie, el proceso de germinación será más lento y heterogéneo, lo que redundará en plántulas de tamaños diferentes que posteriormente, requerirán de un proceso de selección en el vivero.

Es importante tener presente que, para la mayoría de las especies, se produce un desfase entre temperaturas de germinación e inicio del crecimiento primario. Al respecto, el crecimiento de las especies se inicia con bastante antelación a que el sustrato, en forma natural, tenga o alcance las temperaturas de germinación. Este fenómeno

es el que valida el empleo de cámaras de germinación y la implementación del cultivo mixto (ver Capítulo Producción de plantas grandes usando mini contenedores) en lugares en que el período de crecimiento vegetativo, en el año, es inferior a 200 días.

Densidad de Siembra

Determinación de cantidad de semillas a utilizar

Para plantar una superficie de 100 ha a una densidad de 2000 plantas/ha se requiere producir 200.000 plantas en condiciones de ser plantadas. Para calcular el requerimiento de semillas para cubrir eficientemente los requerimientos de la plantación señalada, se puede utilizar la siguiente fórmula:

$$\text{Cantidad Semillas (kg)} = \frac{\text{N}^\circ \text{ de plantas} \times \text{FC} \times \text{PR}}{\text{Semillas/kg} \times \text{CG} (\%) \times \text{EG} (\%) \times \text{V} (5)}$$

Donde:

- Kg semillas: es la cantidad de semillas para cubrir lo solicitado.
- N°: es número de plantas en condiciones de ser plantadas solicitadas.
- FC: factor de corrección o factor de campo (varía entre 110 y 150%). Está basado sobre el desempeño histórico del vivero.
- PR: prevención de riesgos o daños bióticos y abióticos. Determina la cantidad de envases adicionales para cumplir las metas solicitadas.
- Cantidad de semillas limpias por kg.
- CG: capacidad germinativa.
- EG: energía germinativa.
- V: viabilidad de las semillas.

En producción de plantas a raíz cubierta el ideal es hacer siembras monogérmicas es decir, depositar una semilla viable por cavidad lo que implica el empleo de un proceso riguroso de separación de las semillas viables de las no viables. Con ello, se evitan labores posteriores de raleos y trasplantes. La separación se puede hacer utilizando

procesos de flotación o de selección por peso a través del empleo de corrientes de aire, método muy eficiente en semillas de *Nothofagus*. No obstante lo anterior, la mayoría de los viveristas siembran dos semillas por cavidad y para ello argumentan que resulta más caro dejar cavidades vacías o sin plantas que hacer raleo. Al respecto, se estima que dejar una cavidad vacía tiene un costo, 50% más alto que realizar raleo. Mientras menor sea el manejo ambiental en el vivero, más necesario será el empleo de contenedores individuales ya que permitirán separar las cavidades en que no se produjo germinación, hacer raleo, hacer trasplante y manejarlos como lotes diferentes de plantas. Además, facilitará la clasificación de plantas por tamaño.

Profundidad de Siembra

En la literatura se establece que la profundidad de siembra de una semilla debe ser el doble de su diámetro. Con ello, de alguna manera se está reconociendo que semillas de una misma especie, procedencia o lote, se deben sembrar a profundidades diferentes. La profundidad de siembra interactúa con el tamaño de las semillas y textura del sustrato (Escobar y Peña 1985, Hoces 1988, Derpsch 2001). En general, se puede indicar que en siembras de semillas de diferentes tamaños, a igual profundidad, emergerán primero las más grandes; que en semillas, de un mismo tamaño, sembradas a diferentes profundidades emergerán primero las sembradas más superficialmente; que mientras más liviana la textura del sustrato en que se siembra más rápido se producirá la emergencia de semillas de igual tamaño. La profundidad de siembra es específica para cada uno de los diámetros de semillas de una especie determinada. En especies cuya cantidad de semillas por kilogramo oscile entre 17.000 y 150.000 unidades viables, la profundidad de siembra no debe superar los 10 mm para las de mayor tamaño. Normalmente, la profundidad a la cual se logran las más rápidas y mayores emergencias, oscilan entre los 5 y 3 mm; por ejemplo para pino oregón, Hoces (1988) determinó como profundidad de siembra ideal 3 mm. Una vez depositada la semilla en la cavidad debe ser tapada con un sustrato de menor granulometría que la utilizada en el resto del contenedor.

BIBLIOGRAFÍA CITADA

Czabator, J. 1962. Germination value: An index combining speed and completeness of pine seed germination. For. Sci. 8: 386 - 396

Derpsch, W. 2001. Efecto de la profundidad de siembra y el calibre de semillas en la velocidad de emergencia de plántulas de pino insignis en el vivero Carlos Douglas. Memoria de Título. Universidad de Concepción, Fac. Cs. Forestales, Dpto. de Silvicultura. Concepción, Chile.

Escobar, R. 1990. Análisis de algunos elementos básicos en la producción artificial de especies nativas. Bosque 11: 3 – 10.

Escobar, R. y E. Peña. 1985. Efecto del tamaño de la semilla en la velocidad de emergencia y tamaño final de plantas de *Pinus radiata* D. Don en: Olivares, B. Y E. Morales Eds. Pino radiata D. Don Investigaciones en Chile. Volumen1: 86-96 Univ. Austral de Chile. Valdivia, Chile

Escobar, R. y G. Medina. 1980. Efecto del tamaño de conos de *Pinus radiata* D. Don en la cantidad y calidad de semillas. Informe Convenio de Investigación, UDEC – FORMIN. (No publicado)

Figuroa, P.1999. Germinación de semillas de *Cryptocaria alba* (Mol.) Losser y *Persea lingue* Ness bajo distintas condiciones de temperaturas. Memoria de Título. Universidad de Concepción, Fac. Cs. Forestales, Dpto. de Silvicultura. Concepción, Chile.

Fuentes, M. 2001. Germinación de semillas de *Nothofagus dombeyi* (Mirb) Oerst. Bajo distintas temperaturas y regímenes de aplicación. Memoria de Título. Universidad de Concepción, Fac. Cs. Forestales, Dpto. de Silvicultura. Concepción, Chile.

Hoces, A. 1988. Efecto de la textura de suelo, tamaño de semilla y profundidad de siembra en la emergencia de semillas de pino oregón *Pseudotsuga menziesii* (Mirb.) Franco. Memoria de Título. Universidad de Concepción, Fac. Cs. Agr. Vet y Forestales. Chillán, Chile.

Pinto, C. 1999. Caracterización de semillas de *Pinus radiata* D. Don., provenientes de huertos semilleros clonales de 1.0 generación y su comportamiento en el proceso de germinación. Memoria de Título. Universidad de Concepción, Fac. Cs. Forestales, Dpto. de Silvicultura. Concepción, Chile.

Ramirez, J. 1993. Efecto de la temperatura en el proceso de germinación de Raulí *Nothofagus alpina* (Opep et Endl.) Oerst. Y Roble *Nothofagus obliqua* (Mirb.) Oerst. Var. Obliqua. Memoria de Título. Universidad de Concepción, Fac. Cs. Forestales, Dpto. de Silvicultura. Concepción, Chile.

Rocuant, L. 1984. Efecto de giberelina y de tiourea en la germinación de semillas: especies del género *Nothofagus*. Bosques Vol. 5 N° 2

Saavedra, V. 1999. Germinación de semillas de *Nothofagus glauca* (Phil.) Krasser de tres procedencias de la VII Región. Memoria de Título. Universidad de Concepción, Fac. Cs. Forestales, Dpto. de Silvicultura. Concepción, Chile.

Salazar, C. 1998. Caracterización de semillas de *Quillaja saponaria* Mol. de distintas procedencias de la región del Bio Bío. Memoria de Título. Universidad de Concepción, Fac. Cs. Forestales, Dpto. de Silvicultura. Concepción, Chile.

Stevens, F. 1996. Germinación de semillas de Lenga (*Nothofagus pumilio* Poepp. et Ende.) Krasser), Coihue de Magallanes (*Nothofagus betuloides* (Mirb.) Oerst.) y Ñirre (*Nothofagus antarctica* (G. Forster) Oerst.), a diferentes temperaturas y regímenes de aplicación. Memoria de Título. Universidad de Concepción, Fac. Cs. Forestales, Dpto. de Silvicultura. Concepción, Chile.

Urrutia, T. 1992. Caracterización y comportamiento en vivero de tres procedencias de semillas de *Eucalyptus globulus* Labill ssp. Globulus cosechadas en Chile. Memoria de Título. Universidad de Concepción, Fac. Cs. Agr. Vet y Forestales. Chillán, Chile.



Calidad de plantines: Atributos morfológicos

John G. Mexal

INTRODUCCIÓN

Para que una región tenga una producción de recursos forestales implantados sostenible y confiable, deben concurrir un número de factores que, a priori, podrían considerarse independientes entre sí, para que los programas de forestación tengan éxito. Se debe seleccionar la especie adecuada, las fuentes de semillas, así como la procedencia y genotipo deseados; se deben recolectar, procesar y almacenar las semillas. Éstas deben ser usadas de forma adecuada para producir plantines de calidad en cantidad suficiente para cumplir con los objetivos de la forestación. Finalmente, la cosecha, almacenamiento y manipulación de los plantines, la preparación del sitio y el proceso de plantación pueden arruinar todos los esfuerzos realizados en las etapas anteriores, si no se presta suficiente atención a los detalles de estos procedimientos y a la capacitación del personal responsable de estas actividades.

Cualquiera de las actividades mencionadas puede ser un "eslabón débil de la cadena", y cualquier eslabón débil que se rompa puede producir el fracaso de todo el programa de forestación. Un área crítica que suele recibir la atención necesaria es la producción de los plantines y, en especial, los factores que determinan su calidad. Desde los primeros esfuerzos por clasificar los plantines por calidad (Tillotson 1917), se ha escrito mucho sobre posibles descripciones de la calidad de un plantín y sobre formas para obtener plantines de calidad (por ejemplo: Duryea 1985, Duryea y Brown 1984, MacLennan y Fennessy 2006, Mexal y Landis 1990, Rook 1980, Rose et al. 1990a, South y Mexal 1984, Wagner y Colombo 2001). Sin embargo Wakeley (1954), pionero en la evaluación de la calidad de los plantines, fue uno de los primeros en proponer que las distintas clases de calidad de éstos podrían servir para predecir su desempeño. Basado en ensayos de plantación en el sudeste de Estados Unidos, afirmó que "la clasificación de los plantines en clases se basa en la capacidad de las plantas para sobrevivir y crecer

luego de ser plantadas" (Wakeley 1954). Recomendó establecer clases de plantines basadas en el diámetro a nivel del cuello, la altura, la morfología de la raíz y el estatus de las yemas. Más de 50 años más tarde, muchas de sus recomendaciones siguen vigentes.

Hace casi 30 años, durante una reunión internacional sobre calidad de plantines se desarrolló la siguiente definición: "La calidad del stock plantado está dada por el grado en que éste cumple con los objetivos de manejo (hasta finalizar la rotación o el logro de beneficios específicos definidos) a un costo mínimo. La calidad es la adecuación al propósito" (Willén y Sutton 1980). Evidentemente, el propósito debería ser más que una buena supervivencia después del primer año. Los programas exitosos no buscan sólo una alta supervivencia, sino también crecimiento rápido, que reduzca los riesgos y acorte las rotaciones.

Más recientemente, Rose y colaboradores (1990b) propusieron el concepto de *plantín objetivo*, como aquel que reúne "características fisiológicas y morfológicas que pueden relacionarse en forma cuantitativa con el éxito de la reforestación". Colombo y colaboradores (2001b) clasificaron estas características como atributos morfológicos, fisiológicos y químicos (Figura 1). Es evidente que estos atributos interactúan entre sí y tienen influencia unos sobre otros. Por ejemplo, el contenido de nitrógeno afecta la tasa de fotosíntesis, la cual afecta el contenido total de hidratos de carbono, lo cual a su vez determina el crecimiento del tallo (en altura y en diámetro) y el sistema de raíces. Los recursos (el agua y los nutrientes) y los factores ambientales (la luz y la temperatura) pueden afectar negativamente la calidad de los plantines si están presentes en niveles limitantes o excesivos. Además, el momento en que ocurren y la severidad del estrés, determinan el nivel del impacto. Por ejemplo, McMillin y Wagner (1995) comprobaron que al comienzo de la temporada de crecimiento, un estrés hídrico moderado (-1,03 MPa) tiene poco o ningún efecto en la biomasa del tallo y las raíces. Sin embargo, los mismos niveles de estrés hídrico, más

tarde en la temporada de crecimiento, reducen significativamente la biomasa de la parte aérea de la planta, en beneficio de la biomasa del sistema radical, aumentando la relación raíz/tallo (R:T). Un estrés hídrico severo (-2,25 MPa) tiene un impacto aún más pronunciado. Por ende,

los viveristas deben comprender los factores fisiológicos y químicos que afectan los atributos morfológicos, los cuales, tomados en su conjunto, determinan el éxito de una forestación.



Figura 1. Componentes de la calidad de plantines de un vivero (Colombo et al. 2001).

Los viveros forestales de plantas en contenedores presentan varias ventajas para un programa de forestación, entre ellas un periodo de cultivo más corto y una temporada de plantación más prolongada. Por otra parte al disponer de una variedad de tamaños de contenedores se puede seleccionar el más adecuado para un determinado fin (para mayor detalle ver el capítulo Contenedores: aspectos técnicos, biológicos y económicos). Sin embargo, es aconsejable que un vivero produzca, o bien unos pocos plantines grandes o muchos plantines pequeños por unidad de superficie, pero no ambos (Landis et al. 2008). En los últimos 35 años, los contenedores se han vuelto más anchos (disminuyendo el número de plantines por unidad de superficie) y menos profundos (reduciendo el volumen y costo del medio de crecimiento). Domínguez-Lerena y colaboradores (2006) mostraron que en un envase de una relación profundidad-diámetro igual a 4 se obtienen los plantines de pino piñonero (*Pinus pinea*) de mejor calidad. Por ende, un contenedor de 100 mm de profundidad debería tener un diámetro de 25 mm, mientras que uno con 150 mm de profundidad debería tener un diámetro de 38 mm, y así sucesivamente.

El objetivo de este capítulo es describir los atributos morfológicos que afectan el desempeño de los plantines en plantación y las prácticas de producción que afectan su morfología. La discusión se centrará principalmente en plantines producidos en contenedores.

MODELO TEÓRICO DE CRECIMIENTO DE LOS PLANTINES

Las restricciones de los contenedores alteran la dinámica de crecimiento de los plantines en comparación con los que crecen a raíz desnuda. Cuando la semilla germina, la raíz crece rápidamente hasta llegar al fondo del envase, usualmente, en unos pocos días (Figura 2). La elongación del tallo continúa hasta el final de la temporada cuando se reducen las horas de luz. Al terminar la elongación del tallo, aumenta el crecimiento de la raíz, especialmente durante la fase de endurecimiento, momento en que también disminuye el crecimiento de la biomasa del tallo. El incremento del diámetro tiende a ser lineal a lo largo de todo el período de crecimiento.

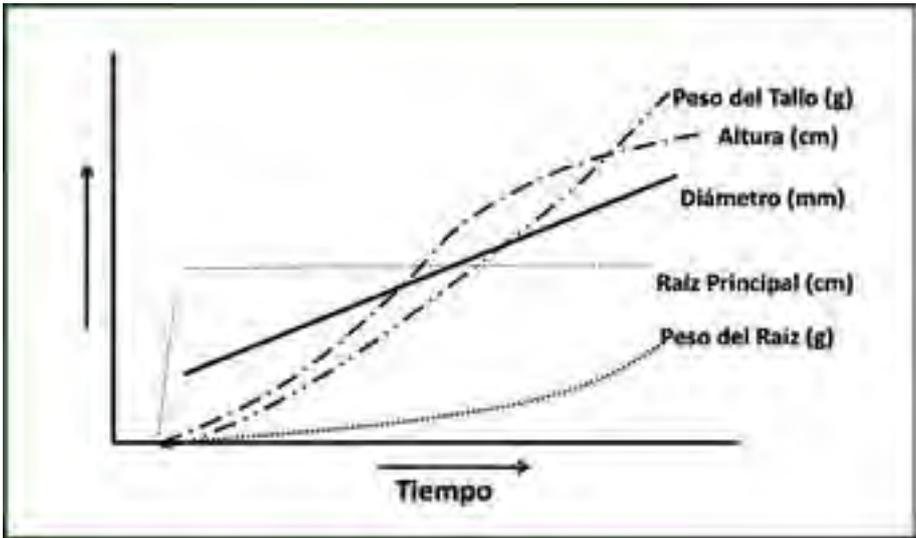


Figura 2. Forma teórica del crecimiento de distintas partes de plantines de coníferas en contenedor.

ATRIBUTOS MORFOLÓGICOS

Peso Seco

El peso seco del plantín aumenta con la edad y el tamaño del envase (Figura 3).

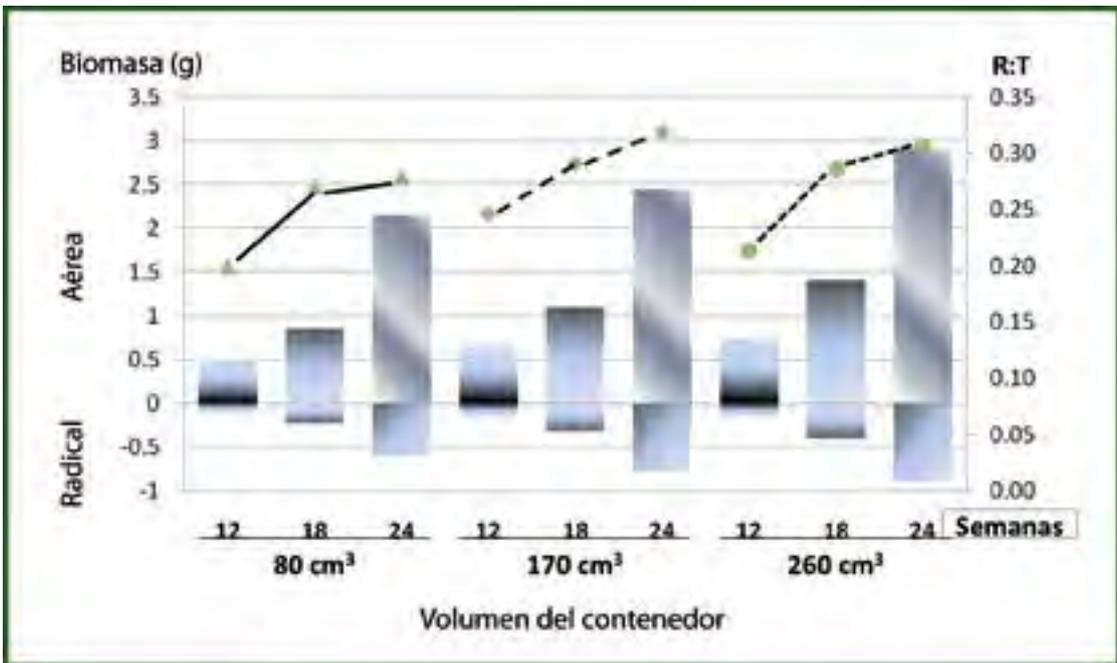


Figura 3. Crecimiento de pino de Engelmann (*Pinus engelmannii*) según el tamaño y el volumen del contenedor (Prieto et al. 2008).

Estos factores también afectan el diámetro del cuello del plantín (Figura 4A) así como su altura, los cuales son más fáciles de medir y están correlacionados con la biomasa. Por esta razón, aunque existe correlación entre el peso

seco del plantín y el crecimiento en plantación (Figura 4B), muchas veces se prefiere medir estimadores de calidad no destructivos, como el diámetro y la altura.

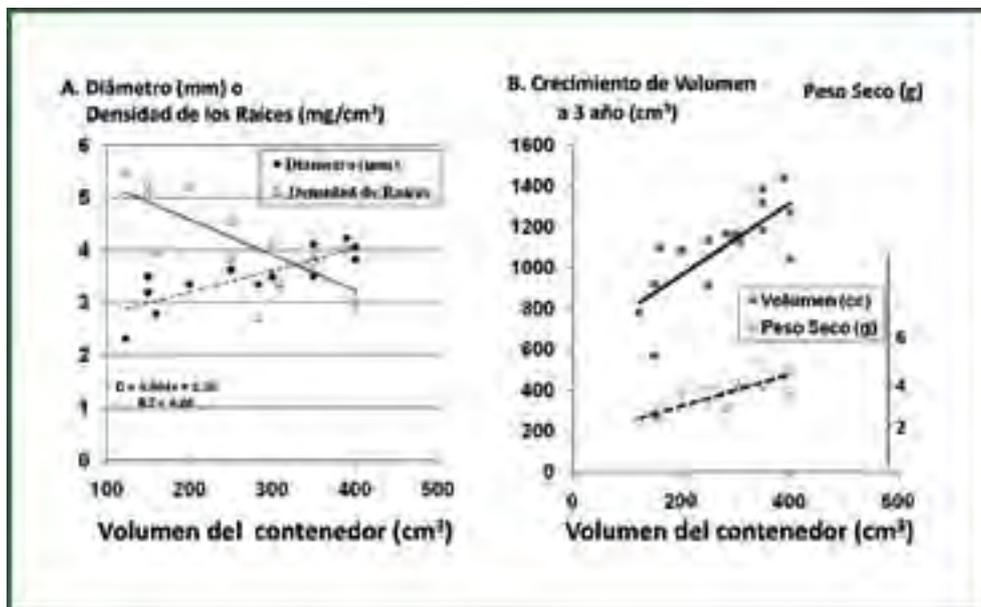


Figura 4. Morfología (A) y crecimiento (B) de plantines de pino piñonero (*Pinus pinea*) tres años luego de ser llevados al campo, según el volumen del contenedor (Dominguez Lerena et al. 2006).

Diámetro del cuello

El diámetro de un plantín se mide tradicionalmente a nivel del cuello, donde hay un cambio de color notable entre los tejidos aéreos y radicales. Ocasionalmente las medidas se toman en la cicatriz de los cotiledones, 10 mm más debajo de ésta, o a nivel de la superficie del medio de crecimiento (Colombo et al. 2001b). No se recomienda realizar esta medición a nivel de la superficie del medio de crecimiento, dado que la profundidad de siembra puede variar o incluso la acumulación de musgos sobre el sustrato pueden afectar la localización exacta del punto de medición. Sin embargo, independientemente de dónde se realicen las mediciones, la consistencia es más importante que la localización en sí. El punto de medición debería dejarse asentado en la documentación o en los informes.

Numerosos estudios han demostrado la importancia del diámetro del cuello de los plantines para predecir su supervivencia en plantación, independientemente del sistema de producción: bolsas de polietileno (Mexal et al. 2009), raíz desnuda (Mexal y Landis 1990), o contenedores (Hines y Long 1986). Entre las especies más utilizadas para plantaciones forestales, tales como pino radiata (*Pinus radiata*), pino taeda (*Pinus taeda*) y pino oregón (*Pseudotsuga menziesii*), la supervivencia de los plantines a raíz desnuda mejora con el aumento de su diámetro (Figura 5A). Hay menos información disponible sobre los plantines producidos en contenedor (Figura 5B), pero parece existir una relación similar.

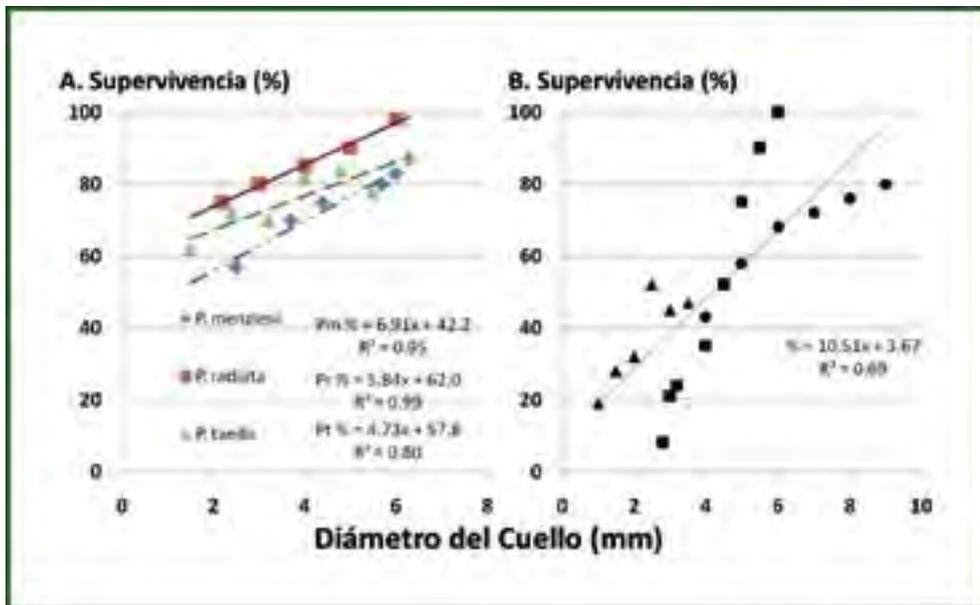


Figura 5. Supervivencia de plantines a raíz desnuda (A) y en contenedor (B) predicha por el diámetro del cuello de los plantines (Hines y Long [▲] 1986, Skagel 2000 [■], South et al. 2005 [◆]).

En general, a medida que aumenta el diámetro del cuello del plantín, aumenta la supervivencia en plantación. Sin embargo, bajo circunstancias inusuales, si los plantines se mantienen demasiado tiempo en el envase, tendrán grandes diámetros pero con raíces muy compactadas y enredadas (South et al. 2005). Este hecho puede reducir la supervivencia (Figura 6A), así como el crecimiento durante el primer año (Figura 6B) en relación con plantines del mismo tamaño cultivados a raíz desnuda. Mientras que los plantines en envase en general tienen una mejor supervivencia que los plantines pequeños a raíz desnuda, los plantines grandes a raíz desnuda pueden tener una mejor supervivencia que los de envase de tamaño similar, debido al efecto negativo de las raíces compactadas. El crecimiento, tanto de plantines a raíz desnuda como en envase, parece entonces estar relacionado con el diámetro del cuello, cualquiera sea el método de producción, excepto que las raíces hayan estado compactadas y adheridas a las paredes del envase.

El diámetro no sólo predice la supervivencia y el crecimiento durante el primer año; también está correlacionado con el crecimiento durante toda la vida de la plantación (Figura 7). Resultados a largo plazo de ensayos con plantines a raíz desnuda indican que el diámetro de los plantines predice el volumen individual de los árboles después de 30 años (Figura 7A). McClaron (2001) incluso encontró que el diámetro de los plantines en envase podía predecir la altura de los árboles a los 20 años (Figura 7B). Todo esto indica, entonces, que el diámetro inicial del plantín en envase puede ser un buen predictor de su desempeño en la plantación: su supervivencia, crecimiento en altura y la producción en volumen a largo plazo.

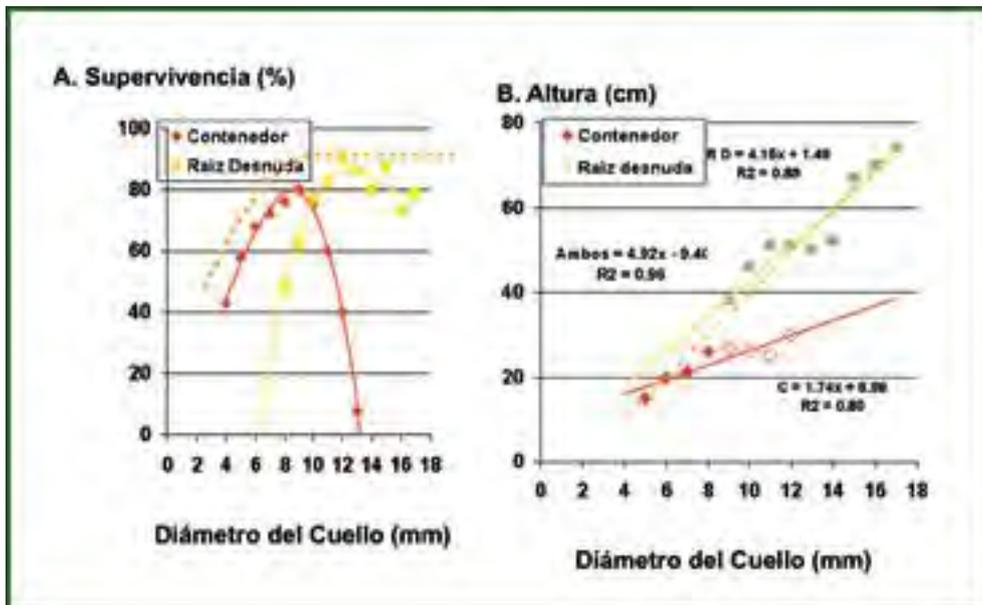


Figura 6. Supervivencia (A) y crecimiento en altura (B) predichos en función del diámetro del cuello en plantines de pino palustre (*Pinus palustris*) cultivados a raíz desnuda y en contenedor (South et al. 2005).

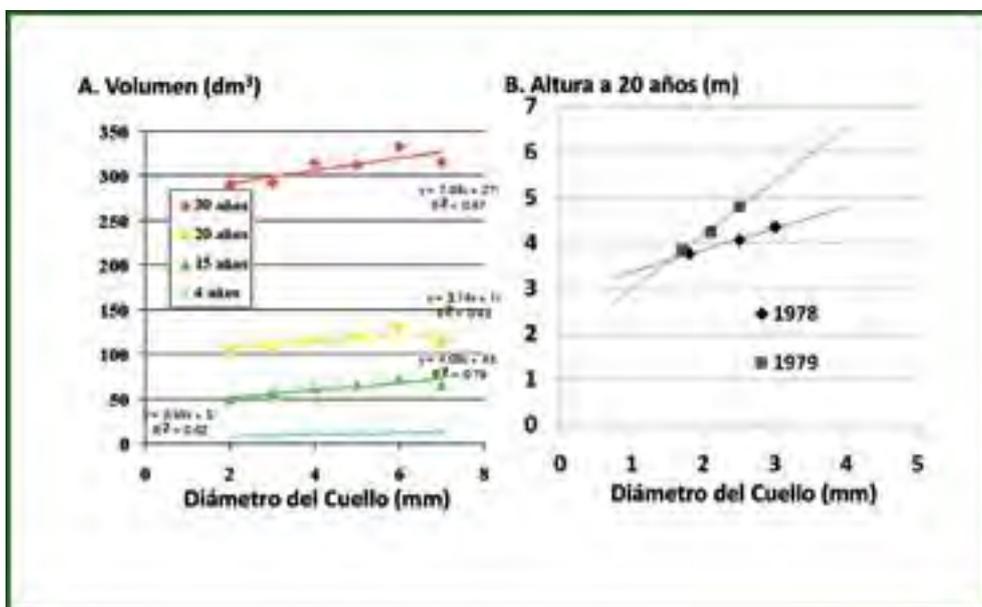


Figura 7. Volumen de árboles de pino taeda (*Pinus taeda*) a los 30 años (A) y altura de individuos de picea glauca (*Picea glauca*) a los 20 años (B) predichos por el diámetro del cuello en el momento de ser llevados a campo. El pino taeda fue cultivado a raíz desnuda (South et al. 1988), y la picea glauca en contenedor (McClaron 2001).

Altura

Suele haber una baja correlación entre la altura de un plantín y su supervivencia, excepto bajo condiciones estresantes en el sitio de plantación, en donde la correlación es negativa (Figura 8A). Cuando las condiciones son favorables, la altura no se relaciona con la supervivencia, pero plantines altos pueden tener una supervivencia reducida cuando las condiciones son desfavorables. McTague y Tinus (1996) hallaron que los plantines altos (30 cm) de pino ponderosa (*Pinus ponderosa*) tienen menos supervivencia que plantines más bajos (16,5 cm), especialmente en condiciones de estrés (días con baja humedad). Rikala (2000) reportó que plantines demasiado altos, debido a que crecieron a alta densidad en vivero, tuvieron una reducida supervivencia y, de hecho, los criterios de raleo se basan en la altura más que en el diámetro. Para estas situaciones, si la espe-

cie lo tolera, se puede reducir en gran medida la altura de los plantines con una poda aérea, mejorando así el potencial de supervivencia en sitios de plantación de condiciones difíciles (Figura 8B).

A pesar del efecto deletéreo de los sitios difíciles en los plantines altos, la altura del plantín suele estar correlacionada con el crecimiento en altura luego de su establecimiento en el sitio de plantación (Figura 9). Se encontró que existe una correlación entre la altura inicial del plantín y el crecimiento hasta los 15 años. Por lo tanto, donde las condiciones de sitio son adecuadas, la altura del plantín, si bien no tiene efecto sobre la supervivencia, podría correlacionarse con el crecimiento a largo plazo. En sitios pobres la supervivencia de los plantines puede mejorarse con la poda aérea, en el caso de especies en las cuales esta practica no produzca bifurcaciones u otras deformaciones.

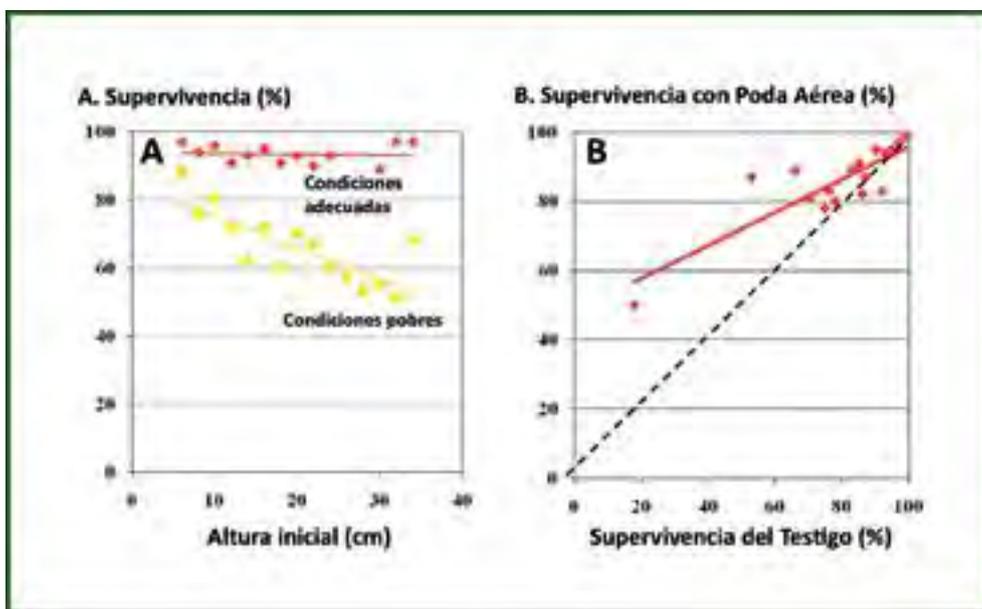


Figura 8. Supervivencia de pino taeda (*Pinus taeda*): A) en función de la altura inicial en sitios moderados y rigurosos y B) en función de la intensidad de poda en sitios rigurosos (South 1998).

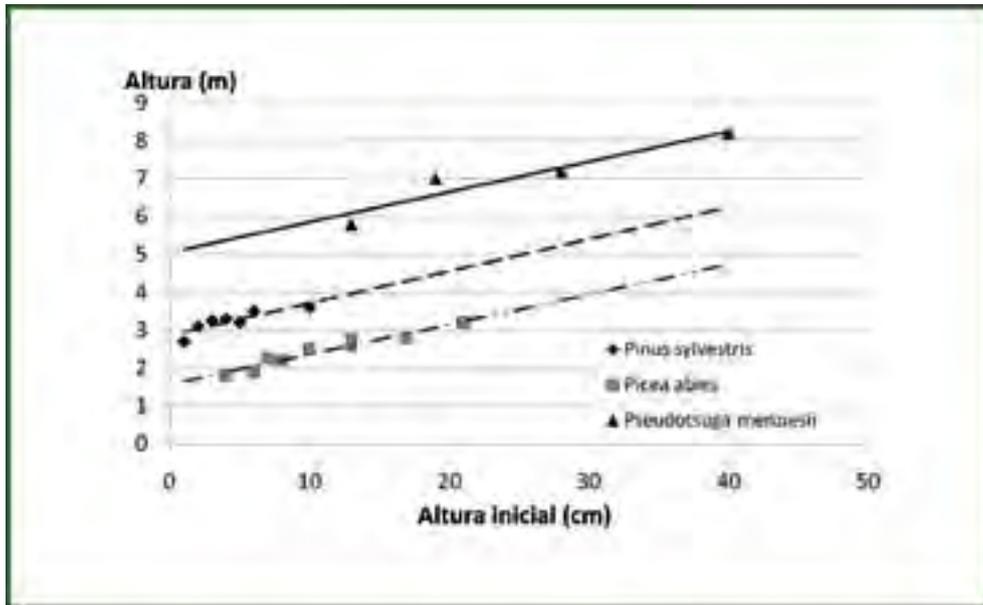


Figura 9. Altura de plantas de pino oregón (*Pseudotsuga menziesii*) a los 11 años y de *picea abies* (*Picea abies*) y pino silvestre (*Pinus sylvestris*) a los 15 años de instaladas (Mexal y Landis 1990) en función de la altura al momento de la plantación.

Sistema radical

Los plantines en contenedor suelen tener pocos problemas con los sistemas radicales porque el cepellón (sistema de raíces más sustrato) es muy poco perturbado durante la extracción y el transporte. La facilidad con que el cepellón puede extraerse del envase depende de la densidad de la raíz (peso/ volumen). A medida que el volumen aumenta, generalmente, disminuye la densidad de raíz (Figura 4A). Por ende, para los envases más grandes se debe planificar un programa de crecimiento más largo para que la densidad de la raíz permita extraer el cepellón completo sin que se desintegre.

La profundidad del contenedor puede también tener efecto sobre la densidad de la raíz. A medida que las plántulas crecen, hay desarrollo de raíces laterales a lo largo de la raíz principal. El espaciamiento entre raíces laterales depende de la información genética y las condiciones ambientales (Nambiar 1980). Aunque la fertilidad del sustrato tiene poco efecto sobre la producción de raíces, las temperaturas más bajas reducen la elongación de la raíz

principal, aumentando la frecuencia de raíces laterales por centímetro de profundidad. Sin embargo, un factor que afecta el desarrollo de raíces laterales, especialmente en contenedores poco profundos, es la profundidad de siembra. Por ejemplo, si se siembra una semilla a 10 mm de profundidad, la primera raíz lateral crecerá por debajo de los 10 mm, generalmente entre los 15 y los 20 mm. Si un contenedor mide 90-100 mm de largo, entonces puede que no haya raíces laterales en el 20% superior del envase. Para estimular el crecimiento de raíces laterales en la porción superior del cepellón en contenedores cortos, deberá adaptarse la técnica y la profundidad de siembra. Los contenedores cortos tienen otro problema, ya que tienden a promover la pérdida de geotropismo positivo de las raíces de los plantines durante el periodo de rápido crecimiento. Sin embargo, hasta la fecha ningún estudio ha demostrado que esto tenga algún impacto sobre el desempeño de los plantines.

Otras prácticas de producción que pueden afectar el sistema radical son los envases con revestimiento interior de cobre y la inoculación con micorrizas. El tratamiento

de las paredes de los envases con cobre para aumentar la fibrosidad de las raíces y reducir el espiralamiento, ha sido efectivo en muchas especies de coníferas. El sistema ha sido fácilmente incorporado a la mayoría de los esquemas de producción con poca necesidad de ajustes. Sin embargo, no puede decirse lo mismo de los programas de inoculación con micorrizas. Muchos programas han debido reducir significativamente los niveles de fertilidad del sustrato para poder lograr inducir la formación de micorrizas. Sin embargo Tinus y McDonald (1979) afirman que la infección con micorrizas en coníferas ocurre naturalmente, con lo cual la inoculación sería innecesaria.

Relación raíz – parte aérea

Las proporciones o el balance de los plantines ha sido un tema de preocupación en los programas de forestación. Para plantines a raíz desnuda, es importante la proporción entre la biomasa de la raíz y la biomasa del tallo, o sea la relación raíz-tallo (R: T). Sin embargo, parece no tener tanta importancia en plantines en envase. La relación R:T de estos plantines tiende a aumentar a medida que crecen y llegan a una meseta de $R:T = 0,30$ (Figura 3).

Aunque la relación R:T de los plantines en envase pueda no ser importante, la relación entre altura (mm) y diámetro del cuello (mm) (A:D), frecuentemente llamada coeficiente de robustez, si lo es (Génére y Garriou 1999). Los plantines con bajos coeficientes (A:D = 58) muestran alta supervivencia y buen crecimiento cualquiera sea el ambiente de plantación. Sin embargo los plantines con coeficientes altos (A:D = 98) muestran supervivencia variable y un pobre crecimiento en ambientes rigurosos. Se han propuesto otros índices, tales como el índice de Calidad de Dickson (Dickson et al. 1960), pero todos implican cálculos complicados sin mejorar la predicción de la calidad. Por ende, entre todas las mediciones de proporciones, se recomienda el cociente A:D.

Las prácticas de cultivo pueden alterar estas relaciones. Obviamente, la poda aérea puede modificar la proporción A:D si otras prácticas no pudieron hacerlo. Un leve estrés hídrico durante el período de elongación rápida del tallo puede reducir la biomasa aérea sin afectar negativamente la biomasa radical. Además, el estrés hídrico puede acelerar la formación de yemas (Timmis y Tanaka 1976). La humedad a principio de la temporada de crecimiento parece tener poco efecto en el crecimiento.

Yemas terminales

El tamaño de la yema terminal es una “promesa” del crecimiento potencial de un plantín después de su plantación. En condiciones con bajos niveles de estrés, las yemas pueden predecir bien el crecimiento durante la siguiente temporada (Thompson 1985). Sin embargo, en condiciones estresantes, la elongación de la yema puede ser limitada, dando una apariencia de “plumero de techo”. De hecho, la importancia del desarrollo de las yemas en relación con el potencial de supervivencia de los plantines es aún tema de debate. Mientras que una yema terminal puede no ser una garantía de endurecimiento y dormancia, es un indicador de cesación del crecimiento y otros cambios fisiológicos (Colombo et al. 2001a). Para especies boreales éste se considera un importante criterio de calidad (Colombo et al. 2001b).

CONCLUSIONES

La morfología del plantín en contenedor puede tener un importante efecto sobre su desempeño en plantación. Los atributos morfológicos que mejor estiman la calidad de los plantines son el diámetro del cuello y la altura (D’Aoust et al. 1994). Como sucede en los programas de forestación con plantines a raíz desnuda, el diámetro del cuello de un plantín en envase es el mejor predictor de supervivencia. La altura de los plantines suele no tener relación con la supervivencia cuando las condiciones del sitio son buenas. Sin embargo, los plantines altos pueden tener menor supervivencia en sitios rigurosos. Las prácticas de manejo que reducen el crecimiento en altura (leve estrés hídrico, poda aérea) pueden minimizar este riesgo. El diámetro del cuello y la altura están correlacionados con la altura y el crecimiento en volumen a largo plazo. En consecuencia, el desempeño a largo plazo de una plantación depende de la calidad de los plantines en el momento del establecimiento.

BIBLIOGRAFÍA CITADA

Colombo, S.J., Menzies, M.I. y C. O’Reilly. 2001a. Influence of nursery cultural practices on cold hardiness of coniferous forest tree seedlings, p. 223-252. En: Wagner, R.G. y S.J. Colombo (Editores). 2001. Regenerating the Canadian

- forest: principles and practice for Ontario. Markham, Ont., Fitzhenry and Whiteside.
- Colombo, S.J., Sampson, P.H., Templeton, C.W.G., McDonough, T.C., Menes, P.A., DeYoe, D. y S.C. Grossnickle. 2001b. Assessment of nursery stock quality on Ontario, p. 307-323. En: Wagner, R.G. y S.J. Colombo (Editores). 2001b. Regenerating the Canadian forest: principles and practice for Ontario. Markham, Ont., Fitzhenry and Whiteside.
- D'Aoust, A.L., Delisle, C., Girouard, R., Gonzales, A. y M. Bernier-Cardou. 1994. Containerized spruce seedlings: relative importance of measured morphological and physiological variables in characterizing seedlings for reforestation. Natural Resources Canada, Canada Forest Service, Quebec Region Information Report LAU-X-110E. 27 p.
- Dickson, A., Leaf, A.L. y J.F. Hosner. 1960. Quality appraisal of white spruce and white pine seedling stock in nurseries. *Forestry Chronicle* 36:10-13.
- Domínguez-Lerena, S., Herrero Sierra, N., Carrasco Manzano, I., Ocana Bueno, L., Penuelas Rubia, J. y J.G. Mexal. 2006. Container characteristics influence *Pinus pinea* seedling development in the nursery and field. *Forest Ecology and Management* 221:63-71.
- Duryea, M.L. (Editor). 1985. Evaluating seedling quality: principles, procedures, and predictive abilities of major tests. Forest Research Laboratory, Oregon State University, Corvallis, OR. 143 p.
- Duryea, M.L. y G.N. Brown (Editores). 1984. Seedling physiology and reforestation success. Martinus Nijhoff/ Dr W. Junk Publ., Dordrecht, 326 p.
- Généreé, B. y D. Garriou. 1999. Stock quality and field performance of Douglas fir seedlings under varying degrees of water stress. *Annals of Forest Science* 56:501-510.
- Hines, F.D. y J.N. Long. 1986. First- and second-year survival of containerized Engelmann spruce in relation to initial seedling size. *Canadian Journal of Forestry Research* 16: 668-670.
- Landis, T.D., Dumroese, R.K. y D.L. Haase. 2008. Seedling processing, storage, and outplanting, Vol. 7. The Container Tree Nursery Manual. Agriculture Handbook 674. Washington, DC: US Department of Agriculture, Forest Service, 191 p.
- MacLennan, L. y J. Fennessy (Editores). 2006. Plant Quality. A key to success in forest establishment. Proc. Of the COFORD Conf., Sept. 20-21, 2005, Tullow, Co Carlow. COFORD, Dublin.
- McClaron, J. 2001. Effects of stock type on seedling performance in the northern interior of British Columbia: twenty-year results. British Columbia Ministry of Forestry, Forest Practices Bureau, Victoria, B.C. Silviculture Note 29, 6 p.
- McMillin, J.D. y M.R. Wagner. 1995. Effects of water stress on biomass partitioning of ponderosa pine seedlings during primary root growth and shoot growth periods. *Forest Science* 41:594-610.
- McTague, J.P. y R.W. Tinus. 1996. The effects of seedling quality and forest site weather on field survival of ponderosa pine. *Tree Planters' Notes* 47(1):16-23.
- Mexal, J.G. y T.L. Landis. 1990. The target seedling concept-height and diameter, p 17-36. En: Rose, R., Campbell, S.J. y T.D. Landis (Editores). Target seedling symposium. Proceedings Combined Meeting Western Forest Nursery Association. USDA Forest Service General Technical Report RM-200.
- Mexal, J.G., Cuevas Rangel, R.A. y T.D. Landis. 2009. Reforestation success in central México: Factors determining survival and early growth. *Tree Planters' Notes* 53(1):16-22.
- Nambiar, E.K.S. 1980. Root configuration and root regeneration in *Pinus radiata* seedlings. *New Zealand Journal of Forest Science Special Issue* 10(1)249-263.
- Prieto-Ruíz, J.A. y C. Potisek. 2007. Efecto de la fertilización en el crecimiento de *Pinus engelmannii* Carr. en vivero, p. 420. En: VIII Congreso Mexicano de Recursos Forestales del 28 al 31 de octubre de 2007. Morelia, Michoacán, México.

- Rikala, R. 2000. Seedling production for reforestation, p. 127-140. En: Forest regeneration in the northern parts of Europe. Finnish Forest Research Institute, Research Papers 790.
- Rook, D.A. 1980. Techniques for evaluating planting stock quality. *New Zealand Journal of Forest Science Special Issue* 10(1):1-303.
- Rose, R., Campbell, S.J. y T.D. Landis. 1990a. Target seedling symposium. Proceedings Combined Meeting Western Forest Nursery Association. USDA Forest Service General Technical Report RM-200, 286 p.
- Rose, R., Carlson, W.C. y P. Morgan. 1990 b. The target seedling concept, p. 1-8. En: Rose, R., Campbell, S.J. y T.D. Landis (Editores). Target seedling symposium. Proceedings Combined Meeting Western Forest Nursery Association. USDA Forest Service General Technical Report RM-200.
- Skagel, R. 2000. Some thoughts from Canada on seedling size. *Auburn University Southern Forest Nursery Management Cooperative Newsletter*, Fall 2000, p. 4-5.
- South, D.B. 1998. Needle-clipping longleaf pine and top-pruning loblolly pine in bare-root nurseries. *Southern Journal Applied Forestry* 22:235-240.
- South, D.B., Harris, S.W., Barnett, J.P., Hains, M.J y D.H. Gjerstad. 2005. Effect of container type and seedling size on survival and early height growth of *Pinus palustris* seedlings in Alabama, U.S.A. *Forest Ecology and Management*. 204(2-3):385-398.
- South, D.B. y J.G. Mexal. 1984. Growing the "best" seedling for reforestation success, p. 21-45. En: *High Technology: Application from Seed to Market*. Proceedings Second Regional Technical Conference, Appalachian Society of American Foresters, Charlotte, NC.
- South, D.B., Mexal, J.G. y J.P. van Buijtenen. 1988. The relationship between seedling diameter at planting and long-term growth of loblolly pine in east Texas, p. 192-199. En: *Proceedings 10th North American Forest Biology Workshop*, Vancouver, B.C. Canada, July 20-22.
- Thompson, B.E. 1985. Seedling morphological evaluation—what you can tell by looking, p. 59-71. En: Duryea, M.L. (Editor) *Evaluating seedling quality: principles, procedures, and predictive abilities of major tests*. Forest Research Laboratory, Oregon State University, Corvallis, OR. 143 p.
- Tillotson, C.R. 1917. *Nursery practice on the national forests*. USDA Bulletin Number 479, 86 p.
- Timmis, R. y Y. Tanaka. 1976. Effects of container density and plant water stress on growth and cold hardiness of Douglas-fir seedlings. *Forest Science* 22:167-172.
- Tinus, R.W. y S.E. McDonald. 1979. *How to grow tree seedlings in containers in greenhouses*. Rocky Mountain Forest and Range Experiment Station, US Forest Service General Technical Report RM-60, 256 p.
- Wagner, R.G. y S.J. Colombo (Editores). 2001. *Regenerating the Canadian forest: principles and practice for Ontario*. Markham, Ont., Fitzhenry and Whiteside.
- Wakeley, P.C. 1954. *Planting the southern pines*. USDA Monograph 18, 233 p.
- Willén, P. y R.F. Sutton. 1980. Evaluation of stock after planting. *New Zealand Journal of Forest Science Special Issue* 10(1):297-299.



Calidad de plantines: Atributos fisiológicos

John G. Mexal

INTRODUCCIÓN

El rol del viverista es producir plantines en número y calidad suficientes para cumplir con las necesidades del cliente que va a forestar, a un costo razonable. La calidad de los plantines será fundamental para su supervivencia en plantación y crecimiento a largo plazo en la forestación (South et al. 1988). En consecuencia, la fase de producción en vivero de cualquier programa de forestación es extremadamente importante. Los plantines de calidad pueden reducir la necesidad de costosos esfuerzos para replantar y acortar el tiempo de rotación en varios años, lo cual también redundará en un beneficio económico significativo. Hay mucha información disponible sobre el impacto que las prácticas culturales en el vivero tienen sobre la morfología de los plantines y el consecuente desempeño en plantación (Duryea 1985, Duryea y Brown 1984, Rook 1980, Rose et al. 1990, Wakeley 1954). La determinación de la calidad de una planta forestal involucra la evaluación de otras características, además de realizar mediciones de su morfología, las cuales se discutieron en el capítulo anterior. Ya en 1935 Wakeley (1949) observó una

diferencia de hasta un 26% en la supervivencia entre plantines morfológicamente idénticos de pino taeda (*Pinus taeda*). Sugirió entonces que una mejor comprensión fisiológica de las “clases” de plantines llevaría a un éxito mayor en las forestaciones. De esta manera se convirtió no sólo en un pionero de la clasificación de plantines, sino que también sentó las bases para la posterior investigación sobre fisiología de los mismos. Las áreas de la fisiología que se desarrollaron a partir de entonces incluyen la nutrición de los plantines, la tolerancia a la sequía, la rustificación o resistencia al frío y la acumulación de hidratos de carbono. Estos atributos están entre los que fueron identificados por Colombo et al. (2001b) como los factores críticos para el éxito de la forestación. Se dividen en factores morfológicos, fisiológicos y químicos (Figura 1). Mexal (en el capítulo anterior) ya ha desarrollado el tema de los atributos morfológicos. El objetivo de este capítulo es discutir los atributos fisiológicos y químicos que pueden afectar la calidad de los plantines, y por ende, el éxito de la forestación. La discusión se centrará en especies de similares latitudes que el pino ponderosa (*Pinus ponderosa*). Dado que algunos de los atributos fisiológicos

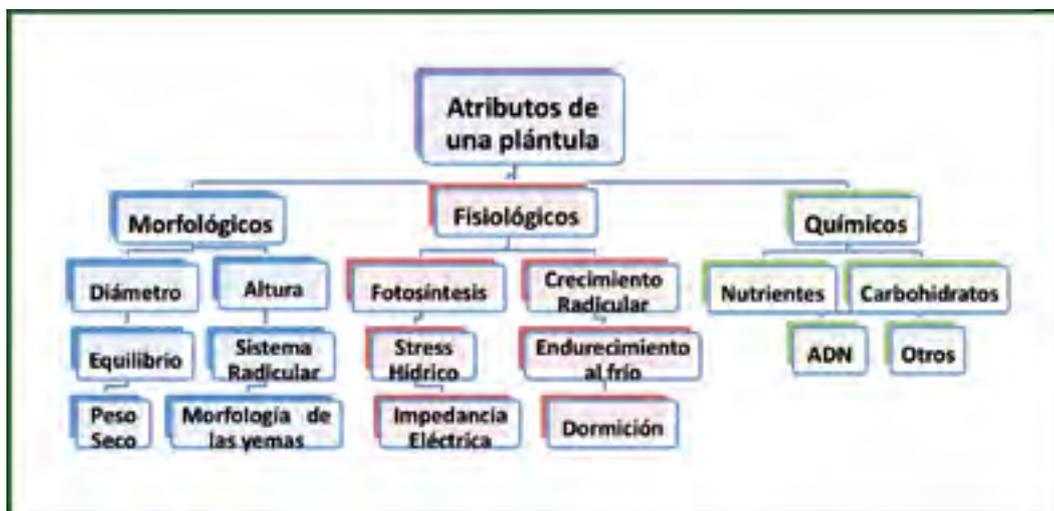


Figura 1. Componentes de la calidad de plantines de un vivero (Colombo et al. 2001).

se relacionan con la resistencia al frío, la dormancia y la tolerancia al estrés, serán necesarias algunas definiciones.

La resistencia al frío es la capacidad de sobrevivir a temperaturas por debajo de 0 °C. Generalmente se expresa como la temperatura a la cuál muere el 50% de las plantas (TL₅₀). Se determina sometiendo el tejido gradualmente a una temperatura mínima, luego se vuelve a subir la temperatura y se mide la respuesta (mortalidad, necrosis de tejido, pérdida electrolítica) (Burr et al. 2001). En algunos casos también se define como la temperatura que es letal para el 10% (TL₁₀) o el 90% (TL₉₀) de las plantas.

La dormancia es la suspensión temporaria de crecimiento visible (Lang et al. 1987). Estos investigadores clasificaron la dormancia en ecodormancia y endodormancia (también paradormancia la cual es irrelevante en esta discusión). La ecodormancia está regulada por factores ambientales, tales como la temperatura extrema, la deficiencia de nutrientes o el estrés hídrico. Una vez que se reduce el estrés, se reanuda el crecimiento. La endodormancia en cambio está regulada por factores fisiológicos, dados por ejemplo por acumulación de horas de frío, unidades térmicas, fotoperiodo, y el crecimiento no se puede reanudar sólo por el restablecimiento de un ambiente favorable.

La tolerancia al estrés se relaciona con el nivel de dormancia. El estrés puede ser una temperatura por debajo de 0 °C, por encima de 40 °C, desecación, poda de raíz durante la recolección o la exposición a toxinas. Las plantas en dormición son más resistentes a todos estos factores de estrés.

RESISTENCIA AL FRÍO

La resistencia al frío es variable entre especies, lugar de origen, tipo de tejido, edad y estación. Por ejemplo, el pino radiata (*Pinus radiata*) es menos resistente al frío que el pino ponderosa o el pino oregón (*Pseudotsuga menziesii*). El pino radiata puede tener resistencia cercana a -15 °C, mientras que el pino oregón puede hacerlo hasta -25 °C (Figura 2). De hecho hay una diferencia de entre 4 °C y 10 °C en la resistencia al frío de acuerdo a la procedencia de la planta (Hawkins et al. 2001, Wenny et al. 2002) (Figura 2).

No sólo hay diferencias de resistencia entre especies, basada en la genética, y dentro de la misma especie, sino también entre tejidos de una misma planta. Los tallos de pino ponderosa pueden resistir hasta -60 °C (Bigras et al. 2001), al tiempo que las acículas pueden resistir más que los tallos (Repo et al. 2001). Sin embargo, las raíces sólo

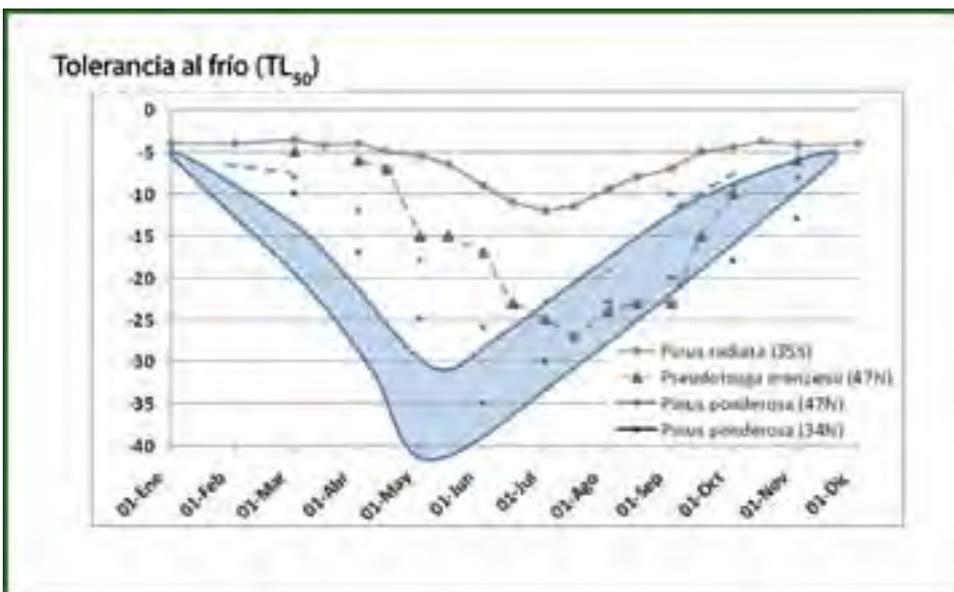


Figura 2. Cambio estacional en la tolerancia al frío de pino radiata (*Pinus radiata*) (Greer et al. 2001), pino oregón (*Pseudotsuga menziesii*) (Colombo et al. 2001) y dos variedades geográficamente distintas de pino ponderosa (*Pinus ponderosa*) (Wenny et al. 2002). Las fechas de los estudios realizados en el hemisferio norte se transformaron en sus equivalentes para latitudes australes.

pueden resistir -12 °C (Bigras et al. 2001); e incluso raíces que aparentemente no han sufrido daño por las bajas temperaturas pueden sufrir reducción en el potencial de crecimiento (Lindström y Nyström 1987). Por este motivo, es de suma importancia proveer protección para las bajas temperaturas.

