

MANUAL DE VIVEROS PARA LA PRODUCCIÓN DE ESPECIES FORESTALES EN CONTENEDOR

FERTILIZACIÓN Y RIEGO



Departamento de Agricultura de los Estados Unidos

Servicio Forestal

Manual Agrícola 674

Secretaría de Medio Ambiente Recursos Naturales y Pesca

Subsecretaría de Recursos Naturales

Dirección General del Programa Nacional de Reforestación

Universidad Autónoma Chapingo

División de Ciencias Forestales

Manual de Viveros para la Producción de Especies Forestales en Contenedor



- Volumen Uno Planeación, Establecimiento y Manejo.**
- Volumen Dos Contenedores y Medios de Crecimiento**
- Volumen Tres Condiciones Ambientales en el Vivero**
- Volumen Cuatro Fertilización y Riego**
- Volumen Cinco Influencias Biológicas: Plagas, Enfermedades y Micorrizas en el Vivero**
- Volumen Seis Propagación de Plántulas**
- Volumen Siete Preparación de la Planta, Almacenamiento y Plantación**



Landis, T.D.; Tinus, R.W.; McDonald, S.E.; Barnett, J.P. 1989. Seedling Nutrition and Irrigation, Vol. 4, The Container Tree Nursery Manual. Agric. Handbk. 674. Washington, DC: US Department of Agriculture, Forest Service. 119p.

Departamento de Agricultura de los Estados Unidos

Servicio Forestal

Manual Agrícola 674

Publicación en Inglés: Abril de 1989

Secretaría de Medio Ambiente Recursos Naturales y Pesca

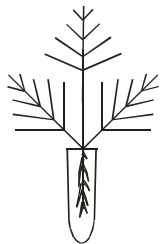
Subsecretaría de Recursos Naturales

Dirección General del Programa Nacional de Reforestación (PRONARE)

Universidad Autónoma Chapingo

División de Ciencias Forestales

Publicación en Español: Octubre 2000



Manual de Vivero para la Producción de Especies Forestales en Contenedor

Volumen Cuatro

Fertilización y Riego



Thomas D. Landis, Especialista en Viveros. Región Oeste, Departamento de Agricultura de los Estados Unidos, Servicio Forestal, Dasonomía Estatal y Privada, Portland, Oregon, E.U.A.

Richard W. Tinus, Supervisor en Fisiología Vegetal, Departamento de Agricultura de los Estados Unidos, Servicio Forestal, Estación Experimental Forestal y Agrostológica de las Montañas Rocosas, Flagstaff, Arizona, E.U.A.

Stephen E. McDonald, Director Asistente, Departamento de Agricultura de los Estados Unidos, Servicio Forestal, Estación Experimental Forestal y Agrostológica de las Montañas Rocosas, FT Collins, Colorado, E.U.A.

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

Rebecca G. Nisley, Editor, Departamento de Agricultura, Servicio Forestal, Oficina de Relaciones Públicas, Washington D.C., E.U.A.



Dante Arturo Rodríguez Trejo. Traducción libre del inglés al español. Profesor-Investigador, División de Ciencias Forestales, Universidad Autónoma Chapingo, Chapingo, Estado de México, México. Revisión Final de Impresión

J. Ricardo Sánchez Velázquez, Rebeca Aldana Barajas. Revisión de la Traducción, Verificación de Terminología Técnica, Corrección de Estilo, Edición y Formación de Archivos Magnéticos.