Los plantines se rustifican o endurecen en forma natural al bajar la temperatura y las horas de luz solar. La mayor resistencia al frío ocurre durante la mitad del invierno, luego los plantines van perdiendo gradualmente esta condición a medida que los días se hacen más largos y cálidos. Se suele suponer que el endurecimiento máximo requiere una yema terminal bien formada y de hecho, en las coníferas de latitudes nórdicas, la formación de yemas precede al endurecimiento (Figura 3). La relación entre

formación de yemas y endurecimiento al frío puede tener una correlación, aunque débil; ya que hasta la fecha no se ha determinado ninguna relación causal.

Aunque la rustificación sucede naturalmente, no es un proceso pasivo. Por el contrario, al igual que la dormancia, el endurecimiento o rustificación es un proceso fisiológico activo. Así, un estrés severo, debido a la falta de agua o nutrientes, puede disminuir la capacidad de rustificación de los plantines al frío. Incluso un ambiente cálido de invernáculo puede retardarla. Sin embargo, los viveristas pueden estimular la rustificación exponiendo los plantines a condiciones naturales, como fotoperíodos cortos (Figura 4a) o un estrés hídrico suave (Figura 4b). Estas prácticas pueden aumentar la resistencia al frío en unos 5 °C.

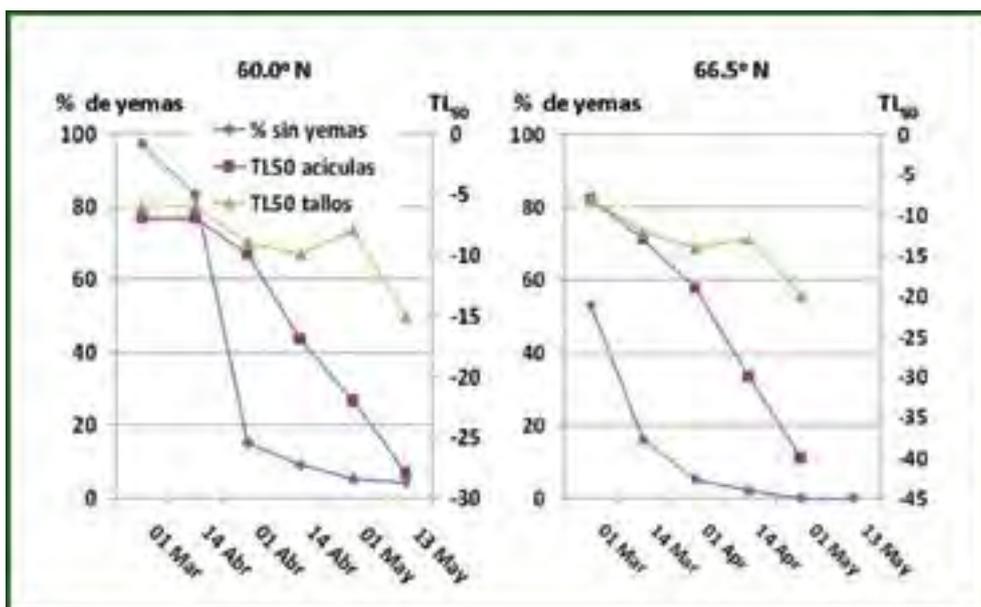


Figura 3. El cambio en la resistencia al frío de tallos y acículas de pino silvestre (*Pinus sylvestris*) entre los 60° y 66,5° de latitud N. muestra una baja correlación con el momento de formación de yemas (Repo et al. 2001). Las fechas de los estudios realizados en el hemisferio norte se transformaron en sus equivalentes para latitudes australes.

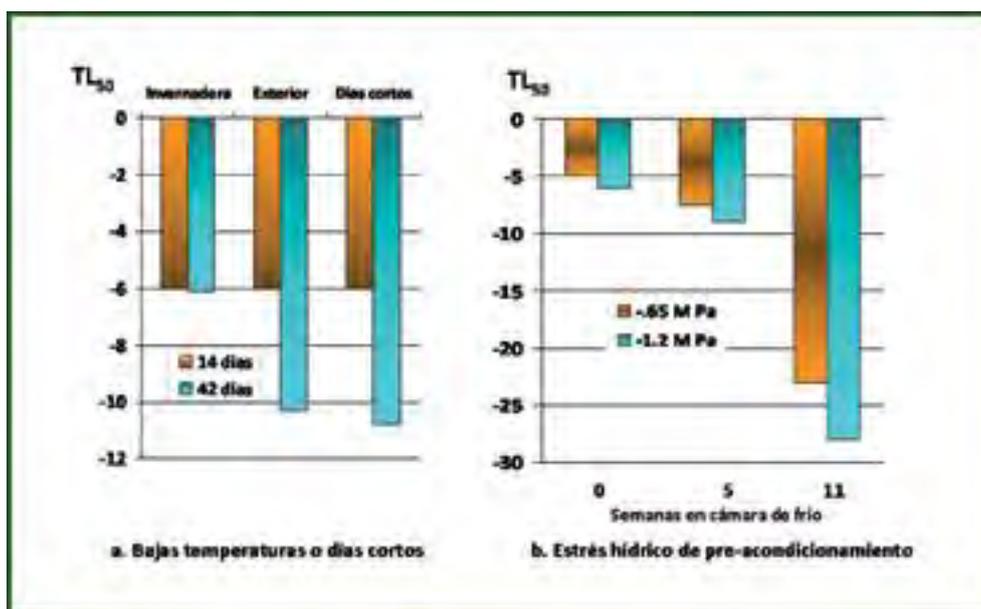


Figura 4. Aumento de la resistencia al frío por medio de exposición a bajas temperaturas o días cortos para pino taeda (*Pinus taeda*) (Mexal et al. 1979) (a), o por leve estrés hídrico para pino oregón (*Pseudotsuga menziesii*) (Timmis y Tanaka 1976) (b). TL= Temperatura letal

Un aspecto del manejo de un vivero que tiene el potencial de afectar la rustificación de los plantines es la fertilización. La sabiduría popular sugiere que la nutrición debería disminuirse hacia el otoño para provocar la reducción del crecimiento y el aumento de la resistencia al frío. Sin embargo, Bigras y colaboradores (2001) analizaron 80 estudios relacionados a la fertilización de plantines durante la rustificación, de los cuales sólo el 30% informó una disminución en la resistencia al frío con un aumento en la fertilización (Tabla 1). Incluso los estudios que involu-

craban el uso de fertilizantes balanceados (N-P-K) o Potasio informaban de un aumento de la resistencia al frío. La respuesta al potasio es fácilmente comprensible, ya que es muy móvil y fácilmente puede lixiviarse del sustrato. Existe una correlación inversa entre la transpiración de los plantines y el contenido de potasio de las acículas, y una correlación positiva entre éste y la eficiencia en el uso del agua (Bradbury y Malcolm 1977). Entonces, una mejor regulación estomática lógicamente llevaría a un mejor desempeño de todas las respuestas fisiológicas.

Tabla 1. Porcentaje y número de estudios relacionados con la resistencia al frío en respuesta a distintos tipos de fertilización en tallos de plantines de coníferas (Bigras et al. 2001).

Respuesta al fertilizante	N-P-K	Solo N	Solo P	Solo K	Todos
Mayor resistencia al frío (+)	50%	17%	22%	48%	31%
Resistencia al frío sin cambios (0)	25%	24%	39%	32%	29%
Menor resistencia al frío (-)	25%	31%	39%	20%	30%
+/-/0 Cambio	0%	24%	0%	0%	9%
N° de Estudios	8	29	18	25	80

Timmis (1974) demostró que la fertilización balanceada da como resultado una mayor resistencia al frío en plantines de pino oregón. Además, Rikala y Repo (1997) probaron que la fertilización al final de la temporada aumenta el contenido foliar de nitrógeno y la resistencia al frío de pino silvestre (*Pinus sylvestris*). Irwin y colaboradores (1998) demostraron que en el caso del pino elliotii (*Pinus elliotii*) si la disminución natural del contenido de nitrógeno que se produce en el otoño no se eleva mediante fertilización se reduce el crecimiento durante la siguiente primavera. Xu y Timmer (1999) están a favor de aumentar el contenido de nutrientes para promover el crecimiento en plantación, especialmente en sitios secos. Dumroese (2003) propone una concentración de nitrógeno foliar de 2,5% para maximizar la resistencia al frío, la relación raíz/tallo y el desempeño en plantación. Estos resultados son razonables dado que la rustificación y la dormancia son procesos fisiológicos que requieren energía producida por la fotosíntesis.

POTENCIAL DE CRECIMIENTO RADICAL

El potencial de crecimiento radical (PCR), que en inglés se denomina RPG porque en ese caso la sigla corresponde a las palabras: *root regeneration potential*, estima la capacidad de la plántula de formar nuevas raíces en forma

rápida una vez llevada al campo luego de la plantación. El PCR se mide bajo condiciones controladas de temperatura (20 °C) y humedad adecuadas. El PCR puede estimarse midiendo el largo total de raíces nuevas, contando el número de raíces nuevas >10mm, o a través de un índice de crecimiento radical estimado según el número de raíces (Burdett 1979). Los valores de PCR tienden a aumentar en el otoño hasta una meseta que continúa a lo largo del invierno y vuelve a disminuir al final del invierno, principios de primavera. El almacenamiento en frío, sin congelamiento, puede disminuir los valores de PCR (Rhea 1977).

Independientemente del método que se use para cuantificar el PCR (largo de raíces nuevas, número de raíces nuevas, índice) la relación general entre dicho parámetro y la supervivencia en plantación es directamente proporcional y en forma de curva (Figura 5). Grossnickle (2000) halló que los plantines de *Picea spp.* con menos de 2 raíces nuevas tienen menos de un 40% de supervivencia, mientras que aquellos con menos de 20 raíces nuevas tienen de 60 a 90% de supervivencia, y plantines con más de 20 raíces nuevas tienen una supervivencia de 75 al 100% (Figura 5 C). En resumen, muy pocas raíces dan una baja supervivencia, algunas raíces podrían ser un problema y muchas raíces, entre 20 y 100, tienen un desempeño igualmente bueno.

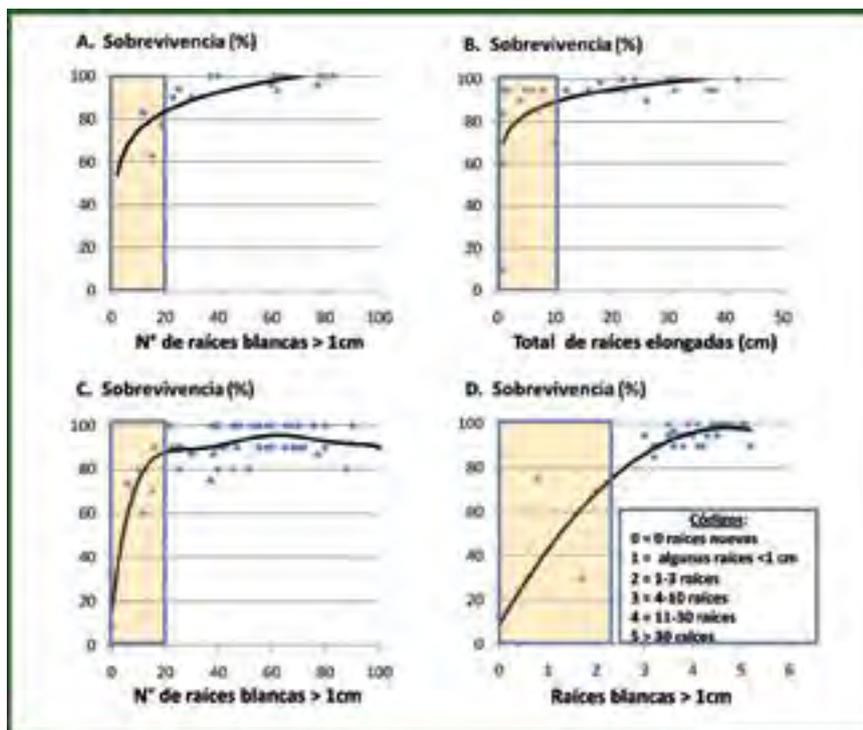


Figura 5. El potencial de crecimiento de raíces está directamente correlacionado con la supervivencia de: A) pino de Alepo (*Pinus halepensis*) (Vallas Cuesta, et al. 1999), B) pino taeda (*Pinus taeda*) (a raíz desnuda) (Feret 1985), C) *Picea sp.* (Grossnickle 2000), y D) *picea glauca* (*Picea glauca*) (Colombo 2006).

Algunos autores han propuesto un umbral crítico por debajo del cual no deberían plantarse los plantines. Simpson y colaboradores. (1988) hablan de un umbral de 10 raíces nuevas >10mm para varias especies. Sin embargo, sus datos eran tan variables como los que se muestran en la Figura 5. Más recientemente, Stone y colaboradores (2003) postularon que el umbral crítico para abeto blanco americano (*Abies concolor*) es 20 cm de nuevo crecimiento radical para sitios húmedos y 40 cm para sitios más secos. Evidentemente, la mayor parte de los estudios de PCR se han llevado a cabo en sitios medios ya que se ha observado una excelente supervivencia en casi todos los valores de PCR, excepto en los muy bajos (Figura 5).

Desafortunadamente, casi todos los estudios de PCR brindan poca información, más allá de la recomendación de "Plantar / no plantar" cuando los valores de PCR están dentro del rango normal (Ritchie y Tanaka 2000). Colombo (2006) encontró resultados más útiles para pino rojo (*Pinus resinosa*) (Figura 6) en el cual hay una respuesta lineal de la supervivencia al PCR. Aunque el estudio fue a escala pequeña, da evidencia que plantines con un índice radical de 0 a 1, 2, 3,6 y 4 tienen una supervivencia menor al 40%, 40 al 60%, 80% y más de 80%. Ésta es la curva más útil para el viverista y para un programa de forestación. Se espera que en el futuro se reafirmen estas predicciones.

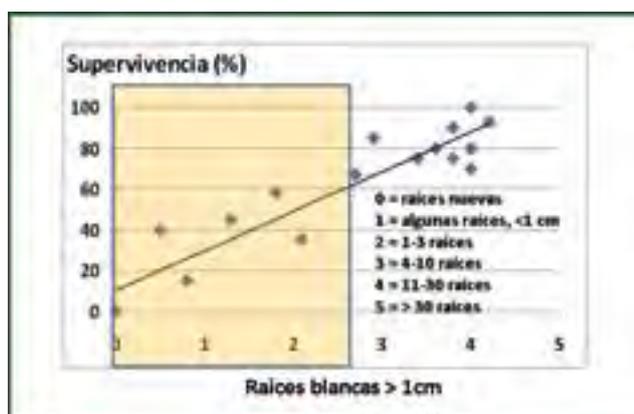


Figura 6. Relación entre el PCR y el prendimiento de pino rojo (*Pinus resinosa*) (Colombo 2006).

Se ha discutido mucho sobre la razón por la cual el PCR no se adopta como el criterio principal para determinar la calidad de los plantines. Por un lado, el ensayo es llevado a cabo bajo condiciones ideales de fotoperíodo

largo, temperatura intermedia, y humedad adecuada, mientras que los plantines son plantados en suelos fríos, muchas veces con humedad por debajo de la ideal. Otro argumento es que el ensayo requiere entre 10 y 28 días para completarse, período durante el cual la fisiología de los plantines puede haber cambiado. Otro, es que el ambiente controlado nunca podrá imitar las condiciones de plantación, tales como la temperatura, el viento, la humedad del suelo y la insolación (Landis et al. 2009). Sin embargo es vital que los investigadores de fisiología de plantines continúen buscando mejorar los actuales indicadores de desempeño del PCR.

AGUA

El agua es requerida para la transpiración, la cual no sólo enfría la superficie foliar, sino que también transporta los nutrientes desde las raíces hacia las hojas. El agua es necesaria para mantener la turgencia de las células permitiendo la expansión y el crecimiento, y también se requiere una pequeña cantidad de agua para la reacción química de la fotosíntesis. Durante las fases de establecimiento y crecimiento rápido, los plantines son mantenidos en condiciones libres de estrés para acumular tanta biomasa como sea posible (para mayor detalle ver capítulos acerca de las fases del cultivo). No obstante, durante la fase de endurecimiento suele aplicarse un leve estrés hídrico (>1,2 MPa) para reducir el crecimiento en altura, inducir el desarrollo de yemas y promover la rustificación (Timmis y Tanaka 1976). Sin embargo no hay evidencia que un estrés suave aumente el PCR. De hecho, niveles severos de estrés (<1,8 MPa) reducen el PCR (VillarSalvador et al. 1999), lo que requiere hidratar el sistema radical antes de enviar los plantines al sitio de plantación. Généré y Garriou (1999) probaron que el contenido de humedad del sistema radical tiene un impacto decisivo sobre la supervivencia y el crecimiento de pino oregón, especialmente en sitios pobres (Figura 7). Mientras que un leve estrés redujo la relación altura-diámetro (A:D), e incrementó el rendimiento en plantación, si no se restauraba la humedad el sistema radical antes de la plantación se perdía la mejora en la calidad de los plantines. La mejor supervivencia y crecimiento fue observada en los plantines con la relación A:D más baja y con mayor contenido de humedad en el sistema radical al momento de la plantación.

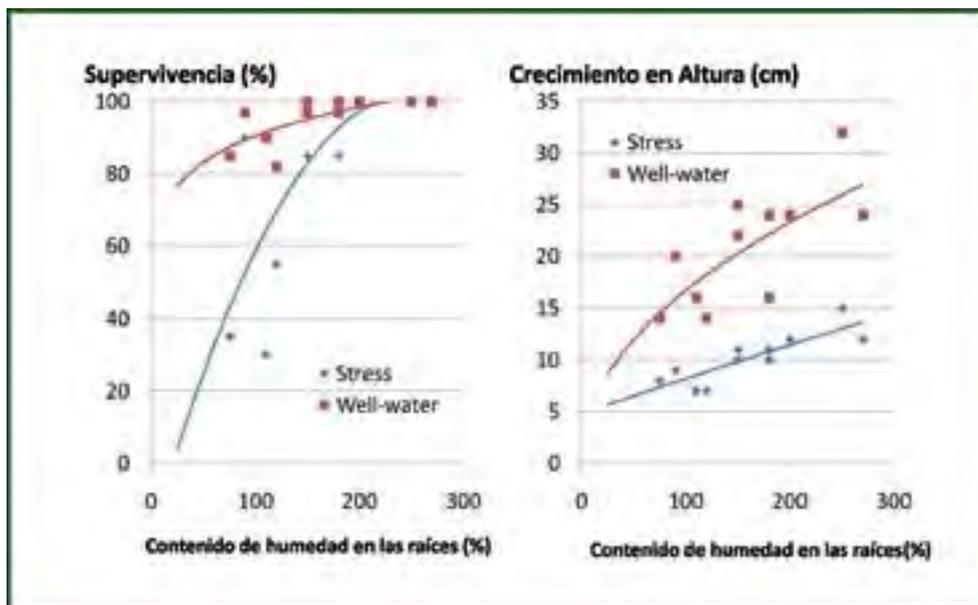


Figura 7. El contenido de humedad del sistema radical, expresado como % del peso seco, de plantines de pino oregón (*Pseudotsuga menziesii*), en el momento de ser plantados, está altamente correlacionado con la supervivencia y el crecimiento en altura (Génére y Garriou 1999).

FLUORESCENCIA DE CLOROFILA

Durante la fotosíntesis, una pequeña cantidad de la luz capturada por las hojas de la plántula (de 3 a 5%) se libera como radiación fluorescente (Landis et al. 2009). Aunque es invisible al ojo humano, los fotosensores pueden detectar esta fuente de energía. Esto sirve para evaluar la calidad de los plantines dado que los cloroplastos dañados tienen un patrón de fluorescencia distinto al de los cloroplastos sanos. El sistema fotosintético de plantines con cloroplastos sanos está en buenas condiciones y por lo tanto presentarán un buen comportamiento cuando se los lleve a plantación. Aunque la técnica ha estado disponible por más de 20 años, las investigaciones no han sido concluyentes hasta la fecha. Los datos probablemente más intrigantes han sido publicados por L'Hirondelle et al. (2007). Ellos relacionaron el desempeño a campo de cuatro especies de coníferas del oeste de Canadá con la fluorescencia de clorofila y con el PCR. Los datos para cada especie individual y sus atributos de desempeño fueron algo débiles, pero al combinar los datos de las cuatro especies que provenían de tres lugares dis-

tintos, se observó que un mejor criterio para determinar la calidad de los plantines podría surgir al combinar las mediciones de PCR con las de fluorescencia de clorofila.

PÉRDIDA ELECTROLÍTICA DEL SISTEMA RADICAL

Las células de las plantas dañadas, que han perdido la integridad de sus membranas, tienen una pérdida continua de contenido celular, lo que aumenta la conductividad eléctrica del medio circundante. Las células intactas muestran una fuga menor. Si las células dañadas son células de la raíz, además de la pérdida electrolítica del sistema radical, las plantas también deberían tener menor PCR y supervivencia. Por lo tanto, cuanto mayor es la conductividad eléctrica provocada por la pérdida electrolítica, más bajo tenderán a ser el PCR y la supervivencia. En inglés la pérdida electrolítica del sistema radical se denomina *root electrolyte leakage* y se la reconoce

por la sigla REL. McKay (1998) determinó la relación entre la supervivencia de plantas de *Picea sp.* y *Larix sp.* con el PCR y la pérdida de electrolitos de las mismas (Figura 8). La pérdida electrolítica y el PCR representan similar proporción de la variación de la supervivencia (de 10 a 47%).

Pero las determinaciones de la pérdida electrolítica son más sencillas de realizar y los resultados se obtienen en menos de 24 horas, pero debe ser calibrado para cada especie y estación.

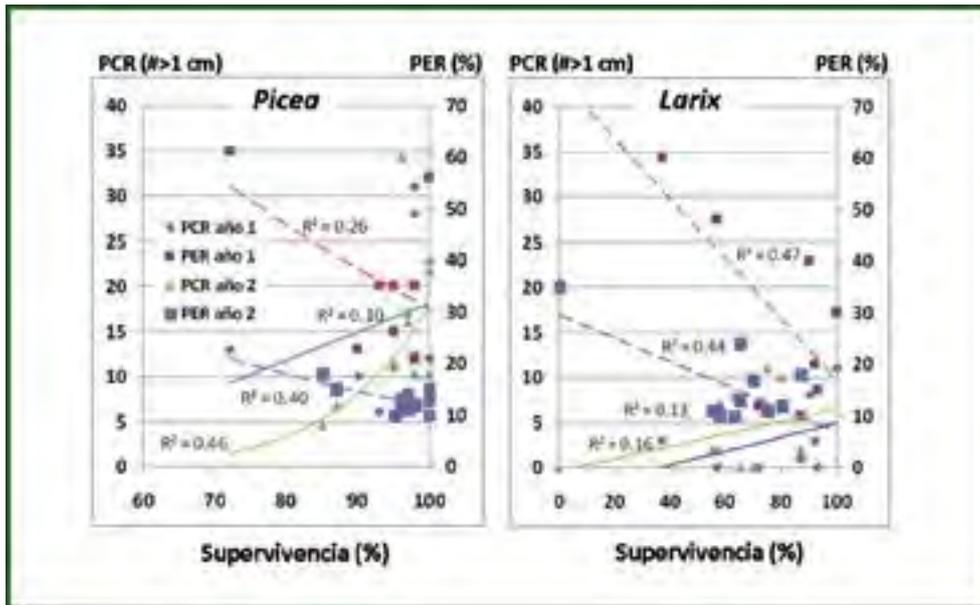


Figura 8. Coeficiente de determinación entre la supervivencia y el potencial de crecimiento de raíces (PCR) y la pérdida electrolítica del sistema radical (PER) en *Picea sp.* y *Larix sp.* (McKay 1998).

ÍNDICE MITÓTICO

El índice mitótico se define como el porcentaje de células en un meristema (yema o extremo de la radícula) que están en el proceso de división o fase de mitosis. Los meristemas activos tienen un mayor porcentaje de células que se están dividiendo y por ende, un índice mitótico más alto (O'Reilly et al. 1999). Durante el invierno, una yema de tallo en dormición tendrá poca o nula actividad mitótica. Asimismo, una yema que no esté en dormición, como por ejemplo en los meristemas de la raíz, se dividirá siempre que las condiciones lo permitan (suelo tibio). La técnica de determinar el índice mitótico lleva tiempo (Landis et al. 2009), pero permite cuantificar adecuadamente el nivel y la progresión de la dormancia en las yemas terminales.

HIDRATOS DE CARBONO

Los hidratos de carbono son el producto de la fotosíntesis y uno de los primeros compuestos en estudiarse en la investigación de la calidad de plantines. El supuesto es que el crecimiento de la raíz, mientras el tallo está en dormición, depende de los hidratos de carbono almacenados. De hecho, Puttonen (1986) demostró que en el pino silvestre el contenido de glucosa y la supervivencia están correlacionados (Figura 9). Desafortunadamente, al igual que con los estudios de PCR, un pequeño cambio en el contenido de glucosa, por ejemplo 1 punto porcentual, produce un cambio de 40% en la supervivencia y un incremento de casi nueve veces en el crecimiento en altura. Los hidratos de carbono (glucosa, sacarosa, almidón, y los no estructurales), aunque parecen interesantes intuitivamente, han producido pocos resultados promisorios.

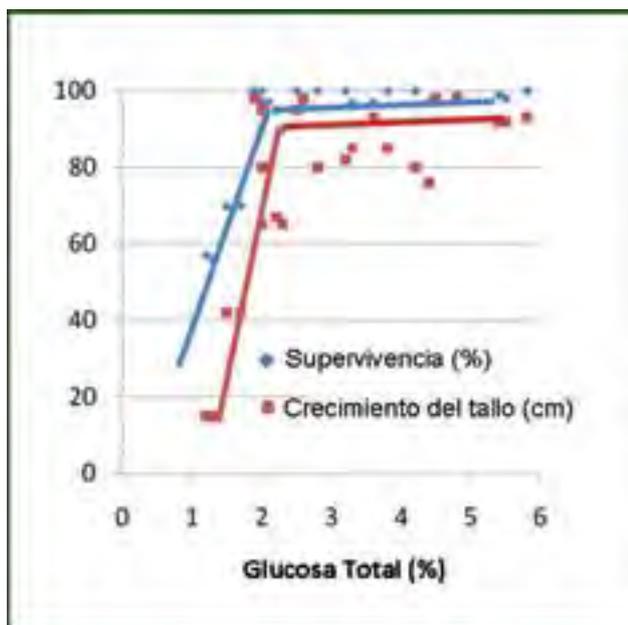


Figura 9. Relación entre el contenido de hidratos de carbono, la supervivencia y el crecimiento del tallo en pino silvestre (*Pinus sylvestris*) (Puttonen 1986).

NUTRIENTES

Se ha discutido el tema de los nutrientes al tratar la resistencia al frío en este capítulo y también se toca el tema en otras secciones de este libro.

GENÉTICA

Las respuestas fisiológicas de un plantín al ambiente están determinadas por los genes que se activan o se expresan. Los cambios en la expresión genética podrían usarse para una mejor selección, para evaluar genotipos especiales o mejorar la determinación de la calidad de los plantines. Recientemente se desarrolló un paquete tecnológico para establecer ensayos que predicen la rusticación de pino silvestre y pino oregón basado en los genes que se expresan o se reprimen (Balk et al. 2007). A medida que se identifiquen más genes, como por ejemplo los responsables de la tolerancia a la sequía, del crecimiento radical, de la dormancia, etc. y se estudien más especies, la genética podría convertirse en una herramienta valiosa para los viveristas en todo el mundo.

CONCLUSIÓN

La producción de plantines en contenedores ha realizado importantes avances en los últimos 30 años. Tal como Tinus y Owston (1984) han afirmado, gran parte de estos avances se basan en una mejor comprensión de la fisiología de los plantines obtenida a través de la investigación. En consecuencia, los programas de producción de plantines en envase han madurado más rápido que los viveros que los producen a raíz desnuda. Las mejoras continuas se apoyan en esfuerzos sostenidos de investigación, especialmente en el campo de la calidad de plantines. Puttonen (1996) sugirió lo que él consideró “la llave maestra” para el éxito de la forestación en el futuro: disponer de excelentes sistemas de computación, y trabajar fundamentalmente con la fluorescencia de clorofila, la genética y la morfología de plantines. Por lo menos hasta ahora, parece que tenía razón en la mitad de sus afirmaciones respecto del uso de la genética y la morfología. La morfología, que expresa la fisiología de los plantines en respuesta al ambiente, es hasta ahora y probablemente continúe siendo en el futuro cercano, un componente integral, si no el más importante, de la determinación de la calidad de plantines. La genética probablemente se vuelva más importante a medida que se identifiquen los genes relacionados con los distintos aspectos de la calidad. A estos enfoques puede agregarse el uso de un componente de la condición de la raíz, ya sea PCR o REL. Para que la producción de los viveros continúe mejorando, la investigación sobre la fisiología deberá seguir brindando herramientas. Las mejoras, producto de la investigación, se traducirán en mayores éxitos en los programas de forestación.

BIBLIOGRAFÍA CITADA

Balk, P.A., Bronnum, P., Perks, M., Stättin, E., van der Geest, L.H.M. y M.F. van Wordragen. 2007. Innovative cold tolerance test for conifer seedlings, p 9-12. En: L.E. Riley, Dumroese, R.K. y T.D. Landis (Coordinadores Técnicos), 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.

Bigras, F.J., Ryyppö, A., Lindström, A. y E. Stättin. 2001. Cold acclimation and deacclimation of shoots and roots

- of conifer seedlings, p 57-88. En: F.J. Bigras y S.J. Colombo (Editores), *Conifer Cold Hardiness*. Kluwer Academic Publ., The Netherlands.
- Bradbury, I.K. y D.C. Malcolm. 1977. The effect of phosphorus and potassium on transpiration, leaf diffusive resistance and water-use efficiency in Sitka spruce (*Picea sitchensis*) seedlings. *Journal of Applied Ecology* 14:631-641.
- Burdett, A.N. 1979. New methods for measuring root growth capacity: their value in assessing lodgepole stock quality. *Canadian Journal of Forestry Research* 9:63-67.
- Burr, K.E., Hawkins, C.D.B., L'Hirondelle, S.L., Binder, W.D., George, M.F. y T. Repo. 2001. Methods for measuring cold hardiness of conifers, p 369-401. En: F.J. Bigras y S.J. Colombo (Editores), *Conifer Cold Hardiness*. Kluwer Academic Publ., The Netherlands.
- Colombo, S. 2006. The effect of lifting and handling on plant quality: the Ontario perspective, p 39-46. En: MacLennan, L. y J. Fennessy (Editores), *Plant Quality. A key to success in forest establishment*. Proc. Of the CO-FORD Conf., Sept. 20-21, 2005, Tullow, Co Carlow. CO-FORD, Dublin.
- Colombo, S.J., Sampson, P.H., Templeton, C.W.G., McDonough, T.C., Menes, P.A., DeYoe, D. y S.C. Grossnickle. 2001. Assessment of nursery stock quality on Ontario, p 307-323. En: Wagner, R.G. y S.J. Colombo (Editores), *Regenerating the Canadian forest: principles and practice for Ontario*. Markham, Ont., Fitzhenry and Whiteside.
- Dumroese, R.K. 2003. Hardening fertilization and nutrient loading of conifer seedlings, p 31-36. En: L.E. Riley, Dumroese R.K. y T.D. Landis (Coordinadores Técnicos), *National Proceedings: Forest and Conservation Nursery Associations- 2002*, Ogden, UT. USDA Forest Service, Rocky Mountain Research Station. Proceedings RMRS-P-28.
- Duryea, M.L. (Editor). 1985. *Evaluating seedling quality: principles, procedures, and predictive abilities of major tests*. Forest Research Lab., Oregon State University, Corvallis, OR. 143 p.
- Duryea, M.L. y G.N. Brown (Editores). 1984. *Seedling physiology and reforestation success*. Martinus Nijhoff/ Dr. W. Junk Publ., Dordrecht, 326 p.
- Feret, P.P. y R.E. Kreh. 1985. Seedling root growth potential as an indicator of loblolly pine field performance. *Forest Science* 31:1005-1011.
- Généreé, B. y D. Garriou. 1999. Stock quality and field performance of Douglas fir seedlings under varying degrees of water stress. *Annals of Forest Science* 56:501-510.
- Greer, D.H., Leinonen, I. y T. Repo. 2001. Modelling cold hardiness development and loss in conifers, p 437-460. En: F.J. Bigras y S.J. Colombo (Editores), *Conifer Cold Hardiness*. Kluwer Academic Publ., The Netherlands.
- Grossnickle, S.C. 2000. *Ecophysiology of northern spruce species: The performance of planted seedlings*, NRC Research Press, National Research Council of Canada, Ottawa, Ontario, Canada 409 p.
- Hawkins, B.J., Russell, J.H. y J.T. Arnott. 2001. Cold hardiness of yellow-cedar (*Chamaecyparis nootkatensis* (D. Don) Spach), p 531-554. En: F.J. Bigras y S.J. Colombo (Editores), *Conifer Cold Hardiness*. Kluwer Academic Publ., The Netherlands.
- Hines, F. D. y J.N. Long. 1986. First- and second-year survival of containerized Engelmann spruce in relation to initial seedling size. *Canadian Journal of Forestry Research* 16: 668-670.
- Irwin, K.M., Duryea, M.L. y E.L. Stone. 1998. Fall-applied nitrogen improves performance of 1-0 slash pine nursery seedlings after outplanting. *Southern Journal of Applied Forestry* 22:111-116.
- Landis, T.D., Dumroese, R.K. y D.L. Haase. 2009. Seedling processing, storage, and outplanting, Vol. 7. *The Container Tree Nursery Manual*. Agriculture Handbook 674. Washington, DC: US Department of Agriculture, Forest Service, 119 p.
- Lang, G.A., Early, J.D., Martin, G.C. y R.L. Darnell. 1987. Endo-, para-, and ecodormancy: physiological terminology and classification for dormancy research. *HortScience* 22(3):371-377.

- L'Hirondelle, S.J., Simpson, D.G. y W.D. Binder. 2007. Chlorophyll fluorescence, root growth potential and stomatal conductance as estimates of field performance potential in conifer seedlings. *New Forests* 34:235-251.
- Lindström, A. y C. Nyström. 1987. Seasonal variation in root hardiness of container-grown Scots pine, Norway spruce, and lodgepole pine seedlings. *Canadian Journal of Forest Research* 17:787-793.
- McKay, H.H. 1998. Root electrolyte leakage and root growth potential as indicators of spruce and larch establishment. *Silva Fennica* 32:241-252.
- Mexal, J.G., Timmis R. y W.G. Morris. 1979. Cold-hardiness of containerized loblolly pine seedlings. *Southern Journal of Applied Forestry* 3:15-19.
- O'Reilly, C., McCarthy, N., Keane, M., Harper, C.P. y 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.
- Puttonen, P. 1986. Carbohydrate reserves in *Pinus sylvestris* seedling needles as an attribute of seedling vigor. *Scandinavian Journal of Forestry Research* 1: 181-193.
- Puttonen, P. 1996. Looking for the "silver bullet"—can one test do it all? *New Forests* 13: 9-27.
- Repo, T., Nilsson, J., Rikala, R., Ryyppö, A. y M. Sutinen. 2001. Cold hardiness of Scots pine (*Pinus sylvestris* L.), p. 463-493. En: F.J. Bigras y S.J. Colombo (Editores), *Conifer Cold Hardiness*. Kluwer Academic Publ., The Netherlands.
- Rhea, S.B. 1977. The effects of lifting time and cold storage on root regenerating potential and survival of sycamore, sweetgum, yellow poplar and loblolly pine seedlings. Master of Science Thesis, Clemson University, 108 p.
- Rikala, R. y T. Repo. 1997. The effect of late summer fertilization on the frost hardening of second-year Scots pine seedlings. *New Forests* 14:33-44.
- Ritchie, G.A. y Y. Tanaka. 2000. Root growth potential and the target seedlings, p. 37-52. En: Rose, R., Campbell, S.J. y T.D. Landis (Editores), *Target Seedling Symposium. Proceedings Combined Meeting Western Forest Nursery Association*. USDA Forest Service General Technical Report RM-200.
- Rook, D.A. 1980. Techniques for evaluating planting stock quality. *New Zealand Journal of Forest Science Special Issue* 10(1)1-303.
- Rose, R., Campbell, S.J. y T.D. Landis. 1990. Target seedling symposium. *Proceedings Combined Meeting Western Forest Nursery Association*. USDA Forest Service General Technical Report RM-200, 286 p.
- Simpson, D.G., Vyse, A. y C.F. Thompson. 1988. Root growth capacity effects on field performance, p 119-121. En: *Proceedings Combined Western Nursery Council, Forest Nursery Association*, Vernon, BC, Canada. USDA Forest Service General Technical Report RM-167.
- South, D.B., Mexal, J.G. y J.P. van Buijtenen. 1988. The relationship between seedling diameter at planting and long-term growth of loblolly pine in east Texas, p. 192-199. En: *Proceedings 10th North American Forest Biology Workshop*, Vancouver, B.C. Canada, July 20-22.
- Stone, E.C., Cavallaro, J.I. y E.A. Norberg. 2003. Critical RGC-expected survival models for predicting survival of planted white fir (*Abies concolor* Lindl.) seedlings. *New Forests* 26:65-82.
- Timmis, R. 1974. Effect of nutrient stress on growth, bud set and hardiness in Douglas-fir seedlings, p 187-193. En: R.W. Tinus, W.I. Stein y W.E. Balmer (Editores), *Proceedings of the North American Containerized Forest Tree Seedlings Symposium*, Denver, CO. Great Plains Agriculture Council Publication 68.
- Timmis, R. y Y. Tanaka. 1976. Effects of container density and plant water stress on growth and cold hardiness of Douglas-fir seedlings. *Forest Science* 22:167-172.
- Tinus, R.W. y P.W. Owston. 1984. Physiology research made forestation with container-grown seedlings successful, p 143-156. En: Duryea, M.L. y G.N. Brown (Editores), *Seedling Physiology and Reforestation Success*. Martinus Nijhoff/Dr W. Junk Publ., Dordrecht.

Villar-Salvador, P., Ocaña, L., Peñuelas, J. y I. Carrasco. 1999. Effect of water stress conditioning on the water relations, root growth capacity, and the nitrogen and non-structural carbohydrate concentration of *Pinus halepensis* Mill. (Aleppo pine) seedlings. *Annals of Forest Science* 56:459-465.

Wakeley, P.C. 1949. Physiological grades of southern pine nursery stock. *Society of American Foresters Proceedings* 1948:311-322.

Wakeley, P.C. 1954. Planting the southern pines. USDA Monograph 18, 233 p.

Wenny, D.L., Swanson, D.J. y R.K. Dumroese. 2002. The chilling optimum of Idaho and Arizona ponderosa pine buds. *Western Journal of Applied Forestry* 17(3):117-121.

Xu, X.J. y V.R. Timmer. 1999. Growth and nitrogen nutrition of Chinese fir seedlings exposed to nutrient loading and fertilization. *Plant and Soil* 216:83-91.



Estructuras y equipos de producción

Juan A. Enricci

TIPOS DE ESTRUCTURAS DE PROPAGACIÓN

Para lograr un buen desarrollo de los plantines producidos en contenedor es conveniente cultivarlos en estructuras que los protejan de los factores abióticos rigurosos del medio ambiente. En la región patagónica estos factores adversos están representados por temperaturas extremas, viento y precipitación en forma de nieve, principalmente. De acuerdo al tipo de protección ambiental

que brindan las estructuras de propagación, de los viveros en contenedor, se pueden generar ambientes totalmente controlados, ambientes parcialmente controlados o ambientes escasamente controlados. Cada uno de estos ambientes tiene rasgos o factores que los caracterizan (Tabla 1 y Tabla 2).

Tabla 1. Características biológicas y económicas de los tres tipos de estructuras de propagación según el grado de control del ambiente (Landis et al. 1995).

Factores	Ambiente según estructura de propagación		
	Escasamente controlado	Parcialmente controlado	Completamente controlado
Biológicos			
Clima (ambiente)	Templado	Moderado	Cualquiera
Estación de cultivo	Verano	Primavera a Otoño	Todo el año
Tiempo de producción	6 – 24 meses	3 – 12 meses	3 – 9 meses
Riesgo de perder el cultivo	Alto	Bajo	Bajo
Económicos			
Costos de construcción	Bajo	Medio	Alto
Costos de mantenimiento	Bajo	Medio	Alto
Uso de energía	Bajo	Bajo a medio	Alto

Tabla 2. Factores limitantes que permiten controlar los tres tipos de estructura (Landis et al.1995).

Factores limitantes	Ambiente según estructura de propagación		
	Escasamente controlado	Parcialmente controlado	Completamente controlado
Atmosféricos			
Alta temperatura	No	Parcial	Sí
Baja temperatura	No	Sí	Sí
Humedad	No	Parcial	Sí
Fotoperíodo (luz)	Sí	Sí	Sí
Fotosíntesis (luz)	No	Sí	Sí
Calidad de luz	No	Sí	Sí
Dióxido de carbono	No	Parcial	Sí
Plagas y enfermedades	No	Parcial	Sí
Edáficos			
Agua	Sí	Sí	Sí
Nutrientes minerales	Sí	Sí	Sí
Enfermedades	Sí	Sí	Sí

Estructuras que crean un ambiente completamente controlado

Están diseñadas de manera de presentar la mayor hermeticidad posible y contener todo el equipo necesario para mantener las condiciones óptimas que requiere el cultivo en todas las fases de crecimiento. Son las de mayor costo de construcción y de mantenimiento, por lo tanto el producto debe tener un alto valor de mercado o resultar estratégico para su propietario. En el caso de los viveros forestales este tipo de estructuras son poco utilizadas, salvo los que se dedican a investigación genética, micropropagación o producción de plantines de especies ornamentales de alto valor.

Cámaras de crecimiento

Los materiales usados en su construcción permiten realizar un control total de las variables ambientales, destacándose la posibilidad de proporcionar distintas condiciones de luz con respecto a su intensidad, duración y calidad. Otra ventaja es que no están sujetas a fluctuaciones de temperatura.

Invernáculos fijos

Son estructuras cerradas fijadas al suelo, de larga duración y alto costo. Están cubiertas con materiales transparentes, rígidos y resistentes, que permiten la entrada de la radiación solar. Son los que en la terminología en inglés generalmente se denominan *greenhouse*. En la región patagónica no contamos con ejemplo de este tipo de estructura. Se pueden encontrar en localidades del centro del país, donde se usan para producir plantas de muy alto valor comercial, como las orquídeas, pero no forestales por el momento.

Estructuras que crean un ambiente parcialmente controlado

En este grupo se encuentran los invernáculos de estructuras móviles, que se pueden trasladar de un sitio a otro, y los umbráculos.

Invernáculos móviles

La mayor parte de los invernáculos que conocemos en la Patagonia están dentro de este tipo; estrictamente hablando serían los *shelterhouse* de la terminología en inglés. Son estructuras desmontables, relativamente fáciles de transportar, que no presentan demasiadas complicaciones en su armado. Son los más recomendados para la producción comercial de plantines forestales porque logran un óptimo control del ambiente y son de un costo accesible para la calidad y cantidad de plantas que se logran. Al igual que los invernáculos fijos tienen una cubierta transparente, pero de material flexible, que permite el paso de la radiación solar. Generalmente el techo es permanente y las paredes pueden ser móviles. Como no poseen un aislamiento total normalmente requieren de un equipo para el calentamiento en los meses más fríos, y un sistema de enfriamiento, a efecto de mantener un buen control de la temperatura (Landis et al. 2005).

Los invernáculos pueden construirse con distintas formas, siendo amplia la variación de diseños disponibles en el mercado. Para la producción forestal generalmente se usan los de tipo túnel clásico, de forma semicilíndrica (Figura 1), que cuando son de dimensiones mayores se denominan macro túneles (Figura 2). Pero los más comunes son aquellos representados por variaciones del modelo túnel. Una modificación es la incorporación de paredes laterales, que pueden ser verticales o con un cierto ángulo, con aberturas laterales móviles y/o enrollables (Figura 3). Otra modificación es el techo de forma gótica (Figura 4), que favorece la caída de la nieve. Con respecto a los materiales de cubierta estos pueden ser polietileno y/o policarbonato. Se recomienda la construcción de unidades o naves individuales, porque en caso contrario no resisten los efectos de vientos fuertes y la acumulación de nieve, ambos elementos meteorológicos comunes en el clima Patagónico.



Figura 1. Invernáculo tipo túnel "ADC" con ventanas laterales.



Figura 2. Macro túnel en el vivero Hua Hum, San Martín de los Andes, Neuquén. (Foto Cobelo 2009).



Figura 3. Invernáculos con aberturas laterales enrollables. Arriba: vivero Hua Hum, San Martín de los Andes, Neuquén. (Foto Cobelo 2006). Abajo: vivero Consejo Agrario Provincial, Los Antiguos, Santa Cruz (Foto Massone 2004).



Figura 4. Naves individuales de invernáculos de paredes verticales con cierto ángulo y techo tipo arco gótico en vivero del Paider forestal, UNPSJB, Esquel, Chubut (Foto Enricci 2001).

Umbráculos / Sombráculos

Son instalaciones muy elementales para controlar solamente el exceso de insolación. Pueden basarse en tablas de madera tipo “yesero” o media sombra (mallas plásticas) de diferentes colores, densidad y porosidad (Figura 5). En ambientes de clima templado- frío se utilizan en la fase de endurecimiento de los plantines, o para completar el ciclo de algunas especies que así lo requieran, contando generalmente con un equipo de riego móvil. En cambio en ambientes cálidos y subtropicales pueden ser sectores de cultivo completo.



Figura 5. Malla de media sombra plástica entre dos naves en el vivero del Paider forestal, UNPSJB, Esquel, Chubut (Foto Enricci 2002).

Estructuras que crean un ambiente escasamente controlado

Son estructuras a cielo abierto, sin ningún tipo de cobertura, en las cuales no se pueden controlar los factores ambientales, siendo esta su principal limitación para el cultivo. La ventaja que presentan es su bajo costo (Figura 6). No se aconsejan para zonas con condiciones climáticas muy rigurosas por que el ciclo de cultivo demandará más de un año. Con estas estructuras es posible completar la etapa de rustificación de los plantines, con instalación de riego portátil.



MATERIALES Y EQUIPOS

Estructuras

Los materiales que frecuentemente se utilizan para la construcción de paredes laterales, techo, portones y ventanas de estructuras de propagación son tres:

- Tubos y planchas de acero galvanizado.
- Tubos y planchas de aleaciones de aluminio.
- Madera.



Figura 6. Cultivo de plantines forestales en ambiente escasamente controlado en el vivero provincial de Huinanco, Neuquén.

Cada uno tiene sus ventajas y desventajas. El más utilizado es el acero pre tratado con galvanización para evitar la corrosión; en estos ambientes las condiciones son sumamente propicias para la corrosión debido a la alta humedad y el agregado de sales en el riego. Las soldaduras y bulones deben ser pintados con antióxidos o convertidores luego del montaje para que la estructura no presente focos de corrosión. Si bien el acero es más caro tiene la ventaja de ser más resistente que los otros dos materiales y es el que da menos sombra. El aluminio y sus aleaciones se corroen menos y son más livianos, pero como son menos fuertes que el acero, los perfiles deben ser de mayores dimensiones para lograr la misma resistencia. Esto tiene la desventaja que produce más sombra en los invernáculos. Las partes se unen con bulones de acero, que deberían ser cubiertos por antióxidos o convertidores.

La madera es el elemento más barato, pero tiene algunos inconvenientes relacionados con su heterogeneidad de resistencia y su deterioro biológico. El uso de preservantes de la madera es peligroso ya que pueden generar vapores fitotóxicos para los cultivos. Tiene la ventaja de ser muy maleable en el sentido de la trabajabilidad de las piezas. Dada la menor resistencia, el tamaño de las piezas es mayor al de los otros dos materiales (Figura 7).

Cualquier material que se use en estructuras debe quedar muy bien terminado, sin protuberancias ni rebarbas ya que afectarán la vida útil de la cubierta, sobre todo si esta es de plástico. Se recomienda el lijado y eventualmente el cubrimiento de uniones, soldaduras, ángulos y bulones con películas reforzadas de polietileno donde apoyará la cubierta.



Figura 7. Invernáculo con soportes de madera en el vivero Forestal Patagonia, Epuyen, Chubut.

Cubierta

Los materiales utilizados para la cobertura de las paredes laterales, portones y techo, pueden ser:

- Paneles rígidos como el vidrio y semirígidos como el poliestireno, acrílico y policarbonato.
- Láminas flexibles, como las películas plásticas de polietileno y derivados del polivinilo.

Cada material tiene sus ventajas y desventajas en cuanto a transmisión de la luz, resguardo de calor, duración, facilidad de colocación, renovación y costo. Aldrich y Bartok (1989) hacen un buen resumen de las principales características de los materiales (Tabla 3).

Tabla 3. Características, ventajas y desventajas de las diferentes cubiertas (Modificado de Aldrich y Bartok 1989).

Materiales	Ventajas	Desventajas	Características		
			Luz (% RFA)	Vida útil (Años)	Costo (US\$/m ²)
Paneles rígidos y semirígidos					
Vidrio	Excelente transmisión, resistente a variaciones climáticas y a la degradación.	Baja resistencia a impactos, caro y pesado.	75 - 94	+ de 25	8 a 22
Poliestireno	Bajo costo, fuerte y fácil de instalar.	Fácilmente degradable, amarillenta con la edad y es muy inflamable.	60 - 90	7 a 15	0,85 a 5

Continúa en página siguiente

Materiales	Ventajas	Desventajas	Características		
			Luz (% RFA)	Vida útil (Años)	Costo (US\$/m2)
Paneles rígidos y semirígidos					
Acrílico	Excelente transmisión, resistente a variaciones climáticas y fáciles de fabricar.	Se raspa fácilmente y es muy inflamable.	87 - 93	+ de 20	16 a 38
Polycarbonato	Resistente a impactos. Poco inflamable.	Se raspa fácilmente, es caro, se expande y dilata mucho.	83 - 94	10 a 15	14 a 27
Películas plásticas					
Poliétileno	Barato y fácil de instalar.	Corta vida útil. Baja temperatura de servicio.	Menos de 85	2-3	Menos de 0,10
Polivinilo	Excelente transmisión. Resistente a impactos y a rayos UV. Muy durable	Fácil de rasgarse. Relativamente caro. Oferta de medidas muy limitadas.	92	+ de 10	0,40 a 0,5

RFA: Radiación fotosintéticamente activa

Para la producción de plantines forestales en la región patagónica es recomendable la utilización de cubiertas de polietileno de 150 a 200 micrones de espesor, tricapa, con inhibidores del efecto de la radiación ultravioleta (UV) y antigoteo. El montaje del polietileno en general es sencillo (Figura 8) si bien hay que tomar ciertos recaudos, realizando esta tarea en horas tempranas de la mañana o bien al final de la tarde cuando las temperaturas sean menores para evitar la dilatación del material, y sin viento para facilitar la colocación. Para las puertas y portones de entrada y banderolas es mejor utilizar algún material más rígido y durable como el polycarbonato.



Figura 8. Instalación de cubierta plástica en el vivero Hua Hum, San Martín de los Andes, Neuquén (Foto Enricci 2003).

Mesadas

El sistema de producción de plantines en contenedores se basa en inducir la formación de un sistema radical con abundantes raicillas y pelos absorbentes, lo que en parte se logra mediante la poda permanente del sistema radical. Esto se denomina auto poda porque cuando las raicillas emergen por las hendiduras de los contenedores o tubetes detienen su crecimiento por acción del desecamiento del aire. Por lo tanto la base de las celdas y las hendiduras laterales no deben estar en contacto con elementos de apoyo, que impidan la acción del aire o aumenten la humedad. Para lograr este objetivo los contenedores deben estar suspendidos o apoyados en estructuras que garanticen el paso del aire. Las líneas de alambre extendido y tensado que se utilizan en el vivero del Programa de apoyo a la investigación y desarrollo regional (Paider) forestal de la Universidad Nacional de la Patagonia San Juan Bosco (UNPSJB) en Esquel, Chubut, para sostener las bandejas han demostrado su eficacia, aunque hay que tomar precauciones por el peso del material. Es importante anclar muy bien las cabeceras y colocar caballetes metálicos entre ellas. En el caso del Paider forestal, las mesadas tienen 22 m de largo x 1,4 m de ancho y se colocan 16 alambres de alta resistencia entre los extremos, que se refuerzan con caballetes cada 1,5 m (Figura 9). Hay que tener en cuenta que en pleno culti-

vo cada mesada soportará el peso de 425 bandejas tipo Hiko SS120 que recién regadas pesan aproximadamente 5 kg cada una, por lo que totalizan unos 2.100 kg. Esta estructura permite evitar las ondulaciones en el nivel de los contenedores y asegura una mayor homogeneidad en el cultivo (Enricci 2004). En caso de usarse mesadas rígidas, hay que asegurarse que los parantes o soportes no obstruyan el paso del aire (Figura 10).



Figura 9. Soporte de alambre para bandejas en el vivero del Paider forestal, UNPSJB, Esquel, Chubut (Foto Enricci 2000).



Figura 10. Mesadas con bordes de madera en la Universidad de Idaho, EEUU (Foto Gonda 1994).

El porcentaje de ocupación de la superficie del invernáculo con bandejas dependerá del ancho de los pasillos, del espacio en las cabeceras y si hay equipos como calefactores o bombas en el interior. En el caso del Paider forestal, de la UNPSJB, utilizando bandejas Hiko SS120 se producen 136.000 plantines en 260 m², en un invernáculo de 400 m², lo que significa un 65% de espacio ocupado. Para un invernáculo comercial este porcentaje es bajo, pero en el ejemplo dado se justifica por los objetivos de investigación y extensión que se complementan con los de producción. Según Landis y otros (1995) lo normal es entre el 69% y 81% pero se conocen casos de más del 90% utilizando mesadas móviles.

MANEJO DE LA TEMPERATURA

Temperaturas altas

Varias son las formas para mantener al invernáculo debajo de las temperaturas máximas admisibles. Los mecanismos de enfriamiento se basan en alguno de los siguientes procedimientos:

- Ventilación por convección del aire. Esto se puede lograr mediante barrido de cumbrera, circulación laterales-techo, media luna basculante, banderolas, etc. tratando de hacer penetrar aire fresco desde abajo y expulsarlo en la parte superior.
- Ventilación forzada por ventiladores.
- Enfriamiento por evaporación de gotas de agua.
- Disminución de la insolación mediante el uso de media-sombras plásticas negras o aluminizadas.

Generalmente en los invernáculos semicontrolables, la temperatura se regula con un sistema de apertura de la cubierta, ya sea mediante apertura cenital y/o laterales enrollables. Si con la renovación del aire no se puedan bajar las temperaturas máximas metabólicas admisibles, de 30 °C para pino ponderosa (*Pinus ponderosa*) por ejemplo, es necesario aplicar otro método (Landis et al. 1992). Una forma puede ser mediante un sistema de vaporización de agua por niebla que cayendo desde la parte más alta del interior no alcance a mojar los plantines y no altere el programa de fertirriego. Esta condición se logra con control del tamaño de partícula de gota, la que debe evaporarse antes de llegar al nivel del cultivo. En los invernáculos del Paider forestal de la UNPSJB en Esquel, Chubut, el sistema de niebla funciona a través de aspersores "Dan Fogger 7800" que se insertan en un múltiple cruciforme en una red ubicada cerca del techo; cada aspersor produce gotas de 100 micrones de diámetro, trabajando con un caudal de 7.000 l/hr a una presión de 5,5 kg/cm² (Figura 11).



Figura 11. Producción de niebla para bajar la temperatura en el vivero del Paider forestal, UNPSJB, Esquel, Chubut (Foto Enricci 2008).

El uso de malla de media sombra para disminuir la temperatura interior debe ser cuidadoso ya que al bajar la luminosidad disminuye la fotosíntesis. En general se recomienda una porosidad del 40 – 60%. Se coloca sobre la parte exterior del invernáculo, además es importante evitar la erosión por rozamiento que se podría producir sobre el polietileno de la cobertura. Esto se soluciona con una buena sujeción o bien dejando una separación con la cubierta de unos 10 a 15 cm, lo que crea una cámara de aire amortiguadora.

Temperaturas bajas

El sistema de calefacción tiene como objetivo evitar la acumulación de nieve en el techo evitando el aumento de peso sobre la estructura (Figura 13) y aumentar el número de horas en que la temperatura supere el umbral de crecimiento de la especie cultivada; en el caso del pino ponderosa esta temperatura es de 8° C. Los ca-



Figura 13. Efectos de acumulación nival por falta de calefacción (Foto Enricci 2008).

lefactores más usados se basan en quemadores de gas con turbinas de distribución forzada de aire caliente. Si no cuenta con gas de red deberá instalarse un tanque, tipo Zeppelin, con capacidad suficiente para asegurar la provisión de por lo menos un mes. Estos calefactores son de tipo agrícola y se instalan en el exterior de los invernáculos, pero a veces para mayor rendimiento se prefiere hacerlo en el interior. En este último caso hay que prever una adecuada protección del equipo dada la atmósfera húmedo-salina que reina en el interior de los invernáculos. En el Vivero Paider forestal de la UNPSJB en Esquel, cada invernáculo de 1.200 m³ de volumen, posee un calefactor de 50.000 Kcal/hora que ha demostrado, luego de 10 años de experiencia, ser suficiente (Figura 12).



Figura 12. Calefactor interno con distribuidores de aire caliente (Foto Enricci 2008).

En zonas donde sólo algunos días son fríos, se pueden utilizar calefactores portátiles (“Cañón”) a kerosene o gasoil (Figura 14).



Figura 14. Calefactor a aire forzado con funcionamiento a kerosene denominado “Cañón”.

Los contenedores de plástico negro tienden a sufrir calentamiento de sus bordes durante el día y enfriamiento durante la noche. Esto puede solucionarse pintando las caras más expuestas o cubriéndolas con tela blanca (Figura 15).



Figura 15. Tela blanca cubriendo los bordes de los contenedores para evitar calentamiento diurno y enfriamiento nocturno (Foto Enricci 2008).