PRECAUCIÓN: PLAGUICIDAS

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

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



Manual de Viveros para la Producción de Especies Forestales en Contenedor

Volumen Cuatro

Fertilización y Riego

Thomas D. Landis

Índice

	Página.
Capítulo 1 - Nutrientes Minerales y Fertilización	1
4.1.1 Nutrientes Minerales Esenciales	4
4.1.2 Nutrientes Minerales y Crecimiento	6
4.1.3 Factores Físicos y Químicos que Afectan la Disponibilidad de Nutrientes	13
4.1.4 Características de los Fertilizantes	17
4.1.5 Determinando las Necesidades de Fertilizante	22
4.1.6 Métodos de Fertilización	26
4.1.7 Formulando Soluciones de Fertilización	36
4.1.8 Programando y Aplicando la Solución de Fertilización	51
4.1.9 Supervisando la Fertilización	55
4.1.10 Efectos del uso de Altas Concentraciones de Fertilizante	62
4.1.11 Conclusiones y Recomendaciones	66
4.1.12 Referencias	67
Capítulo 2 - Riego y Manejo del Agua	72
4.2.1 La Importancia del Agua en el Cultivo de Plantas	74
4.2.2 Estado del Agua en Especies Forestales Producidas en Contenedor	75
4.2.3 Factores que Afectan la Disponibilidad de Agua en los Contenedores	83
4.2.4 Cantidad y Calidad del Agua de Riego	87
4.2.5 Tipos de Sistemas de Riego	99
4.2.6 Supervisando el Agua en los Contenedores - Determinando Cuándo Regar	109
4.2.7 El Riego como Tratamiento de Cultivo - Determinando qué tanto Regar	114
4.2.8 Disposición del Agua de Riego Residual	118
4.2.9 Conclusiones y Recomendaciones	120
4.2.10 Referencias	121
Índice de Nombres Comunes y Científicos	125



La traducción y edición de dos de los siete volúmenes del Manual de Viveros para la Producción de Especies Forestales en Contenedor, del Servicio Forestal de los Estados Unidos (USDA-FS), ha sido sin duda la culminación de un gran esfuerzo en pro de mejorar la calidad de planta producida en México bajo este sistema.

El proyecto de la traducción nació como una de las líneas estratégicas por parte del Grupo de Trabajo de Viveros y Plantaciones Forestales, en el marco del Memorándum de Entendimiento (MOU: *Memorandum of Understanding*) entre México y los Estados Unidos de América, el cual trabajó en forma continua hasta 1995, bajo el esquema de organización definido por el MOU prevaeciente en ese entonces. Para esas fechas, el establecimiento de viveros de alta productividad se volvía una realidad en nuestro país, operando en su mayoría bajo el sistema de producción en charolas de poliestireno expandido. Este hecho permitió inferir al Grupo que dicho sistema tendería a usarse cada vez más, por lo cual el manual sería una excelente herramienta para apoyar de manera significativa a todos aquellos viveristas que usan y usarán el sistema para la producción de especies forestales.

El proceso de traducción se inició de manera inmediata por uno de los miembros del Grupo de la contraparte mexicana, lográndose traducir cuatro de los cinco volúmenes disponibles en esas fechas, contando en todo momento con el apoyo directo del USDA-FS, a través del autor principal de la obra quien a su vez, fue el líder del grupo de la contraparte estadounidense.

No obstante a finales de 1995, el proyecto se vio interrumpido debido a la culminación del MOU, así como a la reorganización de los órganos de la Administración Pública, con lo cual muchos de los proyectos encaminados por el Grupo se vieron afectados, destacando por supuesto, el de la traducción del manual.

Es hasta finales de 1999 en que el proyecto se vuelve a retomar, dada la necesidad de contar con este tipo de información técnica en todos los viveros que producen bajo el sistema de contenedor, ya que actualmente una tercera parte de la producción nacional se realiza en contenedores, bajo diferentes modalidades. En este sentido y por iniciativa del personal técnico de la Dirección General del Programa Nacional de Reforestación (PRONARE), se fortalecen los contactos con el personal del USDA-FS para

finalizar el proyecto de la traducción, edición e impresión de los volúmenes 2 y 4, correspondientes a Contenedores y Medios de Crecimiento, y Fertilización y Riego, respectivamente.

Cada uno de los volúmenes del Manual cuenta con un lenguaje técnico relativamente sencillo, acompañado de ejemplos y gráficos que hacen didáctico y comprensible su contenido, con lo cual resulta aún más fácil entender los fundamentos para la producción de planta de calidad.

Aunque el mismo manual lo establece, es importante mencionar que la gran mayoría de los ejemplos donde se incluyen ensayos y respuestas de diferentes especies utilizadas para las pruebas, son en su mayoría coníferas de otras latitudes, diferentes a las presentes en nuestro país, y deberán ser consideradas sólo en forma indicativa, por lo cual será necesario que se tomen las reservas necesarias, hasta en tanto no se realicen los debidos análisis y pruebas sobre la gran diversidad de especies (tanto coníferas como latifoliadas) que se producen en México, bajo este sistema.