SISTEMA DE FERTIRRIGACIÓN

La fertirrigación consiste en el aporte de nutrientes a los plantines por medio de una corriente de agua, para lo cual se emplean fertilizantes hidrosolubles que son aplicados al cultivo con un sistema de inyección (Figura 16). Este aporte al torrente hídrico puede inyectarse por medio de pequeñas bombas muy calibradas, o por venturis que se calibran con llaves de precisión y regulación perfecta del caudal (para mayor detalle ver capítulo Riego y Fertirriego). Las soluciones madres se preparan en grandes recipientes, de 200 l por ejemplo, disolviendo muy bien las sales simples o compuestas y observando la tabla de incompatibilidades. Hay que inyectar por separado algunas sales para evitar precipitados; por ejemplo, los sulfatos y las sales de calcio

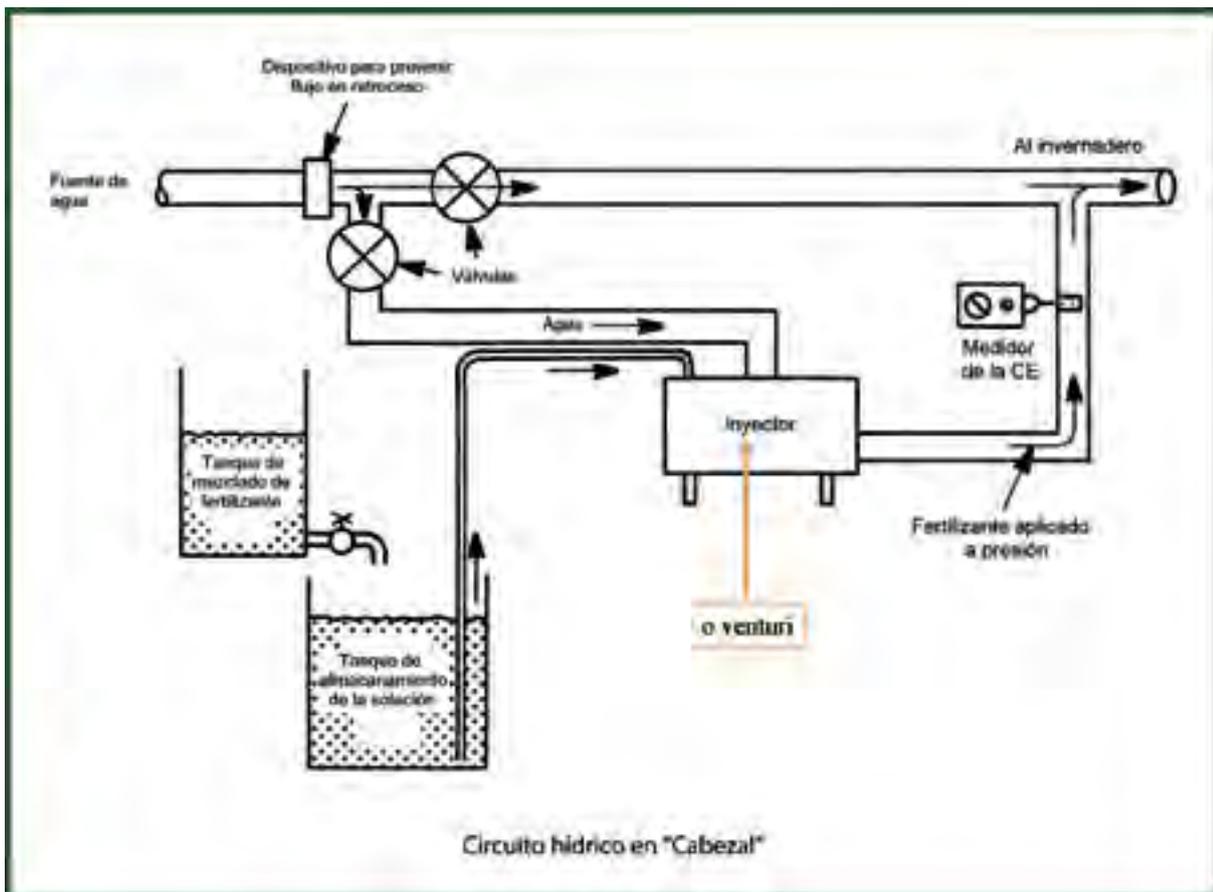


Figura 16. Circuito de inyección por aspiración tipo venturi (Landis et al. 1995).

deben administrarse por separado para evitar los depósitos de sulfato de calcio (yeso). Para llevar a cabo la fertirrigación es necesario contar con una sala de riego (Figura 17), en la cual se ubican:



Figura 17. Sala de distribución de fertirriego con tanques de soluciones madre, bomba, filtros y los dos venturis en el vivero del Paider forestal, UNPSJB, Esquel, Chubut (Foto Enricci 2006).

- La Bomba principal, que provee del caudal de agua.
- El Sistema de Filtros, para evitar que pequeñas partículas obturen los microaspersores.
- Las llaves esclusas, para regular caudal y presión.
- Los recipientes de soluciones madres.
- Los recipientes para los venturis, donde se colocan las cantidades exactas de cada programa de fertirriego.
- Los venturis o inyectores.
- El sistema de salida hacia los invernáculos, que lleva la solución muy diluida hacia los aspersores.

La solución fertirrigante puede ser distribuida por aspersores fijos invertidos o colgantes (Figura 9), que requieren válvula antigoteo, por aspersores fijos tutorados desde abajo (Figura 18) o por aspersores insertos en un barral de avance frontal (Figura 19). Este último sistema de distribución suele ser el más eficiente ya que presenta menor superposición pluviométrica, permite la sectorización, distribuye más eficientemente el riego y requiere un menor número de picos a mantener. En el caso del vivero del Paider forestal, UNPSJB, la barra de avance consta de 14 picos contra 300 picos del sistema fijo de cada nave de 400 m³.



Figura 18. Fertirriego a través de microaspersores fijos en el vivero Hua Hum (Foto Cobelo 2003).



Figura 19. Fertirriego por Avance frontal en el vivero del Paider forestal, UNPSJB (Foto Taccari 2009).

BIBLIOGRAFÍA CITADA

- Aldrich, R.A. y J.W. Bartok jr. 1989. Greenhouse engineering. Bulletin NRAES-33. Ithaca, NY: Cornell University, Northeast Regional Agricultural Engineering Service. USA. 203 p.
- Enricci, J.A. 2004. Nuevas tecnologías en la producción de plantines forestales. Escuela Forestal Internacional de Posgrado "Verano Patagonia 2004". Esquel, Chubut. 16 p.
- Landis, T.D., Tinus, R.W., McDonald, S.E. y J.P. Barnett. 1992. Atmospheric environment, Vol. 3, The container tree nursery manual. Agriculture Handbook 674. Washington, DC: U.S. Department of Agriculture, Forest Service. 145 p.

Landis, T.D., Tinus, R.W., McDonald, S.E. y J.P. Barnett. 1995. Nursery planning, Development and management, Vol. 1, The container tree nursery manual. Agriculture Handbook 674. Washington, DC: U.S. Department of Agriculture, Forest Service. 188 p.



Contenedores: Aspectos técnicos, biológicos y económicos

Tara Luna, Thomas D. Landis, y R. Kasten Dumroese

INTRODUCCIÓN

La elección del contenedor es una de las consideraciones más importantes al establecer un nuevo vivero o empezar a producir una especie nueva. El tipo y tamaño de contenedor no sólo determina la cantidad de agua y nutrientes minerales que están disponibles para el crecimiento de una planta, sino que también afecta otros aspectos operativos del vivero, como el tamaño de la mesada y el tipo de equipo para el llenado y extracción de los contenedores.

Se utilizan muchos términos para referirse a los contenedores, y algunos pueden intercambiarse. En el ámbito de las plantas ornamentales los contenedores individuales de cierto tamaño se llaman macetas, pero en los viveros forestales se los llama "contenedores o envases". En cuanto a las actividades de forestación, se suele llamar "plugs" a los plantines producidos en contenedores con celdas de volumen pequeño. Las celdas o cavidades, en las cuales crecen las plantas, pueden estar unidas en "bandejas" o "bloques"; o bien pueden ser recipientes individuales, conocidos como "tubetes", que son sostenidos por una estructura denominada porta contenedor.

Una vez que se ha seleccionado un tipo de envase, cambiar a otro puede ser muy oneroso y demandar mucho tiempo. Dado que la elección del contenedor es un paso crítico, es importante discutir algunas consideraciones biológicas y operativas de los mismos.

CONSIDERACIONES PARA ELEGIR CONTENEDORES

Tamaño

El tamaño del contenedor puede determinarse en función de varias de sus expresiones, de las cuales el volumen, la profundidad y el diámetro son las más importantes.

Volumen

El volumen de un contenedor determina el tamaño que podrá alcanzar la planta que crezca en el mismo. La dimensión óptima está relacionada con la especie, el tamaño de planta deseado, la densidad de cultivo, la duración de la estación de crecimiento y el medio de crecimiento que se utilice. Por ejemplo, para producir plantas leñosas grandes para un sitio de plantación con competencia de otra vegetación, un vivero debería utilizar contenedores de gran volumen y producirlas a bajas densidades. De esta manera se obtendrán plantas más altas, con mayores diámetros del cuello, que son las que han demostrado sobrevivir y crecer mejor bajo estas condiciones.

En todos los viveros, la limitación al tamaño de los contenedores es económica, porque los costos de producción son una función del número de plantas que pueden producirse por unidad de superficie, en un tiempo dado. Los contenedores más grandes ocupan más espacio y alargan el tiempo necesario para producir un cepellón firme. Por ende, es más costoso producir plantas en contenedores más grandes, y también es más oneroso almacenarlas, enviarlas al sitio de forestación y plantarlas. Los beneficios, sin embargo, pueden contrarrestar los costos si de esa manera se satisfacen mejor los objetivos.

Profundidad

El largo del contenedor es importante porque determina la longitud del sistema radical, lo cual es un factor clave para sitios de plantación secos. Muchos clientes quieren sistemas radicales profundos que puedan estar en contacto con la humedad del suelo a lo largo de toda la temporada de crecimiento. La profundidad del contenedor también es significativa porque determina la proporción de sustrato que drena libremente dentro de él. Cuando se aplica agua a un contenedor lleno de sustrato, ésta percola hacia abajo, por acción de la gravedad, hasta

llegar al fondo. Allí se detiene por la atracción del medio de crecimiento, creando una zona de saturación que está siempre presente en el fondo de todo contenedor. Dos factores controlan la profundidad de esta capa saturada: la altura del contenedor y el tipo de medio de crecimiento. Con igual sustrato, la profundidad de la zona de saturación es siempre proporcionalmente mayor en los contenedores menos profundos (Figura 1). Por ejemplo, un contenedor de 10 cm de largo tendrá la misma profundidad de saturación que uno de 25 cm de largo, pero el menos profundo tendrá un menor porcentaje de sustrato bien drenado.



Figura 1. Capa saturada del medio de crecimiento en el fondo de los contenedores. Con el mismo medio de crecimiento, la proporción saturada del mismo es más alta en los contenedores más cortos (Modificado de Landis et al. 1989).

Diámetro

El diámetro de un contenedor es otro parámetro importante y depende de la especie a ser cultivada en él. Los árboles, arbustos y herbáceas de hojas grandes necesitan un mayor diámetro de contenedor para que el agua de riego pueda atravesar el denso follaje y llegar al sustrato.

Forma

Los contenedores están disponibles en una variedad de formas y la mayoría tienen un ahusamiento hacia abajo. La forma del contenedor depende del tipo de sistema radical de la especie a producir y condiciona el tipo de herramienta a usar en la plantación.

Densidad de plantas

En contenedores con múltiples celdas o cavidades, la distancia entre plantas es otro factor importante a considerar. El espaciamiento afecta la cantidad de luz, agua y nutrientes que están disponibles para cada planta (Figura 2A). En general, las plantas que crecen con menor espaciamiento, se desarrollan más altas y tienen menor diámetro a nivel del cuello que aquellas que se cultivan más distanciadas (Figura 2B). El tamaño de las hojas condiciona la densidad de producción. Las especies de hojas grandes deberían cultivarse a baja densidad, mientras que las de hojas más pequeñas y las que tienen acículas pueden producirse en mayores densidades. El espaciamiento entre contenedores afectará la altura, la rectitud de los tallos, el diámetro del cuello y la frondosidad. Además afecta las actividades diarias del vivero, especialmente el riego. En la Tabla 1 se enumeran algunos otros efectos de la densidad de producción.

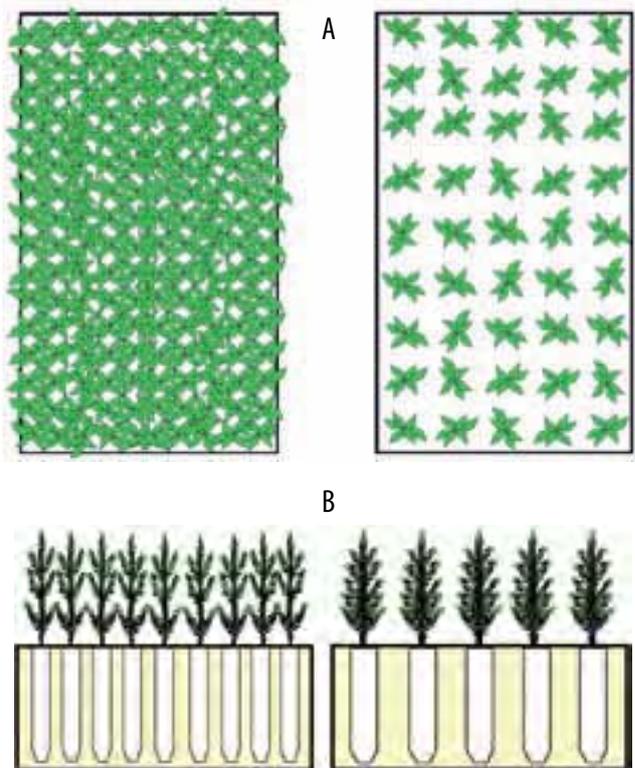


Figura 2. Las plantas que se cultivan en bandejas con muchas celdas de poco volumen, son más altas, frágiles y tienen un menor diámetro del cuello que las que se cultivan en bandejas con pocas celdas de mayor volumen. A) Vista en planta. B) Vista lateral (Ilustración: Steve Morrison).

Tabla 1. Efectos de la densidad sobre el crecimiento de las plantas en vivero.

Alta densidad	Baja densidad
Las plantas serán más altas y tendrán diámetros de cuello menores.	Las plantas serán más bajas y tendrán diámetros de cuello mayores.
Difícil de regar y fertilizar con aspersores superiores fijos porque el agua y los fertilizantes líquidos deben atravesar el follaje	Más fácil de regar y fertilizar con aspersores superiores fijos
Mayor probabilidad de enfermedades foliares debido a la mala circulación de aire entre las plantas	Mejor circulación de aire entre plantines; menores problemas de enfermedades
Temperatura del sustrato más baja	Sustrato más tibio
El follaje inferior morirá por la falta de insolación	Las plantas tendrán copas más completas porque llega más luz al follaje inferior

Calidad de las raíces

La calidad de una planta de contenedor depende en gran medida de su sistema radical. Las especies que tienen raíces vigorosas, que llegan rápidamente al fondo del contenedor, pueden espiralarse y crecer enmarañadas. Por tal motivo, se han diseñado varios contenedores con características que permiten controlar el crecimiento y desarrollo de las raíces.

Orificios de drenaje

Los contenedores deben tener un orificio inferior suficientemente grande para facilitar un buen drenaje y la poda de la raíz por efecto del aire. Como se ha mencionado anteriormente, las raíces dejan de crecer cuando se ponen en contacto con la capa de aire bajo el contenedor. Algunos contenedores están diseñados estructuralmente para que exista un flujo de aire en la zona inferior (Figura 3A), mientras que otros deben ubicarse sobre rejillas o mesas especialmente diseñadas (Figuras 3B y C). Por otra parte, el orificio inferior debe ser suficientemente pequeño para evitar una pérdida excesiva de medio de crecimiento durante el proceso de llenado.



Figura 3. Para promover la poda de raíces la base de las celdas de las bandejas tienen distintos sistemas de apoyo para que las aberturas queden al aire. A) Bandeja con dos costillas basales sobre la que se apoya. B) Bandeja apoyada sobre un enrejado metálico. C) Bandeja apoyada solo sobre sus vértices más largos en soportes sólidos (Fotos: Thomas D. Landis, ilustración: Jim Marin).

Poda de raíces

El crecimiento en espiral y otros tipos de deformaciones de las raíces han sido uno de los desafíos más grandes para los viveristas que usan contenedores. Por ejemplo, una pregunta frecuente es si las raíces que crecieron enmarañadas y compactas, debido a que el volumen del envase es reducido para el tamaño de la planta, generarán problemas una vez efectuada la plantación. Estudios, realizados principalmente en especies forestales como el pino murrayana (*Pinus contorta*), han mostrado que los plantines con raíces muy compactadas tienden a caerse por el viento después de ser plantados.

Las raíces vigorosas pueden ser controladas por medio de la poda química o la poda por el contacto del aire. La poda química consiste en revestir las paredes de los contenedores con químicos, como carbonato cúprico u oxiclورو de cobre, para inhibir el crecimiento radical. Los contenedores se pueden comprar ya revestidos de cobre, (por ejemplo Copperblock®) pero algunos viveros aplican el producto rociando o sumergiendo los contenedores en inhibidores químicos. La toxicidad por efecto del cobre no ha demostrado ser un problema para la mayoría de las especies nativas de EE.UU. y se ha observado que la lixiviación del cobre al medio ambiente es mínima.

Varias compañías han desarrollado contenedores que tienen ranuras laterales en las paredes para controlar el espiralamiento y otras deformaciones de las raíces por medio de la poda al ponerse en contacto con el aire. El principio básico que utiliza este tipo de contenedores es simple: las raíces dejan de crecer y se suberizan cuando llegan a una hendidura lateral, tal como sucede con las raíces que llegan al orificio del fondo del contenedor. Los viveros forestales han encontrado dos desventajas en este tipo de contenedores: 1) las raíces pueden crecer desde un contenedor a otro y 2) los plantines en estos contenedores se secan mucho más rápido que en los contenedores con paredes sin ranuras.

Cepellón blando vs. cepellón sólido

En general se logra un mejor desempeño en plantación con plantines en contenedor cuyos sistemas radicales forman cepellones firmes, a pesar de que la deformación

de las raíces aumenta con el tiempo que se mantienen las plantas en los contenedores. Un cepellón firme o sólido se logra cuando las raíces de la planta se aferran al medio de crecimiento lo suficiente como para permitir la extracción del contenedor sin que el sustrato se separe de las raíces. Sin embargo, algunos clientes prefieren cepellones blandos, que tienen raíces más sueltas en el contorno. En esta situación las raíces nuevas crecen más rápidamente luego de la plantación y por ende, las plantas presentarán mayor resistencia a ser descalzadas por la helada u otras perturbaciones mecánicas.

Temperatura de las raíces

El color y las propiedades aislantes del contenedor determinan la temperatura del medio de crecimiento, el cual afecta directamente el crecimiento de las raíces. Los contenedores negros pueden llegar rápidamente a temperaturas letales a pleno sol mientras que los blancos reflejan más y por ende probablemente se calentarán menos. En climas soleados y cálidos, los productores deberían utilizar contenedores blancos u otros colores que reflejen la luz para evitar daños en los sistemas radicales. Otra opción es usar plásticos blancos, poliestireno expandido (Styrofoam®), u otro material aislante alrededor del perímetro de los contenedores.

Factores económicos y operativos

Costo y disponibilidad

Aunque los aspectos biológicos de un contenedor sean importantes, el costo y la disponibilidad suelen ser los factores determinantes en su selección. Los gastos asociados, tales como el costo de envío y almacenamiento, deben tenerse en cuenta más allá del precio del contenedor. Muchos contenedores son producidos en un solo lugar y los costos de envío aumentan en función de la distancia al fabricante. Otros, como los bloques Styrofoam®, se producen o distribuyen desde diversos lugares del continente, estando, por ende, más al alcance del viverista. La disponibilidad a largo plazo también debe ser tenida en cuenta para asegurar la reposición en el futuro cercano.

Durabilidad y reutilización

Los contenedores deben mantener su integridad estructural y contener el crecimiento de las raíces. El calor intenso y los rayos ultravioletas pueden volver frágiles algunos tipos de contenedores plásticos, si bien hoy en día ya se fabrican algunos con inhibidores de las radiaciones ultravioletas. Existen contenedores diseñados para ser utilizados sólo una vez, mientras otros pueden ser reutilizados por 10 o más rotaciones de cultivo. La posibilidad de reutilización debe considerarse en el análisis del costo, porque el valor de estos contenedores puede amortizarse a lo largo de su vida útil, después de incluir el costo del traslado, limpieza y esterilización de los mismos entre cultivos (discutidos posteriormente en este capítulo).

Manipulación y traslado

Los contenedores deberán moverse muchas veces durante las distintas etapas productivas, de modo que el traslado es un tema importante desde el punto de vista de la logística y la seguridad. Los contenedores que pueden encastrarse uno dentro del otro o plegarse, tales como los Zipset® Plant Bands o Spencer-Lemaire Root-trainers®, tienen costos de envío y almacenamiento más bajos. Sin embargo requieren mayor manipulación debido a que deben desplegarse antes del llenado con sustrato y para la siembra. El tamaño y peso del contenedor una vez lleno también afectará su manejo y traslado. Los contenedores deben ser suficientemente fuertes para resistir esta manipulación reiterada.

Los contenedores con celdas intercambiables son más difíciles de manejar, especialmente en lo concerniente a su recuperación una vez llevados al sitio de plantación. Los contenedores Ray Leach Cone-tainers® son populares para producir plantas nativas en EE.UU. pero las bandejas plásticas se suelen rajarse después de ser usadas algunas veces, y sus bordes afilados pueden dificultar su manejo en la cinta transportadora. Los sistemas de manipulación automáticos también causan tensión mecánica sobre los contenedores. Si los contenedores se enviaran al sitio de plantación, entonces, el sistema de transporte y almacenamiento deberá ser tenido en cuenta durante su selección. También es importante prever algún tipo de caja para su traslado al efecto de proteger los plantines.

Posibilidad de ralear y optimizar el espacio

Una ventaja de los contenedores en bandeja con celdas intercambiables, como los Ray Leach Cone-tainers® y los Deepots®, es que las celdas pueden extraerse y reemplazarse. Esta ventaja es particularmente útil para reemplazar celdas vacías, con otras que tengan semillas germinadas y las celdas con plantas enfermas o malformadas, por celdas con plantas sanas. Este reordenamiento puede ahorrar una cantidad importante de espacio en el vivero. Esta práctica es particularmente valiosa para semillas que germinan lentamente o en forma desperejada, por lo cual las celdas intercambiables son populares en los viveros de plantas nativas.

Producción remanente

Algunos viveros retienen el stock de plantines no vendidos, en un esfuerzo para reducir costos y no desperdiciar espacio de crecimiento, esperando que su producto sea plantado el año siguiente. Esta práctica, sin embargo, es una mala idea. Los tallos de los plantines de un stock remanente de un año para otro, pueden verse bien, pero de hecho, el sistema radical probablemente esté demasiado compactado como para permitir un buen crecimiento una vez plantado. Muchos estudios en Estados Unidos, Suecia y Canadá han mostrado que el stock retenido de un año al siguiente tiene supervivencia y crecimiento reducidos. Otro efecto negativo observado en este tipo de stock es que es más propenso a las enfermedades en las raíces. Por lo tanto, si queda en el vivero un lote de plantines, que a pesar de sus buenas condiciones no pudo ser llevado a plantación, debería ser trasplantado a contenedores más grandes para conservar sanos los sistemas radicales y mantener un buen equilibrio tallo/raíz.

TIPOS DE CONTENEDORES

Muchos tipos de contenedores están disponibles en EE.UU. y cada uno tiene ventajas y desventajas, por lo cual es difícil decir cuál es mejor. Si bien una gran parte de estos contenedores no están disponibles en la Patagonia, describiremos algunos a modo de ejemplos. Un excelente sitio web para comparar estos tipos de contenedores es URL: <http://stuewe.com>. Donde sea que uno

esté, es siempre una buena idea probar nuevos contenedores para cada especie a pequeña escala antes de comprar grandes cantidades.

Contenedores que se usan una sola vez

La primera diferencia importante entre contenedores es si se utilizan una vez o si se limpian y se usan nuevamente. Existen varios tipos de contenedores individuales que se utilizan una sola vez para producir plantas forestales en condiciones específicas, en su mayoría son de materiales plásticos como las bolsas de polietileno, los Root-Maker® y Treepots®. También hay otros más ecológicos de turba moldeada con paredes sólidas.

Bolsas de polietileno

Las bolsas hechas de polietileno negro son los contenedores más utilizados en los viveros de todo el mundo porque son baratas y fáciles de transportar y almacenar. Desafortunadamente, en general producen plantines con sistemas radicales poco formados que se espiralan en el contorno de las paredes lisas y en el fondo. Este problema empeora cuando los plantines no son trasplantados en la temporada y se mantienen en el contenedor. Ahora también se consiguen bolsas de polietileno recubiertas con cobre, las cuales, en comparación con las comunes, producen sistemas radicales mejores y más fibrosos, bien distribuidos dentro del envase.

Macetas redondas

Las macetas redondas de plástico negro o de lata son los contenedores más usados para producir plantas ornamentales en vivero. Se las consigue en muchos tamaños y son producidas por numerosos fabricantes. Una característica atractiva es que algunas son reciclables. Las macetas redondas se utilizan en algunos viveros de plantas nativas, especialmente para paisajismo. Son muy durables y pueden reutilizarse durante muchos años y ocupan poco espacio de almacenamiento porque pueden apilarse. Casi todos los modelos tienen un borde engrosado, que las hace fácil de mover o manejar, aún cuando están mojadas. La deformación de las raíces ha

sido un problema serio de estos envases, por lo que hoy en día algunos modelos incorporan costillas internas y revestimiento de cobre para evitar el espiralamiento.

Contenedores plantados con la planta

La idea de producir una planta en un contenedor que pueda plantarse con ella en el campo es atractiva y se han intentado varios diseños. Desafortunadamente, casi todos los primeros intentos fracasaron porque el material se rompía en el vivero o no se degradaba después del trasplante. Sólo discutiremos los contenedores Jiffy® como ejemplo de contenedores que se utilizan una vez y se plantan directamente.

Los envases Jiffy® Pellets son un sistema muy particular y consisten en un sustrato de turba comprimido dentro de una malla fina biodegradable con forma de bolsa. Al sembrar la semilla y regarla, la turba se expande hasta convertirse en un plug cilíndrico rodeado por la malla dentro del cual se desarrollara el sistema radical. Los de mayor tamaño permiten el desarrollo completo de la planta y posteriormente se llevan directamente al campo. Las cápsulas forestales Jiffy® Pellets más pequeñas se utilizan para iniciar plantas que luego se trasplantan a envases más grandes o a canteros en tierra (sistema mixto). Este sistema es ideal para especies que germinan muy lentamente o a lo largo de un período largo de tiempo.

Contenedores que se usan varias veces

Celdas individuales sostenidas por un portacontenedores

En esta categoría, las celdas individuales o tubetes están insertas en una estructura o armazón rígida que las sostiene, siendo su principal ventaja la posibilidad de intercambiarlas. Después de la germinación, se pueden sacar las celdas vacías y remplazarlas por otras con plantas. Este proceso permite un uso eficiente del espacio en el vivero. En el caso de plantas nativas que germinan a lo largo de un extenso período, se pueden reagrupar por tamaño y cultivarse bajo distintos programas de fertilización y riego. Otra ventaja es que las celdas pueden espaciarse, práctica que es ideal para plantas de hojas

grandes y también para promover una buena circulación de aire en la estación en que pueden ser problemáticas las enfermedades foliares. Los portacontenedores están diseñados para dejar suficiente espacio de aire por debajo de los contenedores para asegurar una buena poda de las raíces. Las celdas plásticas pueden reutilizarse por varias temporadas.

Como ejemplo, de este tipo de contenedores, se pueden mencionar los Ray Leach Cone-tainers®, los Deepots®, y los Zipsset Plant Bands®. Se diferencian entre sí por su forma, volumen, el material con el que se fabrican y el sistema de soporte. Un caso especial de contenedores individuales son los Spencer – Lemaire Roottrainers® con forma de libro, de paredes flexibles, que se pueden abrir para examinar el sustrato y el sistema radical.

Bandejas / Bloques de muchas cavidades o celdas

Las bandejas o bloques consisten en una estructura rígida, generalmente rectangular, que contienen un número variable de cavidades, las cuales estas fijas sin posibilidad de intercambiarse. Son muy populares tanto para producir plantas nativas como exóticas, y el volumen de sus celdas es muy variable.

Bloques de poliestireno expandido o telgopor

Los bloques Styroblock® son el tipo de contenedor más utilizado en los viveros forestales del oeste de Estados Unidos y puede encontrarse en una gran variedad de tamaños de cavidades y espaciamiento, aunque las dimensiones externas del bloque no varían para facilitar su manipulación. Estos contenedores han sido utilizados también para cultivar especies de pastos nativos, arbustos leñosos y árboles. Los contenedores Styroblock® son relativamente livianos y durables; toleran bien el traslado y pueden reutilizarse durante 3 a 5 años o aún más. Además el telgopor por ser un material con buena aislación protege a las raíces de daño por frío y el color blanco refleja la luz del sol, manteniendo el sustrato fresco. Una importante desventaja es que las plantas no pueden separarse ni reordenarse, de forma que las cavidades vacías y las plantas raleadas reducen la eficiencia en el uso del espacio. Además las especies con raíces vigorosas pueden penetrar las paredes internas de las cavidades (es-

pecialmente en bloques viejos reutilizados varias veces), haciendo dificultoso extraer los cepellones.

El contenedor Copperblock® es idéntico al Styroblock®, excepto que es uno de los pocos contenedores disponibles en el mercado con paredes internas de las cavidades recubiertas con cobre para promover la poda de las raíces.

Bloques plásticos de paredes duras

Los bloques de plástico de paredes duras están disponibles en una variedad de tamaños de cavidades, formas y dimensiones externas. Extremadamente durables, estos contenedores tienen una vida útil de más de 10 años. El plástico grueso no puede ser traspasado por las raíces. Los Ropak® Multi-Pots son de color blanco, y están disponibles en secciones cuadradas y redondas. Se han utilizado para cultivar una variedad de especies. Por su durabilidad, se utilizan mucho en viveros mecanizados para producir especies herbáceas y leñosas. Las paredes de las cavidades tienen costillas para evitar el espiralamiento. Los IPL® Rigi-Pots® suelen ser negros pero se los puede conseguir en otros colores en pedidos grandes. Están disponibles en una variedad de dimensiones de bloques diferentes, así como tamaños y formas de cavidades, incluyendo los modelos con ranuras laterales para producir la poda de la raíz por el contacto con el aire. El sistema de bandeja Hiko® viene en gran variedad de tamaños y formas de cavidades y bloques. Todas las cavidades tienen costillas internas y/o ranuras laterales.

Bandejas de mini contenedores

Los mini contenedores se usan para cultivar plantas pequeñas o “*mini-plugs*” que luego se trasplantan a contenedores más grandes. Son muy útiles para especies con semillas muy pequeñas que dificultan la siembra. El uso de estas bandejas es mucho más eficiente en el aprovechamiento del espacio y la mano de obra que sembrar los plantines en contenedores con celdas más grandes. Los plantines producidas en mini contenedores requieren atención permanente porque se secan muy rápido. Dado que hay que regarlos varias veces al día, es recomendable construir un sistema de rocío automático, o usar subirrigación.

LIMPIEZA DE CONTENEDORES REUTILIZABLES

Los contenedores reutilizables suelen tener restos de sustrato o trozos de raíces que podrían tener hongos patogénicos. Las raíces de los plantines a veces se insertan en los poros de los contenedores de paredes de textura gruesa, como los Styroblock®, y pueden permanecer allí después de que se extrae el plantín. Briofitas, musgos y algas también crecen en los contenedores y son muy difíciles de eliminar. Como primera medida los contenedores usados deben lavarse para extraer el sustrato viejo y otros restos. Para este propósito una lavadora a presión es muy útil. Luego, los contenedores deben ser esterilizados con agua caliente, lavandina u otros químicos. En el caso de viveros que no utilizan pesticidas, los baños de agua caliente son una forma eficiente de matar los hongos y otros microorganismos patógenos. La mayoría de los patógenos y semillas de malezas mueren cuando los contenedores se mantienen de 40 a 60 °C por más de tres minutos. Una temperatura de remojo de 75 a 85 °C durante 30 a 90 segundos da buenos resultados para contenedores Styrofoam®, mientras que en el caso de contenedores de plástico rígido 15 a 30 segundos son suficientes (Dumroese y otros, 2002). Remojar un Styrofoam® durante más tiempo, a 85 °C o más, puede provocar deformaciones. Los contenedores Styrofoam® viejos se benefician de un remojo más prolongado (hasta tres minutos). Unidades comerciales para remojo de contenedores, como Growers Hot Vats, pueden adquirirse en EEUU, pero muchos viveros construyen sistemas de remojo caseros que mantienen los contenedores en agua caliente en un tanque.

LECTURAS ADICIONALES

Para el lector que desee ahondar acerca de contenedores para la producción de plantas forestales se recomiendan las siguientes publicaciones.

Dumroese, R.K. y D.L. Wenny. 1997. An assessment of ponderosa pine seedlings grown in copper-coated polybags. *Tree Planters' Notes*. 48(3): 60-64.

Landis, T.D., Tinus, R.W., MacDonald, S.E. y J.P. Barnett. 1990. The container tree nursery manual: Volume 2, Containers and growing media. *Agriculture Handbook* 674.

Washington, DC: U.S. Department of Agriculture, Forest Service. 87 p.

Dumroese, R.K., Luna, T. y T.D. Landis. (Editores). 2009. Nursery manual for native plants: a guide for tribal nurseries. Volume 1: nursery management. Washington (DC): USDA Forest Service. *Agriculture Handbook* 730. 302 p. (<http://www.treeseearch.fs.fed.us/pubs/33057>)

Luna, T., Landis, T.D. y R.K. Dumroese. 2009. Containers. En: Dumroese, R.K., Luna T. y T.D. Landis. (Editores). Nursery manual for native plants: a guide for tribal nurseries. Volume 1: nursery management. Washington (DC): USDA Forest Service. *Agriculture Handbook* 730. p 94-111. (<http://www.treeseearch.fs.fed.us/pubs/33073>)

Landis, T.D.; Tinus, R.W.; MacDonald, S.E.; Barnett, J.P. 1990. The container tree nursery manual: volume 2, containers and growing media. *Agriculture Handbook* 674. Washington, DC: U.S. Department of Agriculture, Forest Service. 87 p. (<http://www.rngr.net/Publications/ctnm>). Available in Spanish.

Stuewe & Sons, Inc. 2003. Tree seedling nursery containers. <http://www.stuewe.com/> (20 Oct 2003).

BIBLIOGRAFÍA CITADA

Dumroese, R.K., James, R.L. y D.L. Wenny. 2002. Hot water and copper coatings in reused containers decrease inoculum of *Fusarium* and *Cylindrocarpon* and increase Douglas-fir seedling growth. *HortScience*. 37(6): 943-947.

Landis, T.D., Tinus, R.W., MacDonald, S.E. y J.P. Barnett. 1989. The container tree nursery manual: Volume 2, Seedling nutrition and irrigation. *Agriculture Handbook* 674. Washington (DC): U.S. Department of Agriculture, Forest Service. 119 p.



Sustrato o medio de crecimiento

René Escobar R. y Gabriela M. Buamscha

FUNCIONES DEL MEDIO DE CRECIMIENTO

El medio de crecimiento tiene como función proporcionar a las plantas agua, aire, nutrientes minerales y soporte físico durante su permanencia en el vivero.

Agua

Las plantas requieren permanentemente de una gran cantidad de agua para poder crecer y realizar, eficientemente, otros procesos fisiológicos tales como, fotosíntesis, enfriamiento, a través del proceso de transpiración, transporte de nutrientes etc. Es proporcionada a las plantas a través del medio de crecimiento el cual la retiene interna y externamente para cuando estas la requieran. Externamente es retenida a través de los poros que se forman entre sus partículas e internamente dentro del material poroso que forma el medio de crecimiento. Debido al pequeño volumen de medio de crecimiento del cual dispone la planta en el proceso de producción en contenedores, este debe tener, como característica, una alta capacidad de retención de agua.

Disponibilidad de aire

Las raíces son órganos que para cumplir sus funciones fisiológicas tales como crecimiento, absorción de agua y nutrientes, necesitan energía que la obtienen del proceso de respiración aeróbica, por el cual consume oxígeno y libera dióxido de carbono. Este puede producir toxicidad a nivel radicular si no es liberado al medio ambiente por lo cual el sustrato debe ser suficientemente poroso, para que se produzca un adecuado intercambio entre el O_2 y el CO_2 . Como la velocidad de difusión del CO_2 en el agua es muy lenta, el proceso debe ocurrir en los macro poros que existen en el sustrato lo que a su vez depende del tamaño, arreglo y grado de compactación de las partículas que los componen.

Disponibilidad de nutrientes minerales

De los diferentes elementos esenciales que requieren las plantas, para sus distintos procesos fisiológicos, el carbono, hidrógeno y oxígeno no los obtienen del medio de crecimiento, como ocurre con los otros trece restantes. Varios nutrientes minerales se encuentran en el medio de crecimiento como cationes por ejemplo, nitrógeno a la forma amoniacal (NH_4^+); potasio (K^+), magnesio (Mg^+) y calcio (Ca^+). Estos nutrientes, en forma de iones, se mantienen en la solución hasta que el sistema radical de la planta los toma y utiliza en los diferentes procesos fisiológicos; como la carga es eléctricamente positiva, son absorbidos por las cargas negativas que hay en el medio de crecimiento. Estos nutrientes absorbidos por el medio de crecimiento, son los que evalúa la capacidad de intercambio catiónico (CIC) y constituyen la reserva del medio de crecimiento, para mantener las condiciones nutricionales necesarias para el crecimiento de las plantas, entre fertilizaciones (Pritchett 1991).

Soporte físico o sostén de la planta

Otra función del medio de crecimiento es anclar a la planta en el contenedor y mantenerla erecta. Ello es consecuencia de la densidad, del grado de compactación y de la distribución del volumen en relación con el tamaño de la planta, en el perfil del sustrato.

ATRIBUTOS DESEABLES DE UN BUEN MEDIO DE CRECIMIENTO

Las características de un medio de crecimiento para ser utilizado exitosamente en la producción de plantas en contenedores, se deben analizar desde los siguientes aspectos o criterios: atributos que afectan el crecimiento de las plantas y los que afectan las actividades del vivero.

Atributos del sustrato que afectan el crecimiento de las plantas

Los medios de crecimiento deben cumplir con diferentes atributos de manejo que permitan producir plantas que logren el mejor comportamiento posible en las plantaciones. Entre ellos se destacan un pH levemente ácido, alta capacidad de intercambio catiónico, baja fertilidad natural y estar libre de plagas y enfermedades (Landis *et al.* 1990).

pH levemente ácido

El principal efecto del pH, en los suelos minerales y orgánicos, es la función que tiene sobre la disponibilidad de nutrientes en el medio de crecimiento para las plantas. En suelos orgánicos, como es la mayoría de los medios de crecimiento utilizados en la producción de plantas en contenedores, la mayor disponibilidad de nutrientes ocurre en valores de pH de 5,5. Las principales especies leñosas que viven, crecen y se viverizan en la Patagonia y precordillera andina, se reproducen bien con valores de pH que oscilan entre 4,0 y 6,0.

Alta capacidad de intercambio catiónico

La capacidad de un medio de crecimiento para absorber iones cargados positivamente, capacidad de intercambio catiónico (CIC), es uno de los atributos más importantes relacionados con la fertilidad del medio de crecimiento, es la suma de los cationes que un material puede absorber por unidad de peso o volumen. En el caso de medios de crecimiento orgánicos se utiliza volumen en su evaluación, mientras más alto es el valor, mayor es la capacidad del medio de crecimiento para retener nutrientes y se mide en miliequivalentes. Los cationes primarios están constituidos, en orden decreciente, por calcio, Ca^{2+} ; magnesio, Mg^{2+} ; potasio, K^+ y amonio NH_4^+ ; también se absorben iones tales como hierro Fe^{2+} y Fe^{3+} , manganeso Mn^{2+} , cinc Zn^{2+} y cobre Cu^{2+} , todos estos nutrientes permanecen en el medio de crecimiento hasta que son absorbidos por el sistema radical de las plantas (Landis *et al.* 1990).

La capacidad de intercambio catiónico cambia de sustrato a sustrato y es deseable que sea la mayor posible

ya que permite mantener los niveles nutricionales en el medio de crecimiento entre fertilizaciones previniendo o protegiendo al elemento de su lixiviación por el riego.

Baja fertilidad natural

A diferencia del suelo de un vivero destinado a producir plantas a raíz desnuda, en la producción de plantas en contenedor, es deseable que el medio de crecimiento tenga una baja fertilidad natural. Sustratos con altos niveles nutricionales, especialmente nitrógeno, pueden ser tóxicos para el proceso de germinación de algunas semillas. Además, la especie no requiere de apoyo nutricional durante las dos a tres primeras semanas de vida, etapa en la que se está induciendo al sistema radical para que colonice al sustrato en toda la longitud del contenedor; eventualmente podría requerir un pequeño apoyo con fósforo, pero el resto de los nutrientes aún no son necesarios de aplicar, en esa fase del manejo. Diferente es la situación con plantas propagadas a partir de estacas, en cuyo caso, la fertilización se inicia inmediatamente después que se ha producido la rizogénesis en la estaca para que ésta, rápidamente colonice el sustrato en todo el perfil del contenedor. Uno de los medios de crecimiento más ampliamente utilizados en la producción de plantas, es el compost de corteza de pino que se caracteriza por tener una baja fertilidad natural; en algunos casos se le mezcla con vermiculita que es rica en potasio; otra mezcla menos frecuente, es con arena negra que es rica en fósforo.

Los sustratos con alta fertilidad natural son adecuados para el establecimiento y manejo de setos en contenedores pero no para producción rutinaria de plantas en vivero, sobre todo para el manejo durante la fase de endurecimiento.

Adecuada distribución de tamaño de partículas

Probablemente, el aspecto más importante de las características de un medio de crecimiento que se utilice en la producción de plantas en contenedor, sea la granulometría que el sustrato tenga y la distribución del tamaño de las partículas que lo componen. Una adecuada distribución de poros en el medio de crecimiento es deter-

minante en el intercambio de gases del sistema radical de las plantas lo que a su vez influirá directamente en la absorción de nutrientes y agua.

Un medio de crecimiento está constituido por partículas sólidas y de espacios porosos que hay entre ellas. El espacio de poros se expresa como porcentaje de porosidad y es el resultado de la interacción tamaño, forma y distribución espacial de las partículas en el contenedor.

Porosidad total

Representa la totalidad de los espacios porosos en un sustrato: se expresa como el porcentaje del volumen que no está ocupado por partículas sólidas. Por ejemplo, 100 ml de medio de crecimiento con una porosidad total del 60%, tiene 60 ml de poros y 40 ml de partículas sólidas. La porosidad total, generalmente, se mantiene en porcentajes muy similares o estables en diferentes tipos de

contenedores y aumenta muy gradualmente en la medida que aumenta la participación porcentual de partículas de mayor tamaño en el medio de crecimiento.

Porosidad de aireación

Es la proporción de volumen del sustrato que contiene aire después de que ha sido saturado con agua y se le ha dejado drenar libremente (Viel 1997). El valor porcentual de la porosidad de aireación, en un mismo contenedor, aumenta en la medida que en el volumen del sustrato, la participación de las partículas de mayor tamaño aumenta (Figura 1). Por otra parte, la porosidad de aireación de un sustrato, aumenta con la longitud del contenedor que se utilice en el proceso de producción. Es considerada la propiedad física más importante de cualquier sustrato ya que determina la cantidad de agua y minerales disponibles para las plantas (Swanson 1989).

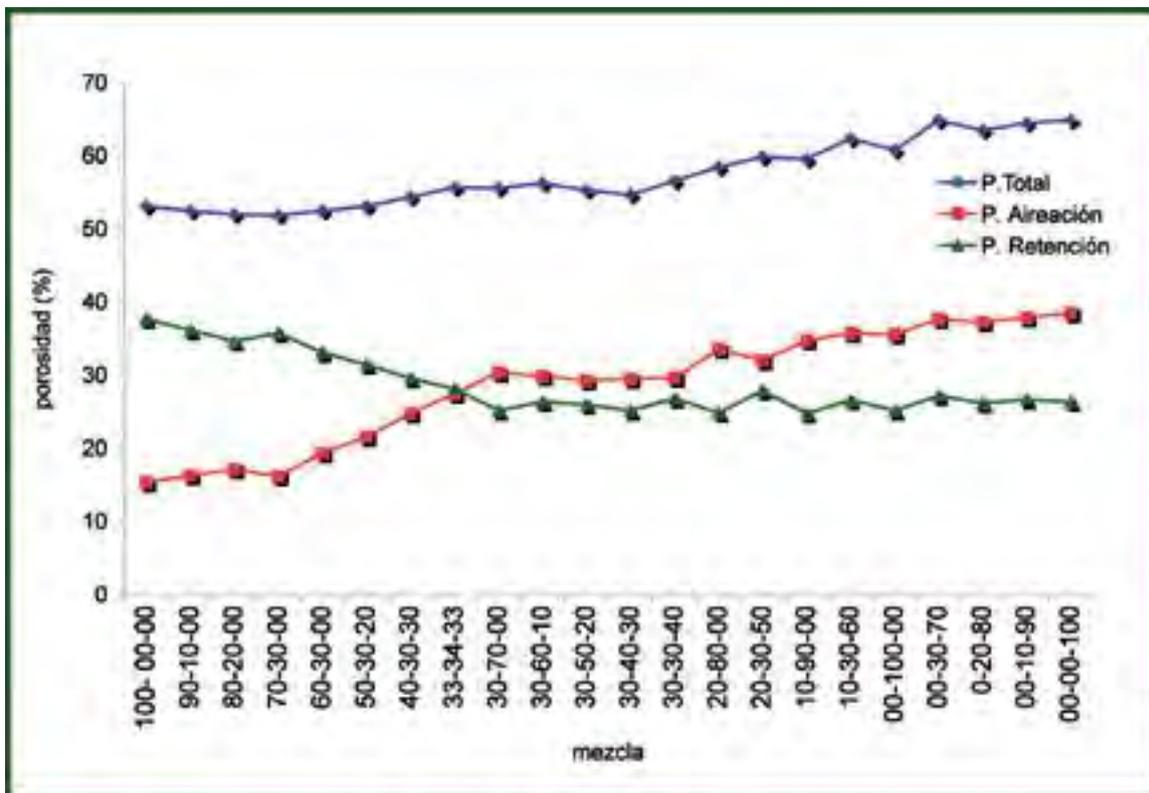


Figura 1. Porosidad total, de aireación y de retención de diferentes mezclas de compost de corteza de pino radiata (*Pinus radiata*) en función de su granulometría; esta aumenta de izquierda a derecha (Campano 1996).

Porosidad de retención

Es la proporción del medio de crecimiento que permanece con agua después de haber sido saturado y drenado libremente. El porcentaje de porosidad de retención disminuye en la medida que aumenta la cantidad de macroporos o porosidad de aireación en el medio de crecimiento (Campano 1996). En un mismo sustrato, en la medida que aumenta la longitud del contenedor que se está utilizando, disminuye la porosidad de retención (Figura 2). Esto último ocurre porque en la medida que la longitud del contenedor aumenta disminuye la proporción de sustrato con agua colgada.

Las porosidades, como ya se ha indicado, cambian con el tipo de mezcla de medios de crecimiento que se realice; con la distribución del tamaño de las partículas que componen al medio de crecimiento; con la longitud y volumen del contenedor que se utilice; con el grado de compactación al momento de llenado del contenedor; con el tiempo de permanencia del sustrato en el contenedor y con el grado de desarrollo del sistema radical de las plantas (Coopman 2000). También, se debe tener presente que la porosidad de aireación y de retención son complementarias. Cuando el tamaño de la partícula es mayor, la porosidad de retención disminuye (microporos) y la porosidad de aireación (macroporos) se incrementa (Landis et al. 1990, Campano 1996).

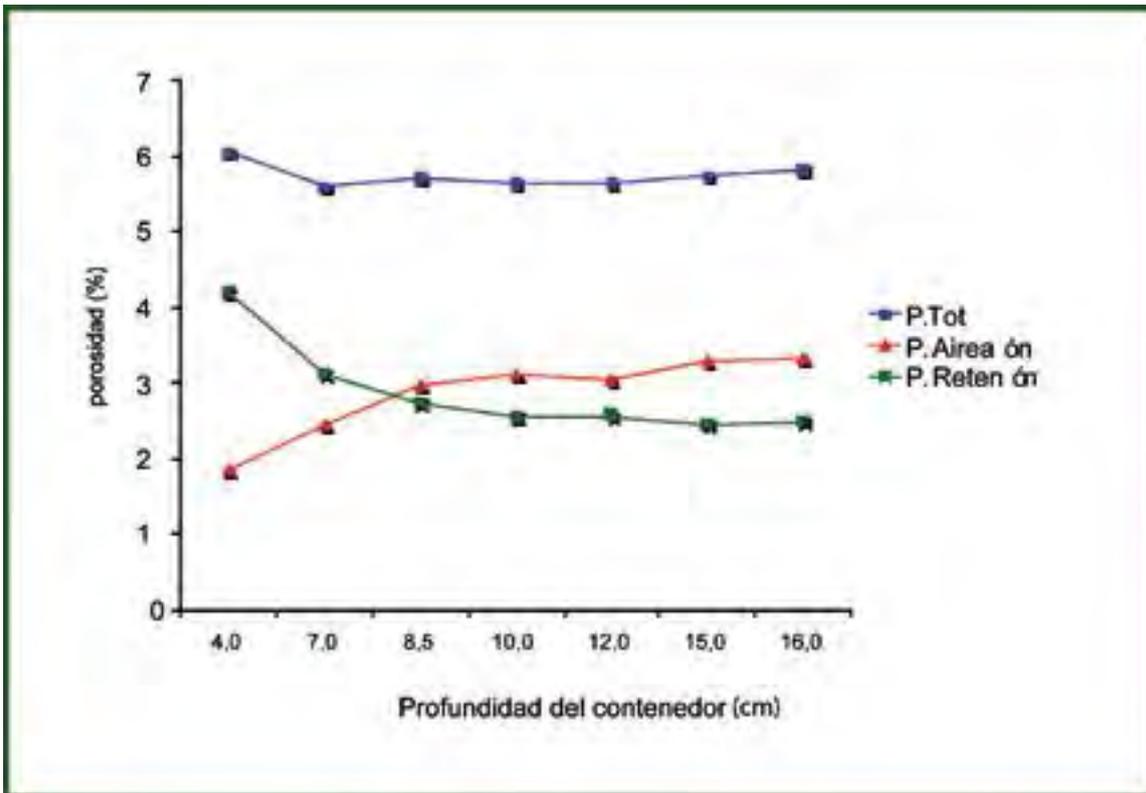


Figura 2. Efecto de la profundidad del contenedor sobre la porosidad total, de aireación y de retención (Campano 1996).

Determinación de las porosidades

Del análisis anteriormente realizado se desprende que cuando se trabaja con compost de corteza de pino con tamaños de partículas entre 0 y 10 mm de diámetro como sustrato, la porosidad total oscila entre un 58 y 60% y que por lo tanto, si se tiene presente que el rango ideal de la porosidad de aireación oscila entre un 20 y 30% la porosidad de retención, debería oscilar entre un 38 y 30%, respectivamente. Las diferentes especies tienen distintos requerimientos de porosidad de aireación y retención incluso, en una misma especie, los requerimientos cambian si ésta se propaga a partir de semillas o de estacas (Tabla 1). Por ejemplo, los valores de la Tabla 1 muestran que los mejores resultados para el cultivo del eucalipto blanco o medicinal (*Eucalyptus globulus*), a partir de semillas, en contenedores de 16 cm de longitud, 130 cc de volumen y en sustrato con partículas cuyo tamaño oscila entre 0 y 10 mm se logran con rangos de porosidad total, que oscilan entre un 52 y 58%. Si el cultivo es a partir de estacas y la granulometría oscila entre 0 y 6 mm, los valores de porosidad total, en los mismos contenedores, oscilan entre 63 y 75%.

Tabla 1. Rangos y valores medios de porosidad total, de aireación y de retención del sustrato utilizados para el cultivo de eucalipto medicinal (*Eucalyptus. globulus*) a partir de semillas y estacas en contenedores de 130 cc y 16 cm de longitud (Adaptado de Escobar 2007).

Porosidad	Semillas	Media	Estacas	Media
Porosidad total	52 - 58%	55%	63 - 75%	69%
Porosidad de aireación	27 - 30%	28%	23 - 35%	29%
Porosidad de retención	25 - 28%	27%	40 - 40%	49%

Los valores de porosidad de aireación son muy similares para ambos tipos de cultivo pero difieren de manera importante respecto de los valores de porosidad de retención, en cada caso. Los valores anteriores caen dentro del rango lógico cuando se trabaja con compost de corteza de pino como medio de crecimiento. Los viveristas deberían conocer los valores de las diferentes porosidades con que están trabajando en las distintas etapas del cultivo, para poder hacer las modificaciones que inicialmen-

te sean necesarias y manejar técnicamente este aspecto que es determinante en el riego y fertilización durante el cultivo. Los utensilios y el procedimiento recomendado para la determinación de las diferentes porosidades son los siguientes.

Utensilios:

- Disponer de 5 a 10 contenedores de los que utiliza el vivero. Si están en bloque es mejor cortarlos y separarlos.
- Cinta plástica engomada para sellar las perforaciones de drenaje de los contenedores.
- Probeta graduada para medir el agua que se agrega y que se recibe.
- Receptáculo para recibir el agua drenada el que debería ser más ancho que el contenedor; funcionan bien los globos.
- Agua

Procedimiento:

- Sellar, herméticamente, los orificios de drenaje del contenedor; llenarlo con agua; medir el volumen de agua agregado y registrarlo como "volumen del contenedor".
- Vaciar y secar el contenedor; llenarlo con el sustrato con la misma humedad y compactación con que se realizará el cultivo.
- Agregar lentamente agua hasta lograr que el sustrato esté totalmente saturado, lo que se detecta al observar que la superficie del mismo se pone brillante.
- Registrar la cantidad total de agua agregada como "volumen total de poros".
- Poner el contenedor sobre el receptáculo o el globo y retirar el sello de los orificios de drenaje; dejar que el agua drene libremente por un periodo de dos o tres horas.
- Medir la cantidad de agua drenada y registrarla como "volumen de poros de aireación".
- Calcular la porosidad total, la porosidad de aireación y porosidad de retención, utilizando las siguientes fórmulas:

$$\text{Porosidad total (\%)} = \frac{\text{Volumen total de poros}}{\text{Volumen del contenedor}} \times 100$$

$$\text{Porosidad de aireación \%} = \frac{\text{Volumen de poros de aireación}}{\text{Volumen del contenedor}} \times 100$$

$$\text{Porosidad de retención de agua \%} = \text{Porosidad total} - \text{Porosidad de aireación}$$

Atributos del sustrato que afectan las actividades en el vivero

Costo y disponibilidad

Los medios de crecimiento orgánicos se pueden fabricar a partir de una gran diversidad de materias primas y mezclas entre ellas y con materiales inorgánicos por ejemplo, aserrín y geles superabsorbente (Solís 1999); restos de poda de eucaliptos (Antileo 2002); corteza de pino radiata (*Pinus radiata*) (Cabrera 1995); corteza de pino oregón (*Pseudotsuga menziesii*) (Buamscha 2006), entre otros. El mejor sustrato será siempre aquel material que se encuentre disponible en la mayor cantidad, lo más cercano posible del vivero y al menor costo. No siempre el sustrato más conveniente es el que utilizan otros viveristas o en el vivero más cercano. En las zonas viñateras, probablemente el mejor sustrato sea aquel que se fabrique de sarmientos picados y orujo de uva; en las zonas en que haya aprovechamiento o explotación de bosques, probablemente sea el compost de corteza; en las zonas de alta humedad y volcanes, seguramente la mejor materia prima para sustrato sea turba y piedra volcánica molida. Todos los sustratos son buenos, si están disponibles cerca del lugar en el cual se les requiere, ya que el transporte tiene una alta incidencia en sus costos; si cumplen con los estándares técnicos requeridos. Para lo cual se debe hacer un estudio exhaustivo de sus propiedades físicas y químicas antes de utilizarlos.

Uniformidad y reproducibilidad

Del grupo de atributos probablemente este sea el más importante. Las partidas de sustrato, necesariamente, tienen que ser uniformes en tamaño y distribución de partículas y en sus propiedades químicas, las que se deberán mantener temporada tras temporada de fabricación o cosecha. Un proveedor cuyo producto cambie en la temporada o entre temporadas, no es confiable y debería ser reemplazado por uno más regular.

Baja densidad

La densidad de un sustrato corresponde al peso que este tiene por unidad de volumen y se expresa en g/cm³ o en kg/m³. Este valor está en función de la densidad de las partículas que constituyen el sustrato; de la facilidad de compresión que tengan las partículas y del arreglo de ellas entre sí. Es una propiedad que se deberá determinar en sustrato seco y húmedo.

Estabilidad dimensional

Un sustrato no debe contraerse en seco ni hincharse en húmedo mientras permanezca en el contenedor. De los medios de crecimiento más utilizados, la turba es uno de los que más cambios experimentan al respecto. La corteza de pino, bien compostada, dimensionalmente, es muy estable; en seco, es hidrófoba y requiere que se le baje la tensión superficial antes de ser utilizada.

Facilidad de almacenamiento

En general muchos de los medios de crecimiento son durables en el tiempo y relativamente fáciles de almacenar, sobre todo, si están compostados. Las materias primas como aserrines, corteza de arroz fresca, restos de podas de árboles pueden descomponerse durante el ciclo de cultivo y generar problemas por lo cual su utilización no es recomendable si se dispone de otros que no presenten los problemas indicados.

Facilidad de mezclado y llenado

Un buen sustrato debe ser fácil de mezclar con otros medios de crecimiento y permitir apropiada manipulación durante la fase de llenado de los contenedores, lo que implica que deberá fluir sin problemas cuando está desmenuzado.

Facilidad de rehumedecimiento

Si el sustrato, durante el almacenaje o el cultivo, ha perdido humedad, debe tener como propiedad una fácil humidificación. Los compost de corteza y turbas se transforman en materiales hidrófobos si se secan excesivamente, por ello el cuidado de su contenido de humedad debe ser una preocupación permanente antes del llenado de los contenedores y durante el cultivo.

Facilidad para formar cepellón

Si el proceso de cosecha implica que la planta sale del vivero con el envase, como ocurre con las plantas ornamentales, la trascendencia de formar un buen cepellón no es gravitante. En cambio si la planta será sacada desde el vivero sin el contenedor, como ocurre en la mayor parte del mundo con las plantas forestales, es importante que el sustrato tenga la capacidad de formar un buen cepellón con el sistema radical ya que este deberá soportar las labores de cosecha, embalaje, almacenaje y transporte sin perder su forma y adherencia a la masa de raíces. También es importante la calidad del cepellón cuando la herramienta de plantación hace una hendidura del tamaño de éste para plantar y así, evitar bolsas de aire. La formación de un buen cepellón es consecuencia de un manejo en vivero que estimuló un desarrollo de un sistema radical fibroso para lo cual es importante que el medio de crecimiento permita una adecuada aireación de las raíces. La calidad del cepellón en la producción de plantas en contenedor es más importante cuanto más avanzado en la época de crecimiento se realice la plantación y mayor estrés hídrico estival haya en el lugar de plantación.

COMPOST DE CORTEZA DE PINO

Biológicamente, se denomina corteza a todo lo que queda fuera del *cambium* vascular en el eje del árbol y es el resultado de la actividad del felógeno que produce súber y células muertas separadas por la peridermis (Essau 1985). La corteza de pino radiata es un subproducto del aprovechamiento industrial de esta especie. Es una materia prima disponible, en sitios de cosecha y aserrío de la especie. La calidad de la corteza para compostaje varía con la edad del árbol, en árboles jóvenes puede llegar a tener una relación C/N de hasta 600: 1, en comparación con la proveniente de árboles maduros en los cuales la relación es de alrededor de 350: 1.

En las fábricas de compost se recibe una materia prima de tamaño variable en algunos casos, llegan trozos de corteza de más de 2,5 cm de diámetro y hasta 30 cm de longitud (Cabrera 1995). La corteza es molida, generalmente, en molinos de martillo, que tienen un tamiz interior intercambiable, característica que permite al fabricante manejar la distribución granulométrica del material a compostar. Al respecto, mientras más pequeño es el tamaño de las partículas del material a compostar, mayor será el área superficial para la actividad de los microorganismos que participan en el proceso, aunque partículas muy pequeñas impiden el movimiento del aire hacia el interior de la pila y la salida del dióxido de carbono desde la misma. Por otro lado, partículas demasiado grandes, tendrán un área de contacto muy reducida para la acción de los microorganismos pudiéndose paralizar el proceso totalmente. En la Tabla 2, se presenta un análisis físico relacionado con la participación porcentual de diferentes tamaños de partículas de corteza antes de iniciar el proceso, es decir como se recibe desde el aserradero, después que ha pasado por el molino de martillo y al término del proceso de compostaje.

Tabla 2. Participación porcentual de diferentes tamaños de partículas de corteza de pino radiata (*Pinus radiata*) en diferentes fases del proceso de compostaje (Cabrera 1995).

Tamaño de partícula (mm)	Corteza fresca sin moler	Corteza fresca molida	Corteza compostada
> 14	68,8	34,0	12,1
13,9- 6,35	16,7	37,7	24,1
< 6,34	14,4	28,2	63,8

Los valores de la Tabla 2, muestran la reducción general que experimenta el tamaño de las partículas que inician el proceso de compostaje, después de tres meses. En el proceso de producción de plantas de *Pinus sp.* y *Nothofagus sp.* en contenedores, normalmente, sólo se utilizan granulometrías inferiores a 10 mm de diámetro e incluso algunos viveristas utilizan únicamente, partículas menores a 6 mm, para las especies con semillas de menor tamaño como coihue (*N. dombeyi*), guindo (*N. betuloides*), ñire (*N. antarctica*) y pino murrayana (*P. contorta*). En este último caso, sólo alrededor de un 60% del material compostado que aparece en la Tabla 2, califica para ser utilizado en el proceso de viverización. El resto, debería ser nuevamente pasado por el molino si se tratara de un compost maduro o retornar a las pilas de compostaje para terminar el proceso, si aún no tiene la madurez suficiente.

El proceso de compostaje es aeróbico y dura entre 3 y 5 meses al término del cual, idealmente, la relación C/N debería ser 20:1 hasta 30:1; valores de relaciones mayores pueden producir problemas durante la germinación de las semillas y en algunos casos, de rizogénesis en producción a partir de estacas. La corteza es rica en taninos, compuestos que le dan el olor característico a la corteza fresca de pino y son tóxicos para el crecimiento de las plantas, durante el transcurso del compostaje son desnaturalizados mediante el calor y eliminados a través de la lixiviación (Toval 1983).

Para realizar el compostaje la corteza, una vez molida, se pone en pilas de longitud variable y de la mayor altura posible, generalmente de 3 a 4 m (Figura 3). Para acelerar el proceso de compostaje se aplica N, generalmente, en forma de urea en dosis que oscilan entre 0,5 y 2,5 kg por

m³. Con ello se activa la acción de las bacterias nitrificantes lo que se manifiesta a través del aumento de la temperatura interna de la pila de corteza, la que puede alcanzar valores por sobre los 80 °C, lo cual es dañino para las mismas. Por lo anterior, cuando la temperatura de la pila de compostaje es de alrededor de 60 a 70 °C se realiza su volteo con el fin de bajar la temperatura, airearla y rehumedecerla si fuera necesario.



Figura 3. Pilas de corteza de pino radiata (*Pinus radiata*) fresca (A) y volteo de las mismas una vez que se ha logrado la temperatura adecuada en la pila (B).

Una vez terminado el compostaje, se generan cambios químicos en la corteza (Tabla 3). En algunos casos se producen disminuciones importantes en los valores de ciertos compuestos como ocurre con el nitrógeno nítrico; en otros se observan aumentos como sucede con el pH y otros se mantienen muy estables como ocurre con el carbono orgánico.

Tabla 3. Contenido o proporción de algunos elementos y propiedades químicas de la corteza de pino radiata (*Pinus radiata*) fresca y una vez terminado el proceso de compostaje.

Elementos o propiedades químicas	Corteza fresca	Corteza compostada
N total (%)	0,32	0,38
N nítrico (ppm)	110	77
N amoniacal (ppm)	140,5	130
Materia orgánica (%)	34,5	33,7
Carbono orgánico (%)	20,06	19,60
Relación C/N	62,70	51,58
pH suspensión 1:5	4,9	5,4
Conductividad electrolítica (mmhos/cm)	0,50	0,20
Manganeso (ppm)	122	195

Uno de los aspectos más importantes del compostaje aeróbico es que por las temperaturas que se alcanzan en el transcurso del proceso, el material resultante es bastante aséptico, libre de hongos patógenos, larvas y huevos de insectos, nemátodos y semillas de la mayoría de las malezas más comunes en los viveros que utilizan suelo mineral como medio de crecimiento.

El compost de corteza de pino se destaca por ser un material extremadamente fácil de manipular, por lo tanto, es simple modificar su granulometría, la distribución del tamaño de sus partículas y por ende, prepararlo y adaptarlo a los requerimientos específicos del cultivo que el viverista esté realizando. Además se lo puede mezclar con otros materiales cuando se busca generar medios de crecimientos con atributos especiales (Tabla 4). En el futuro es probable que las fábricas de compost de corteza produzcan diferentes tipos de productos según los requerimientos específicos de los distintos usos que se le pueden dar a los medios de crecimientos orgánicos.

Tabla 4. Porosidad total, de aireación y retención de diferentes sustratos producto de la mezcla de corteza, turba y arena. El tamaño de partícula de la corteza varía entre las mezclas.

Proporción de materiales en la mezcla (%)			Porosidades (%)		
Corteza	Turba	Arena	Total	Aireación	Retención
50 (tamaño partícula: <3 mm)	30	20	58	20	38
60 (tamaño partícula: <3 mm)	30	10	56	21	35
60 (tamaño partícula: 3-6 mm)	30	10	61	30	31
60 (tamaño partícula: <3 mm)	0	0	51	23	28

De los valores de la tabla anterior, se desprende que el viverista puede preparar las mezclas que estime pertinente según su disponibilidad de recursos o los requerimientos específicos del cultivo con el cual esté trabajando. Se debe tener presente que los diferentes tamaños

de partículas que componen el medio de crecimiento y la participación de ellas en la mezcla, afectarán o modificarán a las distintas porosidades en un mismo tipo de contenedor. Por otra parte, los diferentes volúmenes y longitudes de contenedores afectarán los valores de las porosidades de un mismo sustrato o medio de crecimiento. Este hecho es el que determina que cada vivero tenga su propia realidad y ella sólo es aplicable en otro que utilice el mismo modelo de contenedor y proveedor de medio de crecimiento. Basta un cambio en cualquiera de los aspectos señalados para que, técnicamente, la situación sea diferente.

Las distintas especies y técnicas de propagación tienen requerimientos específicos respecto de algunas porosidades para lograr una mayor eficiencia en el cultivo. El viverista debería conocerlas, adaptarlas y aplicarlas a su propia realidad de cultivo. En la Figura 4, se presentan los resultados obtenidos en la tasa de enraizamiento de estacas de pino radiata cuando en un mismo contenedor se utilizan distintas mezclas que originan diferentes valores de porosidades.

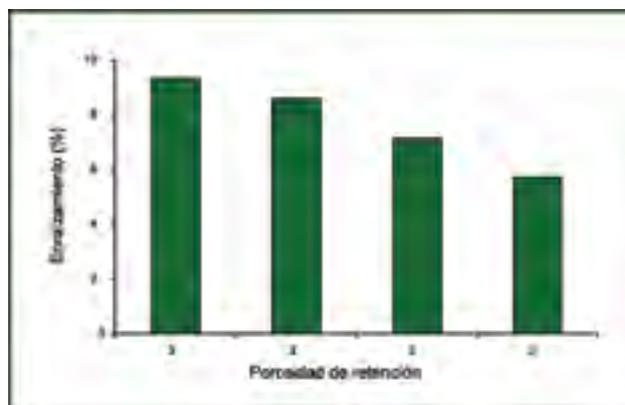


Figura 4. Porcentaje de enraizamiento en función de la porosidad de retención del sustrato en plantas de pino radiata (*Pinus radiata*).

En la Figura 4 se observa como en un mismo contenedor, los valores de porosidad de retención pueden oscilar entre 38 y 28% y como estos afectan a la tasa de enraizamiento de estacas de pino radiata que oscila entre un 92 y 65%. Los resultados de la figura son una evidencia más de que cada viverista debe ser autosuficiente para tener una gestión exitosa. Nada se obtiene con copiar medios de crecimiento si los contenedores entre viveros, son diferentes; lo mismo ocurre si se compara la situación de dos viveros que tengan los mismos contenedores pero los medios de crecimiento que utilizan, son distintos.

El viverista que sabe en que rango de porosidades se cultiva una especie y cual es la óptima, podrá reproducirla en cualquier lugar del mundo, con cualquier contenedor y con cualquier sustrato o medio de crecimiento. El conocimiento del manejo de las porosidades contribuye a evitar que sustratos muy baratos en una zona o país, se transformen en poco rentables en otra, debido a que el productor de plantas es sustrato dependiente.

BIBLIOGRAFÍA CITADA

- Antileo, E. 2002. Evaluación de una alternativa de Compost elaborado con residuos agroforestales. Memoria de Título. Universidad de Concepción. Facultad de Ciencias Forestales, Departamento Silvicultura. Concepción, Chile.
- Buamscha, M. G. 2006. Chemical and physical properties of Douglas fir bark relevant for the production of container crops in Oregon. Master of Science Thesis. Oregon State University. Corvallis, USA.
- Cabrera, R. 1995. Influencia del tamaño inicial de partículas en el proceso de compostaje aeróbico de corteza de *Pinus radiata* D. Don. Memoria de título. Universidad de Concepción. Facultad de Ciencias Forestales, Departamento de Silvicultura. Concepción, Chile.
- Campano, J. 1996. Efecto de la granulometría y altura del contenedor en las porosidades del compost de corteza de *Pinus radiata* D. Don. Memoria de título. Universidad de Concepción. Facultad de Ciencias Forestales, Departamento de Silvicultura. Concepción, Chile.
- Coopman, R. 2000. Efecto del tipo de contenedor en las porosidades del sustrato, variables morfofisiológicas y aspectos de manejo en vivero, de plantas de *Pinus radiata* D. Don propagadas a partir de estacas. Memoria de Título. Universidad de Concepción. Facultad de Ciencias Forestales, Departamento de Silvicultura. Concepción, Chile.
- Escobar, R. 2007. Manual de viverización: *Eucalyptus globulus* a raíz cubierta. Centro tecnológico de la planta. CORFO Innova – Chile, INFOR. Concepción. Chile.
- Essau, K. 1985. Anatomía vegetal. Omega S.A. Barcelona, España.
- Landis, T.; R. Tinus; S. McDonald y J. Barnett. 1990. Container and growing media, Vol. 2, The Container Tree Nursery Manual, Agric. Handbk. 674. Washington, DC: U. S. Department of Agricultura, Forest Service. 88 p.
- Pritchett, W. 1991. Suelos forestales: propiedades, conservación y mejoramiento. Traductor, J. Vega. Editorial Limusa; grupo Noriega. 634. p. México D. F., México.
- Solis, C. 1999. Combinación de superabsorbente MVH – 102 con aserrín fresco y compost de corteza de pino en producción de plantas de *Eucalyptus globulus* Labill. a raíz cubierta. Memoria de Título. Universidad de Concepción. Facultad de Ciencias Forestales, Departamento Silvicultura. Chillán, Chile.
- Swanson, B. 1989. Critical Physical Properties of Container Media. American Nurseryman, June 1:59 – 63 p. USA.
- Toval, G. 1983. Utilización de la corteza de pinos como sustrato en vivero. An, INIA/ Ser. Forestal (7):67 – 81 p.
- Viel, R. 1997. Efecto de la altura del contenedor porosidad del sustrato en el crecimiento y desarrollo de plantas de *Pinus radiata* D. Don. Memoria de Título. Universidad de Concepción. Facultad de Ciencias Forestales, Departamento de Silvicultura. Concepción, Chile.



Nutrición

John G. Mexal y Thomas D. Landis

INTRODUCCIÓN

La fertilización es la práctica de manejo más importante utilizada por los viveros para modificar positivamente la calidad y el crecimiento de los plantines. Las plantas requieren 17 elementos esenciales para crecer, de los cuales el carbono, el oxígeno y el hidrógeno se obtienen desde la atmósfera y la hidrólisis del agua. Estos elementos constituyen hasta el 95% del peso seco de los plantines. Sin embargo, otros nutrientes que están presentes en menores concentraciones no son menos importantes. Los elementos presentes en cantidades significativas, llamados macronutrientes, son: nitrógeno, fósforo, potasio, calcio,

magnesio y azufre. Los micronutrientes, presentes en proporciones de mg/kg o ppm son: hierro, manganeso, cobre, boro, zinc, molibdeno, cloro y níquel.

El contenido de nutrientes de los plantines varía entre especies, tejidos, órganos, estación y condiciones de crecimiento. La Tabla 1 presenta una guía general de niveles suficientes e insuficientes. La Tabla 2 muestra concentraciones y contenidos de nutrientes reales de plantines de pino taeda (*Pinus taeda*) cultivados a raíz desnuda. El estudio presenta el mínimo, la mediana y el máximo para plantines en crecimiento de apariencia normal cultivados en el sudoeste de EE.UU.

Tabla 1. Contenido de nutrientes en tejidos normales y tejidos deficientes de plantines forestales (Hartman et al. 2000, Landis et al. 1989).

Nutriente	Tejidos normales		Tejidos deficientes	
Nitrógeno	2,0-4,0%	>20.000 mg/kg	<1,5%	<15.000 mg/kg
Potasio	0,75-2,5%	>7.500 mg/kg	<0,3-0,6%	<6.000 mg/kg
Calcio	0,7-2,5%	>7.000 mg/kg	0,2-0,5%	<5.000 mg/kg
Magnesio	0,2-0,6%	>2.000 mg/kg	<0,05-0,2%	<2.000 mg/kg
Fósforo	0,12-0,5%	>1.200 mg/kg	<0,08-0,1%	<1.000 mg/kg
Azufre	0,2-0,5%	>2.000 mg/kg	<0,12-0,14%	<1.400 ppm
Hierro	0,04%	40-400 mg/kg	<0,003%	<33 mg/kg
Zinc	0,01%	30-150 mg/kg	<0,0008%	<8 mg/kg
Manganeso	0,02%	100-250 mg/kg	--	--
Boro	0,01%	20-100 mg/kg	<0,0006%	<6 mg/kg
Cloro	0,01%	100 mg/kg	--	--
Cobre	0,002%	4-20 mg/kg	--	--
Molibdeno	0,0005%	1-5 mg/kg	<0,0001%	<1 mg/kg

Tabla 2. Concentración y contenido de nutrientes en plantines de pino taeda (*Pinus taeda*) cultivados a raíz desnuda (Boyer y South 1985).

Tejido	N (%)	P (%)	K (%)	Mg (%)	Ca (%)	S (%)	Na (%)	Fe (ppm)	Al (ppm)	Mn (ppm)	B (ppm)	Cu (ppm)	Zn (ppm)
Follaje													
Mínimo	0,92	0,12	0,82	0,03	0,22	0,05	0,01	107	340	85	10	2	30
Medio	1,64	0,21	1,12	0,10	0,30	0,08	0,02	412	650	518	17	6	55
Máximo	2,24	0,30	1,47	0,23	0,66	0,16	0,12	2.150	6.380	1.350	65	10	87
Tallos													
Mínimo	0,45	0,10	0,82	0,05	0,14	0,02	0,01	85	130	65	8	2	32
Medio	0,95	0,20	1,12	0,11	0,22	0,06	0,02	274	460	329	16	8	59
Máximo	1,79	0,37	1,46	0,16	0,33	0,19	0,13	880	2.770	1.020	33	24	97
Raíces													
Mínimo	0,53	0,12	0,87	0,03	0,10	0,04	0,01	395	780	63	13	3	26
Medio	0,85	0,20	1,14	0,10	0,20	0,08	0,03	1.470	3.460	304	23	9	47
Máximo	1,66	0,39	1,53	0,16	0,31	0,49	0,22	3.410	15.270	733	47	26	94

Tejido	N (mg)	P (mg)	K (mg)	Mg (mg)	Ca (mg)	S (mg)	Na (mg)	Fe (mg)	Al (mg)	Mn (mg)	B (mg)	Cu (mg)	Zn (mg)
Follaje													
Mínimo	12,0	1,3	6,6	0,3	2,3	0,5	0,1	0,1	0,3	0,1	0,01	0,00	0,03
Medio	21,6	2,7	14,5	1,2	4,3	1,0	0,2	0,6	0,9	0,7	0,03	0,01	0,07
Máximo	30,7	4,5	26,2	3,1	7,3	2,4	1,5	3,9	11,4	1,5	0,08	0,02	0,14
Tallos													
Mínimo	1,7	0,5	2,0	0,2	0,6	0,1	0,0	0,0	0,0	0,0	0,00	0,00	0,01
Medio	6,4	1,2	7,3	0,6	1,4	0,4	0,1	0,2	0,3	0,2	0,01	0,01	0,04
Máximo	12,5	2,5	12,2	1,4	3,0	1,4	0,9	0,7	2,0	0,5	0,03	0,02	0,06
Raíces													
Mínimo	1,2	0,3	1,5	0,1	0,3	0,1	0,0	0,1	0,1	0,0	0,00	0,00	0,01
Medio	4,5	0,9	5,4	0,5	1,0	0,4	0,2	0,8	1,7	0,1	0,01	0,00	0,02
Máximo	7,9	2,4	11,6	1,7	2,6	2,3	1,2	2,8	12,5	0,5	0,03	0,02	0,06
Total													
Mínimo	16,2	2,1	10,1	0,7	3,7	0,7	0,2	0,2	0,4	0,2	0,02	0,00	0,06
Medio	32,5	4,8	27,2	2,3	6,7	1,9	0,5	1,7	3,4	1,1	0,05	0,02	0,13
Máximo	50,4	9,4	50,0	5,2	12,0	4,4	3,4	6,8	26,0	2,3	0,14	0,06	0,25

El nitrógeno está presente en la concentración más alta (entre 2% y 4%), seguido por el potasio, el calcio y el magnesio. Como regla general, el fósforo se encuentra en los tejidos en un 10% de la concentración del nitrógeno. Estos macronutrientes constituyen entre un 4% y un 10% del peso seco de una planta. Los micronutrientes, incluyendo el hierro, considerado por otros autores como un macronutriente, conforman el 0,1% del peso seco.

Nitrógeno: El nitrógeno, absorbido como iones amonio (NH_4^+) y como nitrato (NO_3^-), forma parte de proteínas, ácidos nucleicos, clorofila y reguladores de crecimiento vegetales (Hopkins 1999). Móvil en la planta, la deficiencia de nitrógeno se observa como clorosis general de los plántines. Deficiencias leves pueden reducir el crecimiento con poco o ningún cambio evidente en el color de las acículas. La deficiencia severa se observa en forma de hojas cortas, rígidas y amarillentas, y puede producir mortalidad temprana de acículas maduras (Figura 1A). Niveles de nitrógeno entre 1,7% y 2,5% son suficientes, mientras que se considera que hay deficiencia por debajo de 1,5%.

Fósforo: El fósforo está disponible primariamente como anión monovalente o divalente de ácido fosfórico (H_3PO_4) en la solución del medio de crecimiento. La disponibilidad del fósforo depende del pH, y es típicamente baja en los suelos. Los medios de crecimiento de turba o de cortezas suelen ser ácidos, lo cual mejora la disponibilidad de este elemento. El fósforo es parte de los nucleótidos -tanto de ADN como de ARN-, de las membranas y del ATP, el cual está involucrado en la fotosíntesis y el metabolismo de la energía. Los síntomas de deficiencia incluyen clorosis de acículas jóvenes, mostrando una decoloración violácea a medida que la situación empeora (Figura 1B). Si la deficiencia continúa aumentando, el violeta se vuelve marrón, con necrosis de tejidos. Los niveles suficientes de fósforo están alrededor del 10% del contenido de nitrógeno, o sea 0,2% a 0,3%; se observa deficiencia por debajo de 0,1%.

Potasio: El potasio, disponible como catión monovalente (K^+), es muy soluble y fácilmente se lixivia del medio de crecimiento. Se necesita en grandes cantidades (~1% en peso), y está involucrado en la transpiración, la traslocación de los hidratos de

carbono, la síntesis de almidón y proteínas y la activación de enzimas, especialmente aquellas relacionadas con la fotosíntesis y la respiración. El potasio es muy móvil y los síntomas son observables primero en las acículas maduras. Los síntomas incluyen la clorosis del ápice de las acículas, clorosis general y ante deficiencias severas necrosis (Figura 1E). Los niveles suficientes están por encima de 0,6% y los deficientes, por debajo de ese valor.

Magnesio: El magnesio es absorbido como catión divalente (Mg_2^+). Es necesario que esté presente en un tercio o la mitad de la cantidad del calcio. Es un componente de la molécula de clorofila; está involucrado en la estabilización de los ribosomas y es un catalizador para varias enzimas fundamentales, incluyendo dos que están involucradas en la fotosíntesis. El magnesio es muy móvil y los síntomas de su deficiencia se ven primero en las acículas maduras, como una clorosis de color amarillo brillante en la punta de las mismas (Figura 2A). La deficiencia severa puede causar necrosis del ápice de las acículas, con mortalidad ocasional de yemas. Los niveles suficientes están alrededor de 0,10% y las deficiencias se evidencian por debajo de 0,2%.

Calcio: El calcio es absorbido como un catión divalente (Ca^{2+}), que rara vez está en deficiencia en los suelos. La deficiencia del calcio causa deformación de yemas y, en casos severos, mortandad de tejidos meristemáticos. Las deficiencias de calcio son raras. La concentración adecuada está entre 0,10% y 0,20%; la deficiencia ocurre por debajo de 0,2%.

Azufre: El azufre es absorbido como el anión sulfato (SO_4^{2-}). Es parte de ciertos aminoácidos y contribuye a la estructura terciaria de las proteínas (enzimas). También está involucrado en la reacción de transferencia de electrones de la fotosíntesis. Así como sucede con la deficiencia de nitrógeno, la deficiencia de azufre produce clorosis de acículas. Sin embargo, a diferencia del nitrógeno, el azufre es inmóvil y los síntomas se observan primero en las acículas jóvenes, las cuales pueden verse delgadas y frágiles. Los niveles suficientes están entre 0,13% y 0,20%, mientras que las deficiencias se observan por debajo de 0,13%.

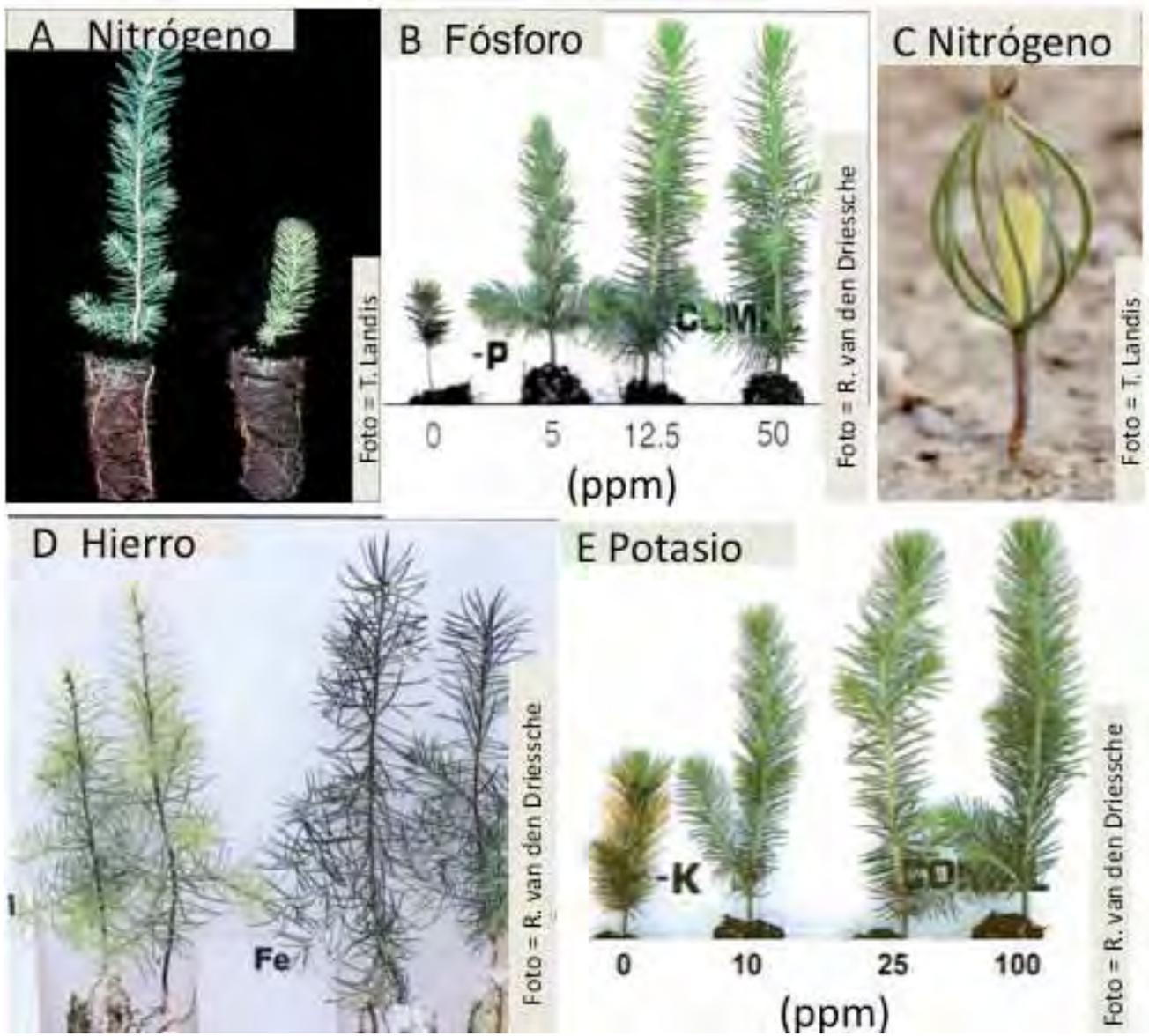


Figura 1. Ejemplos de deficiencias de nutrientes en plantines de coníferas (Landis, sin publicar, van den Driessche 1988, 1991).

H Hierro: El hierro es absorbido tanto en su forma ferrosa (Fe^{2+}) como férrica (Fe^{3+}), siendo la forma Fe^{2+} más soluble. Es parte de la catalasa y la peroxidasa, y es necesario para la síntesis de clorofila. También participa en la catálisis de muchas enzimas redox. La deficiencia de hierro lleva a la pérdida de clorofila y degeneración de cloroplastos. El hierro es inmóvil y las deficiencias se evidencian primero en las nuevas acículas (Figura 1C y D). Las deficiencias son especialmente probables en medios de crecimiento con pH alto (>7.5) o en condiciones demasiado cálidas en primavera. El nivel suficiente se encuentra entre 100 y 400mg/kg, y las deficiencias ocurren por debajo de 33mg/kg.

M Manganeso: El manganeso (Mn^{2+}) es cofactor de varias enzimas, especialmente aquellas involucradas en la respiración. La deficiencia de manganeso puede agravarse por pH bajo y alto contenido de materia orgánica, y es difícil de distinguir de la deficiencia de hierro y magnesio (Figura 2B). El nivel suficiente está entre 50 y 200mg/kg.

C Cobre: El cobre (Cu^{2+}) es cofactor de varias enzimas oxidativas. Los síntomas de deficiencia incluyen falta de crecimiento y deformación de acículas jóvenes. Las acículas exhiben "ápices quemados" con bordes amarillentos. Acículas aparentemente saludables pueden mostrar cierto espiralamiento (Figura 2C). Los niveles suficientes están entre 2 y 5 mg/kg.

B Boro: El boro se encuentra en la solución del suelo como ácido bórico (H_3BO_3), y participa en la estructura de la pared celular, la división celular, la elongación y la traslocación. Los síntomas de deficiencia incluyen raíces romas y entrenudos acortados, lo que da a las plantas apariencia arbustiva o de rosetas (Figura 2D). En casos severos, hay necrosis de tejidos meristemáticos, a veces precedido por marchitamiento o crecimiento anormal. Los niveles suficientes están entre 10 y 40 mg/kg, y hay deficiencias por debajo de 6 mg/kg.

Z Zinc: El zinc (Zn^{2+}), como el cobre, es cofactor de varias enzimas pero también está involucrado en el metabolismo del ácido indolacético y probablemente en la síntesis de triptófano, un pre-

cursor de la auxina. Los síntomas de deficiencia incluyen entrenudos acortados y acículas pequeñas y cloróticas (Figura 2E). Ocasionalmente se observa bronceado de ápices de acículas. Niveles por encima de 15 mg/kg son suficientes, mientras que la deficiencia se observa por debajo de 8 mg/kg.

M Molibdeno: El molibdeno está presente como MoO_4^{2-} , y participa en el metabolismo del nitrógeno. Los síntomas de deficiencia incluyen clorosis que comienza por el ápice de las acículas, seguido de necrosis. Concentraciones de 1 a 5mg/kg son suficientes.

C Cloro: El cloro (Cl^-) se encuentra en muchas soluciones, especialmente en el agua potable, y rara vez es escaso. De hecho, las plantas absorben cloro en cantidades que exceden los requerimientos mínimos. Participa en reacciones de la fotosíntesis, en la neutralidad eléctrica a través de las membranas y la división celular. Los síntomas de deficiencias incluyen crecimiento reducido, marchitamiento y clorosis, pero son raros. No se conoce el nivel óptimo de este elemento.

N Níquel: El níquel (Ni) es un elemento esencial recientemente descubierto. Raramente o nunca está en niveles insuficientes. Sin embargo, los niveles bajos de níquel pueden reducir la producción de semillas y la germinación. Los niveles adecuados son desconocidos.

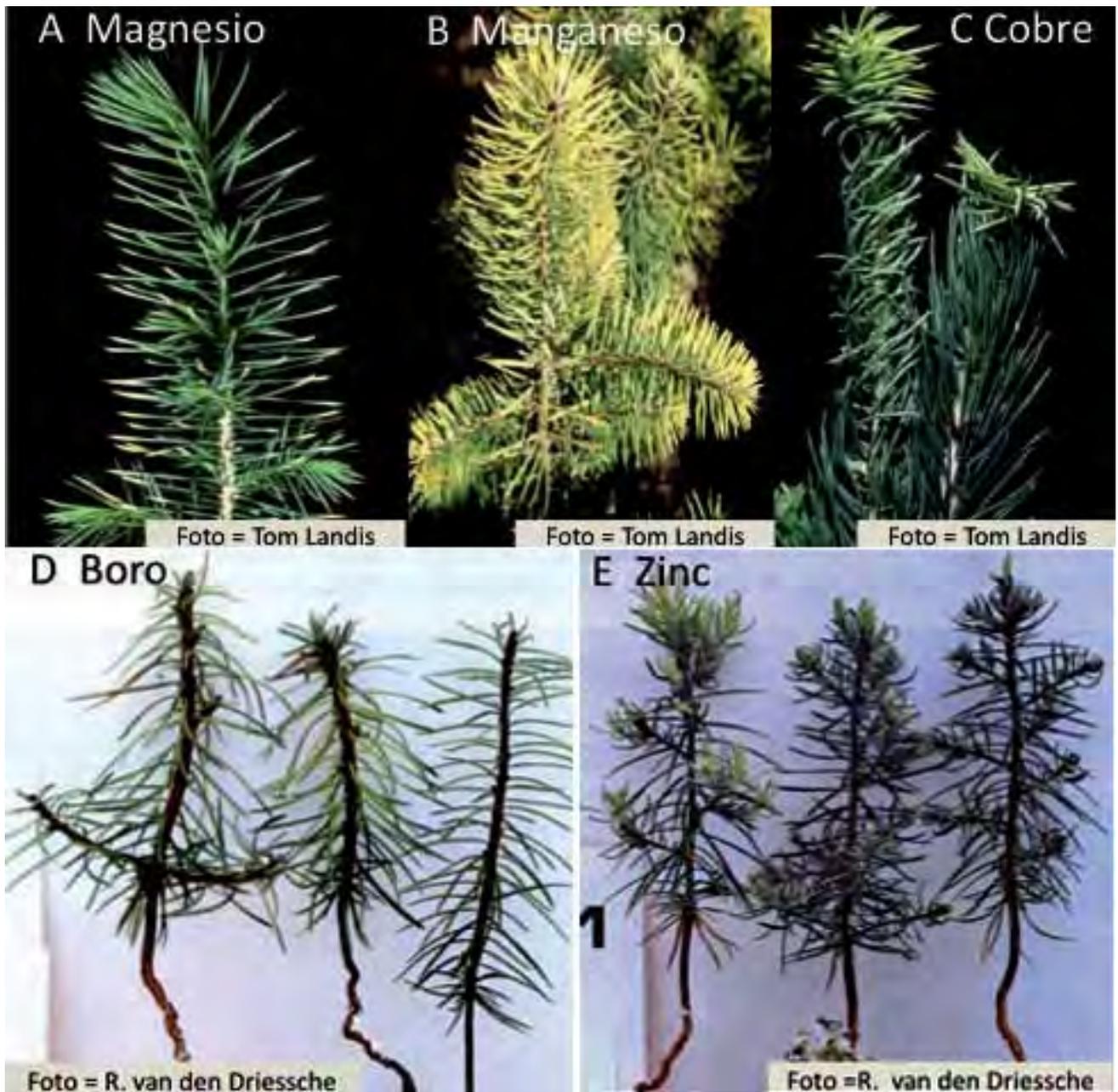


Figura 2. Ejemplos de deficiencias de nutrientes en plantines de coníferas (Landis, sin publicar, van den Driessche 1988, 1991).

RESPUESTA A LA FERTILIZACIÓN

Los plantines cultivados en medios de crecimiento sin suelo, necesitan recibir externamente los nutrientes minerales que requieren para crecer. A medida que crecen los plantines necesitan distintos niveles de nutrientes (Figura 3). Cuando la concentración es muy baja, los plantines frecuentemente exhiben síntomas de deficiencia. A medida que la disponibilidad de nutrientes aumenta, los plantines pasan por un nivel de necesidad oculta, donde no hay síntomas de deficiencia; pero sin embargo, si se aumenta la concentración de nutrientes, el crecimiento aumenta. Por lo tanto, el nivel suficiente de nutrientes es la concentración a la cual un aumento en la disponibilidad de los mismos no es acompañado con un aumento

adicional en el crecimiento. Éste suele ser un rango de concentración relativamente amplio (meseta), especialmente para nutrientes como el nitrógeno o el fósforo. En el vivero lo ideal es mantener los niveles de nutrientes de los plantines, y el crecimiento concomitante, en el límite entre necesidad oculta y suficiencia (mostrado por la flecha). Hay poco beneficio en mantener niveles de fertilidad de lujo, por encima de este punto, porque el gasto adicional no se refleja en un mayor crecimiento, y la acumulación de sales en el sustrato constituye un riesgo. Finalmente, la concentración de nutrientes llega a niveles de toxicidad en los cuales el crecimiento, así como el contenido de nutrientes de los plantines, se reduce. En este punto, las membranas celulares dañadas producen la muerte celular y, eventualmente, la muerte de los plantines.

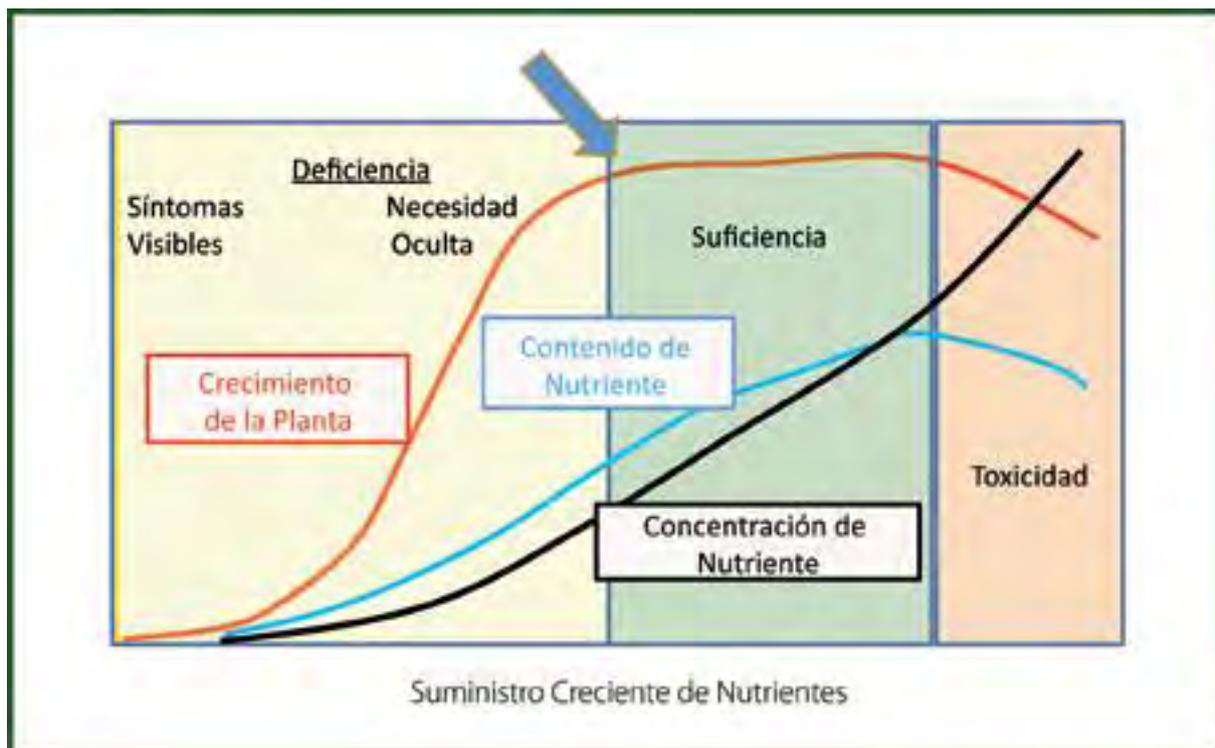


Figura 3. Etapas en la disponibilidad de nutrientes, donde la flecha indica niveles óptimos (Timmer 1991).

En los ensayos de fertilidad, el crecimiento suele medirse en respuesta a la cantidad de nitrógeno aplicado a los plantines. Por ejemplo, para pino taeda cultivado a raíz desnuda, el peso seco de los plantines aumenta con el aumento del nitrógeno (Figura 4). Sin embargo, la respuesta empieza a declinar con tasas de aplicación por encima de 200 mg N/planta (Switzer y Nelson 1963).

Los plantines de *Picea* cultivados con fertilización líquida constante parecen tener una tasa de aplicación óptima de 100 mg N/L (Figura 4). Aumentar la dosis a 200 mg N/L no produce un aumento ni del diámetro de los plantines ni del peso seco. De hecho, aumentar la dosis a más de 300 mg N/L parece producir toxicidad en los plantines (Phillion y Libby 1984).

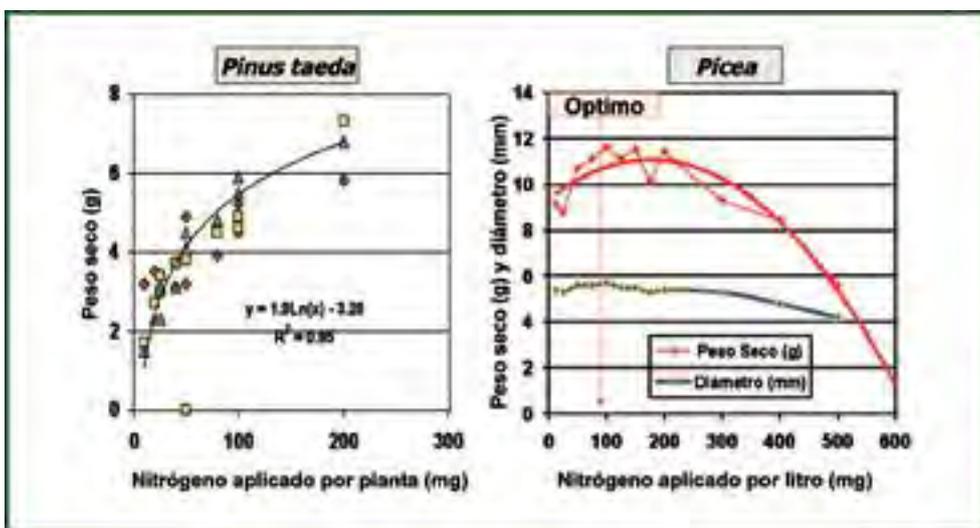


Figura 4. Efecto de fertilización con nitrógeno en plantas de pino taeda (*Pinus taeda*) (Switzer y Nelson 1963) y *Picea* (Phillion y Libby 1984).

La respuesta máxima a la fertilización requiere que no haya otros factores que limiten el crecimiento (por ejemplo, el agua). Squire y colaboradores (1987) probaron que el crecimiento de pino radiata (*Pinus radiata*) es sensible a los niveles de nitrógeno, pero sólo con potenciales hí-

dricos altos (estrés hídrico mínimo) (Figura 5). A medida que disminuye el potencial mátrico, la respuesta a la fertilización con nitrógeno disminuye; incluso, cuando el potencial mátrico es bajo, el nitrógeno parece disminuir el crecimiento.

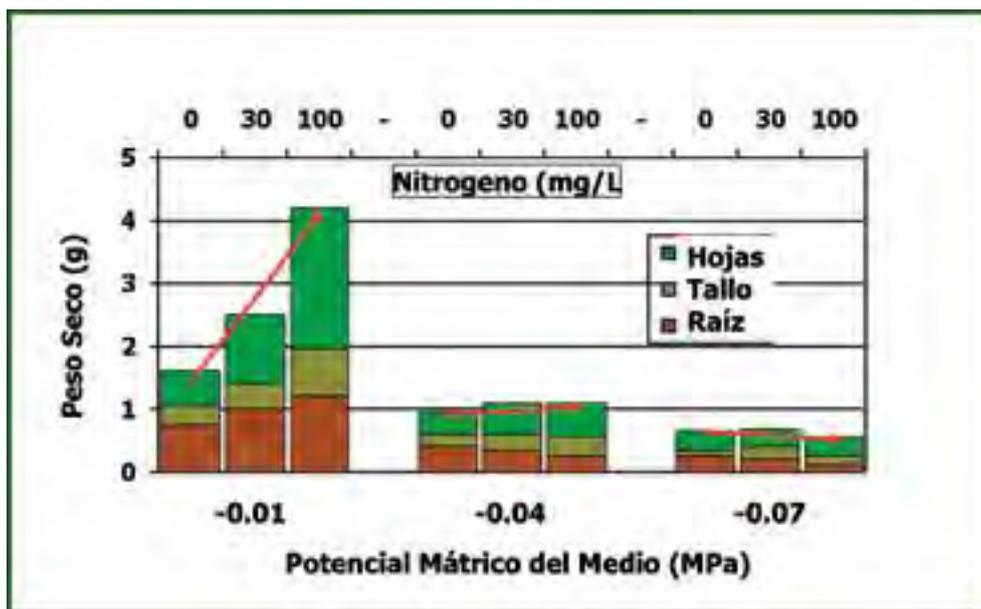


Figura 5. Crecimiento en respuesta a la fertilización con nitrógeno de plantas de pino radiata (*Pinus radiata*) según diferentes potenciales hídricos (Squire et al. 1987).

El contenido de nutrientes de los plantines no sólo afecta el crecimiento en el vivero, sino también la supervivencia y el crecimiento en plantación. Sin embargo, las prácticas culturales para producir plantines en contenedor suelen requerir un período de endurecimiento en el cual se reducen los niveles de fertilización (para mayor detalle ver el capítulo Fases de cultivo: Endurecimiento). Desafortunadamente, una menor fertilización reduce los niveles de nitrógeno foliar durante este período (Irwin et al. 1998). Un nivel bajo de nitrógeno foliar puede afectar la capacidad de los plantines para endurecerse al frío (Rikala y Repo 1997, Timmis 1974), sobrevivir y crecer (van den Driessche et al. 1988). El nivel de nitrógeno foliar óptimo para los plantines de pino oregón (*Pseudotsuga menziesii*)

es de alrededor de 2% (Figura 6). Por ende, una vez que se completa la fase de endurecimiento, los viveros suelen realizar una recarga de nutrientes para volver a alcanzar estos niveles. En la Figura 7 se muestran plantines de pino ponderosa (*Pinus ponderosa*) recargados durante la fase de endurecimiento. La recarga de minerales evita la dilución de nutrientes y aumenta el crecimiento en diámetro más de un 40%. En consecuencia, los plantines con el mayor contenido de nitrógeno y el mayor diámetro deberían tener la mayor supervivencia y crecimiento en plantación (para mayor detalle sobre este aspecto ver el capítulo Calidad de plantines: atributos fisiológicos); de hecho, se ha comprobado que la recarga de nutrientes mejora el desempeño postrasplante de los plantines (Rikala et al. 2004, Xu y Timmer 1999).

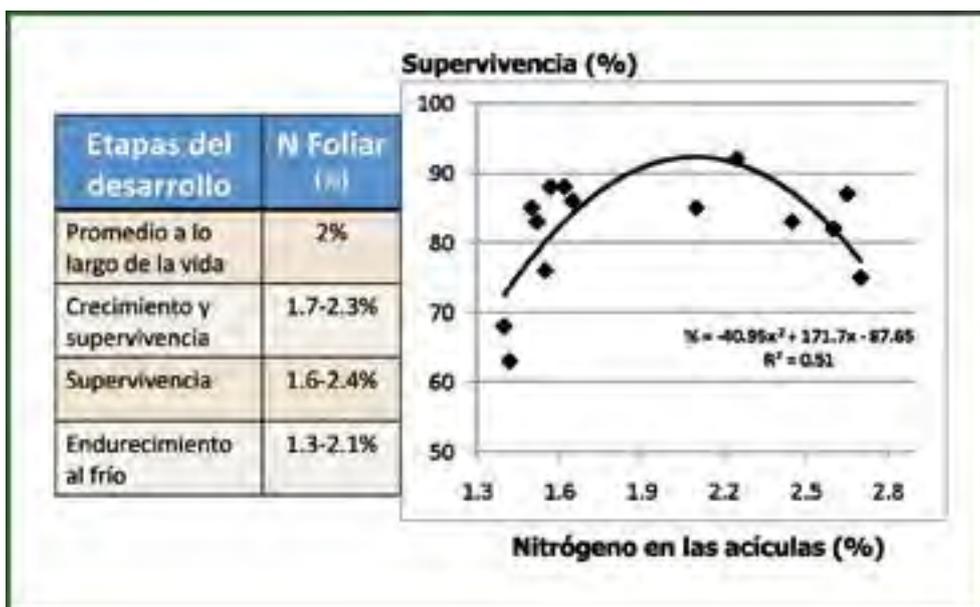


Figura 6. Porcentaje de nitrógeno recomendable en las distintas etapas de desarrollo (izquierda) y supervivencia en función del contenido de nitrógeno en el follaje (derecha) de plantas de pino oregón (*Pseudotsuga menziesii*) (van den Driessche et al. 1988).

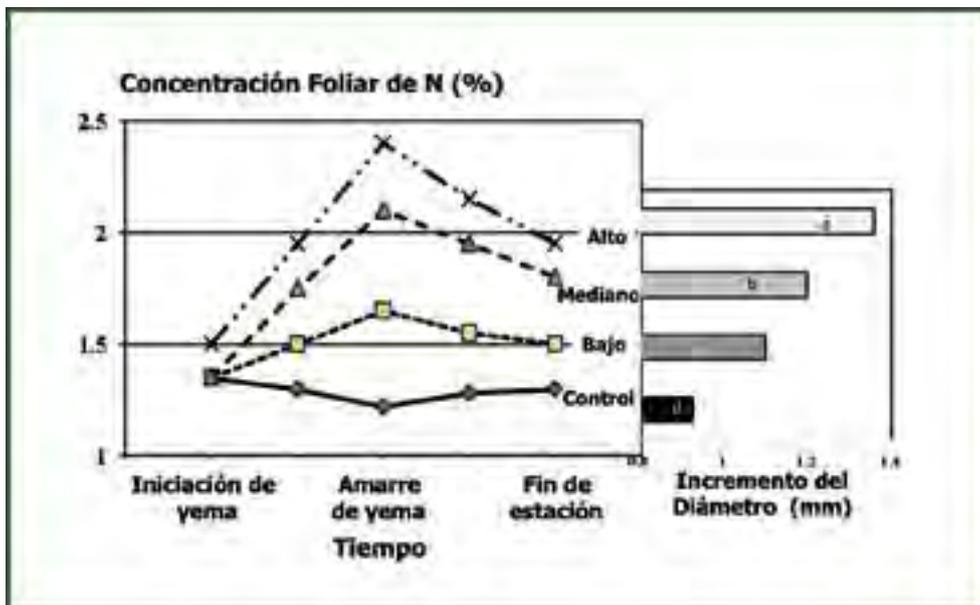


Figura 7. Concentración foliar de nitrógeno a lo largo del periodo de formación de las yemas y diámetro del cuello alcanzado en función de distintos niveles de fertilización en plantas de pino ponderosa (*Pinus ponderosa*) (Montville et al. 1996).

Método de fertilización

Los viveros pueden cubrir sus necesidades de fertilización de plantines tanto por medio del uso de fertilizantes de liberación lenta que se aplican antes de establecer los plantines o a través de la adición continua de fertilizantes líquidos (fertirriego). Ambos tienen ventajas y desventajas.

Si se utilizan fertilizantes de liberación lenta, es importante que el viverista comprenda la dinámica de esa liberación. En algunos fertilizantes los elementos minerales se liberan en forma rápida, en función de su solubilidad, mientras en otros fertilizantes, la tasa de liberación de los distintos elementos está dada por la temperatura y la solubilidad (Mickler y Ruter 2003). En forma ideal, un fertilizante de liberación lenta, debería liberar los nutrientes a lo largo de todo el período de crecimiento. Pero en la realidad, los fertilizantes que liberan la mayor parte de los nutrientes tempranamente en el ciclo de crecimiento necesitarán un suplemento adicional de fertilización en algún momento.

La fertilización líquida, o fertirriego, tiene la ventaja de que puede planificarse un régimen de nutrientes diferente para cada especie (Ingestad 1979) y para el ciclo de crecimiento de cada cultivo. Esto significa que puede aumentarse la concentración de nutrientes a medida que aumenta el tamaño del cultivo y puede modificarse fácilmente al llegar a la etapa de endurecimiento. El fertirriego puede adaptarse fácilmente a sistemas de riego móviles, los cuales tienen la mayor uniformidad de aplicación. Los sistemas de riego fijos y el riego manual tienen los coeficientes de uniformidad más bajos y son menos adecuados para el fertirriego. Los sistemas menos uniformes no sólo aplican más agua a algunos plantines, también entregan más cantidad de nutrientes, aumentando las diferencias en el crecimiento. Los sistemas de irrigación fijos deben tener un coeficiente de uniformidad de 80% o más para minimizar los efectos de la fertilización.

CONCLUSIONES

Los plantines cultivados en contenedor deben recibir todos los nutrientes a través de un plan de fertilización. Los nutrientes pueden ser suministrados a través de la incorporación de fertilizantes de liberación lenta antes de establecer las plantas o por fertirriego. El fertirriego es la técnica recomendada si se utiliza un sistema de riego móvil. Pueden suministrarse nutrientes para cubrir las necesidades cambiantes del cultivo, desde el establecimiento, a través de la etapa de rápido crecimiento, hasta el endurecimiento.

El nitrógeno, el elemento necesario en mayor cantidad, es el nutriente que más afecta el crecimiento en el vivero y el desempeño en plantación. Pueden desarrollarse deficiencias para la mayor parte de los minerales, aún aquellos que se requieren en cantidades ínfimas. Aunque el manejo de los nutrientes es básico y sencillo, es también, un eslabón crítico en la producción de plantines.

BIBLIOGRAFIA CITADA

- Boyer, J.N. y D.B. South. 1985. Nutrient content of nursery-grown loblolly pine seedlings. Alabama Agriculture Experiment Station, Auburn, AL. Circular 282, 27p.
- Hartman, J.R., Pirone, T.P. y M.A. Sall. 2000. Pirone's Tree Maintenance, 7th edition. Oxford University Press, Inc., New York, NY. 545 p.
- Hopkins, W.G. 1999. Introduction to Plant Physiology (2nd edition). John Wiley & Sons, Inc., New York, NY, 512 p.
- Ingestad, T. 1979. Mineral nutrient requirements of *Pinus silvestris* and *Picea abies* seedlings. *Physiologia Plantarum* 45:373-380.
- Irwin, K.M., Duryea M.L. y E.L. Stone. 1998. Fall-applied nitrogen improves performance of 1-0 slash pine nursery seedlings after outplanting. *Southern Journal of Applied Forestry* 22:111-116.
- Landis, T.D., Tinus, R.W., McDonald, S.E. y J.P. Barnett. 1989. Seedling nutrition and irrigation, Vol. 4. The Container Tree Nursery Manual. Agriculture Handbook 674. Washington, DC: US Department of Agriculture, Forest Service, 191 p. Disponible en http://rngr.net/Publications/ctnm/Folder.2003-06-11.4947/vol_4_intro.pdf/file.
- Mickler, K.D. y J.M. Ruter. 2003. Slow-release comparisons. How 5 long-term fertilizers stacked up in container production tests. *NMPRO* 19(3):51.
- Montville, M.E. Wenny, D.L. y R.K. Dumroese. 1996. Foliar fertilization during bud initiation improves container-grown ponderosa pine seedling viability. *Western Journal of Applied Forestry* 11:114-119.
- Phillion, B.J. y M. Libby. 1984. Growth of potted black spruce seedlings at a range of fertilizer levels. *The Plant Propagator* 30(2):10-11.
- Prasad, M., Simmons, P. y M.J. Maher. 2004. Release characteristics of organic fertilizers. *Acta Horticulturae* 644:163-170.
- Rikala, R., Heiskanen, J. y M. Lahti. 2004. Autumn fertilization in the nursery affects growth of *Picea abies* container seedlings after transplanting. *Scandinavian Journal of Forest Research* 19:409-414.
- Rikala, R. y T. Repo. 1997. The effect of late summer fertilization on the frost hardening of second-year Scots pine seedlings. *New Forests* 14:33-44.
- Squire, R.D., Attiwill, P.M. y T.F. Neals. 1987. Effects of changes of available water and nutrients on growth, root development, and water use in *Pinus radiata* seedlings. *Australian Forest Research* 17:99-111.
- Switzer, G.L. y L.E. Nelson. 1963. Effects of nursery fertility and density on seedling characteristics, yield and field performance of loblolly pine. *Soil Science Society of America Proceedings* 27:461-464.
- Timmer, V.R. 1991. Interpretation of seedling analysis and visual symptoms, p. 113-134. En: van den Driessche, R. (Editor), Mineral nutrition of conifer seedlings. CRFC Press, Boca Raton, FL, 274 p.
- Timmis, R. 1974. Effect of nutrient stress on growth, bud

set and hardiness in Douglas-fir seedlings, p. 187-193. En: Tinus, R.W., W.I. Stein y W.E. Balmer (Editores), Proceedings of the North American Containerized Forest Tree Seedlings Symposium, Denver, CO. Great Plains Agriculture Council Publication 68.

van den Driessche, R. 1988. Nursery growth of conifer seedlings using fertilizers of different solubilities, and application time, and their forest growth. Canadian Journal of Forest Research 18:172-180.

van den Driessche, R. 1989. Nutrient deficiency symptoms in container grown Douglas-fir and white spruce seedlings. B.C. Min. Forests, Research Branch, Victoria, B.C. Canada V8W 3E7", 29 p.

van den Driessche, R. (Editor). 1991. Mineral nutrition of conifer seedlings. CRC Press, Boca Raton, FL, 274 p.

Xu, X.J. y V.R. Timmer. 1999. Growth and nitrogen nutrition of Chinese fir seedlings exposed to nutrient loading and fertilization. Plant and Soil 216:83-91.



Riego y fertirriego

R. Kasten Dumroese, Thomas D. Landis y Kim M. Wilkinson

LA IMPORTANCIA DEL AGUA

El agua es el factor que más puede afectar el crecimiento y la sanidad de las plantas por sí solo. Es esencial para casi todos los procesos vegetales: la fotosíntesis, el transporte de nutrientes, el crecimiento y el desarrollo celular. De hecho, del 80 al 90% del peso de un plantín es agua, por lo cual el manejo del riego es una de las tareas más trascendentes dentro de un vivero.

Se debe determinar cómo, cuándo y cuánto regar. Si bien saltarse un solo evento de riego puede causar daños severos e incluso ocasionar la muerte de plantas, en cualquier etapa de desarrollo, el exceso de riego también genera problemas, ya que es la principal causa de las enfermedades de las raíces, además de producir otros inconvenientes durante el crecimiento de los plantines. Por eso, frecuentemente decimos, en tono de broma, que el agua es el producto químico más peligroso utilizado en un vivero.

El diseño y operación del sistema de riego es fundamental. Un sistema de riego bien diseñado produce plantines de mejor calidad y más sanos, reduce los costos de mano de obra, aumenta la uniformidad y consistencia del cultivo y mejora el uso del agua, reduciendo el volumen de agua residual.