El proyecto para finalizar la traducción, edición e impresión de los restantes 5 manuales representa una tarea por demás ambiciosa, pero necesaria, por lo cual, será de suma importancia que este proyecto pueda tener continuidad en años subsecuentes, ya que ello garantizará que en México se cuente con una valiosa herramienta bibliográfica, que fortalezca los actuales conocimientos y prácticas de producción, permitiendo con ello minimizar muchos de los errores que se han cometido en los viveros, algunas de las veces por falta de elementos y conocimientos aplicables al proceso de producción. Asimismo, permitirá reforzar los conocimientos en las tareas de enseñanza e investigación al servir de soporte en el ámbito académico en esta materia.

Estamos convencidos que esta información será utilizada para mejorar sustancialmente muchas de las prácticas realizadas en los viveros en forma tradicional y empírica, y aún en aquellos que trabajan con aplicación de conocimientos técnicos, permitiendo afinar los diferentes procesos para lograr finalmente el objetivo principal de un vivero forestal: **La producción de planta de calidad.**

J. Ricardo Sánchez Velázquez



Agradecimientos

La culminación de estos dos volúmenes sólo fue posible gracias a la participación y el apoyo de gente e instituciones que en forma desinteresada y comprometida con el proyecto, lo hicieron realidad. Especial agradecimiento a:

- El **Servicio Forestal** del Departamento de Agricultura de los Estados Unidos. (**USDA-FS**).
- **Tom Landis** por su invaluable apoyo al proporcionar la autorización como parte del **USDA-FS** para la traducción, como Autor principal del Manual y, por proveer los archivos originales de las fotografías y gráficos. Asimismo, se reconoce su entusiasta participación en las actividades de viveros y reforestación en nuestro país, desde el año de 1993 a la fecha, especialmente como líder del Grupo de Plantaciones Forestales en el marco del MOU, donde nació este proyecto.
- **Jan Engert** por apoyar la autorización para la traducción y edición, así como por su respaldo a las actividades de cooperación internacional hacia México.
- **Vicente Arriaga Martínez** por su compromiso con el proyecto, logrando obtener la consecución de los recursos económicos y autorizar la edición final de los volúmenes a cargo del PRONARE.
- **Dante Arturo Rodríguez Trejo** por su apoyo y participación incondicional para realizar la traducción de los dos volúmenes y revisión de la versión final de los documentos, como parte del Grupo de Viveros y Plantaciones Forestales del anterior Memorandum.
- **Raúl Moreno** por su entusiasta participación y apoyo al proyecto como miembro del Grupo de Plantaciones Forestales.
- **J. Ricardo Sánchez Velázquez y Rebeca Aldana Barajas**, por su entusiasta dedicación para la revisión de la traducción, terminología técnica, corrección de estilo, edición y formación de los archivos magnéticos.
- A todos los miembros del **Grupo de Plantaciones Forestales** del anterior **Memorandum de Entendimiento** entre México y los Estados Unidos de América, que dieron inicio a este importante proyecto.

In Memoriam

M.Sc. Robert Neuman (1957-1996)

Esta publicación en español es dedicada a la memoria de **Bob Neuman** fallecido el 6 de octubre de 1996 en la Ciudad de Las Cruces, Nuevo México, EUA, en reconocimiento a su incansable labor en el campo de la Genética y Viveros Forestales. Se reconoce de igual forma su entusiasta participación en México, como parte del Grupo CEFORA (Centro de Forestación de las Américas), en el marco del Memorándum de Entendimiento entre México y los Estados Unidos.



El trabajo para elaborar el primer manual técnico referente a la producción de plantas de especies forestales en contenedor, intitulado "Cómo cultivar plantas de especies forestales en contenedor en invernaderos" ("How to grow tree seedlings in containers in greenhouses"), fue iniciado en junio de 1975 por Richard W. Tinus y por Stephen E. McDonald, y fue publicado por el Servicio Forestal del Departamento de Agricultura de los Estados Unidos, como un Reporte General Técnico (GTR RM-60), en mayo de 1979.

Este manual alcanzó gran aceptación en todo el mundo como referencia primaria para el cultivo de plantas de especies forestales en contenedor. Dicho trabajo fue realizado originalmente como una publicación de uso interno, y ha sido reimpresso muchas veces; sin embargo, actualmente no se sigue reimprimiendo.