Las necesidades de riego varían de un vivero a otro y además las distintas etapas de crecimiento de las plantas (establecimiento, rápido crecimiento y endurecimiento) requieren diferentes regímenes, los cuales son discutidos en los capítulos de este manual dedicados a cada etapa. Por ende, diseñar un sistema de riego efectivo y eficiente no implica sólo elegir un método específico, sino decidir qué tipo de sistema y qué prácticas se adecuan mejor a las necesidades de las plantas que se quieren producir. Entonces, la elección del sistema de riego más adecuado sólo es posible si se comprenden las necesidades de las plantas, los factores que afectan

la disponibilidad del agua y los detalles de cómo, cuándo y por qué regar. Asimismo, es oportuno recordar que el primer paso para instalar un vivero y su sistema de riego es asegurarse de tener un abastecimiento de agua constante y de buena calidad.

CALIDAD DEL AGUA

La calidad del agua disponible es un factor fundamental a tener en cuenta en la selección del sitio para instalar un vivero que producirá plantines en contenedor y para su gestión. Mejorar el agua de riego de mala calidad suele ser prohibitivo en costos. Se debe tomar una muestra de agua y enviarla a un laboratorio para determinar su calidad: verificar que los tipos y concentraciones de sales disueltas se encuentren dentro de los límites aceptables y que no haya agentes patógenos o plagas. Si la salinidad es alta, la adición de nutrientes puede llevarla a niveles inaceptables (Figura 1). Situaciones como ésta fuerzan a los viveros a utilizar fertilizantes muy diluidos o de liberación lenta, para poder mantener la salinidad dentro de límites admisibles. Algunas prácticas de cultivo, tales como aumentar la porosidad del medio de crecimiento, o forzar la lixiviación frecuente del sustrato, pueden ayudar a aliviar los efectos del agua con altos contenidos de sales. La presencia de impurezas, como semillas o esporas de malezas, hongos, musgos y algas, así como también residuos de pesticidas, suele ser otro de los problemas cuando se utiliza agua superficial en los viveros. La eliminación de estos contaminantes puede ser difícil y costosa, por lo que su discusión va más allá del objetivo de este capítulo.

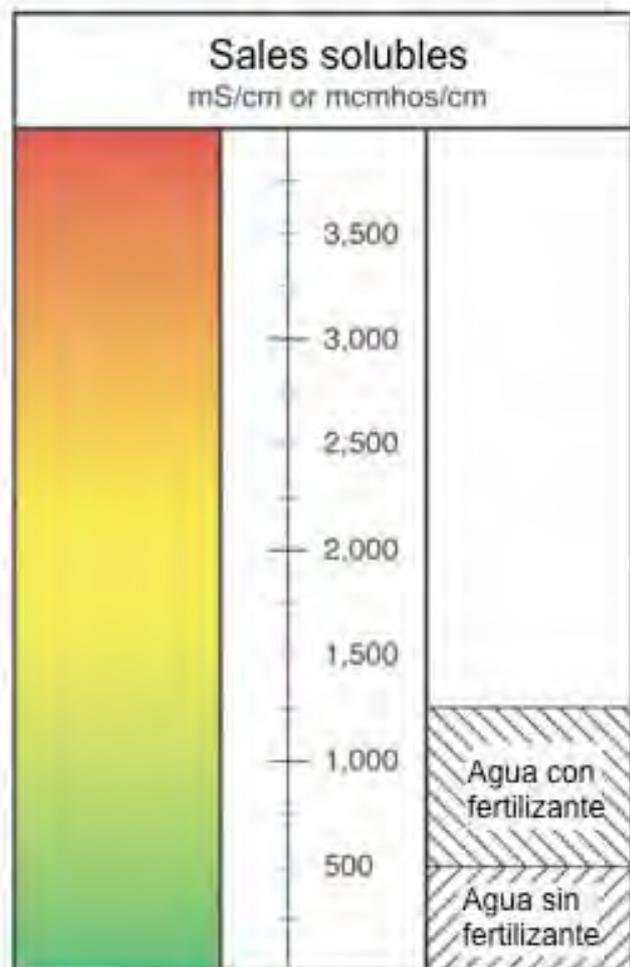


Figura 1. Esquema del efecto de los fertilizantes solubles sobre el sistema de riego. Por ejemplo, agua de buena calidad con una salinidad base de 500 $\mu\text{S}/\text{cm}$ suele superar los 1.000 $\mu\text{S}/\text{cm}$ después de agregar un fertilizante soluble (Ilustración: Jim Marin).

Evaluación de la calidad del agua

Lo ideal es testear el agua al establecer el vivero y posteriormente realizar evaluaciones anuales. El análisis completo del agua para riego comprende la determinación de la salinidad, niveles de nutrientes iónicos, conductividad eléctrica, concentración de iones tóxicos y pH. La Tabla 1 presenta algunos estándares de calidad de agua. Debe tenerse en cuenta que el agua de riego puede contener cantidades apreciables de algunos nutrientes en forma natural (como calcio, magnesio y azufre).

La muestra para evaluar la calidad de agua debe tomarse en forma adecuada. Se debe utilizar una botella plástica limpia, con una tapa hermética, de 250 ml, lo cual es su-

ficiente para la mayoría de las determinaciones. Antes de obtener la muestra, se deja correr el agua por algunos minutos y se enjuaga la botella con el agua a ser analizada, y posteriormente se colecta una muestra de la misma. La botella debe ser etiquetada apropiadamente, con un marcador indeleble, antes de enviarla al laboratorio, lo cual debe realizarse lo antes posible, aunque puede almacenarse refrigerada por un tiempo corto, de ser necesario. Los laboratorios suelen reportar las determinaciones en el término de dos semanas.

Tabla 1. Estándares de calidad de agua de riego para viveros (modificado de Landis et al. 1989).

Índice de calidad	Óptimo	Aceptable	Inaceptable
pH	5,5 a 6,5		
Salinidad ($\mu\text{S}/\text{cm}$)	0 a 500	500 a 1.500	> 1.500
Sodio (ppm)			> 50
Cloro (ppm)			> 70
Boro (ppm)			> 0,75

CUÁNTO REGAR

El concepto más importante sobre el riego de contenedores es que se debe aplicar la cantidad justa de agua en cada evento, para forzar una leve lixiviación. Esto simplemente significa aplicar suficiente cantidad de agua al medio de crecimiento como para que un poco de la misma gotee del fondo de los contenedores, aunque no tanta como para que el escurrimiento sea excesivo.

Si se aplica poca cantidad de agua, el sustrato se reseca y se produce acumulación de sales de los fertilizantes utilizados, causando daño por salinidad o quemadura por fertilizante. Si se aplica agua en exceso, el fertilizante es lixiviado de los contenedores y se pierde. Por otro lado,

si se riega con demasiada frecuencia el medio de crecimiento puede mantenerse muy húmedo propiciando el desarrollo de enfermedades de las raíces. Por lo tanto, la regla de oro para el riego por aspersión es aplicar aproximadamente un 10% más de agua que lo necesario, para saturar todo el perfil del medio de crecimiento durante cada evento. Lo más conveniente es realizar frecuentes inspecciones directas, para asegurarse que haya algo de drenaje durante o inmediatamente después de regar.

TIPOS DE SISTEMAS DE RIEGO

El mejor método de riego en un vivero que produce plantas en contenedores depende del tamaño y complejidad de la operación y de los requerimientos de agua de las plantas que se cultiven. Los viveros pequeños pueden preferir regar a mano, mientras que los viveros grandes suelen usar algún tipo de sistema mecánico de riego, como aspersores o emisores móviles.

Riego manual

El riego manual suele ser la estrategia más práctica para regar viveros pequeños. Requiere equipamiento simple y poco costoso: una manguera, un par de boquillas diferentes y un rociador con lanza para manguera. La tarea de regar es más placentera y eficiente si se realizan algunas pequeñas inversiones adicionales, tales como guías suspendidas sobre el cultivo para tender las mangueras y botas de goma para el personal (Biernbaum 1995). Aunque la tarea parece fácil, lograr una buena técnica, y aplicar la cantidad de agua apropiada a todas las plantas puede ser difícil. El administrador del vivero debe asegurarse que las personas que realizan esta operación estén capacitadas adecuadamente y tengan una actitud de compromiso para trabajar en forma efectiva en la aplicación de agua. Un buen riego manual implica (1) dirigir el agua hacia las raíces de las plantas, (2) evitar mojar el follaje, en la medida de lo posible, para ahorrar agua y evitar enfermedades foliares, (3) usar un tipo de boquilla apropiado y una cantidad de agua adecuada para cada cultivo, (4) ajustar el flujo, el volumen y la velocidad del riego para ser eficientes en el uso del agua, evitando la compactación o el lavado del medio de crecimiento (Biernbaum 1995), y (5) aplicar el agua en forma uniforme, teniendo en cuenta variaciones microclimáticas dentro del vivero.

Sistemas de riego con emisores

Los sistemas de emisores suspendidos son tan comunes que es lo que muchas personas visualizan al pensar en el riego. Existen muchos sistemas de riego suspendido, desde emisores fijos hasta sistemas de alas de riego móviles. Los sistemas fijos consisten en una red de emisores espaciados en forma regular y son comunes, porque son menos costosos que los sistemas móviles. Estos últimos tienen alas de riego que se mueven para distribuir el agua por todo el cultivo. Este sistema trabaja bien, pero puede ser demasiado costoso para los viveros pequeños. La próxima sección discute dos sistemas de riego fijos: con emisores suspendidos y con emisores basales.

Emisores fijos suspendidos

El sistema de emisores fijos suspendidos consiste en una serie de líneas de riego paralelas, generalmente construidas de tuberías plásticas de PVC, con aspersores ubicados a intervalos regulares formando una red uniforme. Los emisores suspendidos aplican el agua bastante rápido y realizan bien la tarea si están distribuidos adecuadamente y reciben mantenimiento apropiado.

En general, el ambiente de propagación se divide en áreas de riego independientes, cuyo tamaño depende del número de emisores que la bomba utilizada puede alimentar al mismo tiempo, con una presión de agua apropiada. La presión ideal varía con el tipo de emisores y puede obtenerse de las especificaciones provistas por los fabricantes. Los emisores tienen distintas coberturas -círculo completo, medio círculo, un cuarto de círculo- de forma que se puede lograr cobertura completa ubicando las líneas de riego en el perímetro del sector. Cada área de riego puede controlarse en forma separada con una válvula solenoide, la que puede ser conectada a una "timer", para programar la duración y secuencia de riego. El tamaño de cada sector puede ser diseñado de forma que distintas especies o partidas de semillas con requerimientos de agua diferente sean cultivadas dentro de una misma área. Puede ser una buena idea obtener el asesoramiento de un especialista en riego cuando se planifica un sistema de riego nuevo, para asegurar un equilibrio entre cobertura y presión de agua.

Se utilizan distintos tipos de emisores para los sistemas fijos suspendidos. Los aspersores giratorios, tienen una boquilla sobre un brazo que gira cuando recibe presión de agua (Figura 2A). Los emisores fijos (Figura 2B) no tienen partes móviles pero distribuyen el agua en un patrón de círculo completo, medio o un cuarto de círculo (Figura 2C).

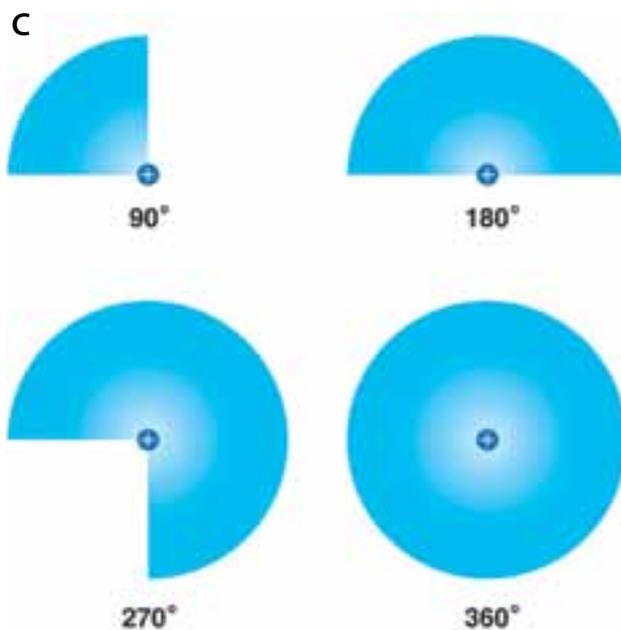


Figura 2. Sistema de riego fijo suspendido con aspersores rotatorios (A) o emisores fijos (B), estos últimos pueden cubrir círculos completos, de un cuarto, media, o tres cuartas partes de una circunferencia (C). Sistema de riego fijo basal con aspersor de impacto rotatorio (D); por su largo alcance este sistema suele utilizarse en cultivos a la intemperie (Fotos: Thomas D. Landis).

Emisores fijos basales

Los sistemas de riego basales suelen utilizarse en grandes áreas de crecimiento o de plantines de remanentes de la temporada, a la intemperie. Son similares a los sistemas suspendidos en su diseño y operación, por cuanto utilizan una red de líneas de riego permanente o móvil, con emisores regularmente distribuidos. Suelen usarse tanto los emisores fijos como los aspersores de impacto rotatorio (Figura 2D). Estos aspersores giran lentamente debido al impacto de un brazo que contiene un resorte, que se mueve alternadamente dentro y fuera del chorro de agua que sale por la boquilla. Hay aspersores de impacto de diferentes fabricaciones, área de cobertura y tamaños de boquilla. Dado que el brazo de impacto es impulsado por la presión del agua del chorro que atraviesa la boquilla, el patrón de distribución de estos aspersores

para regar, depende particularmente de utilizar la presión de agua adecuada. Una ventaja de los sistemas de riego basales es que los aspersores de impacto rotatorio tienen áreas de cobertura relativamente grandes, lo cual implica que se utilizan menores cantidades de boquillas y de tubería de riego.

Emisores móviles

Los sistemas móviles consisten en alas de riego móvil, que se mueven frontalmente dentro del invernáculo. Son el sistema de riego por aspersión más eficiente porque el agua se aplica en un patrón lineal (Figura 3) únicamente sobre el cultivo. Si bien suele ser demasiado costoso para muchos viveros, debe tenerse en cuenta siempre que sea posible. Para más información, ver Landis et al. (1989).



Figura 3. Sistema de riego con emisores móviles en forma de alas. Estas se mueven frontalmente y son eficientes porque aplican el agua únicamente sobre el cultivo (Foto: Thomas D. Landis 1989).

Diseño y monitoreo de sistemas de riego

La eficiencia de un sistema de riego depende principalmente de su diseño original. Pocos procedimientos operativos pueden mejorar un sistema mal diseñado. Por ende es importante consultar a un ingeniero en riego durante las etapas de planificación. Consideraciones de ingeniería básicas, como la pérdida por rozamiento dentro de las tuberías o uniones y el efecto de la presión del agua en el funcionamiento de los emisores, deben ser incorporadas al diseño del sistema de riego.

El espaciamiento y la distribución de los aspersores en sistemas fijos se relacionan con el funcionamiento de las boquillas y el efecto del viento. El tamaño de cada boquilla y el patrón de cobertura resultante pueden establecerse consultando las especificaciones que proveen los fabricantes de los emisores. El viverista debe seleccionar un tamaño de boquilla que sea suficientemente grande como para penetrar el follaje de la planta y minimizar la dispersión por viento, pero no tan grande como para crear problemas de salpicado.

Todos los tipos de emisores fijos aplican agua en un patrón circular y por ende los sistemas de riego deben diseñarse para proveer suficiente superposición entre ellos (Figura 4). Esto es especialmente importante en áreas de crecimiento a la intemperie, donde la dispersión por el viento puede ser significativa. Frecuentemente, los aspersores suelen estar demasiado espaciados en un esfuerzo por ahorrar costos, pero esta es una economía falsa considerando el importante efecto negativo en el crecimiento de la planta.

Dado que la presión del agua tiene un efecto tan importante sobre el funcionamiento y eficiencia de los emisores, esta debe ser monitoreada regularmente, teniendo en cuenta las especificaciones de funcionamiento, a presiones estándar, provista por los fabricantes. La presión del agua se puede verificar en forma regular con un calibrador montado en forma permanente cerca de las boquillas o con un manómetro equipado con un tubo Pitot directamente en el orificio de una boquilla. Esta verificación deberá realizarse en diferentes emisores, incluyendo el que esté más lejos de la bomba. La importancia de los chequeos regulares de la presión de agua no debe subestimarse, porque muchos factores pueden producir

cambios en la presión de las boquillas. Una presión del agua muy alta o muy baja, puede producir patrones de distribución erráticos o en bandas”.

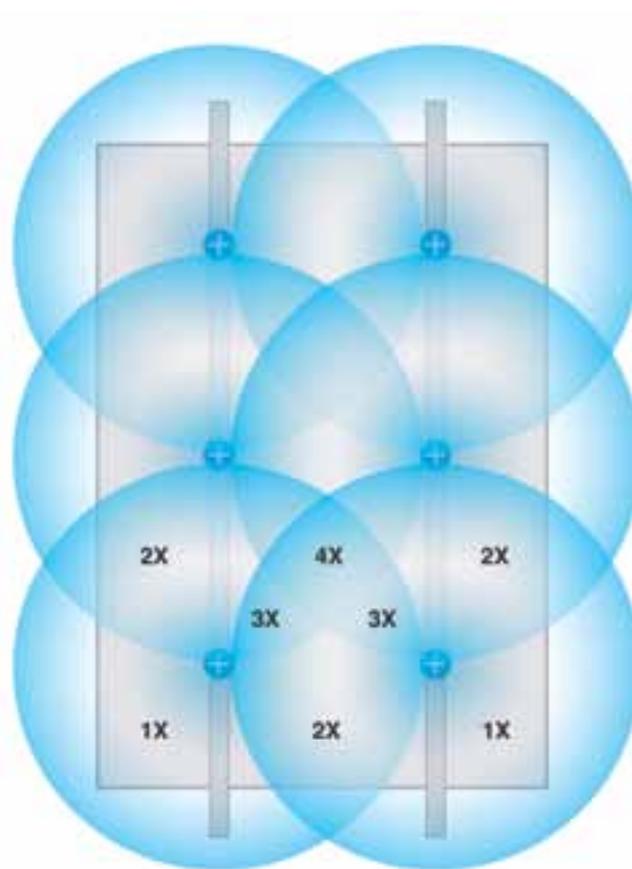


Figura 4. Ejemplo de la superposición que debería existir entre el patrón circular de riego de los distintos aspersores (Ilustración: Jim Marin).

Automatización de los sistemas de riego

Hay diferentes tipos de controladores automáticos en el mercado, que utilizan relojes o “timers”. Este equipo permite al administrador del vivero pre programar períodos de riego, ahorrando tiempo y mano de obra. El viverista prudente, sin embargo, nunca depende completamente de los sistemas automáticos y monitorea la eficiencia del riego y su efecto sobre el crecimiento de las plantas, en forma regular.

EVALUACIÓN DE LA UNIFORMIDAD DE LOS SISTEMAS DE RIEGO

Tanto los sistemas nuevos como los que ya están instalados deben ser monitoreados para asegurar que estén funcionando adecuadamente. Los sistemas existentes deben verificarse frecuentemente porque las boquillas pueden obstruirse o desgastarse. La uniformidad con que aplican el agua los sistemas de riego puede ser monitoreada usando un “test de copas” muy simple, que mide el agua de riego interceptada por una serie de vasos distribuidos en forma de cuadrícula regular por toda el área de crecimiento (Figura 5). Los envases utilizados para este test deben tener boca redonda y borde delgado, mientras que la forma no es importante, siempre que sean estables y suficientemente profundos para recolectar varios centímetros cúbicos de agua sin pérdidas por salpicaduras. Una vez aplicado el riego durante el tiempo estándar se apaga el sistema y se mide la profundidad del agua dentro de los vasos, la cual debería ser relativamente uniforme. De no ser así, deben buscarse obstrucciones o problemas en las boquillas en forma individual. Si el test se realiza para un sistema de riego manual, la persona que aplica el agua puede observar dónde ha sido desparejo el riego.



Figura 5. Verificación de la uniformidad de la distribución del agua de un sistema de riego aplicando el “test de copas” (o de vasos). Los vasos se distribuyen de manera regular en un patrón cuadrículado encima del área de cultivo. Una vez aplicado un riego se verifica la profundidad del agua que debe ser la misma en todos los vasos (Foto: Kim M. Wilkinson).

CUÁNDO REGAR

Determinar el contenido de humedad del medio de crecimiento en la mayoría de los contenedores utilizados en los viveros es un desafío, porque es difícil observar o muestrear el sustrato dentro de contenedores pequeños. Sin embargo es absolutamente necesario monitorear en forma regular el contenido de humedad del medio. El limitado volumen de reservas de agua en los contenedores pequeños hace que niveles de estrés hídrico se alcancen rápidamente.

Existen diferentes tipos de equipos para monitorear y evaluar la efectividad de la aplicación de agua, algunos de los cuales están descritos en Landis et al. (1989). Sin embargo los métodos más comunes para monitorear la necesidad de riego son las evaluaciones visuales y táctiles, aunque deberían complementarse con determinaciones formales o informales del peso de los contenedores.

Evaluación visual y táctil

En la realidad, la mayoría de los viveros monitorean la efectividad del riego basándose en la textura y apariencia de las plantas y del sustrato. La mejor técnica es observar la facilidad relativa con que se puede extraer el agua del sustrato por compresión entre los dedos, e intentar relacionar esta condición de humedad con la apariencia de la planta y el peso del contenedor. Este procedimiento requiere mucha experiencia y es muy subjetivo. A pesar de sus evidentes limitaciones, la técnica visual y táctil aún es muy utilizada y puede ser muy efectiva cuando la aplica un viverista experimentado.

Observar el sistema radicular o el medio de crecimiento puede provocar daño en las plantas examinadas, especialmente si se las debe extraer de su contenedor. Esta práctica suele ser necesaria durante la fase de aprendizaje del manejo de un cultivo nuevo. Sin embargo, con el tiempo y la experiencia, indicadores no destructivos como la condición de la planta, la textura y apariencia del medio de crecimiento, así como el peso de los contenedores pueden ser indicadores efectivos, reduciendo o eliminando la necesidad de prácticas destructivas de muestreo.

Peso de las bandejas

El desarrollo de una escala de pesos de las bandejas es una tarea laboriosa, ya que requiere que se mantenga un registro de todas las mediciones. Sin embargo, es una de las pocas técnicas objetivas, no destructivas y repetibles para monitorear el riego en viveros que producen en contenedores. Esta técnica es relativamente fácil de realizar. Luego de sembrar, la bandeja se riega hasta saturar de agua el medio de crecimiento, o sea cuando el agua empieza a gotear por el fondo de las celdas. Al cabo de una hora se la pesa y ese dato se registra como peso "húmedo" o peso "lleno" (Figura 6). El sustrato estará a "capacidad del contenedor", que conceptualmente es lo mismo que la capacidad de campo del suelo. Con el transcurso de las horas siguientes la bandeja ira perdiendo el agua del sustrato por evaporación y transpiración, disminuyendo su peso, proceso que se controla con nuevas pesadas. El cultivo se volverá a regar cuando el peso de la bandeja llegue a un nivel predeterminado, llamado peso de "riego" (Tabla 2), que dependerá de la especie y de la fase de crecimiento en que se encuentre. Para con-



Figura 6. Determinación del peso de los contenedores para saber cuando es necesario regar el cultivo en función del peso de riego; este se debe determinar para cada especie y fase de crecimiento (Foto: Thomas D. Landis).

tenedores en el oeste de EE.UU., llenados con un sustrato de turba y vermiculita en proporciones 1:1, los plantines de pino ponderosa, en fase de crecimiento rápido, se riegan cuando las bandejas llegan al 80 - 85% del peso saturado. Durante la fase de endurecimiento, este valor se disminuye paulatinamente al 60%. Aunque los viveristas pueden desarrollar un sentido intuitivo para evaluar la pérdida de agua del sustrato levantando bandejas al azar, pesarlas en una sencilla balanza doméstica (Figura 6) es una práctica más precisa para decidir cuándo regar. El peso de riego varía significativamente entre especies, debido a la diferente respuesta fisiológica de cada una al estrés hídrico. Por lo tanto a lo largo de todo el período de cultivo, deberán establecerse nuevos pesos húmedos y de riego para cada especie, con una frecuencia de 6 semanas aproximadamente.

Tabla 2. Un ejemplo de hoja de registro de peso de las bandejas, suponiendo un peso húmedo de 11 kg, y que los plantines serán regados cuando el peso de la bandeja testigo llegue al 85% del peso húmedo ($11 \text{ kg} \times 0,85 = 9,35$)

	Ene 21	Ene 22	Ene 23	Ene 24	Ene 25	Ene 26
Peso "húmedo"	11,0	11,0	11,0	11,0	11,0	11,0
Peso de la bandeja	9,35	10,25	9,9	9,35	10,34	9,13
Porcentaje	85%	93%	90%	85%	94%	83%
Necesidad de riego	Si	No	No	Si	No	Si

CONSERVACIÓN DE AGUA Y DISPOSICIÓN DE AGUA RESIDUAL

Dependiendo de la eficiencia del sistema de riego, la escorrentía y el agua residual pueden ser factores importantes a tener en cuenta. El riego con emisores suspendidos generalmente es poco eficiente. Más allá de la cantidad de agua que se desecha, los fertilizantes y plaguicidas que se aplican a través del sistema de riego pueden contaminar el suelo y el agua subterránea del lugar. Esto ocurre porque generalmente los fertilizantes líquidos y plaguicidas suelen ser aplicados en exceso con respecto a la cantidad de agua requerida para saturar el

medio de crecimiento y estimular la lixiviación del exceso de sales. Originalmente se pensaba que en el suelo las sales de los fertilizantes y los plaguicidas se filtraban o descomponían, pero esta creencia ha sido refutada recientemente.

Una buena planificación y aplicación del riego minimiza la cantidad de agua utilizada y cubre las necesidades de las plantas. La maximización de la eficiencia de los sistemas de riego y la implementación de estrategias de conservación de agua, como el uso del "mulching", son las formas más efectivas de manejar el problema reduciendo el drenaje de las bandejas. Si a pesar de estos esfuerzos se genera agua residual, puede ser colectada para su tratamiento y/o redirigida hacia jardines ornamentales o hacia otros cultivos para que otras plantas la utilicen.

FERTIRRIEGO

El fertirriego es la práctica de inyectar fertilizante líquido en el sistema de riego. Puede utilizarse en todos los tipos de sistemas de riego y se utiliza tanto en viveros que producen plantas a raíz desnuda como aquellos que lo hacen en contenedores. El fertirriego permite aplicar los nutrientes minerales en la cantidad y concentración adecuadas, en el momento justo, de forma fácil y uniforme, junto con el agua.

El sistema más simple de fertirriego, adecuado para viveros pequeños, consiste en disolver la cantidad apropiada de fertilizante en una regadera. En viveros grandes se emplean sistemas más complejos, en los cuales el fertilizante es agregado por medio de un mezclador de sifón sencillo o un inyector más sofisticado. Independientemente del equipo que se utilice el proceso es el mismo: el fertilizante concentrado es tomado de una solución madre y se agrega al flujo de agua de la línea de riego, para lograr la concentración que se desee aplicar al cultivo (Figura 7). Por lo tanto, los tres aspectos más importantes de un sistema de fertirriego de este tipo son el nivel de base de los nutrientes en el agua de riego (Figura 7A), la composición de la solución madre utilizada (Figura 7B) y la concentración de los nutrientes en la solución de fertirriego aplicada (Figura 7C). El equipo de fertirriego debe instalarse con dispositivos adecuados para prevenir el retroceso del flujo, para asegurarse de no contaminar al agua potable.

En general, los inyectores mezclan una cantidad dada de una solución madre concentrada con una cierta cantidad de agua de riego, frecuentemente en proporciones de 1:25, 1:50, 1:100, ó 1:200. Esto significa que la solución madre es 25, 50, 100 ó 200 veces más concentrada que la solución final que se aplica sobre los plantines. La proporción de inyección puede ser modificada por la presión de agua, la velocidad del flujo y la antigüedad del equipo utilizado, por lo cual debe verificarse una o dos veces al

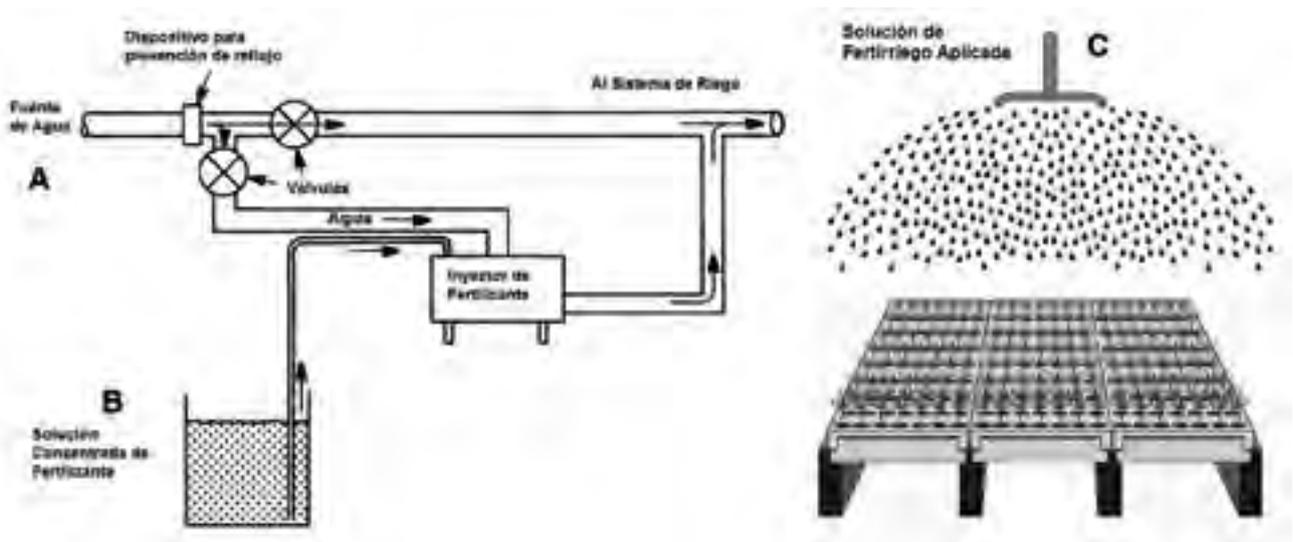


Figura 7. Esquema de un sistema de fertirriego mostrando sus componentes más importantes (modificado a partir de Nelson 1978).

año para asegurarse de estar aplicando la concentración deseada. Este monitoreo sólo puede realizarse durante un evento de fertirriego, procediendo de la siguiente manera: se toma un volumen conocido de solución madre y posteriormente se mide la cantidad de agua que necesita circular por el sistema de riego para que dicho volumen de solución madre sea completamente inyectada. El medidor de flujo se debe ubicar inmediatamente después o “aguas abajo” del inyector para que la determinación resulte sencilla. Si no se tiene un medidor, la cantidad de agua aplicada puede estimarse utilizando el “test de copas” ya descrito, simplemente calculando la superficie de cada recipiente utilizado, midiendo la profundidad del agua acumulada y extrapolando al área cubierta por el sistema de riego.

En general, los fertilizantes pueden inyectarse al sistema de riego como parte de un régimen de fertirriego. Pero, dado que la solución madre puede ser muy concentrada, algunos fertilizantes no pueden mezclarse porque reaccionarían, formando precipitados. En particular, el nitrato de calcio precipita fácilmente con el potasio, el amonio, hierro, zinc, o magnesio. Este problema puede evitarse utilizando un inyector de dos cabezas, de forma que sólo entren en contacto entre sí formas muy diluidas de los fertilizantes, o utilizando los distintos fertilizantes en días alternados de fertirriego. Landis et al. (1989) presentan este tema con mucho más detalle.

Anteriormente se hizo referencia a la necesidad de testear la calidad de agua del riego para conocer si está dentro del rango óptimo (Tabla1). Si el valor del pH resulta muy elevado será necesario reducirlo a un valor próximo a 6 agregando ácido fosfórico o ácido sulfúrico al agua de riego para lo cual suele usarse el inyector. La elección del ácido suele depender de lo difícil que sea reducir el pH: el ácido fosfórico, que es más seguro de manipular, suele elegirse cuando la necesidad de acidificación es pequeña y la capacidad buffer del agua es baja, mientras que el ácido sulfúrico, que es más peligroso, se utiliza en la situación opuesta.

CÁLCULO DE LAS SOLUCIONES

Una forma práctica de planificar el fertirriego es hacerlo de atrás para adelante. Es decir, establecer cual es la necesidad de nutrientes de los plantines, y luego calcular la concentración de fertilizantes en el agua de riego. Una vez que el viverista ha determinado el nivel deseado de fertilización para su cultivo, el siguiente paso es conocer qué proporción de estos nutrientes ya están siendo suministrados por el agua de riego. La diferencia entre estos niveles deberá ser agregada con fertilizantes. Al mismo tiempo, deberá decidir si debe agregar algún ácido para reducir el pH del agua a niveles apropiados. Dado que tanto el ácido fosfórico como el sulfúrico agregan nutrientes, estas cantidades deben también considerarse para alcanzar los valores deseados. Este proceso se describe en detalle en Landis et al. (1989). Habiendo evaluado la cantidad de nutrientes que se necesita incorporar a través de fertilizantes, el viverista esta ahora en condiciones de calcular cuánto producto necesita agregar. Veámoslo a través del siguiente caso práctico:

- Si la cantidad de Nitrógeno a ser adicionada es 100 ppm (mg/L), y se utiliza un fertilizante comercial $20\text{N}:20\text{P}_2\text{O}_5:20\text{K}_2\text{O}$ (tiene 20% de Nitrógeno), entonces se necesita 500 mg/L de fertilizante (100 ppm / 0,2 N).
- Si el inyector trabaja a una tasa de 1:200, significa que la solución madre deberá ser 200 veces más concentrada, o sea, $500 \text{ mg/L} * 200 = 100.000 \text{ mg/L}$, ó 100g/L.
- Si un evento de riego típico usa 4.000 L de agua, la cantidad de solución madre a utilizar se calcula multiplicando el agua total de riego (4.000 L) por la tasa de inyección (1:200), o sea 20 L. Entonces, deben mezclarse 2 kg de fertilizante ($100 \text{ g fertilizante/L} * 20$) en 20 L de agua para obtener una solución madre de la concentración deseada.

Verificación de resultados

No importa cuánto empeño se ponga en los cálculos de fertirriego, lo que en última instancia importa, es la concentración de los nutrientes que salen por la boquilla del aspersor. De hecho, es muy raro que las cantidades calculadas y las cantidades aplicadas sean iguales, pero no deben diferir mucho. Los viveristas prudentes toman muestras de la solución de fertirriego que se aplica al cultivo y comparan esos valores con sus cálculos, tanto para descartar errores en las cuentas como para detectar posibles problemas de funcionamiento en los sistemas de riego o en los inyectores. Un método simple de hacerlo es controlando la conductividad eléctrica (CE). Una muestra de la solución madre concentrada puede ser diluida manualmente sobre la base de la tasa de dilución teórica o esperada del inyector (por ejemplo 1 ml de solución madre puede verse en 200 ml de agua para obtener la disolución que produce un inyector 1:200) y se realiza una medición de CE. Luego, se toma una muestra de la solución de fertirriego que sale de un aspersor y se realiza otra medición de CE. Estos dos valores, que deberían ser similares, son fáciles de leer con los nuevos medidores de conductividad, los cuales son confiables y bastante accesibles.

LECTURAS ADICIONALES

Landis et al. (1989) provee información mucho más detallada sobre riego, fertilización y fertirriego. Versiones en inglés y castellano están disponibles en <http://www.rngr.net/Publications/ctnm>.

BIBLIOGRAFÍA CITADA

Biernbaum J. 1995. How to hand water: with new irrigation systems designed to conserve water and prevent runoff, we forget there is still a lot of hand watering that could be done better. *Greenhouse Grower*, 13 (14): 39, 42, 44.

Dumroese, R.K., Luna T.y T.D. Landis. (Editores). 2009. Nursery manual for native plants: a guide for tribal nurseries. Volume 1: nursery management. Washington (DC): USDA Forest Service. Agriculture Handbook 730. 302 p. (<http://www.treesearch.fs.fed.us/pubs/33057>).

Handreck, K. A. y N.D. Black. 1984. Growing media for ornamental plants and turf. Kensington, NSW, Australia: New South Wales University Press. 401 p.

Jones, J.B. Jr. 1983. A guide for the hydroponic and soilless culture grower. Portland, OR: Timber Press. 124 p.

Landis, T.D. y K.M Wilkinson. 2009. Water quality and irrigation. En: Dumroese, R.K., Luna T. y T.D. Landis (Editores). 2009. Nursery manual for native plants: a guide for tribal nurseries. Volume 1: nursery management. Washington (DC): USDA Forest Service. Agriculture Handbook 730. p 177-199. (<http://www.treesearch.fs.fed.us/pubs/33077>).

Landis, T.D., Tinus, R.W., MacDonald S.E. y J.P Barnett. 1989. The container tree nursery manual: volume 4, seedling nutrition and irrigation. Agriculture Handbook 674. Washington (DC): U.S. Department of Agriculture, Forest Service. 119 p. (<http://www.rngr.net/Publications/ctnm>). Disponible en español.



Planificación y registros

R. Kasten Dumroese, Douglass F. Jacobs y Kim M. Wilkinson

INTRODUCCIÓN

El cultivo de plantines en contenedor no tiene principio ni final; es un ciclo continuo de eventos que se repiten. Todos los aspectos de la producción son importantes y ningún detalle es menos relevante que los demás. Iniciar la producción de los plantines de forma adecuada asegura la obtención de plantas saludables y de buena calidad para la plantación a campo. En nuestra opinión, un punto necesita recibir mucho énfasis: que la planificación es esencial. Por ese motivo, en este capítulo abordaremos una discusión sobre este tema central.

PLANIFICACIÓN

Importancia y objetivos

A pesar de que la planificación de un cultivo es un aspecto fundamental para tener éxito con un vivero, muchas veces es desestimada. Planificar permite organizar el tiempo, los materiales, la mano de obra y el espacio necesarios para producir los cultivos. Todos los detalles que hacen a la buena gestión de un vivero, tales como el diseño de las instalaciones, el trato con los clientes, la recolección y propagación de semillas, las continuas mejoras en los sustratos, el riego, la fertilización, la manipulación y almacenamiento de los plantines, deben organizarse cuidadosamente. Sin embargo, los beneficios asociados a las mejoras realizadas en cada una de estas áreas no podrán cristalizarse sin una planificación perfecta del ciclo de producción. Es fundamental planificar los cultivos si se desea entregar plantines de alta calidad a los clientes en los tiempos estipulados.

Los viveros pueden planificar la producción con distinto nivel de detalle. Mínimamente se debe especificar el proceso de producción de un cultivo, de forma tal que se

puedan anticipar y cubrir sus necesidades en las distintas etapas. Los viveristas más eficientes mantienen un registro diario para seguir el desarrollo de sus cultivos y las condiciones del vivero. Aunque no se utilicen registros escritos, igualmente es importante realizar una planificación detallada. A medida que un vivero crece en tamaño y complejidad, el valor de los registros escritos aumenta proporcionalmente. El proceso de planificación de un cultivo usualmente incluye los siguientes aspectos:

- Determinar el tipo de dormancia de las semillas de cada especie a utilizar y aplicar los tratamientos para revertirla de forma que se desarrolle un cultivo razonablemente uniforme en el período de tiempo asignado.
- Comprender las tres fases de crecimiento de un cultivo (establecimiento, crecimiento rápido y endurecimiento) y los distintos requerimientos durante cada una de ellas.
- Desarrollar un cronograma de crecimiento para el ciclo de producción, desde la obtención del material de propagación hasta la plantación en el campo, con detalles de los cambios a medida que progresa el ciclo.
- Listar los requerimientos de espacio, equipo y suministros para el cultivo durante las tres etapas de crecimiento.
- Tomar registros escritos, incluyendo observaciones diarias del desarrollo de los plantines.
- Registrar en forma escrita los protocolos de propagación que han tenido buenos resultados, para poder replicar los procesos exitosos.

Mantener registros detallados es parte integral del manejo eficiente de un vivero. Uno de los beneficios potenciales de esta práctica es el desarrollo de protocolos de propagación para las diferentes especies que se cultivan en el vivero. Un protocolo de propagación es un documento que detalla todos los pasos necesarios para propagar una planta, comenzando desde una partida de semillas o estacas hasta que se envía el producto al campo. Disponer de un protocolo de propagación para cada especie tiene cuatro beneficios principales al permitir:

- Planificar el cultivo y armar un cronograma.
- Mejorar la productividad del vivero y la calidad de los plantines a lo largo del tiempo.
- Compartir información sobre el cultivo de las plantas con los clientes, el público y/o el personal del vivero.
- Conservar y perpetuar la información sobre la propagación.

La base del protocolo son los registros escritos que se toman diariamente, los cuales son bastante específicos de cada vivero en función de sus condiciones particulares de crecimiento.

Componentes claves de la planificación

La planificación del cultivo incluye los seis componentes principales que se discuten brevemente a continuación.

Espacio disponible

Dado que cada vivero tiene un tamaño determinado, el número de plantas que puede producir dependerá de la especie y el tipo de stock. Una vez elegido el envase apropiado para la especie y tipo de planta se determina cuántas pueden ubicarse en una mesa de invernadero y/o en la superficie total del vivero.

Disposición de los cultivos en el vivero

Establecer la disposición de cultivos significa planificar dónde se ubicarán dentro del invernadero o en todo el vivero. En esta planificación debe tenerse en cuenta que se satisfagan los requerimientos para el crecimiento (temperatura, frecuencia de riego, tasas de fertilización) y demás condiciones indispensables de cada uno de los tipos de stock producidos cada año.

Una buena disposición de los cultivos permite aprovechar los microambientes dentro del invernadero o el vivero. Como regla general, las especies con tasas de crecimiento y necesidades de irrigación similares se deben agrupar. Especies de rápido crecimiento o semillas con requerimientos culturales o crecimiento similar pueden agruparse en un área mientras que las especies de crecimiento moderado a lento pueden ser reunidas en otro sector del invernadero. Este método de agrupamiento permite tratar en forma eficiente y efectiva especies con requerimientos y tasas de crecimiento similares. Teóricamente las especies que requieren temperaturas de crecimiento más bajas deben ubicarse en las partes más frescas del invernadero, mientras que las especies que requieren temperaturas más elevadas se ubican en los sectores más cálidos. De la misma manera los plantines que se llevaran al campo en la misma fecha pueden cultivarse en el mismo sector del invernadero para simplificar las tareas de extracción. También se puede programar un segundo cultivo en el espacio que quedará vacío.

Cronograma de recolección y procesamiento de semillas

Este cronograma requiere de un trabajo de coordinación, en especial cuando no se dispone de semillas o estacas de todas las especies a cultivar o cuando el material almacenado no es suficiente. Las semillas de especies que deben ser tratadas o sembradas inmediatamente después de su recolección deben llevarse al invernadero tan rápido como sea posible. En cambio las semillas cosechadas y limpiadas a fin de otoño, deberán llegar al invernadero en una fecha predeterminada al efecto de recibir el tratamiento necesario para su cultivo en primavera. Para desarrollar un calendario de tratamiento de las semillas, las personas a cargo de su recolección, deben

comunicar en forma regular al personal del vivero las fechas en que se realizarán las entregas. Si, por otra parte, las semillas son suministradas por un cliente, también se debe controlar que sean recibidas a tiempo para realizar el tratamiento correspondiente.

Cronograma de tratamiento de semillas

Tener un cronograma de tratamiento de semillas es primordial para planificar la fecha de siembra. Las especies tienen gran variación en cuanto a la dormancia de las semillas, por lo que los tratamientos deben programarse cuidadosamente. Incluso los requerimientos para romper la dormancia pueden variar entre partidas de semillas de la misma especie. El cronograma de tratamiento de semillas es esencialmente un calendario. En el mismo el viverista determina una fecha de establecimiento de plantas para la primavera y programa hacia atrás en el tiempo, los meses o semanas calendarios necesarios para todos los tratamientos requeridos. Por ejemplo, para una fecha de siembra en Agosto, las semillas de pino ponderosa (*Pinus ponderosa*), que necesitan una estratificación de 60 días, deberían ser tratadas a partir de Junio.

Cronograma de siembra

Este incluye la fecha de siembra y las instrucciones al equipo de sembrado según el método de siembra a utilizar (manual o mecánico) para cada especie. Es de importancia central porque los errores en esta etapa pueden impedir o demorar la emergencia de las plántulas.

Cronograma de crecimiento

Este cronograma es el componente más complejo porque el administrador del vivero debe estimar la tasa de crecimiento del cultivo para decidir cuándo iniciar el proceso, de manera tal que le permita obtener los plantines de las características deseadas. Este cronograma se va afinando a medida que el viverista adquiere experiencia y se consultan los registros de desarrollo de plantas y los libros diarios de eventos. Las especificaciones de las plantas a producir suelen expresarse en

términos de altura deseada, volumen de raíz y diámetro del cuello, las que pueden incluirse en los contratos con los clientes.

REGISTROS

Mantener un registro del desarrollo de las plantas y las actividades llevadas a cabo es otro componente esencial de una buena gestión y administración de un vivero. Los registros tienen que ser simples y deberán realizarse a lo largo de las tres fases de crecimiento de los plantines. Estas anotaciones se pueden organizar en tres tipos de instrumentos que se relacionan y alimentan entre sí.

- El diario del vivero, donde se registran las condiciones y las prácticas de manejo realizadas cada día.
- El registro de crecimiento de plantas, en el cual se registra el desarrollo y las prácticas de manejo realizadas para cada cultivo en particular, en forma semanal.
- Los protocolos de propagación, que están diseñados para ser una guía detallada que describe los pasos para cultivar una especie en particular, en un vivero dado. Abarca todo el proceso, desde la recolección de material de propagación hasta el momento de la plantación en el campo. Estos protocolos suelen actualizarse cada temporada o en forma anual.

Un diario del vivero es simplemente un registro de lo que se ha hecho y de lo que ha ocurrido en el mismo cada día. Debe volverse un hábito tomarse un minuto diariamente para realizar, al menos, una breve anotación. Los viveros de mayores dimensiones necesitan registros más complejos que los pequeños, por lo que pueden llevar diarios diferentes para riego, fertilización y otras actividades. El diario se ajustará a las necesidades de cada vivero, pero lo importante es iniciarlo y mantenerlo actualizado. Lo que se registre en él sobre las prácticas de manejo, las condiciones ambientales y el desempeño general del cultivo serán recursos invaluableles en los años por venir.

Es muy fácil verse atrapado en los detalles cotidianos de llevar adelante un vivero y perder de vista la importancia que tiene registrar lo que sucede por escrito. Pero nada se compara, sin embargo, con ese sentimiento de desazón que surge después de entregar una producción exitosa de plantas espléndidas y darse cuenta que nadie sabe como replicar ese cultivo. ¿Cuánto tiempo llevó producirlo? ¿Qué materiales se compraron? ¿Cómo se fertilizó ese cultivo? ¿Cómo se regó? ¿Cómo se manejó en cada fase de crecimiento?

Por otra parte cuando se cultiva una especie por primera vez (o si nunca se han mantenido registros en un vivero), el primer paso es realizar una investigación preliminar para desarrollar un borrador de protocolo de propagación. Esto es simplemente establecer la mejor apreciación de la forma en que se puede propagar y manejar esa especie. La bibliografía disponible, consultas con colegas de otros viveros y la experiencia personal es la información utilizada para desarrollar este protocolo preliminar. Una vez que las plantas empiezan a desarrollarse, las experiencias personales directas (reflejadas en el diario del vivero y en el registro de crecimiento de plantas) permiten ajustar y actualizar el protocolo preliminar en forma regular, para mejorar la producción. El diario del vivero se usa para llenar cualquier vacío de información o realizar un seguimiento de temas que surjan del registro de crecimiento. Y a su vez, este registro permite comparar el desarrollo real del cultivo con el protocolo preliminar.



Fases de cultivo: Establecimiento y crecimiento rápido

R. Kasten Dumroese, Douglass F. Jacobs y Kim M. Wilkinson

INTRODUCCIÓN

En este capítulo y en el siguiente, se analizan en detalle las fases de crecimiento por las cuales pasa todo cultivo. Cabe recordar que para llegar a esta instancia se deben haber realizado varios pasos previos en forma adecuada, como el tratamiento de las semillas, la limpieza de contenedores y su llenado con medio de crecimiento de buena calidad. Estos temas se han tratado en capítulos anteriores por lo que no se reiteraran aquí.

FASES DE CRECIMIENTO

Comprender las fases de crecimiento que atraviesan los cultivos es esencial para su planificación. Una pequeña plántula que recién ha germinado tiene necesidades muy diferentes a las de una planta grande que ya está casi lista para ser llevada al campo. El desarrollo de casi todos los cultivos puede ser dividido en tres fases: establecimiento, crecimiento rápido y endurecimiento. En cada una de estas fases, las plantas tienen requerimientos diferentes de luz, agua, espacio en el vivero, tipo de atención y trabajos necesarios para mantenerlas vigorosas. Los objetivos del viverista también son distintos para cada fase, atendiendo a la meta final de producir las "plantas objetivo". La Tabla 1 resume algunos aspectos típicos de cada una de las tres fases. Nótese que son sólo generalizaciones que no se aplican a todas las especies. En los próximos párrafos, se define en términos generales cada fase y en secciones posteriores de este capítulo se tratarán con mayor detalle.

Fase de establecimiento

Para plantas cultivadas a partir de semillas, la fase de establecimiento se define como la que comienza con la siembra de las semillas, pasando por la germinación, emergencia y desarrollo de las primeras hojas verdaderas

o de las acículas primarias. En el caso de plantas cultivadas a partir de estacas, la fase de establecimiento abarca desde el momento en que se colocan los gajos en los contenedores hasta el desarrollo de raíces y brotes.

La fase de establecimiento suele durar unas pocas semanas, dependiendo de la especie. El objetivo de esta fase es maximizar la cantidad de espacio de crecimiento del vivero utilizado con plantas vigorosas, minimizando así las pérdidas.

Crecimiento rápido

Durante esta fase las plantas, y en particular sus brotes, aumentan rápidamente su tamaño. Frecuentemente, el tallo terminal se aproxima al tamaño objetivo. Las plantas necesitan por lo menos algo de protección durante esta fase. Se busca un crecimiento rápido (aunque no excesivo) de los brotes.

Endurecimiento

Durante la fase de endurecimiento la energía es redirigida hacia el crecimiento de la raíz en detrimento de la parte aérea. El diámetro del cuello y las raíces alcanzan las especificaciones deseadas al tiempo que no se busca crecimiento de partes aéreas, de hecho se procura que no haya desarrollo. Las plantas se "endurecen", lo que significa que se acondicionan para resistir el estrés de ser levantadas, transportadas y plantadas en el campo. También, se robustecen de forma que tengan reservas de energía para sobrevivir y crecer después de ser plantadas. El endurecimiento es entonces una fase fundamental. Sin embargo, es un error común apurar la rusticificación, lo cual resulta en plantas poco preparadas para las condiciones del sitio de plantación. Cuando las plantas no se endurecen adecuadamente, pueden tener las características físicas correctas, pero la supervivencia después de la plantación será baja debido a condiciones fisiológicas inadecuadas. Por lo

tanto, el objetivo de la fase de endurecimiento es acondicionar las plantas al estrés, prepararlas para la plantación y para ser enviadas al cliente en tiempo y forma evitando

problemas de stock remanente o sobrante. Ver el capítulo Fase de cultivo: Endurecimiento para una discusión más profunda sobre este tema.

Tabla 1. Las tres fases del desarrollo de los plantines de un cultivo (tomado de Landis et al. 1998). Una vez que se comprenden las tres fases del cultivo de una especie, puede desarrollarse un cronograma de crecimiento para cubrir las necesidades del cultivo en cada una de ellas.

Fase	Establecimiento	Rápido crecimiento	Endurecimiento
Definición	Comprende la germinación y emergencia hasta la formación de hojas verdaderas. En el caso de estacas hasta la formación de brotes y raíces.	Desde la emergencia de hojas verdaderas hasta el momento en que el plantín se acerca a la altura objetivo. Rápido aumento en tamaño, particularmente en el brote terminal.	La energía es redirigida del tallo al crecimiento de la raíz; el plantín alcanza la altura y el diámetro del cuello objetivos; se establecen las yemas laterales. El plantín es acondicionado para soportar estrés.
Duración	Típicamente de 14 a 21 días para germinar; 4 a 8 semanas para un crecimiento inicial.	Gran variación, típicamente alrededor de 8 a 20 semanas.	Amplia variación entre especies, de 1 a 4 meses.
Objetivos	Maximizar germinación uniforme. Llenar contenedores eficientemente. Maximizar la sobrevivencia. Minimizar pérdidas por <i>damping-off</i> (marchitamiento fúngico).	Minimizar el estrés. Incentivar el crecimiento aéreo. Mantener factores ambientales cerca de niveles óptimos. Monitoreo a medida que los plantines se acercan a la altura objetivo y las raíces ocupan completamente los contenedores.	Detener el crecimiento de partes aéreas. Incentivar crecimiento de raíces y del diámetro del cuello. Inducir la dormancia de los plantines. Aclimatación al ambiente natural. Acondicionamiento para soportar estrés. Fortificación para sobrevivir después de la plantación.
Necesidades especiales	Protección del clima. Temperaturas cálidas. Riego para mantener la humedad intermedia del suelo (húmedo, pero no saturado). Baja fertilización	Protección del estrés. Optimización de la temperatura. Riego regular. Fertilización adecuada.	Inducción de estrés hídrico moderado. Disminución de temperatura. Exposición a temperatura y humedad ambiente. Reducción de tasa de fertilización y cambio de las proporciones de los nutrientes minerales.
Tareas	Monitorear germinación Raleo. Resembrar y/o trasplantar de ser necesario.	Monitorear enfermedades. Monitorear el ambiente. Modificar la densidad del cultivo para favorecer un buen desarrollo. Ajustar el cultivo para evitar una altura de tallo excesiva.	Monitorear de cerca los plantines y el ambiente. Entregar los plantines producidos a los clientes en tiempo y forma para evitar problemas de <i>stock</i> remanente.

FASE DE ESTABLECIMIENTO

Siembra

Utilizando el cronograma del cultivo, las semillas deben ser tratadas a tiempo para ser sembradas en el momento adecuado. No deben resecarse ni exponerse a temperaturas elevadas o luz solar directa; lo ideal es mantenerlas refrigeradas hasta su utilización. La decisión sobre el método de siembra a emplear (manual o mecánico) dependerá del tamaño del vivero y la cantidad de semillas a sembrar. En ambos casos, las semillas son más fáciles de manejar si el tegumento está oreado, o sea que no deberían estar mojadas al punto de estar brillantes, pero deben estar húmedas aún. Espolvorearlas con un poco de talco hace que sea más fácil sembrarlas y luego verlas en la superficie del medio de crecimiento. El número de semillas a ubicar en cada celda depende de la tasa de germinación esperada para ese lote particular. La Tabla 2 puede utilizarse para determinar el número aproximado de semillas a sembrar en cada cavidad para obtener al menos 90% de envases con un plantín. Se busca minimizar el número de contenedores vacíos, pero, tal como se observa en la Tabla 3, en muchos casos, agregar una semilla más no resulta en un número significativamente mayor de contenedores ocupados. Por este motivo, el administrador del vivero deberá decidir si ahorrar semillas (y guardarlas para el próximo cultivo) es más importante que el costo que significa tener algunas celdas vacías. Por otra parte, utilizar más semillas de las necesarias requerirá un mayor esfuerzo de raleo después de la germinación. Aunque la Tabla 2 provee un buen punto de inicio, los cálculos directos para determinar el número de semillas por contenedor a sembrar son relativamente

simples y se presentan en el Apéndice 1, de este capítulo. Luego de ser colocadas en los contenedores, las semillas deben ser cubiertas con una capa muy delgada de perlita o arena gruesa. La profundidad de este *mulching* no debería ser más de dos veces el espesor de las semillas. Es importante asegurarse que el material de cobertura no sea demasiado fino. Una buena cubierta evita que las semillas sean arrastradas por el salpicado del agua de riego, ayuda a retardar el crecimiento de algas y hongos, mantiene la superficie del medio de crecimiento fresca y húmeda -aunque no mojada- y conserva la zona alrededor del tallo joven más seca, reduciendo problemas de enfermedades.

Posteriormente a la siembra hay que monitorear la presencia de predadores. Los roedores y los pájaros pueden comer muchas semillas. Por este motivo es recomendable comenzar a excluir los roedores alrededor de una semana antes de sembrar, en lugar de luchar contra ellos mientras están comiéndose el cultivo.

Tabla 2. Sobre la base del análisis de germinación de la partida de semillas, sembrando el número recomendado en esta Tabla, el 90% de las celdas o más tendrán al menos una plántula.

Porcentaje de germinación según el análisis de laboratorio	Semillas a sembrar por celda	Porcentaje de celdas con al menos una plántula
90 +	1-2	90 - 100
80 - 89	2	96 - 99
70 - 79	2	91 - 96
60 - 69	3	94 - 97
50 - 59	4	94 - 97
40 - 49	5	92 - 97

Tabla 3. Ejemplo de aplicación del criterio para determinar número de semillas a sembrar por celda presentado en la Tabla 2. Nótese que no es conveniente sembrar semillas de más ya que no se logra aumentar el número de plantas significativamente. Ver Apéndice.

Semillas sembradas por contenedor	Celdas de contenedores vacías	Celdas de contenedores con al menos una plántula	Semillas sembradas	Plántulas producidas	Plántulas adicionales producidas por cada 1.000 semillas sembradas
1	35%	65%	1.000	650	
2	12%	88%	2.000	880	230
3	4%	96%	3.000	960	80
4	1%	99%	4.000	990	30
5	0%	100%	5.000	1.000	0

Tan pronto como sean sembradas las semillas, debe regarse el medio de crecimiento de las bandejas hasta su saturación. Esto ocurre cuando comienza a salir agua del fondo de las celdas. Si se planea utilizar el peso de las bandejas para programar los eventos de riego, debe esperarse de 30 a 60 minutos y luego pesar una muestra representativa de las mismas para obtener el "peso húmedo o peso a capacidad del contenedor" para ese cultivo. Ver capítulo sobre Riego y Fertirriego para mayor detalle.

Raleo, trasplante y primer inventario

Unas 2 ó 3 semanas después de sembrar, casi todas las plántulas deberían haber germinado y comenzar a mostrar nuevas acículas. Las semillas germinan más rápidamente con temperaturas más elevadas (Figura 1), y es recomendable hacer germinar las semillas tan rápido como sea posible para prevenir problemas de damping-off. En general el raleo no es conveniente por ser un pro-

ceso oneroso, que insume mucho tiempo y además en muchos casos los plantines no se trasplantan bien. Si fuera necesario realizar un raleo, este debe hacerse lo antes posible, ya que las plántulas que aún tienen adherido el tegumento de las semillas soportan mejor el trasplante. En ese estadio, las raíces son aún cortas y pueden ser insertadas fácilmente en un nuevo contenedor. Si el tegumento de las semillas ya se cayó es recomendable solamente extraer los plantines de más de los contenedores, dejando que la plántula mejor formada esté más cerca del centro de la celda.

Éste es también un buen momento para hacer un primer inventario a efectos de estimar el número de plantas a producir. En esta etapa de crecimiento, el inventario implica establecer cuántos contenedores están ocupados por un plantín. Basado en este dato preliminar el administrador del vivero puede decidir si necesita hacer más trasplantes o una siembra adicional para cumplir con el pedido del cliente.

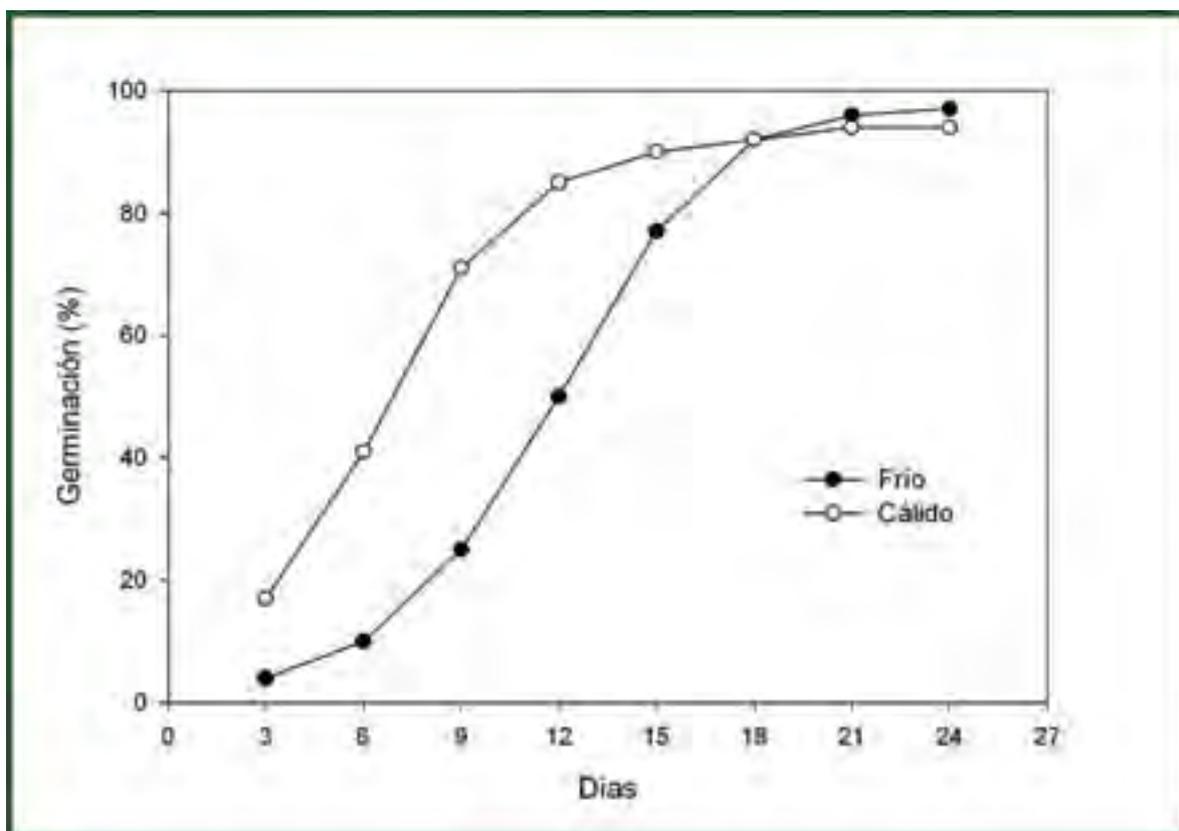


Figura 1. Esquema demostrando que las semillas germinan con mayor rapidez a temperaturas elevadas.

Riego

En general puede ser necesario regar 1, 2, 3 ó más veces por semana, dependiendo del tamaño del contenedor y de los plantines, de las condiciones en el invernadero o cantero y de las condiciones climáticas. Siempre se debe regar en las primeras horas de la mañana, para que el follaje pueda secarse completamente durante el día y reducir la aparición de enfermedades. En general, durante la fase de crecimiento inicial debe regarse cuando el peso de los contenedores baja a un 80-85% del "peso húmedo". Esto se discute con mayor detalle en el capítulo sobre Riego y Fertirriego.

Fertilización

La forma más fácil de aplicar nutrientes es usar un fertilizante soluble en agua cada vez que se riega. Si los plantines son cultivados utilizando un fertilizante líquido soluble, la fertilización debería comenzar inmediatamente después de ralea los contenedores. Algunos autores consideran que no debería aplicarse fertilización a plantines demasiado jóvenes porque el nitrógeno podría promover la ocurrencia de enfermedades fúngicas tipo *damping-off*. En general el *damping-off* aparece cuando el nitrógeno se aplica en exceso; por el contrario si se provee a las plántulas recientemente germinadas de pequeñas dosis de fertilizante se puede favorecer su crecimiento inicial sin el riesgo de la aparición de problemas sanitarios.

Al cultivar plantines en contenedores, es fácil excederse en la fertilización lo que lleva a producir plantas altas y delgadas. Muchos factores influyen en la cantidad de fertilizante a aplicar: la especie cultivada, el tamaño de los contenedores, la edad de los plantines, el tipo de medio de crecimiento, etc. Por lo tanto es difícil dar una receta única para fertilizar los plantines en contenedores.

Es imperativo definir el "plantín ideal" antes de iniciar el cultivo, y así evaluar la necesidad de fertilizante en forma continua. Los responsables de los viveros deberán tener una idea básica respecto a qué características morfológicas deberían tener sus plantines "objetivo". En general, el parámetro más fácil de medir y por ende el más comúnmente utilizado es la altura. Después de la germinación, el cultivo debería ser medido cada dos

semanas. Los valores de altura observados deben compararse con la curva de crecimiento "ideal". Esto puede ser intimidante al principio, si no se conoce la curva ideal porque nunca se ha cultivado la especie. Afortunadamente, el crecimiento de los plantines cultivados en vivero sigue un patrón sigmoideal, y si se conoce la altura final, se puede construir una curva de crecimiento tentativa. A medida que el cultivo se desarrolla bajo un régimen de fertilización definido, esas alturas pueden graficarse y compararse con las del régimen ideal. Si el cultivo esta creciendo lentamente para alcanzar la altura deseada, debe aplicarse más fertilizante. En caso contrario, si el cultivo está creciendo demasiado rápido, deberá reducirse la fertilización (Figura 2).

Generalmente, la fase de establecimiento dura de 4 a 6 semanas. Es recomendable comenzar aplicando bajas tasas de fertilización, unas 25 ppm de N, desde que cae el tegumento de la semilla e ir aumentando la tasa en forma semanal durante el resto de la fase de crecimiento inicial, por ejemplo, 40 ppm de N la siguiente semana y 65 ppm la semana posterior. Se ha debatido mucho sobre la proporción de nitrógeno, fósforo y potasio a ser aplicada durante la fase de crecimiento inicial. Aunque algunos viveristas consideran que tasas altas de fósforo y potasio son beneficiosas, los plantines parecen ser poco exigentes y la aplicación de un fertilizante equilibrado como 20 N-20 P-20 K suele dar buenos resultados. Estas dosis de fertilización deben considerarse como una guía general, ya que las tasas de crecimiento pueden variar drásticamente entre especies y entre fuentes de semillas de una misma especie. Hay que estar preparados para modificar los esquemas de fertilización a medida que los plantines se desarrollan.

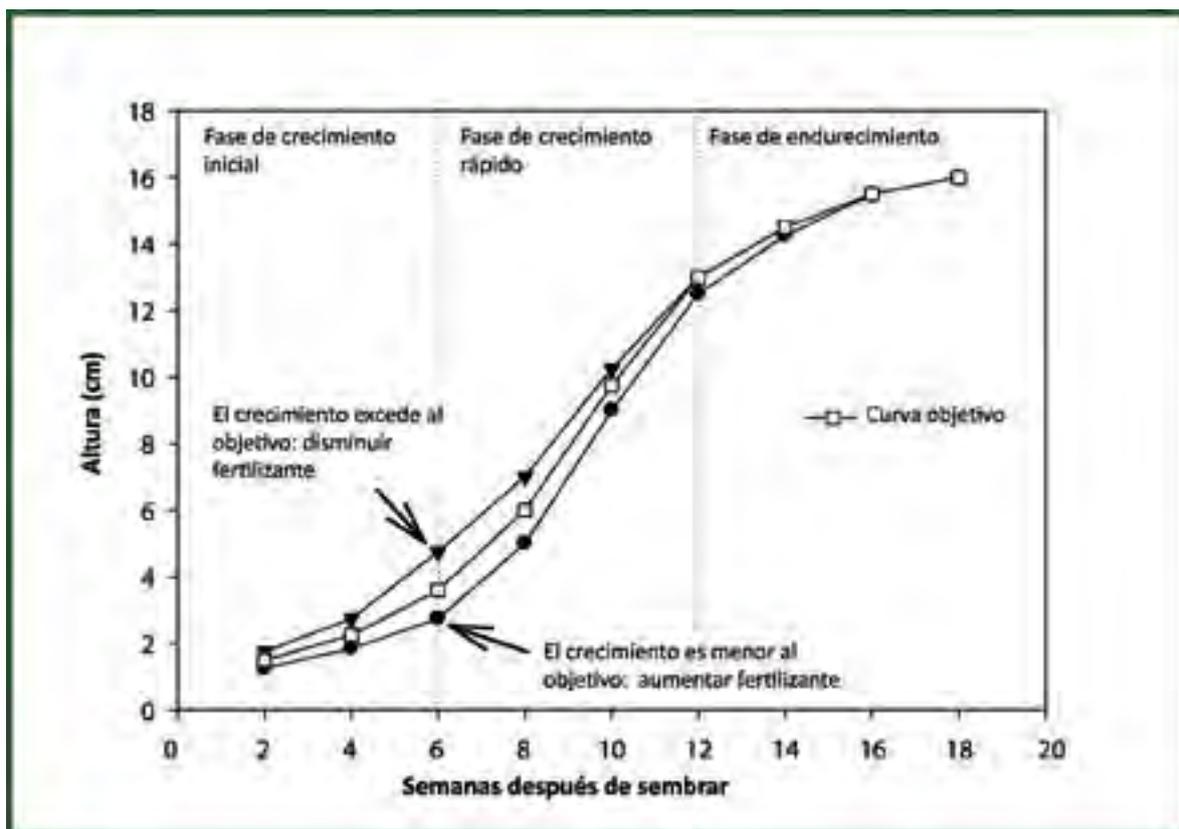


Figura 2. Ejemplo de una curva de crecimiento en altura ideal, o sea que coincide con el desarrollo en altura deseado, y dos curvas de crecimiento que se tienden a alejar de la ideal por defecto y por exceso a partir de la fase de crecimiento inicial; estas tendencias se pueden corregir aumentando o disminuyendo la tasa de fertilizante respectivamente.

FASE DE CRECIMIENTO RÁPIDO

Esta fase de crecimiento se caracteriza por tasas de aplicación de nitrógeno más altas hasta lograr la altura deseada de las plantas. Para especies como pino ponderosa, esto podría significar aumentar la tasa de fertilización de 65 ppm de N al final de la fase de crecimiento inicial hasta 130 ppm de N. Al igual que la fase anterior, es imperativo monitorear el crecimiento en altura y ajustar el fertilizante según sea necesario para mantener el crecimiento cerca del objetivo (Figura 3). La corrección de problemas de crecimiento durante la fase de crecimiento rápido puede hacer necesario retardar el inicio de la fase de endurecimiento.

Es recomendable realizar otro inventario del número de plantas hacia el final de la fase de crecimiento rápido o al comienzo de la fase de endurecimiento. Esta información permite programar la necesidad de recursos para

levantar los plantines y para que el cliente pueda planear eficientemente la plantación en sus campos. Este inventario debe contabilizar el número de plantines que han alcanzado el tamaño objetivo. Supongamos, por ejemplo, que el plantín objetivo debe tener un diámetro del cuello mínimo de 2,5 mm y una altura mínima de 15 cm. Para esto es recomendable realizar un muestreo. El personal del vivero podría medir el diámetro del cuello y la altura de submuestras de 50 plantines. Estos datos, presentados en un diagrama de dispersión pueden mostrar al viverista el porcentaje del cultivo que alcanza el tamaño objetivo (Figura 4). Además puede determinarse el porcentaje del cultivo que sobrepasa los límites de tamaño, por ejemplo los 20 cm de altura. Generar diagramas de puntos es una forma fácil y efectiva de interpretar el monitoreo del crecimiento de un cultivo.

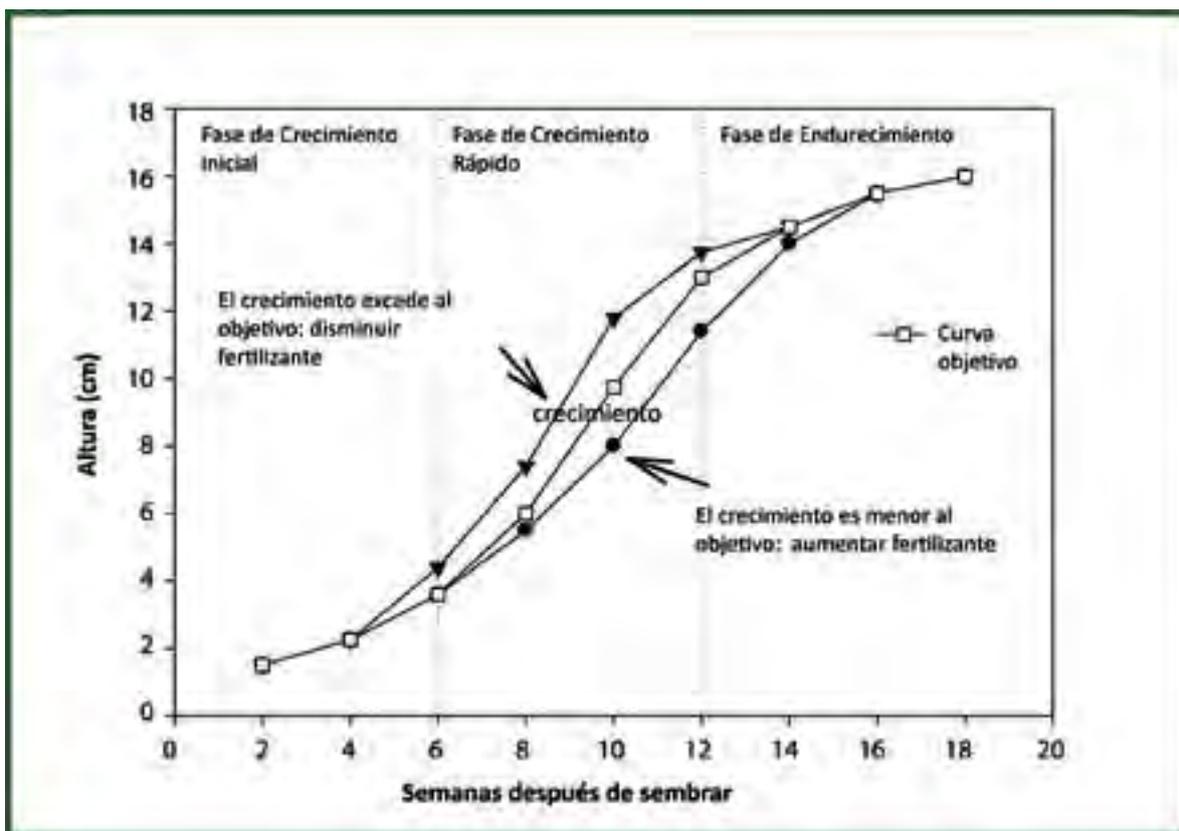


Figura 3. Ejemplo de una curva de crecimiento en altura ideal, o sea que coincide con el desarrollo en altura deseado, y dos curvas de crecimiento que se tienden a alejar de la ideal por defecto y por exceso durante la fase de crecimiento rápido; estas tendencias se pueden corregir aumentando o disminuyendo la tasa de fertilizante respectivamente.

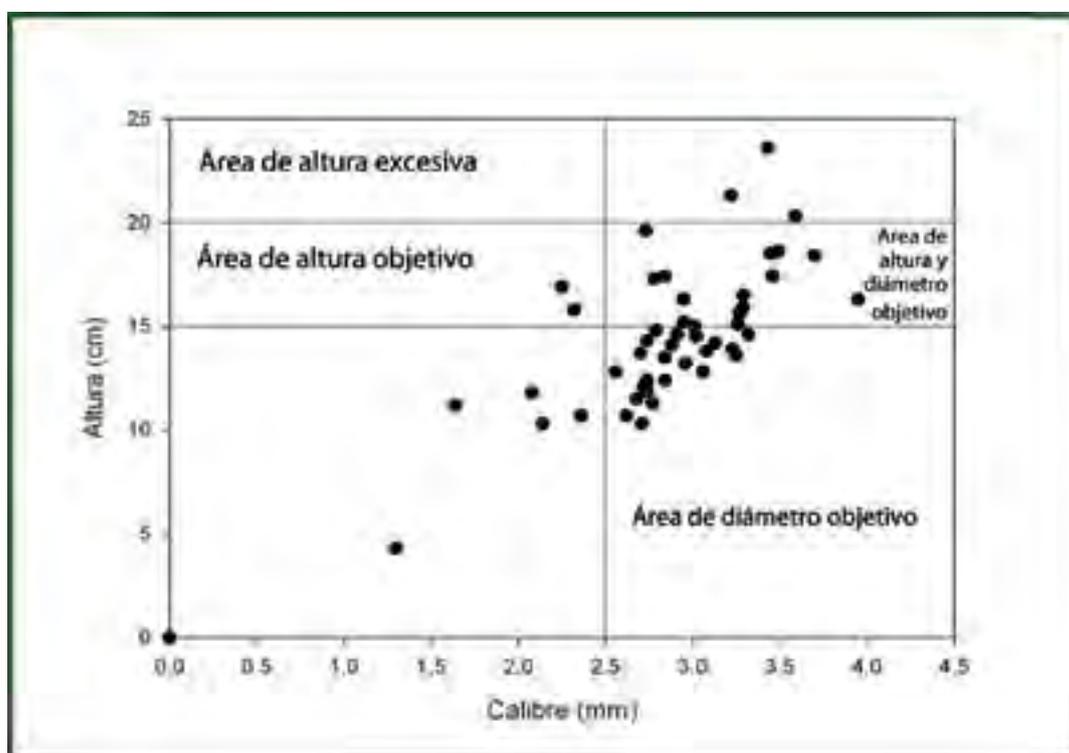


Figura 4. Ejemplo de diagrama de puntos para determinar la proporción de plantas que alcanzaron el tamaño objetivo o deseado al final de la fase de crecimiento rápido. Asumiendo que el diámetro del cuello y la altura objetivo sean 2,5 mm y 15 cm respectivamente, solo el 30% de las plantas los habrían alcanzado. Además el 6% de las plantas sobrepasan la altura máxima aceptable (20 cm).

CUIDADOS

Las enfermedades pueden manifestarse rápidamente en un cultivo en contenedores, porque el ambiente de vivero es propicio para la propagación de patógenos. Siempre se debe apartar inmediatamente todo material enfermo, el que debe ser quemado, enterrado o eliminado con los desechos del vivero.

La primera enfermedad que puede observarse es el *damping-off*. Afecta las semillas que están germinando y plántulas muy jóvenes. Los plantines afectados por hongos se marchitan y caen sobre la superficie del sustrato. Se puede disminuir la incidencia de esta enfermedad usando semillas con alto poder germinativo, regando con moderación cuando las plántulas son aún pequeñas, evitando altas temperaturas y extrayendo rápidamente plantines muertos o que comienzan a marchitarse.

La segunda enfermedad en importancia y que suele aparecer cuando las plántulas son más grandes, es la *podrición de raíces*. Las plántulas se vuelven marrones, frecuentemente desde el ápice hacia el tallo. En general, cuando se observan los síntomas, ya es demasiado tarde para hacer algo al respecto. La podrición de raíces puede prevenirse utilizando contenedores limpios, regando adecuadamente y evitando que los plantines y sus raíces se calienten demasiado.

La tercera enfermedad problemática es *botrytis*. El hongo *Botrytis* crece en las acículas, infectando eventualmente los tallos de los plantines y causando la muerte. Esta enfermedad suele volverse un problema cuando el follaje de los plantines está en contacto entre sí, como ocurre hacia el final de la fase de crecimiento rápido. El hongo inicia su crecimiento en acículas muertas y la enfermedad es favorecida por temperaturas frescas y alta humedad. La enfermedad puede controlarse regando correctamente, extrayendo plantines muertos o debilitados a medida que se los detecta, y regando con boquillas aspersoras para facilitar el secado del follaje.

Debe monitorearse el sistema de riego en forma continua. Una boquilla en mal estado puede causar un problema que se extienda a todo el cultivo. También debe

verificarse regularmente el pH y la conductividad eléctrica de las soluciones de riego y fertirriego. Esto puede ayudar a eliminar problemas de mezcla inadecuada de los productos químicos.

Por último se debe estar atento a las malezas: deben extraerse inmediatamente y ser controladas incluso en el piso, entre y alrededor de las áreas de crecimiento. Las malezas pueden albergar insectos y otras plagas de origen animal.

LECTURAS ADICIONALES

Dumroese, R.K., Luna, T. y T.D. Landis (Editores). 2009. Nursery manual for native plants: a guide for tribal nurseries. Volumen 1: Nursery management. Washington (DC): USDA Forest Service. Agriculture Handbook 730. 302 p. (<http://www.treearch.fs.fed.us/pubs/33057>)

Landis, T.D. y K.M. Wilkinson. 2009. Water quality and irrigation. En: Dumroese RK, Luna T. y T.D.

Landis (Editores). 2009. Nursery manual for native plants: a guide for tribal nurseries. Volumen 1: Nursery management. Washington (DC): USDA Forest Service. Agriculture Handbook 730. p 177-199.

BIBLIOGRAFÍA

Landis, T.D., Tinus, R.W., MacDonald, S.E. y J.P. Barnett. 1989. The container tree nursery manual: volume 4, seedling nutrition and irrigation. Agriculture Handbook 674. Washington (DC): U.S. Department of Agriculture, Forest Service. 119 p. (<http://www.rngr.net/Publications/ctnm>). Disponible en español.

Schwartz, M. 1993. Germination math: calculating the number of seeds necessary per cavity for a given number of live seedlings. Tree Planters' Notes 44(1):19-20. <http://www.treearch.fs.fed.us/pubs/33077>

APÉNDICE

CALCULO DEL NÚMERO DE SEMILLAS A SEMBRAR POR ENVASE USANDO UNA CALCULADORA DE MANO

La técnica se basa en el concepto de que una semilla germina o no germina (probabilidad binomial) (Schwartz 1993). Si "X" es igual a la probabilidad de una semilla que germina e "Y" es igual a la probabilidad de una que no germina, se puede construir una expresión binomial, que incluya todas las apariciones posibles. El siguiente ejemplo muestra las posibilidades que existen cuando se siembran 2 semillas por envase:

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

donde:

X^2 = la probabilidad de que ambas semillas germinen

$2XY$ = la probabilidad de que solo una germine

Y^2 = la probabilidad de que ninguna semilla germine

Por lo tanto, siempre y cuando se conozcan los datos del ensayo de germinación, el número adecuado de semillas para sembrar por contenedor se puede determinar fácilmente mediante la introducción de las fallas de germinación en una calculadora de mano con una función exponencial (Y^X , X^Y , x^y , o algo similar). El procedimiento consiste en introducir el dato del porcentaje de fallas de germinación en decimal, pulsando la tecla exponencial,

luego introducir el número de semillas que puede sembrar y pulsar la tecla igual. Si su calculadora no tiene tecla exponencial, entonces utilice la multiplicación repetida. Ejemplo para un lote con 78% de germinación y 22% de fallas:

Semillas por celda	Porcentaje de contenedores vacíos	
	Usando la tecla Y^X	Usando multiplicación repetida
1	$(0,22)^1 = 0,22 = 22\%$	$0,22 = 22\%$
2	$(0,22)^2 = 0,0484 = 4,8\%$	$0,22 \times 0,22 = 0,0484 = 4,8\%$
3	$(0,22)^3 = 0,0106 = 1,1\%$	$0,22 \times 0,22 \times 0,22 = 0,0106 = 1,1\%$
4	$(0,22)^4 = 0,0023 = 0,2\%$	$0,22 \times 0,22 \times 0,22 \times 0,22 = 0,0023 = 0,2\%$

Se puede ver que el cálculo se convierte en una "ley de rendimientos decrecientes", y el número más adecuado de semillas a sembrar dependerá de la disponibilidad de semillas, de su costo, del costo de raleo y de la confiabilidad del ensayo de germinación. Según los datos de este ejemplo, es suficiente sembrar 2 a 3 semillas por contenedor.

BIBLIOGRAFIA CITADA

Schwartz, M. 1993. Germination math: calculating the number of seeds necessary per cavity for a given number of live seedlings. Tree Planters' Notes 44(1):19-20.



Fases de cultivo: Endurecimiento

René Escobar R.

INTRODUCCIÓN

La fase de endurecimiento es una etapa crucial del proceso de producción de plantas en vivero, pues es en ella en donde el viverista establece o induce los diferentes tipos de atributos que califican a las plantas y que deberán tener para vencer los diferentes factores limitantes en un sitio específico de plantación. Durante la permanencia de las plantas en el vivero en las dos primeras fases del cultivo, el manejo está enfocado a proporcionar las mejores condiciones para su establecimiento y crecimiento en altura; cuando se ha logrado entre un 80 a 90% de la altura final deseada, se inicia la fase de endurecimiento, la que a su vez, se puede dividir en varias etapas dependiendo del nivel o grado de endurecimiento que las plantas requieran. Para cumplir con esto, adecuadamente el viverista debe:

- Conocer el comportamiento del crecimiento de la o las especies que está cultivando en el vivero.
- Conocer el efecto de la interacción de las principales labores de manejo en la fisiología del crecimiento de las especies que cultiva.
- Identificar los principales factores limitantes que tendrán que vencer las plantas que se están preparando.
- Obtener, del plantador o forestador, información fidedigna de las principales condiciones edafoclimáticas del sitio a plantar, de la época y tipo de plantación que realizará.

Con la información indicada arriba, el viverista estará en condiciones de definir los atributos morfológicos, fisiológicos y del comportamiento, que deberán tener las plantas para asegurar una buena tasa de supervivencia y crecimiento inicial, en las diferentes áreas edafoclimáticas a las cuales estarán destinadas. Al respecto, mien-

tras más amplia sea la diversidad de clima y suelo que deba abastecer con plantas un vivero, generalmente más complejo y más caro será el manejo en esta fase de viverización de las plantas.

En la fase de endurecimiento se reconocen dos sub etapas. La primera de ellas se conoce como inducción de la dormancia o detención del crecimiento en altura. Ésta se inicia, como ya se mencionó, cuando las plantas han alcanzado entre un 80 y 90% de la altura final esperada. La segunda sub etapa es la de resistencia al estrés o de inducción de atributos del comportamiento. En ésta, las plantas se preparan para soportar el proceso de cosecha y toda la manipulación que ello implica: almacenaje, transporte, establecimiento e inicio del crecimiento en terreno (Landis et al. 1999). El endurecimiento de las plantas es una fase cuya intensidad de manejo está condicionada por la época o por las características climáticas de la época en la cual se vaya a realizar la plantación. Si la plantación se hace en verano, cuando las plantas aún están creciendo o en pleno crecimiento, sólo deben ser preparadas para soportar el transporte hasta el lugar de plantación y no requieren ser endurecidas. Si se planta a inicios del otoño se requiere un proceso de endurecimiento moderado en el cual basta con la inducción de la dormancia. Si se planta en invierno o inicios de primavera, las plantas requieren del proceso completo, porque deben tolerar las inclemencias del clima en el sitio de plantación y además, ser capaces de soportar almacenajes refrigerados o frigorizados, según corresponda. En este capítulo se analizarán los factores que tienen mayor influencia sobre las diferentes variables que califican a las plantas, las labores culturales o de manejo que afectan al proceso de endurecimiento y algunas de sus interacciones.

FACTORES AMBIENTALES Y DE MANEJO

En la Figura 1, se muestran los diferentes factores ambientales y de manejo que individualmente y a través de su interacción, influyen o determinan el proceso de endurecimiento. En viveros que producen plantas a cielo abierto, el viverista tiene mayor control sobre el contenido del agua así como también, sobre los niveles y relación entre nutrientes. Cuando se trabaja bajo condiciones de ambiente controlado se ejerce control, además, sobre la temperatura ambiental y la cantidad de horas luz del cultivo. El manejo de la interacción de estos factores será determinante en los diferentes tipos de atributos que logren las plantas al final del proceso de producción.

Estrés hídrico

Durante la fase de endurecimiento, el riego se restringe drásticamente y se somete a las plantas a un estrés sucesivo y creciente para inducir respuestas de tipo morfológico, fisiológico y del comportamiento, que les permitirán soportar diferentes tipos de estrés durante las etapas de cosecha, almacenaje, transporte y establecimiento definitivo en terreno.

Fotoperíodo

En la naturaleza, las plantas inician su receso vegetativo cuando las horas de luz a las que está expuesto su follaje disminuye. En vivero, la disminución natural o artificial de la cantidad de horas de luz es un factor importante en el inicio del proceso de endurecimiento. Acortamientos del fotoperíodo de 12 a 8 horas, entre otras manifestaciones, induce a una mayor lignificación en el tallo de las plantas y genera un aumento en el contenido de carbohidratos solubles totales en el follaje de éstas (Zapata 1999, Zapata et al. 2000).

Nutrientes

Durante la fase de pleno crecimiento el esquema de manejo de fertilización, es rico en nitrógeno y en los restantes elementos nutritivos involucrados en el desarrollo de los diferentes órganos de las plantas. Debido a la movilidad interna natural de los distintos elementos, en dicha fase del crecimiento, se busca o se debe tratar de llevarlas a niveles de "consumo de lujo" en el follaje. Durante la fase de endurecimiento por el contrario, se restringe la concentración de nitrógeno en la solución nutritiva y como se analizará más adelante, se utilizará como un factor restrictivo del crecimiento primario de las plantas (Escobar 1998).



Figura 1. Factores ambientales y de manejo que interactúan en el proceso de endurecimiento de plantas en vivero.

Temperatura

La temperatura es un factor ambiental determinante en la regulación de procesos fisiológicos tales como la transpiración y respiración; ambos procesos están íntimamente ligados al crecimiento de las plantas. El manejo de la temperatura en vivero, en interacción con la velocidad del viento sobre el follaje y contenido de agua en las plantas, tendrá un efecto directo sobre la tasa de transpiración del cultivo. El manejo de la temperatura nocturna en un invernáculo permite que el viverista intervenga sobre el proceso de respiración de las plantas y por lo tanto, en la relación tasa de fotosíntesis - tasa de respiración, tan importante en el crecimiento y cantidad de reservas acumuladas (Escobar 1999, Escobar 2000).

COMPORTAMIENTO DEL CRECIMIENTO DE DISTINTOS ÓRGANOS DE LAS PLANTAS EN VIVERO

Uno de los aspectos importantes a tener en cuenta para manejar el proceso de endurecimiento de las plantas en el vivero es conocer, detalladamente, el comportamiento del crecimiento en altura, diámetro del cuello y sistema de raíces de la especie que se está cultivando. Este patrón de comportamiento siempre será el mismo en cualquier especie, las diferencias que puedan ocurrir entre viveros serán debido a distintas prácticas de manejo.

En la Figura 2 se muestra el comportamiento del crecimiento de la altura, diámetro del cuello y el crecimiento radical durante la permanencia de una planta en vivero (Landis et al. 1999). En ella, se observa que inicialmente se produce un crecimiento rápido de raíces, vital para la fase de establecimiento de las plantas y cuya tasa de incremento, decrece y permanece constante para volverse a incrementar al final del periodo de viverización o fase de endurecimiento. El crecimiento del tallo en altura, se inicia una vez que las plantas forman sus primeras hojas verdaderas; y a partir de ese momento, experimenta un incremento hasta lograr una tasa máxima que luego decrece gradualmente. En coníferas, el comportamiento del crecimiento del tallo en altura, tiene una relación muy estrecha con la concentración de los macroelementos en el follaje, aspecto que es fundamental para manejar, posteriormente, los equilibrios nutritivos en las plantas. Durante esta etapa del crecimiento, los niveles de N, P y K en el follaje son altos, los que decrecen producto de la translocación que experimentan a órganos de reserva (Escobar y González 1987, Escobar et al. 1984). Por otra parte, en el mismo órgano, al final del periodo de crecimiento suben los niveles de Ca y Mg. Respecto del crecimiento del diámetro del cuello, este es constante y creciente, logrando la máxima tasa de incremento después del periodo de máxima tasa de incremento del crecimiento en altura, lo que ocurre alrededor de la mitad del periodo de endurecimiento. Para cada tipo de crecimiento mencionado, el viverista dispone de herramientas de manejo para controlarlos (Escobar y González 1987).

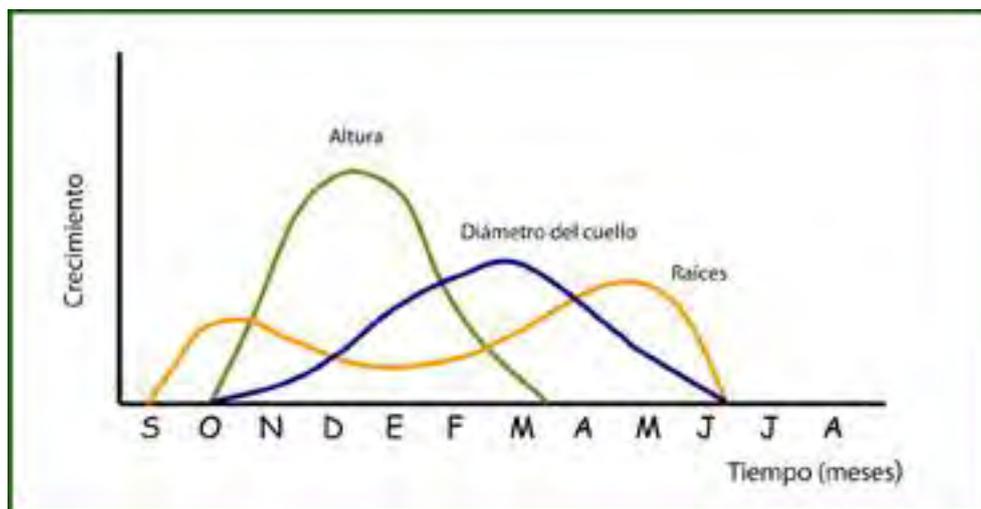


Figura 2. Crecimiento típico a lo largo del año de la altura, diámetro del cuello y raíces de plantas cultivadas en vivero (adaptado de Landis et al. 1999).

ETAPAS DEL PROCESO DE ENDURECIMIENTO

El proceso de endurecimiento tiene varias etapas secuenciales que van produciendo diferentes efectos en las plantas y, por lo tanto, distintos grados de endurecimiento. Al respecto, éste deberá ser más severo mientras mayores sean los factores limitantes del sitio a plantar y más severas las condiciones climáticas (Escobar 2004).

Inducción de atributos morfológicos

Detención del crecimiento en altura

Una vez que las plantas han alcanzado, en promedio, alrededor del 80 a 90% de la altura final deseada se inicia la primera etapa del proceso de endurecimiento, la que tiene como objetivo detener el crecimiento en altura. Como se trata de un proceso gradual, el viverista se debe dar un margen de seguridad que, dependiendo de la especie y del grado de endurecimiento requerido, puede oscilar entre un 20 a un 10% de la altura final programada. Para conseguir detener el crecimiento en altura, básicamente, se utilizan dos herramientas de manejo:

- Estrés hídrico sucesivo y creciente a las plantas.
- Disminución del contenido de nitrógeno en la dieta nutritiva.

A lo anterior, se pueden agregar el manejo de la época de siembra pero que, al momento de detener el crecimiento, es una medida menos eficiente.

Manejo del Estrés hídrico

Durante la fase de pleno crecimiento el cultivo se ha mantenido con alta cantidad de agua en el sustrato y en el interior de las plantas. En esta etapa, normalmente, el riego se repite cuando el sustrato ha perdido entre un 50 a un 75% del "agua aprovechable" en el contenedor, o cuando la planta ha alcanzado valores de potencial hídrico, en el tallo, de -0,8 a -1,0 MPa. En cambio durante la fase de endurecimiento, se debe buscar que la planta, gradualmente, soporte vivir bajo condiciones de menor disponibilidad de agua, tanto en el sustrato como en su interior. Para ello, de manera sucesiva y creciente, se va

disminuyendo su cantidad en el sustrato y se va incrementando el grado de estrés hídrico en su interior (Copman et al. 2008). Las diferentes especies tienen distintas capacidades de soportar la falta de agua, por lo que cada viverista debe manejar o conocer la máxima tolerancia al estrés hídrico que tienen las diferentes especies que cultiva. Este valor máximo de potencial hídrico (valor negativo) está referido a la cantidad mínima de agua en el tallo con que las plantas de una especie determinada, puedan vivir sin que sufran daños irreversibles o afecten a su comportamiento en terreno. Una manera práctica de conocer este punto o estado de la planta, es la siguiente:

- Se toman 2 a 3 bandejas con plantas.
- Se las riega hasta goteo o hasta saturación.
- Después de 2 a 3 horas, se les toma el peso (Peso 1).
- Se dejan al ambiente hasta que las plantas muestren primeros signos de marchitez.
- Se les pesa nuevamente (Peso 2).
- La diferencia entre Peso 1 y 2 es el "agua aprovechable", que se ha evapotranspirado en el tiempo transcurrido.
- Para riego rutinario la bandeja nunca más debe llegar nuevamente a ese peso.
- Para endurecimiento, es el punto para iniciar las tres primeras semanas de estrés.

Para manejar el nivel de estrés a través de la evaluación del potencial hídrico (Figura 3), se determinan valores de potencial, en la planta, a los cuales se volverá a aplicar un riego, el que siempre debe ser a capacidad de contenedor. Por ejemplo, en pino radiata (*Pinus radiata*) el endurecimiento es exitoso cuando se utiliza el siguiente esquema:

- 1ª a 3ª semana de iniciado el proceso, repetir riego cuando el potencial baja a -1,3 MPa
- 4ª a 6ª semana repetir riego a -1,8 MPa
- 7ª a 8ª semana repetir riego a -2,0 MPa

Posteriormente, los riegos se repiten cuando las plantas logran valores de potencial hídrico que oscilan entre -2,0 y -2,3 MPa. Utilizando el mismo criterio de evaluación, se ha determinado para eucalipto blanco o medicinal (*Eucalyptus globulus*) que contenidos de agua menores a -1,3 MPa afectan, negativamente, su tolerancia al frío.



Figura 3. Porción de tallo en la cámara Schölander para determinación del potencial hídrico de la planta.

Cuando no se dispone de equipos especializados para determinar el agua en las plantas, un buen método para inducir estrés hídrico controlado es a través del control del peso de las bandejas, como se explicó anteriormente. Para ello, se pueden utilizar balanzas de plataforma (Figura 4) o básculas de las cuales se cuelga la bandeja (dinamómetros). Esta última resulta ser más cómoda ya que permite el desplazamiento del operario a través de las diferentes partes del vivero en las que estén ubicadas las bandejas de control. Algunos viveristas construyen estructuras similares a arneses con las que cuelgan a las bandejas desde el dinamómetro. Por ejemplo, en contenedores de 130 cc y 16 cm de profundidad, durante el proceso de endurecimiento el riego se repite:

- en las tres primeras semanas, cada vez que se ha perdido el 100% del “agua aprovechable”.
- entre la cuarta y sexta semana, después de 24 a 48 horas desde que se ha perdido el 100% del “agua aprovechable”.
- entre la sexta y octava semana, se repite después de 72 a 96 horas en que se ha perdido el 100% de “agua aprovechable”.

Posteriormente, los riegos se repiten cada 5 y 7 días luego de haberse agotado el 100% del “agua aprovechable” en el contenedor. La cantidad de días que transcurren entre riegos varía con relación al volumen y profundidad del contenedor; las condiciones ambientales del vivero y la especie. Contenedores de menor volumen y profun-

didad pierden el agua más rápido, por lo que requieren mayor periodicidad de riego. Viveros con mayores tasas de evapotranspiración logran antes las bajas condiciones de humedad del sustrato, que aquellos con baja tasa de pérdida de agua en el sustrato y plantas. Las distintas especies tienen diferentes eficiencias a la absorción y aprovechamiento del agua. Por ejemplo, el eucalipto blanco o medicinal consume más rápidamente el agua, en un contenedor de igual volumen y longitud, que el pino radiata, pero esta especie es más eficiente en la absorción de nutrientes con menor cantidad de agua en el sustrato que la primera.



Figura 4. Balanza de plataforma para la determinación del contenido de humedad de las plantas cultivadas en bandejas.

Incremento del crecimiento en diámetro

Como ya se planteó en el capítulo acerca de los atributos morfológicos relacionados con la calidad de los plantines, el diámetro del cuello es el atributo que mejor correlaciona con la supervivencia y el crecimiento inicial en el terreno. El crecimiento de las plantas en vivero es máximo una vez que ha terminado el incremento del crecimiento en altura (Figura 2). En orden de importancia, el viverista, para manejar el diámetro del cuello, debe considerar la profundidad y el volumen del contenedor, la fertilización, el riego y la época de siembra. A los cinco factores anteriores, en especies de rápido crecimiento, se debe agregar el manejo del tallo, que incluye dos labores: poda del tallo y poda de ramas laterales.

Profundidad del contenedor

González (1996), en un estudio en el cual probó nueve contenedores de diferentes profundidades para el cultivo de eucalipto blanco o medicinal demuestra, de manera consistente, que la profundidad del contenedor tiene una fuerte incidencia en el crecimiento en diámetro del cuello de las plantas. Viel (1997) obtuvo resultados similares trabajando con pino radiata. En líneas generales, mientras más profundo es el contenedor, mayor es el crecimiento en diámetro del cuello de las plantas.

Volumen del contenedor

El volumen del contenedor tiene una relación directa con el crecimiento del diámetro del cuello de las plantas en vivero. Mientras mayor es el volumen del contenedor, mayor es el crecimiento en diámetro del cuello, habiéndose llegado a determinar coeficientes de correlación de 0,92 (González 1996).

Fertilización

El nivel y frecuencia de aplicación de la fertilización en vivero afecta al crecimiento en diámetro de las plantas. A mayores dosis de N y P en el fertirriego, mayor es el crecimiento en diámetro del cuello (Monsalve et al. 2009).

Riego

Cuando la cantidad de agua aplicada en el riego es la adecuada, el crecimiento en diámetro es mayor. Esto sucede cuando la humedad del sustrato se mantiene de manera tal que la planta no entre en estrés pero tampoco soporte niveles de saturación. Al respecto, las especies y condiciones de cultivo (cielo abierto o invernáculo) son determinantes para decidir como manejar el riego (Pinto 1999). Respecto a las especies, éstas presentan diferentes eficiencias a la absorción de nutrientes según la condición de humedad del sustrato. Respecto al ambiente, en el cultivo a cielo abierto hay mayor tasa de evapotranspiración que en invernáculos, donde no se regula la velocidad del viento en su interior (Donoso 1999).

Época de siembra o edad

Plantas de una misma especie, sembradas temprano en

la temporada de viverización, logran mayores diámetros del cuello que aquellas que se siembran a mediados o fines de la temporada de siembra (Lema 1987).

Densidad de cultivo

En producción de plantas a raíz desnuda, la densidad del cultivo en vivero es inversamente proporcional al crecimiento en diámetro del cuello; numerosos son los estudios que demuestran que a menor densidad de cultivo las plantas logran un mayor diámetro del cuello. Sin embargo, en plantas producidas en contenedores, varios estudios muestran que la distancia entre plantas no afecta al diámetro del cuello. González (1996), en un estudio con eucalipto blanco o medicinal, utilizó nueve espaciamientos diferentes entre plantas cuyos rangos extremos estaban entre 3,7 y 6,7 cm. Al término del estudio, concluyó que la distancia entre plantas no había afectado al diámetro del cuello, mostrando con ello, que existen otros aspectos relacionados con los contenedores y con el manejo en vivero que afectan más al comportamiento de esta variable.

Manejo del tallo

El manejo del tallo es una labor cultural ampliamente utilizada en la producción de plantas de rápido crecimiento. La fundamentación fisiológica de su empleo está basada en generar, de manera artificial, un desorden hormonal en las plantas lo mismo que con el manejo radical. Las plantas, en forma natural para mantener un crecimiento armónico, tienen una cantidad de auxinas que están en perfecto equilibrio en su interior. Las zonas de mayor concentración son el ápice caulinar y el radicular. Si se corta o elimina uno de estos, la planta reacciona redistribuyendo las auxinas remanentes para lograr nuevamente el equilibrio en su interior. Durante la translocación, la planta manifiesta una serie de cambios físicos y bioquímicos que contribuyen al proceso de endurecimiento. Por ejemplo, en latifoliadas desaparecen los estomas del haz y disminuyen su número en el envés, aparecen ramas laterales y las hojas, gradualmente, se van poniendo más coriáceas (Figura 5). En las coníferas, crece el follaje secundario y desaparecen los braquiblastos. Tanto en una clase como en la otra aumenta significativamente el diámetro (Escobar 1994).



Figura 5. Secuencia del cambio de textura que se produce en la hoja de plantas de eucalipto medicinal (*Eucalyptus globulus*) durante el proceso de endurecimiento.

La poda del tallo consiste en cortar el mismo a la longitud final esperada. Para esto, durante el proceso de pleno crecimiento es conveniente estimular el crecimiento en altura hasta un 50% por encima de la altura final deseada. La poda del tallo trae consigo un aumento del área foliar debido a la proliferación de ramas laterales lo que, normalmente, provoca problemas de falta de luz en la base del tallo, produciendo una clorosis en las hojas basales. Esto se puede solucionar podando las ramas laterales. En latifoliadas, las ramas laterales se deben eliminar cuando las hojas basales comienzan a cambiar de color, esto producirá un aumento significativo en el crecimiento en diámetro del cuello.

Incremento del crecimiento radical

El sistema radical es la variable morfológica cuyo crecimiento culmina más tarde en el proceso de viverización (Figura 2) debido a que ocurre después que las plantas inician el proceso de translocación de solutos, desde el follaje hacia el tallo y las raíces. Una vez que culmina el crecimiento en altura, los niveles de nitrógeno disminuyen en el follaje y aumentan en el tallo y las raíces (Escobar y González 1987, González et al. 1988). Para mejorar el crecimiento y volumen radical, el viverista dispone de las siguientes herramientas que puede utilizar durante el manejo de plantas en vivero:

Profundidad del contenedor

Es una de las características que mayor influencia tiene sobre el volumen y la biomasa radical. Cuanto mayor sea

la profundidad del contenedor mayor será la biomasa radical y mejor preparada estará la planta para ser utilizada en zonas áridas (González 1996, Salgado 1995).

Porosidad de aireación

La falta de aireación afecta negativamente el crecimiento de las raíces finas (Coopman 2001, Viel 1997). Esto puede ocurrir cuando el riego es excesivo, cuando el tamaño de partículas del sustrato es muy pequeño o cuando la capacidad de retención de agua de alguno de sus componentes es muy alta.

Poda química

En la actualidad, prácticamente todos los contenedores en su interior poseen estrías en el sentido longitudinal. El objetivo de éstas es guiar al sistema radical hacia el fondo, evitando el espiralamiento, fenómeno típico de los contenedores de paredes lisas. Sin embargo, esta estructura de diseño no es suficiente para obtener un buen sistema radical. Un sistema será, anatómicamente, de mayor calidad cuanto más fibroso sea; es decir cuanto más raíces finas, menores a 1 mm de diámetro tenga, y éstas salgan desde una raíz principal claramente diferenciada. Es normal observar que las raíces laterales de plantas, cultivadas en contenedores de plástico, crezcan pegadas a sus paredes, generando lo que se conoce como "efecto sauce" u "hombreras" (Figura 6). Estas plantas, cuando son llevadas a terreno con estrés hídrico estival, tienen problemas de supervivencia y, en suelos expuestos al viento, presentan problemas de estabilidad en plantación. Por otra parte, cuando el contenedor está

fabricado con espuma de poliestireno expandido, el sistema radical de varias especies, tiende a entrecruzarse en las cavidades, generando serios problemas para su cosecha o extracción. Los problemas anteriores se resuelven pintando las paredes internas de los contenedores con cobre mezclado con látex acrílico. El cobre, adherido a las paredes del contenedor, inhibe el crecimiento de los extremos de las raíces que entran en contacto con el mismo, lo cual genera un sistema radical secundario que sale desde un eje central (Figura 6). Las diferentes especies requieren distintas concentraciones de Cu para lograr una buena poda, por lo que es recomendable probar diferentes dosis del elemento en la mezcla. La poda química, en algunas especies, afecta positivamente el diámetro del cuello, la biomasa del tallo y el área foliar, pero en todos los casos mejora la estructura del sistema radical y el comportamiento de las plantas en terreno (Quilodrán 1998). Una buena mezcla para inducir la poda química en contenedores se puede lograr con la siguiente proporción de componentes:

- 8 kg de Sulfato de Cu u Oxicloruro de Cu
- 19 litros de látex acrílico
- 75 litros de agua.



Figura 6. Cepellón (A) y sistema radical (B) de una planta de pino cultivada sin poda química mostrando el efecto sauce u hombreras. Cepellón (C) y sistema radical (D) de una planta de pino cultivada con poda química.

Manejo de la luminosidad

En muchos viveros ubicados en zonas de alta luminosidad se utilizan sombras sobre el cultivo para disminuir la temperatura del sustrato o impedir la radiación directa sobre el follaje de las plantas. Para ello, normalmente, se

utilizan mallas plásticas de diferentes grados de interceptación de la luminosidad que oscilan entre un 50 y 80%. En algunos casos se las utiliza sólo durante la fase de establecimiento, en otros hasta el término de la fase de pleno crecimiento y a veces durante todas las fases de desarrollo. En un estudio realizado por Escobar y Espinosa (1988) con pino radiata y eucalipto blanco o medicinal, se determinó que bastaba una semana de exposición del cultivo a la sombra, con 50% de interceptación de la luz, para afectar negativamente a todos los atributos morfológicos de las plantas de ambas especies, especialmente el sistema radical. En general, las especies intolerantes colonizadoras son más sensibles a esta labor de manejo, que aquellas más tolerantes que aparecen más tarde en la sucesión vegetal.

Estimuladores de crecimiento radical

Generalmente en cultivos realizados bajo sombra, siembras tardías o que han soportado agua en exceso, las plantas tienen problemas para formar un buen cepellón. El problema, en algunos casos, se puede resolver utilizando estimuladores de crecimiento radical.

Resistencia a la flexión

Para determinar empíricamente si las plantas están endurecidas, los viveristas y forestadores al término del periodo de viverización, suelen caminar por el costado de un mesón con plantas y pasar la palma de su mano sobre el tercio superior del tallo. Si las plantas, después de flectadas, vuelven rápidamente a su posición original, se consideran debidamente endurecidas. El concepto se basa sobre el hecho de que mientras más resistente sea una planta a la flexión, mayor resistencia tendrá al estrés hídrico y al frío. En plantas a raíz cubierta, se busca que cuando sean sacadas del contenedor y tomadas del tercio superior del tallo, no se flecten (Figura 7). Cisternas (2005) en un primer intento por cuantificar el grado de rigidez de las plantas, calculó la resistencia a la flexión de éstas a través del momento flector o de resistencia (MF) y del módulo de elasticidad o rigidez (MOE). Además, diseñó un prototipo para ser utilizado en vivero y calcular la resistencia a la flexión a través del momento flector o de resistencia.



Figura 7. Planta de eucalipto medicinal (*Eucalyptus globulus*) producida en un contenedor de 130 cc, con el tallo endurecido y resistente a la flexión.

Inducción de dormancia de yemas

Algunas especies de coníferas y de latifoliadas de hoja ancha, por ejemplo el pino radiata, el pino muricata (*Pinus muricata*), el eucalipto blanco, el eucalipto nitens (*Eucalyptus nitens*) y el quillay (*Quillaja saponaria*), no forman yemas terminales, acumulando sus reservas de crecimiento en su sistema radical y a nivel del cuello, en órganos denominados lignotubérculos. Además estas especies normalmente tienen un periodo de dormancia muy corto de seis a ocho semanas. Sin embargo la mayoría de las especies que crecen naturalmente en climas templados - fríos y fríos, acumulan una buena parte de sus reservas, y por lo tanto el futuro potencial de crecimiento inicial del tallo o crecimiento preformado, en las yemas terminales y laterales del tallo. Las coníferas generalmente acumulan sus reservas en las yemas del ápice caulinar y las latifoliadas en las yemas ubicadas en las axilas de las hojas (Figura 8). Las yemas terminales de una conífera serán de mejor calidad mientras mayor sea el tamaño de éstas. Para lograr una buena acumulación de reservas en las yemas, se requiere que la planta disponga de las mejores condiciones posibles para realizar fotosíntesis; por ello es bueno realizar siembras tempranas y no estresar hídrica ni nutricionalmente a las plantas durante la fase de pleno crecimiento. Una vez iniciado el proceso de endurecimiento, se deben evitar fertilizaciones nitrogenadas tardías y condiciones ambientales que desendurezcan a las plantas, tales como aumentos del fotoperíodo, riegos excesivos y aumento de la temperatura ambiente. También es importante cuidar que las plantas logren acumular una cantidad de horas de frío

suficientes para entrar en reposo (para mayor detalle ver el capítulo sobre Extracción y manejo Post-cosecha). Durante la fase de endurecimiento, en producciones bajo ambiente controlado, manejando la temperatura nocturna, se puede manipular el equilibrio entre la tasa de fotosíntesis neta y la tasa de respiración, tratando de que sea mayor la primera.



Figura 8. A) Yemas laterales y yema principal de coihue de Chiloé (*Nothofagus nitida*) conteniendo las reservas de crecimiento por haberse formado durante la fase de endurecimiento. B) Yemas laterales y terminales ya brotadas.

Inducción de atributos fisiológicos

Niveles nutricionales

El estatus nutricional es uno de los atributos fisiológicos más utilizados en el proceso de evaluación de calidad de plantas en vivero. Éste está referido al nivel de los diferentes nutrientes esenciales que las plantas absorben desde el medio de crecimiento y que almacenan en sus diferentes órganos. El tejido más utilizado para la determinación del estado nutricional es el follaje porque es el muestreo menos invasor, se puede repetir en el tiempo

en una misma población de plantas y es el más fácil de recolectar. También se puede determinar el nivel nutricional en ápices, tallos y raíces. La muestra para el análisis debe ser representativa de la respectiva población para lo que debiera estar conformada de varias sub muestras. Dependiendo del laboratorio, se requieren entre 40 y 100 g de materia verde para determinar los 13 elementos esenciales. La muestra siempre debe ser sometida al mismo proceso de manipulación e, idealmente, ser analizada en un mismo laboratorio. El laboratorio brinda los resultados en términos de porcentaje de materia seca para los macronutrientes (N, P, K, Ca, Mg y S), y en partes por millón para los micronutrientes (Fe, Cu, Mn, Zn, B, Mo, y Cl). Los niveles nutricionales del follaje sirven para:

- Conocer el estatus o nivel nutricional.
- Determinar como evolucionan los distintos elementos a través del proceso de viverización y precisar los esquemas de fertilización a utilizar.
- Corregir eventuales problemas de carencia o exceso de alguno de los elementos.
- Precisar la relación entre los diferentes elementos.

Es importante tener presente que el mejor momento para obtener muestras de tejido para la determinación de nutrientes, es cuando la mayor cantidad de elementos se encuentran en la concentración más alta. Debido a la función que cumplen los distintos elementos minerales en las plantas, estos se movilizan entre sus diferentes órganos en el tiempo y una fecha de muestreo inadecuada puede inducir a error a la persona que está interpretando el análisis (Tabla 1). Para evaluar los niveles nutricionales en el vivero, se debe hacer el análisis al término de la fase de endurecimiento y esos valores son los que el viverista debe informar al forestador. Este, a su vez, debe entender que los análisis posteriores entregarán, seguramente, resultados distintos por la movilidad de los nutrientes en las plantas. Respecto de plantaciones nuevas, la mejor época para la determinación de nutrientes en los tejidos, es a fines del periodo de crecimiento.

Tabla 1. Porcentaje de los principales macronutrientes en el follaje de plantas de eucalipto medicinal (*Eucalyptus globulus*) durante su cultivo en envase, en Chile.

Elemento	Época de muestreo			
	Febrero	Marzo	Abril	Septiembre
N	3,5	2,2	2	1,2
P	2,2	0,18	1,6	0,14
K	1,6	1,4	1,5	1,1
Ca	0,3	0,4	0,5	0,61
Mg	0,25	0,3	0,35	0,41

En la literatura existen muchas tablas que proporcionan valores de referencia para determinar si algún elemento se encuentra en niveles adecuados. Generalmente entregan, para un mismo elemento, un valor inferior y uno superior y, algunas, además entregan valores deficitarios y de consumo de lujo. Antes de utilizar los valores de una tabla para evaluar el estatus nutricional de una muestra, es necesario saber si ésta fue confeccionada para plantas de vivero, para plantaciones menores a cinco años o para plantaciones en estado de latizal o adultas, ya que todos los niveles y los criterios para establecer los rangos o valores de referencia son distintos. Si las tablas son para plantines de vivero, es necesario saber si se confeccionó para plantas producidas a raíz desnuda o en envase y además para qué especie. Es probable que los niveles nutricionales que se estimen adecuados para coníferas del norte de la Argentina sean diferentes, para algunos elementos, a los de la Patagonia, América del Norte u Oceanía, por lo tanto es conveniente hacer estudios específicos.

La herramienta de manejo para proporcionar un nivel adecuado de nutrientes a las plantas producidas en envases en vivero es la fertilización. A través de ella, en las distintas fases de viverización, se aplican diferentes dietas nutritivas las que van proporcionando los distintos elementos esenciales a las plantas. Durante la fase de establecimiento, la fertilización es rica en P, por su efecto estimulante en el desarrollo radicular, y pobre o nula en N, por su efecto inhibitor del proceso de germinación de semillas de muchas especies. En la fase de pleno crecimiento, la dieta es rica en N y completa en cuanto a elementos aplicados. Generalmente se aplican dos tipos de dietas, una contiene N, P, K y S y la otra Ca, Mg y macro-

nutrientes. En la primera, se puede utilizar una relación 3: 2: 1 o 3: 2: 3 de N, P, K; ambas funcionan bien respecto del crecimiento, pero la segunda es más eficiente en la inducción de la tolerancia al frío y el potencial de crecimiento radical. Normalmente, el P no se mezcla con Ca y Mg porque precipita.