En 1982, se hicieron planes para escribir un nuevo manual fundamentado en la obra referida, pero agregando varios capítulos nuevos. El equipo de autores se integró con Thomas D. Landis, Richard W. Tinus, Stephen E. McDonald, y James P. Barnett. Considerando que el manejo de viveros que emplean contenedores ha cambiado considerablemente durante la última década, el equipo de trabajo realizó una encuesta acerca de las prácticas de esta índole en 1984. La encuesta fue distribuida a 135 viveros en los Estados Unidos y Canadá. La respuesta fue excelente: 78 encuestas fueron devueltas. Tal información ha sido empleada para determinar las prioridades y el énfasis en la escritura del trabajo, y la información derivada ha sido incluida en muchos de los capítulos de este manual.

El presente manual está constituido por una serie de volúmenes secuenciados. Cada volumen contiene capítulos acerca de temas concernientes a la producción de plantas de especies forestales en contenedor. Los volúmenes pueden ser acopiados y utilizados como un manual completo de vivero, o pueden ser usados en forma separada por especialistas y usuarios que requieren información sobre un tema en particular. Debido a que varios temas son discutidos en más de un volumen, existe alguna redundancia en el manual. No obstante, tal repetición está justificada, ya que muchos lectores usarán el manual como referencia técnica y no leerán la obra en su totalidad.

Este manual está estructurado con base en un breve sumario, con los títulos organizados y numerados, lo que facilita al lector la rápida localización de un tema sin necesidad de acudir al índice. El sumario general de volúmenes y títulos de capítulos está organizado de la siguiente forma:

Volumen Uno Planeación, Establecimiento y Manejo

- Capítulo 1 Planeación Inicial y Estudio de Factibilidad
- Capítulo 2 Selección del Sitio
- Capítulo 3 Diseño del Vivero e Instalaciones para el Cultivo
- Capítulo 4 Equipo no Estructural y Controles
- Capítulo 5 Equipo Auxiliar y Construcciones
- Capítulo 6 Áreas de Sombra, Áreas de Crecimiento y Túneles
- Capítulo 7 Manejo del Vivero
- Capítulo 8 Identificación y Control de Problemas en la Producción en Contenedores

Volumen Dos Contenedores y Medios de Crecimiento

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

Volumen Tres Condiciones Ambientales del Vivero

- Capítulo 1 Temperatura
- Capítulo 2 Humedad
- Capítulo 3 Luz
- Capítulo 4 Bióxido de Carbono (CO₂)

Volumen Cuatro Fertilización y Riego

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

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

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

Volumen Seis Propagación de Plantas

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

Volumen Siete Preparación de la Planta, Almacenamiento y Plantación

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

Este manual está basado en los mejores conocimientos actuales acerca del manejo de viveros forestales que utilizan contenedores, y puede ser empleado como referencia general. Las recomendaciones fueron dadas utilizando la mejor información disponible al momento, y estarán por lo tanto sujetas a revisión, en la medida que exista un mayor conocimiento. Mucha de la información de este manual fue desarrollada para especies de coníferas del oeste y sur de los Estados Unidos. Aunque los autores intentaron incluir información para especies de otras regiones geográficas, dada la amplia variación en las respuestas de cada especie, los viveristas han de adaptar principios y procedimientos a la situación de su propio vivero. No existe sustituto para la experiencia individual, de modo que las prácticas culturales recomendadas deben ser probadas antes de ser aplicadas a escala operativa.

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

El presente manual fue organizado en volúmenes separados para facilitar revisiones y actualización. Si el lector detecta algún error en el texto, o tiene alguna sugerencia para mejorarlo, los autores solicitan atentamente que remita todas sus observaciones a Thomas D. Landis, USDA Forest Service, State and Private Forestry, PO Box 3623, Portland, OR 97208, U.S.A.

Muchas personas apoyaron la escritura de este manual. Los autores agradecen a ellos sus sugerencias y motivación. La revisión técnica de tan voluminosa publicación involucra un trabajo considerable, de modo que los autores están agradecidos en extremo por los invaluable servicios proporcionados por los siguientes

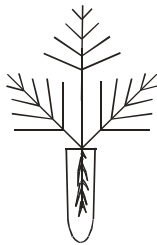
profesionales especialistas en viveros para el volumen cuatro:

Capítulo 1 Nutrientes Minerales y Fertilización

- Sr. R. Glenn Matthews. Columbia Británica. Ministerio de Bosques, Victoria, BC; Canadá.
- Sr. Rex Eng. Vivero "Red Rock", Prince George, BC, Canadá.
- Sr. R. D. Hallett. Servicio Forestal Canadiense, Centro de Investigaciones Forestales y Marítimas, Fredericton, NB, Canadá.