Respecto de la forma de aplicación, se suelen utilizar dos modalidades. Una consiste en aplicar una concentración media de N (100 – 200 ppm) con alta frecuencia (3 a 4 veces/semana) y la otra, implica aplicar concentraciones crecientes (50 – 100 – 150 – 200 y más ppm), según la biomasa alcanzada por las plantas, y con menor frecuencia (1 a 2 veces/semana). Si bien es cierto que ambas logran el objetivo, la primera modalidad utiliza más agua y para algunas especies es menos eficaz.

Al final de la fase de pleno crecimiento, los nutrientes deben estar en niveles de consumo de lujo o al menos, en el rango superior de la tabla de referencia. Esto es porque el contenido de algunos de ellos bajará en forma natural con el tiempo, tendencia que se intensificará con labores de manejo, tales como poda de las raíces, detención del crecimiento en altura y manejo del tallo, entre otras (Escobar y González 1987). Durante las últimas cuatro semanas de la fase de pleno crecimiento, se deben realizar análisis fitoquímicos periódicos y subir o bajar en la dieta nutritiva aquellos elementos que estén por debajo o sobre los valores de referencia. Durante este periodo, se sugiere el empleo de sales con no más de dos elementos para preparar la dieta y evitar utilizar mezclas comerciales completas, sobre todo cuando se debe bajar alguno de los nutrientes en la dieta. Para evitar deficiencias o problemas de consumo de lujo, se debe conocer muy bien el requerimiento de agua o el punto de humedad del contenedor en el cual la especie cultivada logra la máxima tasa de absorción y en el que pierde eficiencia. Esto es propio de cada especie y por ello la necesidad de que, en cada caso, el viverista conozca el efecto de la interacción riego- fertilización.

Equilibrios nutritivos

Aunque hasta ahora es un criterio poco utilizado, se estima que el equilibrio nutritivo cada vez adquirirá mayor relevancia en la evaluación de calidad de plantas, ya que resuelve un problema que no es explicado por

la simple lectura e interpretación de los niveles nutricionales que brinda el análisis de laboratorio. El laboratorio entrega un valor numérico y el que lo interpreta, dice si está, o no, en el rango establecido en una tabla de referencia. Si el valor es inferior al valor mínimo del rango, se estima que el elemento es deficitario y, por el contrario, si está por arriba del valor máximo, el elemento en cuestión se considera en consumo de lujo. Sabido es que, para una misma especie, la demanda de determinados elementos es diferente según el objetivo que se persiga con ella. Por ejemplo, una planta de pino radiata, destinada a producir madera, requiere de diferentes contenidos de nitrógeno y otros elementos en el follaje, para lograr una mayor tasa de crecimiento en altura, que para incrementar la fructificación en un huerto semillero. Una planta de eucalipto blanco o medicinal en vivero, con diferentes relaciones entre el peso atómico del nitrógeno y el potasio, puede tener mejor o peor tolerancia al frío y diferencias importantes en su capacidad para emitir nuevas raíces (Escobar 2007).

En la Figura 9, se muestran bandejas con plantas de eucalipto blanco o medicinal que estuvieron expuestas a una helada de -9,4 °C. Solo el 2% de las plantas de la bandeja A sufrió daño por frío en el follaje, mientras que en la bandeja B el daño fue del 42%. Cuando se comparó el potencial de crecimiento radical de ambas bandejas, se observó que las de la bandeja A produjeron 55 raíces nuevas y las de la bandeja B, 24. En ambos casos, según el análisis foliar, las plantas se encontraban en rangos normales de nutrición para la especie, sin embargo, las de la bandeja A tenían niveles más altos de potasio. La relación sobre la base del peso atómico entre este elemento y el nitrógeno, era 74:26 para la bandeja A y de 87:13 para la bandeja B. También se entregan las diferencias para la relación N:P:K y N:P:K:Ca:Mg. Los viveristas que utilizan esta herramienta de evaluación de sus plantas están más preocupados de nutrirlas bien que de fertilizarlas. El concepto anterior es el que refrenda por qué existen diferencias entre especies y entre viveros que producen una misma especie pero para diferentes áreas edafoclimáticas.



Figura 9. Plantas de eucalipto medicinal (*Eucalyptus globulus*) luego de ser expuestas a una helada de -9.4 °C. A) Sin daño por tener en el follaje más de un 20% de potasio. B) Dañadas por el frío por tener menos del 20% de potasio.

Para lograr un equilibrio nutritivo adecuado, es indispensable realizar análisis foliares a fines de la fase de pleno crecimiento y, desde ese momento, hacer fertilizaciones tendientes a subir o bajar determinados elementos para que al término de la fase de pleno crecimiento, las plantas alcancen lo que se denomina óptimo provisional experimental (OPE). Este es el nivel que da una relación (entre elementos) que tiene una alta correlación con algún atributo importante, tal como el diámetro, la altura, etc. Para ello, es importante que cada viverista sea capaz de preparar sus propias mezclas de fertilizantes, determinar las relaciones porcentuales sobre la base del peso atómico de los elementos, interpretarlos y conocer el OPE en función de la variable con la que se han establecido las relaciones binarias o terciarias entre los diferentes elementos. Para determinar las relaciones binarias base peso atómico, éstas se deben expresar en unidades equivalentes por lo que se transforman los valores porcentuales, o las ppm de cada nutriente, en átomo miligramos (Sánchez 1991).

Macronutrientes: átomo miligramo de X = (% de X * 1000) / PA de X

Micronutrientes: átomo miligramo de X = (ppm de X * 0,1) / PA de X

Donde:

X = Elemento analizado

%X = Porcentaje en follaje de macro elemento X

ppmX = Partes por millón del micro elemento X

PA X = peso atómico del elemento X

Por ejemplo si en el análisis foliar el valor de N es 2,0% y el de K es 1,42% y los pesos atómicos son 14,0 y 39,1, respectivamente, la relación N: K es la siguiente:

$$\begin{matrix} \text{N} & : & \text{K} \\ 79,7\% & : & 20,3\% \end{matrix}$$

Cuando en eucalipto blanco o medicinal el potasio es inferior a 20% la planta es sensible al frío y tiene menor potencial de crecimiento radical.

Carbohidratos solubles totales (CST)

Los carbohidratos constituyen la principal fuente de reservas de energía de las plantas que se producen en un vivero. Ellos se almacenan cuando la tasa de producción fotosintética, o fotosintato, es mayor que la tasa de uso de los mismos. Sabido es que las plantas leñosas almacenan reservas en forma de almidón y sacarosa, también

en la forma de hemicelulosa, proteínas y grasas. Los carbohidratos solubles totales son aquellos que son acumulados y fácilmente translocados a otras partes de la planta para su metabolismo. Entre ellos se distinguen a la glucosa, sacarosa, fructuosa, rafinosa y el polisacárido almidón (Jayawickrama et al. 1992). Se considera que existe correlación entre incrementos de los niveles de ciertos carbohidratos y el endurecimiento de las plantas a bajas temperaturas, lo cual puede estar vinculado también a una acumulación de aminoácidos, ácidos orgánicos, proteínas y lípidos. La reducción del fotoperíodo también produce un incremento en el contenido de carbohidratos. Al respecto, se ha determinado un promedio de 7,3 mg/gpf (miligramos/gramos de peso fresco) y 12,1 mg/gpf, para pino silvestre (*Pinus sylvestris*) y abeto rojo (*Picea abies*) sometidos a diferentes niveles de fotoperíodo (Aronsson et al. 1976). En eucalipto blanco o medicinal se obtienen, en promedio, valores de 34,9 mg/mpf con manejo del fotoperíodo durante 15 días (Zapata 1999).

Los contenidos de carbohidratos acumulados en raíces y tallos durante el proceso de endurecimiento constituyen un recurso vital para el posterior establecimiento y crecimiento de las plantas. Las reservas acumuladas en vivero tienen un papel fundamental en el establecimiento post trasplante, ya que hasta que la planta logra establecerse en terreno, ésta vive a expensas de sus reservas. Por otra parte, en condiciones críticas de plantación en las cuales la tasa fotosintética se encuentra reducida, es cuando las reservas determinan la capacidad de superar la fase de enraizamiento, ya que si se consumen antes de reiniciar su actividad fisiológica la planta muere. Debido a esto la concentración de almidón y azúcares solubles generalmente son tomadas en cuenta para evaluar la calidad de una partida o lote de plantas del vivero.

Para evitar pérdidas de carbohidratos, las plantas se deben sembrar temprano y no estresarlas nutricional ni hídricamente durante la fase de pleno crecimiento. El vivero debe estar expuesto la mayor cantidad de tiempo a la máxima luminosidad del lugar; si las horas luz fotosintéticamente activas son pocas, se debe aumentar el fotoperíodo artificialmente. Si se trabaja con ambiente controlado se debe tratar de inhibir alguno de los factores ambientales que regulan el proceso de respiración; normalmente en invernáculo, se estila bajar la temperatura nocturna. Dado que el proceso de almacenaje disminuye la concentración de carbohidratos en los distintos órga-

nos de las plantas, se debe cuidar que éste sea lo estrictamente necesario y realizarlo cuando las plantas hayan logrado acumular la cantidad de horas de frío necesarias para el tipo de almacenaje a que serán expuestas (Escobar A.1999 y 2005).

Potencial hídrico

El contenido de agua o estado hídrico en las plantas ha sido reconocido empíricamente desde hace siglos, distinguiendo simplemente una planta marchita de otra no marchita. La marchitez es un signo visible en plantas que han estado expuestas a condiciones de estrés hídrico acentuado. Sabido es que la falta de agua en los tejidos de una planta provoca una serie de alteraciones en distintos procesos fisiológicos, tales como cierre de estomas, reducción de la tasa de fotosíntesis y aumento de la sensibilidad al daño por frío. También se puede alterar el proceso de transpiración y translocación de solutos, se interrumpe el metabolismo de carbohidratos y proteínas y aumenta la susceptibilidad al ataque de insectos y patógenos.

En resumen, casi todos los aspectos relacionados con el crecimiento de las plantas son afectados por la carencia de agua. Mientras la planta permanece en el vivero puede estar sometida a un estrés hídrico porque el esquema de riego así lo determina durante el proceso de endurecimiento, pero jamás, debería sufrir estrés por otras razones. En forma natural el contenido de agua de las plantas es variable durante el día, siendo alrededor del medio día hasta la media tarde el momento con menor contenido.

Inducción de atributos del comportamiento en terreno

La experiencia demuestra que plantas producidas en un mismo vivero, pero cosechadas en distinta época, suelen presentar diferencias importantes de comportamiento en terreno. También se ha observado que plantas con iguales atributos morfológicos (altura y diámetro del cuello), y fisiológicos, establecidas en terreno en igual fecha, pueden comportarse de distinta manera en distintos diferentes. Esto es una clara evidencia que la forma y estado fisiológico de las plantas, por sí solos, no explican el

comportamiento de las mismas. Lo anterior, ha llevado a diferentes investigadores en el mundo a desarrollar otros criterios y metodologías que complementen a los anteriores para evaluar la calidad de las plantas. Entre estos están los atributos del comportamiento, que predicen como se comportará, bajo determinadas condiciones ambientales, una partida de plantas. Entre ellos se pueden mencionar el potencial de crecimiento radical (PCR), la tolerancia al frío y la tolerancia al estrés hídrico, entre otros. Los atributos del comportamiento, al igual que cualquiera de los otros, pueden ser modificados durante la fase de endurecimiento en vivero.

Potencial de crecimiento radical

El potencial de crecimiento radical es la capacidad que tiene un sistema radical para producir raíces nuevas después de ser extraída de su lugar de cultivo y plantada nuevamente en un lugar con condiciones óptimas para el crecimiento. El potencial de crecimiento radical es considerado uno de los métodos más confiables para evaluar la viabilidad y vigor de una partida de plantas. Su principal inconveniente como método de evaluación es la prolongada duración del análisis que requiere de 28 a 30 días (Ritchie y Tanaka 1990). Existen diferentes métodos para determinar el potencial de crecimiento, aunque probablemente el más utilizado es el de cámaras aeropónicas debido a que permite un muy buen control de la temperatura y la disponibilidad de agua (Figura 10). El potencial de crecimiento radical está altamente correlacionado con la tasa de supervivencia y crecimiento de las plantas llevadas a campo (Decarli 1999). Se caracteriza por ser cambiante en el tiempo, debido a la importancia que en ella tiene la cantidad de horas de frío acumuladas por las plantas (Bustos 1999, Escobar A. 1999, Escobar A. 2005). Además es afectado por el estatus nutricional y la relación N/K en el follaje (Escobar 2007), la temperatura y contenido de humedad del sustrato (Peña 1996, Mendoza 1997, Barrientos 1999) y el potencial hídrico de las plantas al momento de ser trasplantada (Peña 1996, Escobar A. 2005).



Figura 10. Nuevas raíces de plantas de pino cultivadas en una cámara aeropónica para determinar el potencial de crecimiento radical.

En general, se puede considerar que el potencial de crecimiento radical es afectado por las distintas labores de manejo que el viverista realiza durante la fase de endurecimiento, cosecha, almacenaje y transporte de plantas. Una planta equilibrada nutricionalmente, con una adecuada cantidad de horas de frío acumuladas (propio de cada especie), y con un alto contenido de agua tendrá siempre mejor potencial de crecimiento radical que aquellas que no cumplan con alguna de las condiciones anteriores. El equilibrio nutritivo se logra durante los últimos 45 días del endurecimiento. Las horas de frío acumuladas son propias del clima en el cual esté ubicado el vivero y de la época de plantación o de cosecha de plantas. La cantidad de agua interna, depende del manejo que se haga del agua de riego 24 horas antes de cosechar las plantas, de las condiciones de almacenaje y del transporte hasta el lugar de plantación. En plantaciones ejecutadas a fines de invierno o inicios de primavera, realizadas en caliente, es decir cosecha y plantación inmediata, una fertilización como las que se aplican en el momento de pleno crecimiento, realizada siete días antes de la cosecha, tiene un efecto estimulante sobre el potencial de crecimiento radical (Venegas 2000). El potencial de crecimiento radical es utilizado por muchos forestadores para definir a qué vivero comprar plantas. Éste examen no sólo indica la capacidad de las plantas de emitir nuevas raíces, sino que también nos da idea de su estatus nutricional, debido a que cuando las plantas inician el crecimiento radical, se ocasiona una translocación de N desde el follaje hacia la raíz, que es la zona de demanda. Si las plantas tienen buenos niveles de N se

produce un buen crecimiento radical sin cambios notables en la parte aérea. Si los niveles de N son deficitarios o se encuentran en zona de hambre oculta, pueden aparecer signos de deficiencias en las hojas basales (Escobar y Pereira 2001).

Tolerancia al estrés hídrico

Las plantas presentan dos tipos de respuestas al estrés hídrico, lo toleran o lo evitan. Para evitarlo, la planta utiliza estrategias para reducir su impacto. Este es el caso cuando las plantas elongan sus raíces hasta encontrar las napas freáticas, de manera que éstas no permanezcan en el perfil superficial de suelo seco. Algunas especies del género *Eucalyptus* utilizan como estrategia eliminar follaje con el objeto de disminuir la superficie de transpiración (Coopman et al. 2008). En la tolerancia, la planta debe ser capaz de resistir la falta de agua. Aclimatarlas para que soporten estrés hídrico es un proceso complejo que conlleva una serie de cambios de tipo morfofisiológicos. Plantas que durante el proceso de endurecimiento han sido sometidas a estrés hídrico tienden a soportar mejor la sequía que aquellas que no lo fueron. Hoy se considera determinante someter a las plantas a estrés hídrico en la última fase de viverización y del grado o intensidad del mismo dependerá su resistencia a la sequía. Diferentes especies soportan distintos niveles de estrés, por lo tanto es importante conocer cada especie que se esté cultivando.

Además de la inducción de la resistencia a la sequía a través del esquema de manejo del riego, hay labores como la poda del tallo que le dan a la planta una mayor resistencia a la falta de agua en el suelo, permitiendo tasas de fotosíntesis netas a menos contenido de humedad (Villalobos 2006). El manejo de tallo es más eficaz cuando además de la poda del tallo, posteriormente, se eliminan los rebrotes de ramas laterales. En especies de hoja ancha el manejo del tallo origina hojas más coriáceas, desaparecen los estomas ubicados en el haz y disminuye su cantidad en el envés, modificaciones todas que le permiten a la planta soportar mejor condiciones de sequía.

Tolerancia al frío

De todos los atributos del comportamiento, este es el que requiere de un manejo más intenso e integrado durante la fase de endurecimiento de las plantas. Se trata de una característica deseada en plantas producidas para establecer plantaciones en climas templados fríos y fríos, durante el invierno o inicios de primavera. Se puede manejar, en plantas que naturalmente soportan bajas temperaturas, como es el caso de las coníferas que se plantan en la Patagonia, o inducir e incrementar en especies que naturalmente soportan temperaturas bajas moderadas. Para este último caso, podemos citar el eucalipto blanco o medicinal que, en forma natural, soporta hasta -5 °C y con manejo en vivero, se le puede hacer que tolere -10 °C a raíz cubierta, y hasta -12 °C, a raíz desnuda. Una misma especie, subespecie o variedad puede presentar diferentes grados de tolerancia al frío (Moraga et al. 2006). Como la tolerancia al frío se puede modificar mediante manejo silvícola, es una característica que tiene una duración determinada en el tiempo. En cambio, la resistencia al frío, sí es una característica perdurable en el tiempo, como ocurre por ejemplo, con la araucaria o pehuén (*Araucaria araucana*), la lenga (*Nothofagus pumilio*) y el ñire (*N. antarctica*) que son especies, naturalmente, muy resistentes al frío (Moraga et al. 2006).

Para que una planta termine siendo frío tolerante debe haber pasado por todas las etapas ya descritas del proceso de endurecimiento. La tolerancia al frío se inicia con la aplicación del estrés hídrico cuando se inicia la detención del crecimiento en altura (Benavente 2005). Al mismo tiempo, el manejo de la fertilización nitrogenada es determinante. Al respecto, en el follaje de las plantas, el N debe quedar en niveles de consumo de lujo al término de la fase de pleno crecimiento ya que, en forma natural, experimentará un descenso. El nivel ideal mínimo de nitrógeno en el follaje no debería ser menor a 1,7%. Con valores de hasta 1,4% las plantas no muestran signos de deficiencia de N en el vivero, pero están en zona de hambre oculta, lo que se notará cuando inicien el crecimiento radical en terreno o cuando se realice el examen de potencial de crecimiento radical (Escobar 2007). En la dieta de fertilización durante la fase de endurecimiento se debe reducir drásticamente el contenido de N y su relación base peso atómico con el K no debe ser mayor al 75%, o aún mejor 70%. Por otra parte, la fertilización con

N no debería prolongarse más allá del término de la fase de endurecimiento; las fertilizaciones tardías aumentan la susceptibilidad de las plantas al daño por frío. Es preferible quedar con niveles de N por debajo del óptimo antes que tratar de corregirlos tardíamente ya que el riesgo de daño por frío aumenta considerablemente.

BIBLIOGRAFÍA CITADA

- Aronsson, A., Ingestad, T. y L. Löf. 1976. Carbohydrate metabolism and frost hardiness in pine and spruce seedling grown at different photoperiods and thermoperiods. *Physiologia Plantarum*. 36: 127 – 132.
- Benavente, M. 2005. Efecto de tres diferentes niveles de estrés hídrico en vivero, en la frío resistencia de plantas de *Eucalyptus globulus* Labill, en vivero. Tesis Ingeniería Forestal. Dpto. Silvicultura, Fac.de Cs. Forestales, Universidad de Concepción. Concepción, Chile.
- Barrientos, C. 1999. Crecimiento de raíces de plantas de *Nothofagus obliqua* y *Nothofagus alpina* a distintas temperaturas. Tesis Ingeniería Forestal. Dpto. Silv. Fac. Cs. Forestales, Universidad de Concepción. Concepción, Chile.
- Bustos, R. 1999. Efecto de las horas frío acumuladas sobre el potencial de crecimiento radicular en plantas de *Pinus radiata*. Tesis Ingeniería Forestal. Dpto. Silv. Fac. Cs. Forestales, Universidad de Concepción. Concepción, Chile.
- Cisternas, C. 2005. Relación entre módulo de elasticidad y tolerancia al frío en plantas de *Eucalyptus globulus* Labill. Manejadas bajo cinco niveles de estrés hídrico. Tesis Ingeniería Forestal. Dpto Silv. Fac. Cs. Forestales, Universidad de Concepción. Concepción, Chile.
- Coopman, R.R. 2001. Efecto del tipo de contenedor en las porosidades del sustrato, variables morfofisiológicas y aspectos del manejo en vivero, de plantas de *Pinus radiata* D. D, propagadas a partir de estacas. Tesis Ingeniería Forestal. Dpto. Silv. Fac. Cs. Forestales, Universidad de Concepción. Concepción, Chile.
- Coopmann, R., Jara, J., Bravo, L., Sáez, K., Mella, G. y R. Escobar. 2008. Changes in morpho – physiological attributes of *Eucalyptus globulus* plants in response to different drought hardening treatments. *Electronic Journal of Biotechnology* 11(2) 1 – 10.
- Decarli, N. 1999. Efecto del potencial de crecimiento radicular en la tasa de supervivencia y crecimiento inicial de plantas de *Eucalyptus nitens*. Tesis Ingeniería Forestal. Dpto. Silv. Fac. Cs. Forestales, Universidad de Concepción. Concepción, Chile.
- Donoso, A. 1999. Determinación de la eficiencia en el uso de agua y relación de atributos morfofisiológicos en plantas de *Eucalyptus globulus* Labbill, producidas a raíz cubierta. Tesis Ingeniería Forestal. Dpto. Silv. Fac. Cs. Forestales, Universidad de Concepción. Concepción, Chile.
- Escobar, R. 1994. La Planta ideal. IV Silvotecna, Producción de plantas, Seminario internacional. Mininco/Fundación Chile. 25 – 25 de Noviembre. Concepción, Chile.
- Escobar, R. 1998. Nutrición y fertilización forestal en viveros Forestales. *Agroanálisis* 8: 6-10.
- Escobar, R. 1999. Nutrición y fertilización en viveros Forestales (Parte II). *Agroanálisis* 9: 8-12.
- Escobar, A. 1999. Efecto del almacenaje en frío sobre atributos morfofisiológicos en plantas de *Pinus radiata* D. Don. Tesis Ingeniería Forestal. Dpto. Silv. Fac. Cs. Forestales, Universidad de Concepción. Concepción, Chile.
- Escobar, R. 2000. Fase de endurecimiento etapa crucial para plantas de vivero. *Agroanálisis*. 12:21-25.
- Escobar, R. 2004. Proceso de endurecimiento de plantas forestales en vivero. En: Taller de Producción de plantas y estándares de calidad. INFOR, Concepción 2 y 3 de Diciembre.
- Escobar, A. 2005. Efecto del almacenaje refrigerado y horas frío acumuladas sobre época de cosecha y atributos morfofisiológicos y del comportamiento de plantas de *Pinus radiata* D. Don. Tesis de Grado Magíster en Ciencias Forestales. Facultad de Ciencias Forestales. Universidad de Concepción. Concepción, Chile.
- Escobar, R. 2007. Manual de viverización: *Eucalyptus glo-*

- bulus* a raíz cubierta. Gobierno de Chile (CORFO) Proyecto INNOVA – Chile, INFOR (Centro Tecnológico de la planta Forestal). Concepción. Chile. 229 p.
- Escobar, R. y M. Espinosa. 1988. Efecto de la intensidad luminosa en plántulas de *Eucalyptus globulus* producidas a raíz desnuda y raíz cubierta. Simposio Manejo Silvícola del Género *Eucalyptus*. CORFO/ INFOR. Viña del Mar.
- Escobar, R., González, G., Millán, J. y C. González. 1984. Evolución estacional de nutrientes en Pino insigne. IV Simposio Nacional de la Ciencia del Suelo. Vol. 2. Universidad Austral de Chile. CONICYT-CONAF.
- Escobar, R. y C. González. 1987. Evolución de nutrientes en plantas de pino radiata durante el acondicionamiento. Simposio sobre Silvicultura y Mejoramiento Genético de Especies Forestales. Vol. IV (205-218). CIEF. B. Aires, Argentina.
- Escobar, R. y G. Pereira. 2001. Fertilización de precosecha en vivero: Efecto del potencial de crecimiento radicular en *Eucalyptus globulus*. En: Actas de simposio internacional IUFRO: Desarrollando el futuro del *Eucalyptus*. 10-15 - de septiembre. Valdivia, Chile.
- Escobar, R., Escobar, A., Sánchez, M., Ríos, D., Pereira, G. y A. Mendoza. 2004. Utilización del Potencial de Crecimiento Radicular como método indirecto para determinar la mejor época de plantación de especies forestales. En: II Congreso Chileno de Ciencias Forestales. 10-12 noviembre. Valdivia, Chile.
- González, C., Escobar, R. y M. Lachica. 1988. Evolución estacional de elementos nutritivos minerales en pino radiata. *Agrochimica*, Vol XXXII-N.1, Febrero 1988.
- González, P.M. 1996. Efecto del tipo de contenedor en distintos atributos morfológicos de plantas de *Eucalyptus globulus Labill*. Tesis Ingeniería Forestal. Dpto. Silv. Fac. Cs. Forestales, Universidad de Concepción. Concepción, Chile.
- Jayawickrama, S., McKeand, S., Jett, J. y E. Young. 1992. Rootstock and scion effects on carbohydrates and mineral nutrients in loblolly pine. *Canadian Journal Forest Research*. 22: 1966 – 1973.
- Landis, T., Tinus, W. y P. Barnett. 1999. The Container Tree Nursery Manual. Volumen 6, Seedling propagation. *Agric. Handbook*. 674. Washington, DC: USDA Forest Service. 166 p.
- Lema, G.M. 1987. Época de siembra y uso de semisombra en producción de plantas de *Eucalyptus globulus* Labill ssp. *globulus* 1- 0 a raíz desnuda. Tesis Ingeniería Forestal. Fac. Cs. Agronómicas, Veterinarias y Forestales. Dpto de Ciencias Forestales. Universidad de Concepción. Chillán, Chile.
- Mendoza, Q.A. 1997. Influencia de la temperatura en el potencial de crecimiento radicular en plantas de: *Pinus radiata*, *Eucalyptus nitens* y *Eucalyptus globulus*. Tesis Ingeniería Forestal. Dpto. Silv. Fac. Cs. Forestales. Universidad de Concepción. Concepción, Chile.
- Moraga, P.; Escobar, R. y S. Valenzuela. 2006. Resistance to freezing in three *Eucalyptus globulus* Labial subspecies. *Electronic Journal of Biotechnology* 9 (3) 310 – 314 ISI.
- Monsalve, J., Escobar, R., Acevedo, M., Sánchez, M. y R. Copman. 2009. "Efecto de la concentración de nitrógeno sobre atributos morfológicos, potencial de crecimiento radicular y estatus nutricional en plantas de *Eucalyptus globulus* producidas a raíz cubierta. *Bosque* 30 (2) 88 – 94.
- Peña, C.I. 1996. Potencial de crecimiento radicular de plantas de *Pinus radiata* D. Don con diferente potencial hídrico. Tesis Ingeniería Forestal. Dpto. Silv. Fac. Cs. Forestales, Universidad de Concepción. Concepción, Chile.
- Pinto, M.J. 1999. Comparación de tres esquemas de riego en viverización de plantas de *Eucalyptus globulus* producidas a raíz cubierta. Tesis Ingeniería Forestal. Dpto. Silv. Fac. Cs. Forestales. Universidad de Concepción. Concepción, Chile.
- Quilodrán, A.C. 1998. Efecto de la concentración de carbonato de cobre en la poda química de raíces de plantas producidas en contenedores. Tesis Ingeniería Forestal. Dpto. Silv. Fac. Cs. Forestales, Universidad de Concepción. Concepción, Chile.
- Ritchie, G. A. y Y. Tanaka. 1990. Root growth potencial and the target seedling pp. 37 – 51. En: Rose, R., Campbell, J.

y T. Landis (Editores). Target Seedling Symposium: Proceeding combined Meeting of the Western Forest Nursery Associations. 13 – 17 August 1990. Rosenberg , Oregon. USDA For. Serv. Rocky Mt. And range Exp.. Stn., Fort Collins, Colorado, Gen, Tech. Rep. RM – 200.

Salgado, M. 1995. Supervivencia y crecimiento de plantas de *Eucalyptus globulus* Labill. plantadas en diferentes sectores de la VI región. Tesis Ingeniería Forestal. Dpto. Silv. Fac. Cs. Forestales, Universidad de Concepción. Concepción, Chile.

Sánchez, O.M. 1991. Fertilización de apoyo en *Eucalyptus globulus* Labill. ssp globulus. . Tesis Ingeniería Forestal. Fac. Cs. Agronómicas, Veterinarias y Forestales. Dpto. de Cs. Forestales. Universidad de Concepción. Chillán, Chile.

Venegas, G. 2000. Efecto de la fertilización de pre cosecha sobre el potencial de crecimiento radicular de plantas de *Eucalyptus globulus* y *Eucalyptus nitens*. Tesis Ingeniería Forestal. Dpto. Silv. Fac. Cs. Forestales, Universidad de Concepción. Concepción, Chile.

Viel, L.R. 1997. Efecto de la altura del contenedor y porosidad del sustrato en el crecimiento y desarrollo de plantas de *Pinus radiata* D. Don. Tesis Ingeniería Forestal. Dpto. Silv. Fac. Cs. Forestales, Universidad de Concepción. Concepción, Chile.

Villalobos, M. 2006. Tolerancia a la sequía de plantas de *Eucalyptus globulus* Labill. En respuesta a diferentes regímenes de aclimatación. Tesis Ingeniería Forestal. Dpto. Silv. Fac. Cs. Forestales, Universidad de Concepción. Concepción, Chile.

Zapata, J. 1999. Efecto del manejo del fotoperíodo en el potencial de crecimiento radicular, conductividad electrolítica y carbohidratos totales en *Eucalyptus globulus*. Tesis Ingeniería Forestal. Dpto. Silv. Fac. Cs. Forestales, Universidad de Concepción. Concepción, Chile.

Zapata, J., Sánchez, M., Escobar, R. y D. Ríos. 2000. Efectos del cambio en el fotoperíodo sobre atributos morfofisiológicos de plantas de *Eucalyptus globulus* Labill. en vivero. En: XII Reunión de la Sociedad de Botánica de Chile y XXVII Jornadas Argentinas de Botánica. Concepción, 5 al 8 de Enero.



Producción de plantas grandes usando minicontenedores

R.Kasten Dumroese y Thomas D. Landis

INTRODUCCIÓN

En América del Norte hay cada vez más interés por la producción híbrida o mixta. La misma consiste en cultivar plantines en contenedores de pequeño volumen y luego trasplantarlos; el trasplante se puede realizar a canteros en el suelo como en la producción a raíz desnuda o bien a contenedores más grandes. Originalmente se llamaban plantines “plug+”, “plug más” o “plug+ 1”, a los plantines de contenedor con un año adicional de crecimiento en vivero a raíz desnuda. Pero actualmente, se producen plantines sembrados en contenedores de muy pequeño volumen ($< 33 \text{ cm}^3$) y posteriormente se trasplantan a canteros de raíz desnuda y/o a contenedores más grandes, con lo que la jerga de la industria se ha expandido, especialmente en la última década. Por lo tanto, ¿a qué nos referimos exactamente cuando hablamos de producción mixta? y ¿en qué sentido es mejor este tipo de plantines que los tradicionales?

TRASPLANTE DE CONTENEDOR A CANTEROS DE RAÍZ DESNUDA

Los primeros plantines plus+1 eran, en general, plantines de contenedor de un año de edad, cultivados de la forma habitual. El contenedor usado era el mismo empleado para producir plantas para llevar a las plantaciones. Finalizado el primer ciclo de crecimiento, los plantines se almacenaban durante el invierno y luego trasplantaban en primavera, a canteros de raíz desnuda para un año adicional de crecimiento bajo prácticas culturales habituales de ese tipo de producción. Desarrollados a principios de la década de los '70 (Hahn 1984), estos plantines grandes se endurecían antes de ser trasplantados, de forma que los viveristas podían utilizar las herramientas para trasplantar que utilizaban con los plantines a raíz desnuda. Dado que durante el primer año eran cultivados bajo condiciones controladas de un vivero de contenedores, estos plantines producían

sistemas de raíces fibrosos y los robustos diámetros del cuello sobrepasaban el de los plantines convencionales 1+1 y 2+0 cultivados a raíz desnuda.

Nota: el primer dígito representa el número de años de cultivo en el lugar original, mientras que el segundo es el número de años que la planta continúa creciendo en el sitio al que fue trasplantada.

A los compradores les gustaban estos plantines, porque el cultivo a raíz desnuda permitía el desarrollo de un sistema de raíces que se veía más “natural”, y porque se desempeñaban bien en sitios secos con alta competencia de pastos. A los viveristas también les gustaba este tipo de plantines porque se cultivaban como plantines de contenedor convencionales y luego necesitaban el cuidado de plantines a raíz desnuda habituales, ya que sólo eran necesarias algunas pequeñas modificaciones en las prácticas de cultivo.

CONTENEDORES PEQUEÑOS CON MEDIO DE CRECIMIENTO ESTABILIZADO

A mediados de los '80 los viveristas comenzaron a experimentar con los “mini-plugs”, los cuales eran plantines producidos en contenedores muy pequeños ($< 33 \text{ cm}^3$) que se trasplantaban a canteros de raíz desnuda. Estos *mini-plugs* se cultivaban en minicontenedores hasta que formaban un cepellón de raíces firmes que podía extraerse y eran entonces trasplantados a canteros de raíz desnuda. Un cultivo sembrado en primavera era trasplantado a canteros al aire libre a fines del verano o comienzos del otoño. Pero al comenzar a utilizarse los medios estabilizados de crecimiento, el proceso de *mini-plugs* cambió drásticamente.

Llamamos medio estabilizado a todo medio de crecimiento que mantiene su cohesión al ser extraído del contenedor, independientemente de la dimensión que

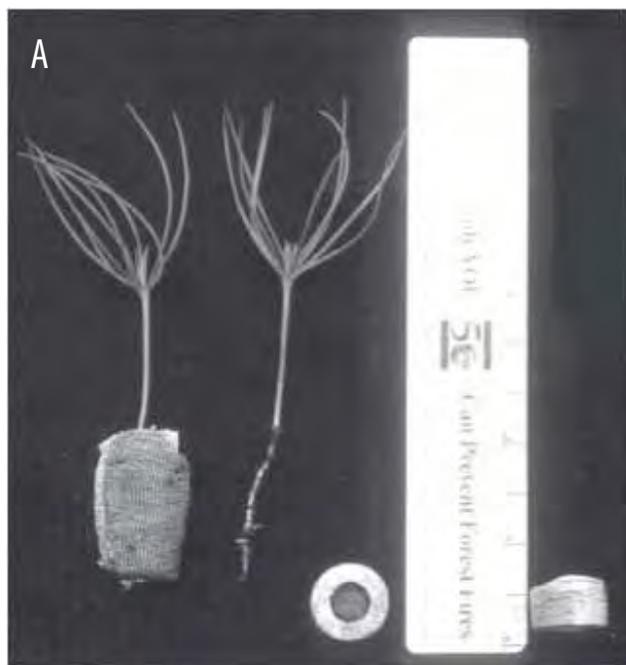


Figura 1. Ejemplo de miniplugs utilizados en viveros forestales. Todos tienen medios de crecimiento estabilizados para mantener la cohesión del cepellón permitiendo un trasplante temprano. A) Cápsulas forestales Jiffy-7® estabilizadas mecánicamente. B) Un Q Plug® estabilizado químicamente.

haya adquirido el sistema de raíces. Entonces, la primera ventaja de un medio estabilizado es que puede extraerse del contenedor antes de que se forme un sistema de raíces firme (Figura 1). Esto permite que los *miniplugs* puedan ser trasplantados semanas o meses antes del tiempo necesario para formar un sistema radical suficientemente fibroso que mantenga cohesionado el medio de crecimiento. Además, se observó que las raíces en medios estabilizados raramente desarrollaban las deformaciones que solían ser un problema en otros sistemas de producción, que llevaban a defectos estructurales en los trasplantes.

Los medios de crecimiento pueden estar estabilizados físicamente, como las cápsulas forestales Jiffy® Pellets, ya descritas, que utilizan una malla plástica, o pueden estar estabilizados a través de ligantes químicos, como los que se encuentran en los Q Plugs®, en los plugs Excel®, Preforma® y HortiPlugs® (Figura 1).

Los viveristas rápidamente observaron que los *miniplugs* (< 33 cm³) eran demasiado pequeños para que se pudieran utilizar herramientas comunes para trasplantar, como las que usan un sistema tipo rueda, por lo cual se diseñaron nuevos equipos, como el rotativo (Figura 2).

Con los equipos para trasplantar de tipo rotativo, los *miniplugs* no se sostienen, sino que se dejan caer verticalmente dentro de tubos de plantado y por ende no están sujetos a la fuerza centrífuga que provoca barrido de raíces, que es común en los sistemas de rueda. Las unidades rotativas individuales están dispuestas en forma escalonada a lo largo de una barra, para producir hileras con un espaciamiento de sólo 31 cm entre sí (Windell 2003). Un equipo de 9 hileras puede trasplantar un promedio de 25.000 *miniplugs* por hora (175.000/día) a una densidad de 130 *miniplugs*/m² en un cantero de trasplante estándar de 1,2m de ancho. En una sola temporada de crecimiento, 2 meses en contenedor y 3 ó 4 meses en canteros de raíz desnuda, se pueden producir plantines de especies como pino ponderosa con gruesos diámetros del cuello (Figura 3A) y sistemas de raíces fibrosos y desarrollados (Figura 3B). Diversos ensayos han demostrado un desempeño superior de estos plantines, especialmente en sitios con alta competencia de malezas.



Figura 2. Trasplantadora de tipo rotatoria desarrollada especialmente para plantar miniplugs.

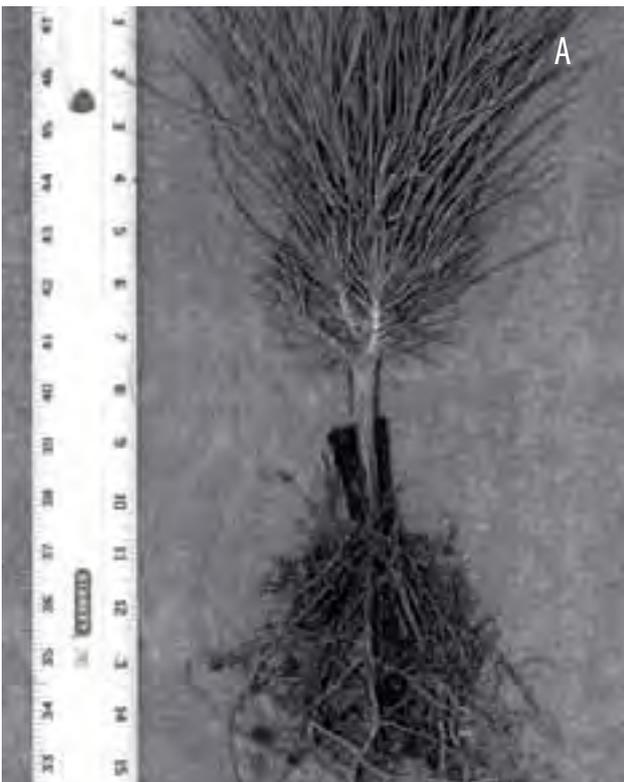


Figura 3. Plantines a raíz desnuda producidos a partir de miniplugs (Q Plugs®) en el oeste de EE.UU. en una temporada de crecimiento. Estos tienen un buen sistema radical (A) y un tallo de gran diámetro (B).

TRASPLANTE DE CONTENEDOR A CONTENEDOR

Sólo en los últimos 10 a 15 años se ha popularizado en los viveros forestales de EE.UU. un sistema de producción según el cual las semillas germinan en minicontenedores y luego se trasplantan los plantines a contenedores más grandes. Desde el comienzo el trasplante se realizó a mano y continúa siendo aún la técnica más popular. Las trasplantadoras mecánicas han sido de uso común en horticultura (Bartok 2003), en cambio los viveros forestales han comenzado a experimentar recientemente con estos equipamientos, algunos de los cuales hasta utilizan detección computarizada de celdas vacías en las bandejas de *miniplugins* (Pelton 2003). Sin embargo, el alto costo de estas trasplantadoras (costaban U\$D60.000 en 2002) ha limitado mucho la adopción de este sistema por parte de la mayoría de los viveros. Aún así muchos viveros en EE.UU. están incorporando el sistema contenedor a contenedor usando *miniplugins*. Por ejemplo, si en un vivero se inician los *miniplugins* al final del verano, reciben un tratamiento de días cortos oscureciendo el invernáculo para promover la formación de yemas, se conservan bajo invernáculo durante el invierno y se trasplantan a mano a contenedores de 265 cm³ en la primavera siguiente. Los plantines así producidos estarán listos para ser plantados ese mismo otoño.

BENEFICIOS DE LOS PLANTINES PRODUCIDOS ACCELERADAMENTE USANDO CONTENEDORES PEQUEÑOS

Varios factores han contribuido a la creciente popularidad de este nuevo tipo de plantines, tanto entre viveristas como compradores.

Demanda de plantas más grandes

Los forestadores en EE.UU. están demandando plantines más y más grandes, principalmente debido a las nuevas leyes de forestación y a la pérdida de la opción de realizar preparación mecánica o química de sitios a forestar. Asimismo, en muchos lugares los plantines más grandes parecen tener mejor supervivencia y crecimiento.

Ciclos más cortos de cultivo en vivero

Además de plantas más grandes, muchos compradores quieren productos en menos tiempo. Los horizontes de planificación para la forestación se están acortando y los presupuestos se están reduciendo, de forma que los plantines de un año de edad se están volviendo cada vez más populares. Esto es particularmente cierto para la restauración de sitios incendiados, porque no se conoce la superficie a recuperar hasta que se ha extinguido el fuego. Entonces, se necesitan árboles en forma inmediata para evitar la erosión, reducir la colonización por especies invasoras, y establecer los plantines antes de que la competencia con la vegetación natural se vuelva muy intensa. Los viveristas, por su parte, aprecian los ciclos de cultivos más cortos, porque reducen los riesgos y aumentan el flujo de caja.

Uso eficiente del espacio de producción en viveros

La eficiencia de un vivero se mide a través del número de plantas producidas por unidad de superficie, listas para ser llevadas a campo, tanto dentro del invernadero como en canteros de cultivo. Por ese motivo, a los administradores de los viveros les gustan los *miniplugins* porque requieren muy poco espacio. De hecho, algunos *miniplugins* pueden ser producidos a una densidad de 861 plantines por m² y están listos para ser trasplantados en sólo 12 semanas. Esta eficiencia en el uso del espacio se traslada a los canteros de trasplante en el vivero, a raíz desnuda. Por ejemplo, un espaciado exacto de 161 *miniplugins* por m², que se obtiene con una trasplantadora rotativa, produce plantas con poca necesidad de raleo al momento de cosechar. Esto reduce en gran medida el costo de levantar y empaquetar las plantas.

Los *miniplugins* producidos con el sistema contenedor a contenedor permiten el uso más eficiente del costoso espacio en las mesadas del invernadero, tanto en el contenedor donante como en el receptor. Tomando otro ejemplo: si se cultivaran *miniplugins* en bandejas con celdas de 18 cm³ y después se trasplantaran a otras con celdas de 336 cm³, se ahorraría casi 10 veces el espacio inicial en las mesadas. En la práctica se ahorraría aún más espacio porque los *miniplugins* son clasificados antes del trasplante

llevando a casi un 100% de efectividad de producción. Pelton (2003) estima que sembrar en minicontenedores ahorra un 70% de los costos de calefacción, en comparación con la siembra directa en contenedores del tamaño de los receptores. Después del trasplante, los viveros suelen trasladar los contenedores grandes al exterior, ya que los costos de producción son mucho más bajos que en los invernaderos.

Mejor eficiencia en el uso de semillas

Una de las ventajas más atractivas de los *miniplugins* es que tienen una mejor relación entre semillas sembradas y plantines producidos, con respecto a otros productos. Esto se debe a que los plantines débiles se ralean temprano en el ciclo del cultivo y sólo los plantines vigorosos son trasplantados a los canteros de raíz desnuda o a los contenedores más grandes. En algunos de los primeros ensayos con *miniplugins* en Ontario, Canadá, se observó que la proporción semilla/ plantín se reducía de 12:1 a 3:1 (Klapprat 1988). El aumento en la eficiencia del uso de semillas cobra mayor importancia cuando se cultivan especies forestales genéticamente mejoradas. También es relevante en la producción de plantas nativas de las cuales se tienen pocas semillas o éstas tienen una germinación irregular debido a que requieren pre tratamientos complicados. Un buen resumen de la información existente sobre *miniplugins* puede encontrarse en Landis (2007).

BIBLIOGRAFÍA CITADA

Bartok, J.W. Jr. 2003. Container-to-container transplanting operations and equipment. En: Riley, L.E., Dumroese, R.K. y T.D. Landis, Coordinadores técnicos. National Proceedings: Forest and Conservation Nursery Associations—2002. Ogden (UT): USDA Forest Service, Rocky Mountain Research Station. Proceedings RMRS-P-28: 124-126. Disponible en: <http://www.rngr.net/Publications/proceedings>

Hahn P.F. 1984. Plug+1 seedling production. En: Duryea, M.L. y T.D. Landis (Editores). 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. 386 p.

Klapprat R.A. 1988. Techniculture transplants – an innovation in planting stock production. En: Taking stock: the role of nursery practice in forest renewal. OFRC Symposium Proceedings O-P-16. Sault Ste. Marie (ON): Canadian Forestry Service, Great Lakes Forestry Centre. p 31-33.

Landis T.D. 2007. Miniplug transplants: producing large plants quickly. En: Dumroese, R.K. y T.D. Landis (Editores). Forest Nursery Notes, Winter 2007. Portland (OR): USDA Forest Service, Pacific Northwest Region. R6-CP-TP-01-2007. p 5-12. Disponible en: <http://www.rngr.net/Publications/fnn>

Pelton S. 2003. Aspects to make plug-to-plug transplanting a success, or, "If you think that something small cannot make a difference -- try going to sleep with a mosquito in the room." En: Riley, L.E., Dumroese, R.K. y T.D. Landis, coordinadores técnicos. National Proceedings: Forest and Conservation Nursery Associations—2002. Ogden, (UT): USDA Forest Service, Rocky Mountain Research Station. Proceedings RMRS-P-28. p 117-123. Disponible en: <http://www.rngr.net/Publications/proceedings>

Windell K. 2003. Tree seedling transplanters. En: Riley, L.E., Dumroese, R.K. y T.D. Landis, coordinadores técnicos. National Proceedings: Forest and Conservation Nursery Associations. 2002. Ogden (UT): USDA Forest Service, Rocky Mountain Research Station. Proceedings RMRS-P-28. p 108-116. Disponible en: <http://www.rngr.net/Publications/proceedings>



Extracción y manejo de poscosecha

René Escobar R.

INTRODUCCIÓN

En el presente capítulo se analizan los aspectos relacionados con la manipulación de las plantas durante el tiempo transcurrido entre la cosecha en vivero y la plantación en terreno. Además se refuerzan algunos aspectos relacionados con la calidad de las plantas y la determinación de algunas variables de mayor valor predictivo de su comportamiento futuro en terreno. Por último, de manera sucinta se analizan los principales factores limitantes del sitio de plantación, la forma de abordarlos y varios aspectos relacionados con la organización y manejo del personal involucrado en la faena de plantación.

COSECHA, SELECCIÓN, EMBALAJE, ALMACENAJE Y TRANSPORTE DE PLANTAS

Cosecha de plantas

La cosecha de las plantas es la última fase del proceso de viverización. Las plantas de un vivero están en condiciones de ser cosechadas una vez que han alcanzado los atributos morfológicos, fisiológicos y del comportamiento deseados y, además, se encuentran debidamente endurecidas. La duración del periodo o ventana de cosecha varía con la especie que se esté cultivando, las condiciones climáticas del vivero, el nivel de endurecimiento requerido por las plantas y la época de plantación. Mantener las plantas en el vivero, ya sea a raíz desnuda o en contenedor, más allá del tiempo necesario, generalmente produce daños fisiológicos que afectarán negativamente el comportamiento en terreno. En viveros que producen plantas en contenedores, es común ver que muchas veces éstas permanecen en los mismos hasta el fin del periodo invernal o inicios de la primavera siguiente, a la espera de que el sitio de plantación presente condiciones adecuadas para instalar las plantas. Esto, a menudo, implica que las plantas reinicien el crecimiento radical o

del tallo antes de ser llevadas a terreno, lo que redundará en menores tasas de supervivencia y crecimiento inicial en la plantación (Figura 1). En algunas especies, basta que reinicien el crecimiento unas pocas raíces en el cepellón, para comprometer significativamente las tasas de supervivencia y crecimiento inicial de las plantas. (Figura 2).



Figura 1. Plantas producidas en contenedores. A) Con crecimiento de raíces nuevas sobre el cepellón. B) Sin crecimiento de raíces.

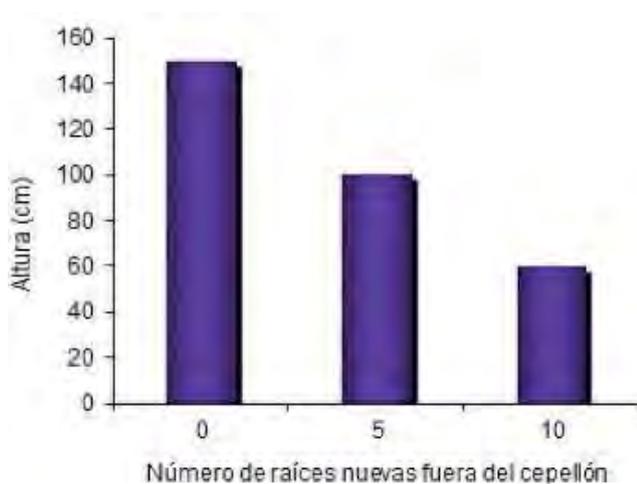


Figura 2. Efecto negativo del número de raíces nuevas fuera del cepellón en el momento de la plantación, sobre la tasa de crecimiento inicial en altura de plantas de eucalipto blanco o medicinal (*Eucalyptus globulus*).

Durante la cosecha o extracción de plantas se debe evitar la exposición de los sistemas radicales al sol y al viento, en algunas especies como eucalipto blanco o medicinal (*Eucalyptus globulus*), bastan 3 a 5 minutos de exposición para que se produzca oxidación de las raíces más finas. Por otra parte, exposiciones a vientos de más de 20 Km/h por periodos inferiores a 5 minutos, pueden provocar desecación de las plantas lo que afectará severamente su comportamiento en terreno.

Cosecha para plantación inmediata

La cosecha para plantación inmediata, llamada en el hemisferio norte plantación en caliente, es aquella en que las plantas son extraídas del vivero y enviadas al lugar de plantación en el menor tiempo posible, Generalmente se plantan antes de que transcurran 48 horas desde el momento en que fueron cosechadas para evitar eventuales problemas de deshidratación; tiempos superiores pueden producir daños por pérdida de agua en los distintos tejidos de las plantas. Se estima que el contenido ideal de agua en el tallo debe oscilar entre -0,2 y -0,5 Mega Pascales (MPa) para mantener el potencial de crecimiento radical (PCR) y lograr un rápido establecimiento, siempre y cuando el sitio de plantación proporcione condiciones adecuadas

para el crecimiento de la raíz (Peña 1996). La cosecha para plantación inmediata es un método que se utiliza en plantaciones realizadas en primavera e inicios de otoño. Por lo tanto las plantas no requieren de un programa de endurecimiento muy riguroso y basta que tengan la altura final deseada y se encuentren bien hidratadas.

Cosecha de plantas para almacenaje

La cosecha de plantas para almacenaje en frío requiere que éstas hayan acumulado una cantidad de horas de frío por debajo de cierto umbral para lo cual, normalmente, se utilizan como criterio temperaturas en base 10, 7 o 5 °C. Por ejemplo, en el noroeste de EE.UU. para almacenar a 1 °C plantas de coníferas cultivadas en contenedor por un periodo no mayor a 8 semanas, se recomiendan 300 horas de frío acumuladas en base 5 °C. Si el almacenaje es frigorizado, por ejemplo a -1 °C, por un periodo de 2 a 8 meses, se recomienda 350 horas de frío acumuladas. Para plantas producidas a raíz desnuda se recomienda 400 horas de frío acumuladas, en base 4,4 °C (Ritchie 2004). Para pino radiata (*Pinus radiata*) y eucalipto blanco o medicinal, se requieren al menos 300 horas en base 5 °C para almacenaje refrigerado y 500 horas de frío para almacenaje frigorizado. El pino radiata con más de 1500 horas de frío en base 10 °C, se comporta como si no tuviera horas de frío acumuladas (Escobar 2005).

Selección de plantas

No todas las plantas que se producen en el vivero están en condiciones de ser llevadas a plantación. Previo a la cosecha o junto con ella, se deben eliminar todas las plantas que no hayan logrado los valores de diámetro del cuello y altura establecidos como mínimos para los diferentes sitios de plantación. También se deben eliminar todas las plantas que presenten malformaciones en el tallo, daños bióticos en el follaje, pérdida severa de follaje o que hayan sufrido daños mecánicos durante la faena de extracción.

Los valores de las diferentes variables que se tienen en cuenta para calificar las plantas en el proceso de selección, se deben determinar en función del comportamiento de las mismas en los distintos tipos de sitio que

abastece o cubre el vivero. Al respecto, no es conveniente utilizar valores determinados en zonas, climas o países diferentes. Inicialmente, valores foráneos se podrían utilizar como valores referenciales, pero con el transcurso del tiempo cada vivero o área de plantación debería establecer los valores mínimos propios de cada variable para calificar a las plantas.

Cuando se producen plantas en contenedores, el proceso de selección normalmente se realiza con bastante anticipación al proceso de cosecha. Algunos viveristas lo hacen entre el inicio y la mitad del proceso de pleno crecimiento, lo que les permite intentar recuperar a las plantas de menor tamaño. Éstas se separan y reciben un manejo diferencial para que puedan alcanzar un crecimiento y desarrollo similar al del resto de los plantines. Para esta tarea, son especialmente convenientes los contenedores individuales. Con contenedores en bloque, las plantas pueden dañarse cuando se las traslada a otra bandeja en el caso de que no hayan formado aun un buen cepellón. Una buena y oportuna selección, además de permitir un aprovechamiento más eficiente de las cavidades, facilita una contabilidad más exacta del material disponible para la cosecha final.

Extracción y embalaje de plantas

Cuando se producen plantas en contenedores las bandejas deberían permanecer en el vivero. Esto implica que las plantas deben ser extraídas de los envases con su cepellón, ya sea en el lugar de cultivo, generalmente un invernáculo, o en otro lugar especialmente habilitado para ello. En algunas zonas los plantadores tienen la costumbre de trasladar las plantas dentro de los contenedores hasta el lugar de plantación. El argumento es que de esta manera las plantas sufren menos daño en su manipulación, pero no existe evidencia alguna al respecto. Llevar los envases al terreno determina que el plantador pueda ahorrarse la adquisición de envases para el traslado de las plantas. Sin embargo esta práctica puede presentar varios problemas, tanto para el vivero como para el plantador. En el caso del vivero puede causar: 1) destrucción y pérdida de cavidades por manipulación inadecuada, 2) aumento del riesgo de contaminación con agentes patógenos, 3) mayores costos de desinfección y, en definitiva, 4) menor vida útil de los contenedores. En el caso

del plantador puede ocasionar: 1) mayores costos de transporte, 2) mayor riesgo de daño por deshidratación durante el transporte desde el vivero al lugar de plantación, 3) mayor riesgo de daño durante la extracción de las plantas de las bandejas y, 4) mayor daño o destrucción de las cavidades de las bandejas.

La extracción de plantas en el vivero se debe hacer en el momento del día en el que el contenido interno de agua en las plantas es mayor. Esto tiene lugar antes de las 10 de la mañana y después de las 15 horas (Molina 1999), cuando los contenidos de agua en el tallo oscilan entre -0,2 y -0,5 MPa. En el momento de la extracción también se debe tener cuidado de proteger los tallos y sistemas radicales de los efectos directos del sol y del viento.

Cuando las plantas sean plantadas durante las primeras 48 horas después de cosechadas, pueden ser extraídas y embaladas directamente en las cajas de transporte. Si no se van a plantar inmediatamente, las plantas pueden depositarse y conservarse en cajas rígidas de manera tal que se puedan apilar (Figura 3). En ambos casos, el



Figura 3. Cajas utilizadas para transportar plantas desde el vivero a la plantación. A) Cajas no apilables que también suelen ser utilizadas por los plantadores dentro del predio. B) Cajas rígidas que pueden apilarse y permiten almacenar las plantas.

sistema radical debe ir suficientemente humedecido y protegido del viento para lo cual se recomienda regar a goteo antes de la cosecha, hacer paquetes de 25 plantas cada uno, aplicar gel hidratante o superabsorbente hidratado sobre el cepellón y cubrirlo o hacer el empaque con film plástico (Merino 1998). Posteriormente las plantas se depositan en la caja de transporte o empaque, según corresponda, debidamente hidratadas (López 1999). Si las plantas cosechadas están destinadas al almacenaje, se deben colocar en cajas construidas con materiales aislantes (Correa 1997).

Cuando exista duda sobre un eventual daño de las plantas provocado en alguna de las acciones realizadas entre la extracción y plantación, es recomendable evaluar la conductividad electrolítica relativa (CER). En coníferas valores de CER superiores a 10% son indicativos de eventuales problemas durante el establecimiento y el crecimiento inicial, y valores por sobre el 20%, además de lo anterior, indican problemas severos de supervivencia (Feijoo 1997, Molina 1999, Escobar 1999a). Medir la CER evita instalar en el terreno plantas que hayan sufrido daños irreversibles; es preferible perder solamente una partida de plantas y no sumarle la mano de obra, la preparación del sitio, etc. Es importante tener presente que distintas especies de árboles tienen diferentes valores críticos de CER. Por ejemplo, para una gran cantidad de coníferas un valor de CER de 20% es crítico, pero para algunas especies de *Eucalyptus* valores del 30% corresponden a plantas normales y recién con un valor de 50% se producen daños severos. Otra herramienta eficaz y rápida para evaluar daños en las plantas durante el proceso de extracción y plantación es la determinación del potencial hídrico en el tallo; potenciales entre -0,2 y -0,5 son ideales (Molina 1999).

Almacenaje de plantas

Muchas veces ocurre que el vivero está ubicado en un sitio con condiciones climáticas muy distintas al lugar de plantación. Por ejemplo, puede ser que en el vivero las plantas ya estén reiniciando el crecimiento radical, e incluso el del tallo, mientras que en el área a plantar el suelo esté aún cubierto con nieve. Cuando esto sucede, es recomendable recurrir al almacenaje de las plantas en un lugar frío, ya sea con temperaturas bajo cero (almace-

naje frigorizado) o sobre cero (almacenaje refrigerado). El objetivo es mantener las plantas sanas con la actividad fisiológica reducida al mínimo. Previo al almacenaje, las plantas deben recibir durante 24 hs un golpe de frío a 5 °C con una humedad ambiental de alrededor del 90% (Cea 1993, Bustos 1999, Escobar 1999a, Escobar 2005). Durante el tiempo de almacenaje, la humedad relativa debe estar siempre por sobre el 85%, e idealmente aún más alta, entre 90 y 95%. De esta manera aumenta la probabilidad de mantener el agua en el interior de las plantas en un valor cercano a -0,5 MPa. Otro aspecto importante y determinante para el almacenaje en frío, es que las plantas hayan acumulado una cantidad mínima de horas de frío a nivel del follaje en el vivero; ésto será determinante en la capacidad de las mismas para soportar las condiciones del almacenaje (Lazo 2001, Ritchie 2004, Escobar 2005).

Con el almacenaje refrigerado, las plantas pueden permanecer guardadas por periodos que van desde unos pocos días hasta alrededor de cuatro semanas; tiempos más prolongados son una excepción y se utilizan en plantas de hoja caduca o que formen yema apical. Se utiliza generalmente cuando se desea evitar que las plantas reinicien el crecimiento en vivero y/o prolongar el periodo de receso vegetativo. La temperatura se debe mantener entre 1 y 3 °C dependiendo de la especie y estado fisiológico de las plantas; temperaturas mayores, aumentan el riesgo de daño por hongos.

Con el almacenaje frigorizado las plantas pueden permanecer almacenadas entre 2 y 8 meses e incluso por mayor tiempo y la temperatura se debe mantener entre -1 y -3 °C. Una vez finalizado este tipo de almacenaje, las plantas necesitan volver gradualmente a la temperatura ambiente a la cual se plantarán, ya sea a inicios de la primavera o el verano. El almacenaje frigorizado requiere que las plantas hayan tenido un intenso proceso de endurecimiento en el vivero, especialmente en lo referido a la tolerancia al frío, debido a que durante el almacenaje sufren una disminución significativa de los carbohidratos (Escobar 1999a). Una forma de determinar la tolerancia al frío antes del almacenaje es a través de la conductividad electrolítica relativa.

Transporte de plantas y acondicionamiento en el sito de plantación

Durante el transporte desde el vivero o desde la cámara de frío al sitio de plantación y dentro de éste, las plantas están expuestas a sufrir daños fisiológicos que pueden afectar severamente su comportamiento en terreno. El mayor riesgo que corren es el de la deshidratación; la planta debe tener un contenido de agua en el tallo no menor a $-0,5$ MPa. Por lo tanto, este eslabón de la cadena productiva debe estar enfocado a conservar el agua del interior de la planta. El transporte debe ser rápido y directo para evitar demasiada manipulación. Idealmente, las plantas no deben cambiar de medio de transporte y, si ello no fuera posible, jamás deben ser removidas de su embalaje hasta llegar al lugar de acopio en el terreno. En el transporte hasta el sitio de plantación, se debe tener especial cuidado en la temperatura a la cual viajen las plantas por el efecto que ésta tiene en la transpiración. Se estima que una buena temperatura de transporte es de 5 a 8 °C. Se deben utilizar vehículos cubiertos con carpas térmicas, carpas térmicas con anhídrido carbónico o carrocerías refrigeradas (Ramírez 1999). Estas últimas pueden servir como almacenaje temporal en el sitio de plantación (Figura 4). Lo ideal es que tanto la temperatura como la humedad a nivel de follaje, sean monitoreadas durante el viaje. De esta manera disminuye la posibilidad de instalar plantas en el terreno que hayan estado expuestas a temperaturas no deseadas y que hayan sido dañadas durante el transporte. El riesgo de pérdida de agua en las plantas, disminuye notablemente si se cubren las raíces con gel hidratado (López 1999) (Figura 5).



Figura 4. Carrocería refrigerada para almacenaje y transporte en frío de plantas.



Figura 5. Plantas producidas en contenedores con el cepellón protegido con gel hidratado.

En el lugar de plantación, si no es posible contar con unidades refrigeradas para guardar las plantas, es necesario hacer construcciones provisionarias que las mantengan a temperaturas bajas; donde hay nieve, pueden acondicionarse bajo la misma. Ante cualquier sospecha de un eventual daño durante el transporte, se debe evaluar el potencial hídrico y la conductividad electrolítica relativa de las plantas (Merino 1998).

En el terreno, las plantas generalmente son transportadas por los plantadores o por los abastecedores de éstos. Se debe cuidar que en las cajas de transporte los sistemas radicales se mantengan protegidos de los efectos directos del sol en todo momento (Merino 1998). Además, las cajas no deben contener una cantidad de plantas que demande más de dos horas de trabajo del plantador. El tiempo transcurrido entre el despacho desde el vivero hasta el momento de poner la planta en el terreno no debe superar las 48 horas y, preferentemente, se debería plantar en días nublados o lluviosos (Arriagada 1999).

ÉPOCA DE PLANTACION

Una planta se puede considerar establecida en el lugar de plantación cuando inicia el crecimiento radical. Mientras menos tiempo transcurra entre el momento de la plantación y el inicio del crecimiento de nuevas raíces, mayor será la tasa de supervivencia y de crecimiento inicial. Para que haya crecimiento radical en el lugar de plantación, el suelo debe tener a nivel de la rizófera una cantidad de oxígeno que oscile entre un 20 y 30%, una temperatura que esté en el rango en el cual crece el sistema radical de la especie, e, idealmente, un nivel de humedad cercano a la capacidad de campo (Barrientos 1999, Escobar et al. 2004). Cuando se establecen plantas en suelos saturados de agua, éstas mueren por asfixia de sus sistemas radicales en unos pocos días. Por otra parte, si las temperaturas están muy por debajo del óptimo, pueden transcurrir varias semanas sin que las plantas crezcan, en cuyo caso, vivirán de las reservas que acumularon en el vivero y las gastarán a expensas o en desmedro del crecimiento (Barrientos 1999). Por lo tanto, el viverista como el plantador, deben conocer los valores adecuados de los diferentes factores ambientales mencionados para la especie con la que estén trabajando.

Como el suelo a plantar debe estar húmedo, la mejor época para realizar esta faena es cuando se produzca la mayor pluviosidad. Hay sitios en los cuales ésta ocurre en verano y en otros, durante el otoño e invierno. En algunos lugares la precipitación ocurre en forma de nieve y en las épocas de temperaturas más bajas los suelos se congelan impidiendo con ello el establecimiento exitoso de la plantación. En esos sitios, es conveniente retrasar la época de plantación hasta que finalice el periodo de congelamiento, sobre todo si se están utilizando plantas producidas en contenedores. Si se decide instalar plantas en contenedores antes del congelamiento, una práctica que atenúa el fenómeno del descalce es eliminar cuidadosamente el sustrato del cepellón y depositar la planta en el suelo a raíz desnuda.

Plantación de otoño

En climas templados fríos, en donde las diferentes estaciones del año son muy marcadas, la plantación suele realizarse junto con las primeras lluvias importantes de

otoño. Así, la actividad de las raíces se ve beneficiada porque normalmente el suelo aún presenta temperaturas adecuadas para el crecimiento de las mismas y, por lo tanto, la fase de establecimiento es muy rápida. Por otra parte, para plantar en otoño a las plantas sólo se les ha realizado la primera fase del endurecimiento y aún, normalmente, están creciendo sus sistemas radicales y el diámetro del cuello. Se debe evitar plantar en sitios con heladas tempranas, especialmente si el drenaje del aire es deficitario, como en el fondo de un valle, o si los suelos son muy arenosos, porque el riesgo de mortalidad es alto. Una manera de evitar este tipo de riesgos es acelerar el proceso de endurecimiento tempranamente, para lo cual se debe recurrir a siembras muy tempranas, de manera de alcanzar el tamaño objetivo rápidamente. En especies de rápido crecimiento, al final del primer periodo vegetativo las plantaciones de otoño suelen alcanzar mayores alturas y diámetros del cuello que las realizadas en otras épocas del año.

Plantación de invierno

En climas fríos y templados fríos, el invierno es la época de mayor pluviosidad y cuando la mayoría de las especies se encuentran en receso vegetativo. Por lo tanto, es el periodo en el cual menos se estresan las plantas durante el proceso de plantación. Fisiológicamente, es el mejor momento para instalar las plantas en el terreno ya que están en reposo vegetativo y la humedad del suelo y ambiental son altas, lo que disminuye el riesgo de deshidratación por transpiración. El único aspecto negativo es que la temperatura del suelo puede estar muy por debajo del rango requerido para que crezcan las raíces. Otro aspecto, no menos importante, es que el invierno es la época más dura para los plantadores, ya que deben ejecutar sus tareas con condiciones climáticas adversas. Ello implica disponer de vestimenta que los proteja adecuadamente de la lluvia y el frío. También se debe tener presente que el consumo energético de un plantador es alto ya que, dependiendo de la herramienta que utilice, el mismo oscila entre 3500 y 4800 calorías al día; su dieta alimenticia debe considerar esta necesidad (Arrué y Escobar 1985).

Plantación de primavera

En sitios en los cuales la humedad ambiental es alta, como los cercanos al mar y con suelos que tienen una buena retención de humedad, es factible plantar en primavera. En este caso, las plantas se establecen en plena actividad fisiológica por lo cual son muy sensibles al estrés hídrico durante el transporte. Para plantar en primavera se utilizan plantas producidas en contenedores y especies cuya temperatura óptima para el inicio del crecimiento radical está entre los 17 y 22 °C, como es el caso de algunas especies del género *Eucalyptus*. También se puede plantar en primavera en sitios ubicados en áreas frías, cuando las condiciones entre el clima del vivero y el del lugar de plantación son muy disímiles. En este caso, generalmente se emplean plantas que han sido almacenadas en frío. Cuando se planta en primavera, el desarrollo en altura y diámetro durante el primer periodo vegetativo suele ser menor que si se plantara en otoño o invierno durante el periodo de receso vegetativo. En el caso de especies de crecimiento fijo, cuyo desarrollo está determinado en las yemas de la estación anterior, el efecto señalado no es tan importante.

Para mejorar las condiciones de humedad del suelo a nivel de la rizófera, se utilizan geles absorbentes, alguno de los cuales son capaces de absorber agua en una cantidad equivalente a varias decenas de veces su peso. El gel se puede poner previamente hidratado o hidratarse en el momento de la plantación y, en ambos casos, se debe mezclar homogéneamente con el suelo (Becerra 2001). Mientras mayor sea la humedad ambiental y del suelo, mayor será el efecto del gel utilizado. En sitios de baja humedad ambiental y en suelos que pierden rápidamente la humedad natural, el empleo de geles superabsorbentes suele resultar contraproducente (Mercado 2000). No se debe olvidar que las dosis de 2 a 4 g/planta que se suele prescribir, no permite un almacenamiento mayor a los 200 g de agua por planta o, en el mejor de los casos, 800 g por planta si se usa agua destilada, mientras que la evaporación por m² puede ser de 4 a 7 l por día (López 1999).

Plantación de verano

En el altiplano y en algunas áreas subtropicales de Sudamérica, la mayor pluviosidad ocurre durante el verano por lo que es la época de mayor humedad ambiental y

del suelo en la que se suele realizar la plantación. Allí, el método más apropiado de producción de plantas es en contenedores. En el verano hay una alta evapotranspiración, por lo cual las plantas se deben mantener en el cepellón con una humedad de capacidad de contenedor y transportarlas protegiéndolas del viento y el sol. Dado que las plantas se establecen en plena actividad fisiológica, es recomendable darles un "golpe de fertilización" de pleno crecimiento antes de cosecharlas y enviarlas a terreno (Venegas 2000).

CALIDAD DE PLANTAS

Independientemente de la época de plantación, un aspecto importante para obtener buenos resultados en la faena, es utilizar plantas de buena calidad. La calidad del material de plantación se refleja en su comportamiento; este implica la tasa de supervivencia y el crecimiento inicial en terreno. La tasa de supervivencia debe ser lo más cercana al 100% y se evalúa después de transcurrido el tercer a quinto período vegetativo en el terreno (Mellado y Soto 1974). Puede ocurrir que una misma partida de plantas instaladas en el terreno el mismo día por los mismos plantadores, logren un excelente comportamiento en un sitio y uno muy malo en otro. Cuando esto ocurre, es porque algún atributo de la planta, ya sea morfológico o fisiológico, no era el adecuado para el sitio con mayores limitantes. Por este motivo, hoy en día, los viveristas manejan el concepto de producir plantas para sitios específicos (Escobar y Peña 1985). Difícilmente un vivero podría producir plantas que puedan tener un buen comportamiento en situaciones edafoclimáticas muy diferentes. Lo normal, o aconsejable, es que se produzcan plantas con diferentes atributos morfofisiológicos y de comportamiento, de acuerdo con los factores limitantes de cada tipo de ambiente o sitio.

Atributos morfológicos

En plantas producidas en contenedores, los atributos morfológicos más importantes son la altura, el diámetro del cuello, la profundidad del contenedor y el desarrollo de las raíces sobre las paredes internas del mismo. La altura de las plantas está relacionada con los siguientes cuatro factores citados en orden de importancia:

- 1) La edad de la planta. Siembras más tempranas generan plantas más altas (Lema 1987).
- 2) El esquema de fertilización. Fertilizaciones nitrogenadas tienen efecto significativo positivo sobre la tasa de crecimiento en altura de las plantas (Monsalve 2006).
- 3) La frecuencia de riego. Hay que tener presente que el empleo de una mayor cantidad de agua de riego no necesariamente implica mayor crecimiento en altura. Las diferentes especies tienen distinta eficiencia respecto del uso del agua; cuando esta se aplica según el requerimiento de la especie cultivada, la tasa de crecimiento en altura es máxima (Urrutia 2007).
- 4) La densidad del cultivo. Ésta puede afectar el crecimiento en altura; plantas cultivadas a una densidad excesiva pueden incrementar el crecimiento en altura respecto de otras que crezcan a menor densidad, debido a la competencia por la luz.

El diámetro del cuello está íntimamente relacionado con el volumen del contenedor o densidad del cultivo. También es afectado por la fertilización nitrogenada (Monsalve 2006, Monsalve et al. 2009). La frecuencia de riego y su interacción con la fertilización nitrogenada, también pueden afectarlo (Bobadilla 2006). El diámetro del cuello es el atributo morfológico de mayor capacidad predictiva del comportamiento de las plantas en el terreno (Alzugaray 1997).

En zonas con estrés hídrico estival, la profundidad del contenedor es una variable preponderante en el comportamiento de las plantas en terreno. En este tipo de sitios se suelen utilizar contenedores con una profundidad de 16 a 20 cm, recomendándose plantar tempranamente (Salgado 1995).

En contenedores que no producen una poda química, las raíces secundarias de las plantas crecen pegadas a las paredes sobre la parte externa del cepellón, produciendo lo que se conoce como "efecto sauce" u "hombreras". Este tipo de raíz afecta la estabilidad de las plantas en el terreno, sobre todo en sitios con estrés hídrico, amenazando la supervivencia de las mismas (Quilodrán 1988).

También afecta negativamente el comportamiento de las plantas en terreno, la aparición de las raíces nuevas sobre la superficie del cepellón (Escobar 2007).

Atributos fisiológicos

Muchas plantas que cumplen con los atributos morfológicos prescritos por el vivero o los encargados de la plantación, pueden presentar problemas de supervivencia o falta de crecimiento a pesar de que el sitio no presente problemas limitantes. Esto, normalmente, ocurre cuando las plantas presentan problemas fisiológicos no siempre detectables a simple vista, tales como bajo contenido de agua en el tallo al momento de plantar, déficit nutricional, desequilibrios nutricionales, bajo contenido de carbohidratos solubles y mal estado sanitario, entre otros.

El potencial hídrico es una medición de energía libre del agua en un tejido vegetal, suelo o solución. El movimiento del agua a través del sistema suelo-planta-aire ocurre debido al gradiente de potencial hídrico. Termodinámicamente, se define como la capacidad del agua para realizar trabajo, en comparación con el agua pura libre a una presión y temperatura estándar, cuyo potencial hídrico es cero (Peña 1996). Se expresa comúnmente en unidades de presión, ya sea en bars o megapascales (MPa). En una planta plenamente túrgida o hidratada, el potencial hídrico es cero. El contenido de agua en la planta puede ser afectado por problemas de manipulación durante la cosecha, descuidos en el transporte y/o en el lugar de plantación. El contenido de agua en el tallo, como ya se mencionó anteriormente, debe oscilar entre -0,2 y -0,5 MPa para asegurar un buen potencial de crecimiento radical y, por lo tanto, un rápido establecimiento en terreno (Peña 1996).

El estatus nutricional del follaje en el momento de finalizar la fase de endurecimiento en el vivero, es muy importante. Si éste se encuentra en una situación de consumo de lujo, las plantas son muy sensibles al estrés hídrico y a un eventual daño por ramoneo de animales medianos y mayores. Si las plantas están bien nutridas, son resistentes al frío, al estrés hídrico y presentan un alto potencial de crecimiento radical. Si, en cambio, están en zona de hambre oculta, no muestran signos de deficiencias, pero una vez plantadas estos pueden aparecer en las hojas viejas (basales) debido a la movilidad de algunos elementos a zonas u

órganos de alta demanda. Estas plantas, en el futuro, tendrán tasas de crecimiento más bajas. Por último, si el estado nutricional es deficitario, las plantas suelen presentar en el follaje clorosis y tinciones propias de diferentes tipos de deficiencias. Esto, generalmente, produce paralización del crecimiento radical por períodos de 4 a 8 semanas y una baja tasa de crecimiento inicial (Escobar 1998 y 1999b).

El contenido de carbohidratos solubles totales es vital para el futuro crecimiento de las plantas (Mc Cracken 1979). Su contenido depende, en primer término, de las condiciones de manejo en el vivero; mientras más alta la tasa de fotosíntesis neta, más alto será el contenido de ellos en los distintos órganos de la planta. Contribuyen a disminuir el contenido de carbohidratos las malas condiciones de almacenaje en frío, el estrés hídrico excesivo, los problemas sanitarios en el follaje y el tiempo que transcurre entre la cosecha y el inicio del crecimiento radical en la plantación (Escobar 1999a).

La presencia de daños sanitarios en la parte aérea o el sistema radical de las plantas en el vivero puede afectar negativamente su comportamiento en terreno. Por lo tanto, es importante que durante la cosecha de las plantas se ponga especial cuidado en la detección de daños bióticos o abióticos que estén afectando a sus diferentes órganos. En esta fase son comunes los daños por hongos en el follaje y el tallo de las plantas. También es frecuente encontrar plantas que han estado expuestas a altas temperaturas y presentan daños de fermentación durante el transporte; en este caso es recomendable hacerles un test de conductividad electrolítica relativa (CER) para evitar plantar material severamente dañado (Merino 1998).

Atributos del comportamiento

Los atributos del comportamiento de las plantas son los que se expresan una vez que éstas se establecen en el terreno y se adquieren fundamentalmente en la última fase del proceso de viverización. Estos atributos son los que normalmente explican las diferencias de comportamiento en el terreno de plantas muy similares. Es frecuente ver que plantas de igual altura y diámetro de cuello, con un buen estatus nutricional y potencial hídrico, establecidas en diferentes sitios presentan comportamientos diferentes; mientras en un lugar muestran un

comportamiento muy exitoso, en otros fracasan al poco tiempo de haber sido plantadas. Ello ocurre porque los distintos lugares de plantación presentan diferentes factores limitantes al establecimiento y crecimiento de las plantas, que se traducen en diferentes condiciones de estrés que impiden que la planta exprese su potencial de establecimiento y crecimiento inicial. Por ello es que existe, como ya se mencionó anteriormente, el concepto de planta-sitio específica, es decir que las plantas se preparan de forma diferenciada para los factores limitantes de cada sitio. De esta manera, en el vivero se pueden preparar lotes de plantas más frío tolerantes que otras, para destinarlas a ambientes con bajas temperaturas o plantas que soporten más estrés hídrico en lugares con poca agua o en zonas con fuerte vientos. Para tener éxito con plantas sitio-específicas, se requiere una muy buena comunicación entre el viverista y el forestador. Es fundamental que el que produce las plantas sepa, con la debida anticipación, adonde irán éstas y que factores limitantes deberán vencer o soportar, ya que sólo así se podrá prepararlas adecuadamente. De otra manera, el plantador corre el riesgo de que las plantas que está comprando no estén preparadas para tener un buen comportamiento en su terreno.

Los atributos del comportamiento más importantes son el potencial de crecimiento radical (PCR) y la tolerancia al frío y la sequía. El PCR indica la capacidad de una planta para originar nuevas raíces, en un ambiente óptimo; para mayor detalle sobre este test ver el capítulo acerca de la fase de endurecimiento. Se debe determinar una vez finalizada la fase de endurecimiento en vivero. El PCR es un buen predictor del comportamiento de las plantas en terreno, básicamente respecto de la supervivencia y el crecimiento inicial (Decarli 1999).

Diferentes especies forestales tienen naturalmente distinta capacidad para soportar bajas temperaturas, fenómeno que se conoce como frío resistencia (Moraga et al 2006). En el vivero, manejando la interacción entre el desarrollo radical, el tallo, el riego y la nutrición, se puede aumentar en varios grados la tolerancia al frío. Por ejemplo, una especie que en forma natural soporta hasta -5 °C se le puede aumentar la tolerancia al frío hasta -10 y -12 °C (Escobar 2007). Por otra parte, una especie que en forma natural soporta hasta -15 °C, puede sufrir daño por frío con temperaturas de -3° C, si en el vivero se maneja

inapropiadamente la interacción de los factores señalados. Es importante tener presente que la inducción de la tolerancia al frío es una labor silvícola, por lo tanto, no perdurable en el tiempo; una vez que la planta reinicia su actividad fisiológica recupera su resistencia natural al frío.

Durante la fase de endurecimiento hay varias labores culturales que, según como se realicen, permiten aumentar la tolerancia al estrés hídrico de las plantas. Una de ellas es el manejo de la morfología del follaje y el tallo de las plantas. La aplicación de sucesivos y crecientes periodos de estrés hídrico durante la última fase de viverización, contribuyen a que las plantas soporten mejor la carencia temporal de agua. La fertilización y modificaciones sobre los equilibrios nutritivos, también permiten inducir mayor tolerancia a la sequía. Por último, un buen equilibrio entre la superficie de absorción y la pérdida de agua, hace que la planta pueda soportar mejor un eventual estrés hídrico en terreno (Villalobos 2006).

CARACTERIZACIÓN Y MANEJO DEL SITIO A PLANTAR

Una plantación puede considerarse exitosa cuando se logran tasas de supervivencia superiores al 95% y el crecimiento en altura es igual o superior al 50% del máximo que puede alcanzar la especie en ese sitio. Si se cumple una sola de las condiciones la plantación no se considera exitosa. Para tener éxito se deben utilizar plantas de la mejor calidad posible para el sitio a plantar y ser cuidadosos con el manejo durante los procesos de cosecha, almacenaje y transporte. También se debe hacer una buena preparación del sitio para eliminar o disminuir los factores que limitan el establecimiento de las plantas. Por último, la plantación debe realizarse oportuna y adecuadamente. Los factores del sitio que limitan el éxito del establecimiento y comportamiento de una plantación pueden ser de diferente índole. Pueden estar relacionados con el clima, la fisiografía del terreno, la vegetación natural y los factores edáficos.

Aspectos climáticos

Como el clima es un factor que no se puede manejar, las plantas deben provenir de sitios con temperaturas y

pluviosidad similares al sitio donde se van a plantar. Se debe tener en cuenta la temperatura media, las máximas y mínimas absolutas, como así también los días con heladas y la duración del periodo vegetativo. En el caso de las especies nativas, como norma general, se recomienda no variar en más de 100 m la altitud y 150 km la latitud. Si la pluviosidad del lugar a plantar es menor que la del lugar de origen, se corre el riesgo de romper el equilibrio hídrico del sitio, lo que puede cambiar el comportamiento de micro y macro cuencas del área plantada. Además, con menos agua de la necesaria, la planta podrá vivir pero se estresará y aumentará su sensibilidad a daños por enfermedad, además de disminuir su potencial de crecimiento. Algo similar ocurre cuando la precipitación es muy superior a la del sitio de origen o tiene lugar en estaciones diferentes.

Factores fisiográficos

En áreas montañosas, la exposición y la posición en la pendiente, pueden afectar las tasas de supervivencia y crecimiento de algunas especies. Cuando en un área se planta más de una especie, los factores fisiográficos cobran especial relevancia para determinar qué y donde plantar, si se desea lograr un máximo aprovechamiento de la potencialidad de los sitios a repoblar. Si bien hay especies a las cuáles la posición en la pendiente o la exposición no las afecta, otras especies pueden crecer hasta un 50% más en cierta exposición o 30% más en la base de la pendiente que si son establecidas en la parte media o alta (Bassaber 1993, Escobar et al. 1993, Escobar et al. 2000). Debido a lo señalado, es recomendable que en los lugares que se hicieron ensayos de introducción de especies o procedencias, hoy se repitan utilizando todo el conocimiento disponible en propagación y establecimiento de plantas. Es muy probable que haya sorpresas importantes en los resultados porque mucho de lo sucedido en el pasado es consecuencia de la silvicultura aplicada y no de las especies establecidas.

Vegetación natural

La vegetación arbórea, arbustiva y herbácea de un sitio puede ser indicadora de la capacidad productiva de éste, de sus factores limitantes y, por lo tanto, de las labores

que se deben realizar antes de hacer la plantación. En lugares con baja pluviosidad (< 450 mm), la vegetación arbórea suele ser baja y hay poca diversidad de especies, generalmente de hojas caducas y follaje escaso, con una gran proporción del mismo transformado en espinas; las especies arbustivas características suelen ser de las familias *Fabáceae* y *Cactáceae*. En estos casos es importante modificar la estructura del suelo y controlar la vegetación herbácea antes de plantar; incluso algunas malezas deben ser controladas durante los dos primeros periodos vegetativos (González 1995, Salgado 1995). Dado que la vegetación herbácea suele ser escasa y nace en el invierno y muere tempranamente en la primavera, funciona bien el control mecánico realizado en surcos. A los suelos pesados se recomienda prepararlos en surcos y controlar químicamente las malezas herbáceas en el 100% de la superficie (Figura 6).



Figura 6. Control químico total de malezas y preparación del suelo en surcos, en una plantación de quillay (*Quillaja saponaria*) en un sitio con una precipitación de 600 mm anuales.

En lugares con pluviosidad media (500 - 1.200 mm), la diversidad de especies arbóreas y arbustivas es mayor; aparecen especies tolerantes a la sombra y normalmente hay mezcla de plantas siempre verdes y de hojas caducas. Los bosques son más densos alcanzando una cobertura del dosel del 100%. En suelos con alta humedad superficial, la vegetación herbácea está constituida por abundantes individuos de la familia *Ciperáceae* y en lugares con buen drenaje, por gramíneas y plantas de hoja ancha. En áreas con pluviosidad media la vegetación es el principal factor limitante para establecer plantaciones,

dada la alta competencia por el agua y los nutrientes. Esto puede afectar la tasa de crecimiento inicial y, si la precipitación está por debajo los 800 mm, puede afectar también la tasa de supervivencia, por lo cual, normalmente, el control de la vegetación debe ser total. En el pasado, en estas áreas, se solía utilizar el fuego para eliminar la vegetación competitiva. Básicamente se cortaban las especies arbóreas y arbustivas en primavera, se dejaban secar durante el verano y se quemaban a fines de la estación, después de las primeras lluvias de otoño. Esta práctica se ha dejado de lado dado que el fuego volatiliza los nutrientes y tiende a laterizar los suelos arcillosos. Hoy en día se recomienda cortar y picar o moler la vegetación leñosa del lugar para incorporarla al suelo durante la fase de modificación de la estructura y controlar las malezas herbáceas con herbicidas antes o después de realizar la plantación (González 1999, Mercado 2000).

En lugares con alta pluviosidad (> 1300 mm) la vegetación natural es abundante, de alta densidad y, normalmente, incluye una gran diversidad de especies. Con alta pluviosidad, la supervivencia no suele ser problema, pero la tasa de crecimiento inicial puede ser severamente afectada por la competencia con el pasto y las especies arbustivas (Escobar et al. 1992). El control y preparación del suelo habitualmente se hace en franjas y las malezas herbáceas se controlan químicamente con herbicidas no selectivos (González 1999).

Factores edáficos

El suelo es un factor importante en el comportamiento de cualquier plantación, sobre todo en lo concerniente a la profundidad, la textura, la pendiente y la fertilidad. Por este motivo, previo a la plantación, es recomendable realizar calicatas para conocer el perfil del suelo en los primeros 1,80 m de profundidad. Se deben cavar tantas calicatas como tipos de suelo se sospeche que existen, teniendo en cuenta que los cambios en la vegetación pueden ser buenos indicadores de los mismos. Generalmente las plantas no tienen problemas de establecimiento y crecimiento si las raíces pueden penetrar hasta 1,5 m de profundidad. Profundidades efectivas menores a la señalada, pueden afectar el comportamiento de la plantación. La profundidad de un suelo a plantar puede estar limitada por cinco factores:

- 1) Compactación por fluctuación de la napa freática. Si las capas compactadas se encuentran en el primer metro de profundidad, se deben romper antes de plantar a través de subsolado.
- 2) Compactación provocada por el uso. Cuando un suelo ha estado sometido a acciones de labranza con implementos agrícolas durante muchos años se suele producir el fenómeno conocido como pie de arado. Este implica la compactación del suelo a la profundidad donde llegan estos implementos. En suelos secos con bajo contenido de humedad natural, esto puede impedir la penetración de los sistemas radicales de las plantas. Un fenómeno análogo puede darse en suelos destinados al uso ganadero. Esta compactación puede solucionarse con subsolado usando una rastra savannah y en pendientes sobre el 30% con retroexcavadoras.
- 3) Presencia del material originario del suelo en la superficie. Algunos suelos, ya sea por efecto de la erosión o la posición en la pendiente, presentan el material originario (rocas) a baja profundidad. Esto limita la penetración radical y causa problemas de fertilidad, lo que afectará el desarrollo futuro de las plantas.
- 4) Presencia de napa freática superficial. En suelos arenosos cruzados por ríos, por sistemas de riego o, simplemente, con problemas de drenaje con lagunas o charcos, el agua puede encontrarse a no más de 1 m de profundidad. Esto limita la profundización de los sistemas radicales de los árboles, generándoles severos problemas de estabilidad frente al viento. El exceso de agua se puede solucionar mediante drenajes y subsolados.
- 5) Posición en la pendiente. Suelos con problemas de erosión y pendiente, tienden a ser más delgados en la parte alta de la misma, lo que puede afectar el crecimiento de algunas especies (Bassaber 1993).

Los suelos con textura arcillosa son los más sensibles a la compactación superficial dependiendo del uso anterior y, por lo tanto, son los que suelen requerir una modificación de su estructura antes de plantar. Estas labores se deben realizar en el momento en que el perfil del suelo tenga menos contenido de agua para lograr una mejor

aireación; si el suelo está muy húmedo no se alcanzará el objetivo (Fressard 1992, González 1995). Los suelos con textura limosa y arenosa, generalmente, no presentan problemas para la penetración y el crecimiento de las raíces, salvo por presencia de napas freáticas o escorias en los suelos provenientes de cenizas volcánicas. El problema que pueden presentar los suelos limosos y arenosos es la baja capacidad de retención de agua, por lo que suelen demandar un control más intensivo de las malezas. La pendiente del suelo influye sobre los métodos y equipos a utilizar para la preparación del sitio. Para pendientes entre 1 y 15% se pueden hacer surcos con rastras savannah, entre 15 y 30% con arados subsoladores, entre 30 y 50% con retroexcavadoras y para más de 50% con animales o en forma manual, construyendo casillas de 40 x 40 x 40 cm en el lugar en el que se depositará cada planta. En España, en la década del 90, se fabricó un tractor de alta estabilidad (TAE), que permite trabajar con todos los implementos anteriores, además de eliminar la vegetación en fajas con pendientes de hasta 60% (Figura 7). Una de las mayores virtudes de este tractor es que todos los implementos indicados trabajan en forma perpendicular a la pendiente, a diferencia de los tirados por tractores universales. En todos los casos, en la medida que la pendiente es mayor, los rendimientos de las faenas disminuyen. En suelos con



Figura 7. Tractor de alta estabilidad (arriba) y esquema mostrando como trabaja en suelos con mucha pendiente (abajo).

pendiente, tanto la preparación del sitio como la plantación se deben hacer siguiendo la dirección de las curvas de nivel. De esta manera se controla mejor la erosión y las labores de plantación y manejo silvícola son más "amistosas" con los operarios, especialmente en relación con su consumo energético.

La fertilidad natural de un suelo es muy variable porque está relacionada con su material de origen y con el clima del lugar. Generalmente los suelos que se forestan son aquellos que no son rentables para otro tipo de cultivo, como los que debido a malas prácticas agrícolas se han degradado y han perdido su fertilidad natural. Por lo tanto, los primeros centímetros de los suelos destinados a plantaciones forestales suelen ser nutricionalmente pobres en uno o varios de los elementos esenciales para las plantas. Esto ha determinado que en plantaciones manejadas intensivamente, la fertilización sea una herramienta silvícola de uso rutinario. La fertilización puede ser de apoyo, para prevenir deficiencias nutricionales, en plantaciones recién establecidas (Acuña 1993, Sánchez 1991) o correctiva, para solucionar deficiencias nutricionales que se han producido, en plantaciones jóvenes (Pereira 1991, Pereira et al. 1993). Para determinar que elementos aplicar se realizan, básicamente, dos análisis químicos: el de suelo y el foliar o fitoquímico. En general, la fertilización realizada sobre la base de los resultados del análisis del suelo no produce buenos resultados por cuanto este tipo de análisis no evalúa la acción de las micorrizas que juegan un rol importante en la nutrición de las plantas leñosas (González et al. 1983). Por este motivo, los especialistas en fertilización y nutrición de plantas leñosas prefieren realizar el análisis fitoquímico, específicamente el análisis foliar. Para realizarlo, es importante determinar los patrones nutricionales de la especie, la época e intensidad de muestreo y los protocolos de manipulación de las muestras a analizar (González et al. 1983).

CALIDAD DE LA EJECUCIÓN DE LAS TAREAS DE PLANTACIÓN

Una plantación realizada con plantas en contenedores se considera bien realizada cuando se logra el espaciamiento deseado y las plantas están firmes y rectas, enterradas hasta el cuello, uno a dos centímetros por sobre

la parte superior del cepellón. Se debe evitar enterrarlas demasiado ya que esto suele producir daños en el tallo que pueden afectar la supervivencia. Vale la pena mencionar que muy distinto es el caso de las plantas producidas a raíz desnuda, ya que lo normal es enterrarlas hasta un 25-30% de la longitud del tallo e, incluso, en algunos suelos hasta un 50% de la longitud del tallo; ésto se debe a que estas plantas tienen un tallo totalmente diferente a las producidas en contenedores. Además, se debe evitar que se formen bolsas de aire en el cepellón y que éstos se doblen en su parte inferior.

Los operarios que participan en el proceso de plantación deben estar debidamente capacitados en el uso ergonómico de las herramientas, la técnica de plantación propiamente dicha y los atributos morfológicos de las plantas (Arrué y Escobar, 1985). La calidad del trabajo de cada operario debe ser evaluada por lo menos una vez al día. El operario debe regresar a la caja de transporte aquellas plantas que no cumplan con los atributos deseados y depositarlas en sentido contrario al que llevaban desde el vivero. De esta manera, el jefe de cuadrilla podrá seguir más fácilmente el proceso de selección de las plantas y así determinar si es necesario realizar algún reclamo al vivero.

Las cuadrillas deben estar constituidas por un número impar de plantadores y por una cantidad que garantice un control eficiente por parte del encargado. Además se debe contar con una o más personas que cumplan la función de abastecedores de plantas, ya que los plantadores jamás deberían dejar de trabajar por falta de éstas. Mientras mayor sea la distancia entre el lugar de acopio de las plantas y el lugar en el que estén trabajando los plantadores, mayor deberá ser la cantidad de abastecedores.

Cada encargado de cuadrilla debería controlar unas cuatro veces al día el trabajo de cada plantador. Una manera de hacerlo sería la que se describe a continuación. Si una planta examinada está mal plantada, se deberá revisar la inmediata anterior y si ésta también está mal plantada, se deberá revisar la siguiente a la primera detectada como mal plantada. Si las tres están mal plantadas, se llama al plantador y se le solicita que revise toda la hilera y la plante correctamente. También, cada jefe de cuadrilla debería ser controlado por el encargado del predio al menos una vez al día y éste una vez a

la semana por el encargado de la plantación. Actuando de esta manera se pueden minimizar los defectos de la plantación. Los controles deben ser más frecuentes al inicio y término de cada faena y la primera y última semana de la plantación, por ser estos los momentos de más alto riesgo para cometer errores.

BIBLIOGRAFIA CITADA

- Acuña, E. 1993. Efectos de la fertilización de apoyo, con N P y K, en plantaciones de primavera de *Eucalyptus globulus* Labill.. Tesis Ingeniería Forestal. Depto. de Cs. Forestales. Fac. Cs. Agron., Veter., y Forestales, Universidad de Concepción. Chillán; Chile.
- Alzugaray, P. 1997. Efecto del diámetro de tallo y profundidad de plantación en la supervivencia y crecimiento inicial de plantas de *Pinus radiata* D. Don producidas con diferentes métodos en vivero. Dpto Silv. Fac. Cs. For. Universidad de Concepción. Concepción, Chile.
- Arriagada, H. 1999. Efecto del tiempo de permanencia en manos del plantador sobre el potencial hídrico en plantas de *Pinus radiata*. Tesis Ingeniería Forestal. Dpto. Silv. Fac. Cs. For. Universidad de Concepción. Concepción, Chile.
- Arrué, E. y R. Escobar. 1985. Comportamiento de distintas herramientas de plantación en suelos de diferentes texturas de la VIII Región. I Simposio Investigación *Pinus radiata* en Chile. Vol.1(198-206). Universidad Austral de Chile.
- Barrientos, C. 1999. Crecimiento de raíces de plantas de *Nothofagus obliqua* y *Nothofagus alpina* a distintas temperaturas. Tesis Ingeniería Forestal. Dpto. Silv. Fac. Cs. For. Universidad de Concepción. Concepción, Chile.
- Bássaber, C. 1993. Comportamiento de diferentes calidades de plantas de las especies *Eucalyptus globulus*; *Pseudotsuga menziessi* y *Pinus radiata* establecidas en diferentes posiciones fisiográficas y topográficas. Tesis Ingeniería Forestal. Depto. de Cs. Forestales. Fac. Cs. Agron., Veter., y Forestales, Universidad de Concepción. Chillán, Chile.
- Becerra, G. 2001. Crecimiento y supervivencia de *Pinus radiata* D. Don y *Eucalyptus globulus* Labill. Bajo distintos tratamientos de aplicación de agua y superabsorbente en el secano interior de la VIII región. Tesis Ingeniería Forestal. Dpto Silv. Fac. Cs. For. Universidad de Concepción. Concepción, Chile.
- Bobadilla, P. 2006. Efecto de la concentración de nitrógeno y esquemas de riego sobre el crecimiento y potencial de crecimiento radicular en plantas de *Eucalyptus globulus* Labill. Tesis Ingeniería Forestal. Dpto Silv. Fac. Cs. For. Universidad de Concepción. Concepción, Chile.
- Cea, M.J. 1993. Almacenamiento en frío de plantas de *Pinus radiata* D. Don y *Eucalyptus globulus* Labill.. Tesis Ingeniería Forestal. Depto. de Cs. Forestales. Fac. Cs. Agron., Veter., y Forestales, Universidad de Concepción. Chillán, Chile.
- Correa, P.M. 1997. Efecto del tiempo de almacenaje y el tipo de embalaje en el potencial de crecimiento radicular de plantas de *Pinus radiata* D. Don. Tesis Ingeniería Forestal. Dpto Silvicultura. Fac. Cs. For. Universidad de Concepción. Concepción, Chile.
- Decarli, N. 1999. Efecto del potencial de crecimiento radicular en la tasa de supervivencia y crecimiento inicial de plantas de *Eucalyptus nitens*. Tesis Ingeniería Forestal. Dpto. Silv. Fac. Cs. For. Universidad de Concepción. Concepción, Chile.
- Escobar, A. 1999a. Efecto del almacenaje en frío sobre atributos morfofisiológicos de *Pinus radiata* D. Don. Tesis ingeniería Forestal. Dpto. Silv. Fac. Cs. For. Universidad de Concepción. Concepción, Chile.
- Escobar, A. 2005. Efecto del almacenaje refrigerado y horas frío acumuladas sobre la época de cosecha y atributos morfofisiológicos y del comportamiento de plantas de *Pinus radiata* D. Don. Tesis para optar al grado de Magíster. Escuela de graduados de Universidad de Concepción, Programa de Post Grado en Ciencias Forestales. Universidad de Concepción. Concepción, Chile.
- Escobar, R. 1998. Nutrición y fertilización forestal en viveros Forestales. Agroanálisis 8: 6-10.

- Escobar, R. 1999b. Nutrición y fertilización en viveros Forestales (Parte II). *Agroanálisis* 9: 8-12.
- Escobar, R. 2007. Manual de viverización *Eucalyptus globulus* a raíz cubierta. CORFO, Innova Chile – INFOR, Centro Tecnológico de la Planta Forestal. 229 p.
- Escobar, R. y E. Peña. 1985. Supervivencia y crecimiento inicial de 6 tipos de plantas de pino radiata en suelos de distintas texturas. Primer Simposio Investigación *Pinus radiata* en Chile. Vol. 1:118-127. Universidad Austral. Valdivia, Chile.
- Escobar, R., Espinosa, M., Bassaber, C. y M. Sánchez. 1993. Efecto de la posición fisiográfica y calidad de plantas en la supervivencia y crecimiento inicial de *Eucalyptus globulus* Labill. después de tres años de plantación. "Simposio Los Eucalyptus en el desarrollo forestal de Chile". Pucón, Chile. 24-26 de Noviembre de 1993. INFOR/CORFO.
- Escobar, R., Ríos, D. y M. Sánchez. 2000. Efecto de la posición fisiográfica en el comportamiento de tres especies forestales de importancia para Chile. Primer Congreso Nacional Forestal "El papel de la reforestación en el desarrollo sustentable". 8 -10 Noviembre. Texcoco, México.
- Escobar, R., Escobar, A., Sánchez, M., Ríos, D., Pereira, G. y A. Mendoza. 2004 Utilización del Potencial de Crecimiento Radicular como método indirecto para determinar la mejor época de plantación de especies forestales. En: II Congreso Chileno de Ciencias Forestales. 10-12 noviembre, Valdivia, Chile.
- Feijoo, B.F. 1997 Medición del daño celular en plantas de Pino radiata (*Pinus radiata* D. Don) a través de conductividad electrolítica. Tesis Ingeniería Forestal. Dpto. Silv. Fac. Cs. For. Universidad de Concepción. Concepción, Chile.
- Fressard, P. 1992. Efectos de la preparación de suelos en el establecimiento y crecimiento inicial de especies del género *Eucalyptus* en la zona de Collipulli. Tesis Ingeniería Forestal. Dpto. de Cs. Forestales. Fac. Cs. Agron., Veter., y Forestales, Universidad de Concepción. Chillán, Chile.
- González, G., González, C., Millán, J. y R. Escobar. 1983. Estudio de fertilización en plantaciones *Pinus radiata*. Primeros resultados. Documento de trabajo N°51. CONAF/PNUD/FAO CHI 003. 159 p. Co- Autor.
- González, C.L. 1999. Efecto de los esquemas de control de malezas en el comportamiento de plantaciones de *Pinus radiata*. Tesis Ingeniería Forestal. Dpto. Silv. Fac. Cs. For. Universidad de Concepción. Concepción, Chile.
- Lazo, C.R. 2001. Efecto del tiempo de almacenaje en el comportamiento de plantas de *Pinus radiata*. Tesis Ingeniería Forestal. Dpto. Silv. Fac. Cs. For. Universidad de Concepción. Concepción, Chile.
- Lema, M. 1987. Época de siembra y efecto de semisombra en la producción de plantas de *Eucalyptus globulus* Labill 1-0 a raíz desnuda. Memoria de Título. Universidad de Concepción, Facultad de Ciencias Agropecuarias y Forestales. Chillán, Chile.
- López, H. 1999. Efecto de la granulometría del superabsorbente en la protección de raíces en plantas producidas a raíz desnuda. Tesis de Ingeniería Forestal. Dpto. Silv. Fac. Cs. For. Universidad de Concepción. Concepción, Chile.
- Mc Cracken, J. 1979. Changes in the carbohydrate concentration of pine seedlings alter cool storage. *Forest Science*. 9: 34 – 43.
- Mellado, C. y L. Soto. 1974. Efecto de la calidad de plantas y técnicas de plantación en el rendimiento y desarrollo del pino insigne en la zona de arenales. Memoria de Título. Carrera de Técnicos Forestales. Universidad de Concepción. Los Ángeles, Chile.
- Merino, S.C. 1998. Efecto del tiempo de extracción y tipo de embalaje en la conductividad electrolítica de plantas de *Eucalyptus globulus* y *Pinus radiata*. Tesis Ingeniería Forestal. Dpto. Silv. Fac. Cs. For. Universidad de Concepción. Concepción, Chile.
- Mercado, E.G. 2000. Efecto del esquema de control de malezas y aplicación de superabsorbente en el comportamiento de plantas de *Pinus radiata* D. Don y *Eucalyptus globulus* Labill en dos suelos diferentes. Tesis Ingeniería

- Forestal. Dpto.Silv. Fac. Cs. For. Universidad de Concepción. Concepción, Chile.
- Molina, A. 1999. Efecto de la manipulación de plantas durante la cosecha en el potencial hídrico en plantas de *Pinus radiata*. Tesis Ingeniería Forestal. Dpto. Silv. Fac. Cs. For. Universidad de Concepción. Concepción, Chile.
- Monsalve, J. 2006. Fertilización nitrogenada en plantas de *Eucalyptus globulus* Labill. producidas a raíz cubierta. Tesis Ingeniería Forestal. Dpto. Silv. Fac. Cs. For. Universidad de Concepción. Concepción, Chile.
- Monsalve, J., Escobar, R., Acevedo, M., Sánchez, M. y R. Coopman. 2009. Efecto de la concentración de nitrógeno sobre atributos morfológicos, potencial de crecimiento radicular y estatus nutricional en plantas de *Eucalyptus globulus* producidas a raíz cubierta. Bosque 30 (2) 88 – 94
- Moraga, P., Escobar, R. y S. Valenzuela. 2006. Resitance to freezing in three *Eucalyptus globulus* Labial subspecies. Electronic Journal of Biotechnology 9 (3) 310 – 314 ISI.
- Peña, I. 1996. Potencial de crecimiento radicular de plantas de *Pinus radiata* D.Don con diferente potencial hídrico. Tesis Ingeniería Forestal. Dpto. Silv. Fac. Cs. For. Universidad de Concepción. Concepción, Chile.
- Pereira, G. 1991. Fertilización correctiva en plantaciones de *Eucalyptus globulus*. X Región. Tesis Ingeniería Forestal. Departamento de Ciencias Forestales. Fac. Agr., Cs Veterinarias y Forestales. Universidad de Concepción. Chillán, Chile.
- Pereira, G., Escobar, R., Espinosa, M. y M. Sánchez. 1993. Fertilización correctiva con NPK en plantaciones de *Eucalyptus globulus* Labill. ssp. *globulus*, establecidas en suelos metamórficos de la X Región. Simposio "Los Eucaliptos en el desarrollo forestal de Chile". INFOR/CORFO. 24-26 de Noviembre. Pucón, Chile.
- Ramírez, M. 1999. Efecto de la temperatura y tiempo de permanencia en el medio de transporte en el potencial hídrico y conductividad electrolítica en plantas de *Pinus radiata*. Tesis Ingeniería Forestal. Dpto. Silv. Fac. Cs. For. Universidad de Concepción. Concepción, Chile.
- Ritchie, G. 2004. Container seedling storage and handling in the Pacific North-West to some frequently asked questions. USDA Forest Service Procceding RMRS-P-33.
- Sánchez, O.M. 1991. Fertilización de apoyo en plantaciones *Eucalyptus globulus*. Tesis Ingeniería Forestal. Depto. de Ciencias Forestales. Fac. Agr., Cs Veterinarias y Forestales. Universidad de Concepción. Chillán, Chile.
- Salgado, V.M. 1995. Supervivencia y crecimiento de plantas de *Eucalyptus globulus* Labill. plantadas en diferentes sectores de la VI Región. Tesis Ingeniería Forestal. Dpto. Silv. Fac. Cs. For. Universidad de Concepción. Concepción, Chile.
- Urrutia, C. 2007. Efecto de cuatro regímenes de riego en los atributos morfofisiológicos y del comportamiento en plantas de *Eucalyptus globulus* Labill. producidas a raíz cubierta. Tesis Ingeniería Forestal. Dpto. Silv. Fac. Cs. For. Universidad de Concepción. Concepción.
- Venegas, G. 2000. Efecto de la fertilización de pre cosecha sobre el potencial de crecimiento radicular de plantas de *Eucalyptus globulus* y *Eucalyptus nitens*. Tesis Ingeniería Forestal. Dpto. Silv. Fac. Cs. For. Universidad de Concepción. Concepción, Chile.
- Villalobos, M. 2006. Tolerancia a la sequía de plantas de *Eucalyptus globulus* Labill en respuesta a diferentes regímenes de aclimatación a la sequía y poda de tallo en vivero. Tesis Ingeniería Forestal. Dpto. Silv. Fac. Cs. For. Universidad de Concepción. Concepción, Chile.



Glosario

Este glosario reúne una breve explicación de los principales términos técnicos mencionados en el libro para facilitar la comprensión de los lectores que no estén familiarizados con ellos.

Ala móvil de riego: tubería orientada horizontalmente que contiene una serie de boquillas regularmente espaciadas.

Aspersor: emisor de agua, que funcionando hidráulicamente como una tobera, lanza el agua pulverizada al aire a través de un brazo con una o dos salidas (boquillas) en su extremo.

Bandeja: bloque con un cierto número de cavidades unidas entre sí utilizada para cultivar plantines. Pueden ser rectangulares o cuadradas; de dimensiones variables en cuanto al largo, ancho y alto. Difieren también en el número total de cavidades, en el volumen y en su forma. Generalmente son de plástico o poliestireno expandido.

Capacidad de intercambio catiónico (CIC): suma de cationes que pueden ser adsorbidos por un sustrato, generalmente se expresan en unidad de peso o volumen. Los cationes quedan retenidos frente al efecto lixivante del agua y están disponibles para la planta. Cuanto más alto es el valor, mayor es la capacidad del sustrato de retener nutrientes. Se expresa como miliequivalentes por 100 g (meq/100 g), aunque también se suele usar centimoles/kg (cmol/kg) o milimoles/kg (mmol/kg).

Carbohidratos solubles totales (CST): carbohidratos que pueden ser acumulados y fácilmente trasladados a otras partes de la planta para su metabolismo. Están representados, principalmente, por glucosa, fructosa y sacarosa. La cantidad de los mismos se suele expresar en miligramos/gramos de peso fresco (mg/gpf).

CE: ver conductividad eléctrica.

Cepellón: sistema de raíces y sustrato unido al mismo.

CIC: ver capacidad de intercambio catiónico.

Conductividad eléctrica (CE): capacidad de un material para conducir la corriente eléctrica. La conductividad eléctrica del sustrato, o de la solución de fertirriego, proporciona una indicación exacta y satisfactoria de la concentración total de iones. Su medición permite determinar el grado de salinidad del medio y predecir sus efectos en las plantas. Las unidades que generalmente se usan para expresarla son deciSiemens por metro (dS/m), miliSiemens (mS/cm), milimhos por centímetro (mmhos/cm), o microSiemens por centímetro (μ S/cm). Equivalencias: $1\text{dS/m} = 1\text{mS/cm} = 1\text{mmhos/cm} = 1000\mu\text{S/cm}$.

Conductividad Electrolítica Relativa (CER): medida de la conductividad eléctrica provocada por la pérdida de electrolitos de tejidos del tallo, hojas o de las raíces de los plantines. Las células de plantas dañadas pierden sus electrolitos si se ponen en agua quedando estos formando parte de la solución. La intensidad del daño que ha sufrido un tejido se correlaciona con la magnitud o valor de la conductividad eléctrica del agua en la cual está sumergido.

Contenedor: envase donde se cultivan plantines hasta el momento de ser llevados a plantación, durante todo o parte del ciclo de cultivo. Poseen formas y dimensiones muy variables. Pueden ser individuales o estar agrupados en bandejas multicelda, y se fabrican de diferentes materiales. Para realizar el cultivo se llenan con un sustrato en el que se desarrollan las raíces de la planta.

Emisor de riego: elemento que deriva el agua desde una tubería hacia el exterior; en el caso del vivero es hacia el cultivo. Pueden ser aspersores, difusores fijos o toberas, tuberías de goteo, o microaspersores.

Invernáculo: construcción dentro de la cual se cultivan plantines manteniendo un microclima favorable. La estructura puede ser de madera, hierro, aluminio o cemento. La cobertura permite el paso de la radiación solar, puede ser rígida o flexible, ofrece una barrera a los factores atmosféricos adversos (frío, lluvia, etc.) y permite el aprovechamiento de los favorables (luz, calor).

LT₅₀ (Temperatura letal 50): temperatura a la cual muere el 50% de las plantas de una muestra o de un lote por efecto del frío.

mg/gpf: miligramo/gramos de peso fresco; unidades usadas para expresar la concentración de carbohidratos solubles totales.

Medio de crecimiento: ver sustrato.

Mega Pascales (MPa): unidad de presión que se emplea para medir el potencial hídrico de los plantines.

Miniplug (término inglés castellanizado): planta de dimensiones reducidas que creció en un contenedor de poco volumen, generalmente en bandejas. Para completar su desarrollo debe ser trasplantada a otro contenedor o a canteros al aire libre.

Mulching o acolchado (término inglés castellanizado): material utilizado para cubrir la superficie del suelo o del sustrato, ya sea en almácigos al aire libre o en contenedores. Se lo suele utilizar para evitar la aparición de musgos, malezas o modificar la temperatura del suelo o sustrato.

pH (potencial hidrógeno): grado de acidez de un medio de cultivo o del agua. Las soluciones se consideran ácidas cuando el valor de pH varía entre 0 y 7, y alcalinas cuando varía entre 7 y 14. Las soluciones se consideran neutras cuando el valor de pH es 7.

Plantas a raíz cubierta: plantines que fueron cultivados durante todo su ciclo de crecimiento en algún tipo de contenedor. Estos contenedores pueden ser tubetes, bandejas, bolsas de polietileno, etc.

Plantas a raíz desnuda: plantines que fueron cultivados al aire libre y en el suelo durante todo su ciclo de crecimiento o al final del mismo..

Potencial de Crecimiento Radical (PCR): capacidad de un plantín para producir raíces nuevas y alargar raíces preexistentes, en un plazo determinado, cuando crece en un ambiente favorable.

Potencial hídrico: estado o grado de tensión del agua en el plantín que indica su grado de estrés hídrico. Un potencial hídrico de cero indica que la planta "tiene" toda el agua que necesita y cuánto más negativo es el valor más estresada estará la planta por falta de agua. El potencial hídrico puede expresarse en unidades de energía por unidades de masa o volumen, la unidad de uso más corriente es el megapascal (MPa = 10 bares) aunque en el pasado reciente también se han utilizado la atmósfera y el bar (1 atmósfera = 1,01 bar).

Plug (término inglés castellanizado): conjunto de raíces bien desarrolladas que engloban el sustrato. Es un vocablo de la lengua inglesa, que en castellano también se denomina cepellón. En actividades de forestación se suele usar la expresión plug, en un sentido más amplio, para referirse a plantas producidas en contenedor, sobre todo si son pequeños.

Radical: perteneciente o relativo a la raíz.

REL (término inglés castellanizado): sigla correspondiente a las palabras inglesas: *root electrolyte leakage*. Expresa la conductividad electrolítica elativa (CER) de las raíces. Cuantifica la existencia o no de lesiones en la raíz, sirviendo por lo tanto como un indicador de la calidad de los plantines.

Sustrato: medio físico con el que se llenan los contenedores donde se cultivan plantines. Puede estar formado por un solo material o por la combinación de varios, ya sea de origen natural o artificial, con los que se realizan mezclas de proporciones variables.

Tubete: contenedor individual para el cultivo de plantines. Se suele sostener o insertar en armazones en forma de bandeja o en mallas de alambre o de plástico.



Autores

M. Gabriela Buamscha

Especialista en Viveros
Consultora Lanin Iman
Oregon, USA
mgbuamscha@yahoo.com

Liliana T. Contardi

Investigadora, Centro de Investigación y Extensión Forestal Andino Patagónico
Docente, Facultad de Ingeniería, Universidad Nacional de la Patagonia San Juan Bosco
Esquel, Chubut, Argentina
lcontardi@ciefap.org.ar

R. Kasten Dumroese

Research Plant Physiologist
United States Department of Agriculture
Forest Service, Rocky Mountain Research Station
Moscow, Idaho, USA
kdumroese@fs.fed.us

Juan A. Enricci

Profesor, Facultad de Ingeniería, Universidad Nacional de la Patagonia San Juan Bosco
Esquel, Chubut, Argentina
ajenricci@speedy.com.ar

René Escobar R.

Profesor de Propagación y Establecimiento de plantas (R)
Facultad de Ciencias Forestales, Universidad de Concepción
Concepción, Chile
rescobar@viverolosquillayes.cl

Héctor E. Gonda

Investigador, Centro de Investigación y Extensión Forestal Andino Patagónico
Profesor, Facultad de Ingeniería, Universidad Nacional de la Patagonia San Juan Bosco
Esquel, Chubut, Argentina
hgonda@ciefap.org.ar

Douglass F. Jacobs

Professor Department of Forestry and Natural Resources
Purdue University
West Lafayette, Indiana, USA
djacobs@purdue.edu

Thomas D. Landis

Native Plant Nursery Consulting
Medford, Oregon, USA
nurseries@aol.com

Tara Luna

Botanist
East Glacier Park, Montana, USA
tluna@3rivers.net

Jonh G. Mexal

Professor, Department of Agronomy and Horticulture
New Mexico State University,
Las Cruces, New Mexico, USA.
jmexal@nmsu.edu

Kim M. Wilkinson

Environmental Management Specialist
Gibsons, British Columbia, Canada
kim.m.wilkinson@gmail.com

Coordinadores

Liliana T. Contardi
Héctor E. Gonda
Guillermo Tolone
Julián Salimbeni

Traductores

Bárbara Ardiles
Héctor E. Gonda
Liliana T. Contardi

A lo largo de su historia el Consejo Federal de Inversiones ha dado permanente muestras de su voluntad en establecer alianzas con otras instituciones generando agendas de cooperación en campos afines al objeto sustantivo de su existencia: la Promoción del Desarrollo armónico e integral de las regiones argentinas.

La Colección Nexos, que incluye el presente volumen, contiene las producciones editoriales resultado de dichas alianzas acercando material conceptual y metodológico al público interesado en estos temas.