Capítulo 2 Riego y Manejo del Agua

- Sr. Joseph Myers. Vivero Coeur d'Alene, Coeur d'Alene, ID, E.U.A.
- Dr. Steven Grossnickle. Centro de Biotecnología Forestal, BC Research, Vancouver, BC, Canadá.
- Sr. Tony Willingdon. Vivero Surrey, Surrey, BC, Canadá
- Dra. Mary L. Duryea. Escuela de Recursos Forestales y Conservación, Universidad de Florida, Gainesville, FL, E.U.A.



Manual de Viveros para la Producción de Especies Forestales en Contenedor

Volumen Cuatro Fertilización y Riego

Capítulo 1 Nutrientes Minerales y Fertilización

Thomas D. Landis, Especialista en Viveros, Región Oeste,
Departamento de Agricultura de los Estados Unidos,
Dasonomía Estatal y Privada, Portland, Oregon, E.U.A.



Landis, T.D. 1989. Mineral nutrients and fertilization. In:
Landis, T.D.; Tinus R.W.; McDonald, S.E.; Barnett, J.P. The
Container Tree Nursery Manual, Volume 4. Agric. Handbbk.
674. Washington, DC: U.S. Department of Agriculture,
Forest Service: 1-67.

Contenido

	Página
4.1.1 Nutrientes Minerales Esenciales	4
4.1.2 Nutrientes Minerales y Crecimiento	6
4.1.2.1 Absorción y utilización de nutrientes	6
4.1.2.2 Síntomas de deficiencia nutricional	7
Síntomas de deficiencia de nitrógeno	8
Síntomas de deficiencia de fósforo	8
Síntomas de deficiencia de magnesio	11
Síntomas de deficiencia de micronutrientes	11
4.1.3 Factores Físicos y Químicos que Afectan la Disponibilidad de Nutrientes	13
4.1.3.1 Medio de crecimiento	13
4.1.3.2 Volumen del contenedor	14
4.1.3.3 Relación entre el pH y la nutrición mineral	14
Una definición práctica de pH	14
Efecto del pH en la disponibilidad de iones nutrientes	14
El pH óptimo para el cultivo de especies forestales	15
4.1.3.4 Contenido de humedad en el medio de crecimiento	15
4.1.3.5 Salinidad de la solución del medio de crecimiento	15
4.1.4 Características de los Fertilizantes	17
4.1.4.1 Fertilizantes con macronutrientes	17
Forma	17
Grado o análisis	17
Fuente de nitrógeno	17
Tasa de liberación de nutrientes	18
Efecto de las propiedades químicas del medio de crecimiento	18
Eficiencia en el uso por la planta	19
Costo	19
4.1.4.2 Fertilizantes con nutrientes secundarios	20
4.1.4.3 Fertilizantes con micronutrientes	20
Sales inorgánicas	21
Quelatos sintéticos	21
4.1.5 Determinando las Necesidades de Fertilizante	22
4.1.5.1 Concentración de nutrientes	22
Unidades	22
Nivel de nitrógeno	22
4.1.5.2 Balance nutricional	24
4.1.5.3 Ajuste por etapas de crecimiento de la planta	25
4.1.6 Métodos de Fertilización	26
4.1.6.1 Incorporando fertilizantes sólidos al sustrato	26
Incorporación de fertilizantes con macronutrientes	27
Incorporación de Fertilizantes con micronutrientes	30
4.1.6.2 Inyectando soluciones de fertilizante al sistema de riego	31
Tipos de sistemas de inyección de fertilizantes	31
Fertilizantes comerciales para inyección	33
Fertilizantes hechizos para inyección	33
Fertilización foliar	34

...Continuación

Contenido (continuación)

	Página
4.1.7 Formulando Soluciones de Fertilización	36
4.1.7.1 Determinando el nivel de nutrientes del agua de riego	36
4.1.7.2 Controlando el pH del agua de riego	36
4.1.7.3 Cálculos de la soluciones con fertilizantes comerciales	37
Macronutrientes	37
Micronutrientes	38
4.1.7.4 Cálculos de fertilizante para las mezclas hechizas	40
Selección de productos químicos	40
Mezclando las soluciones de fertilizante	40
Ejemplo de cálculos	42
4.1.8 Programando y Aplicando la Solución de Fertilización	51
4.1.8.1 Técnicas de aplicación	51
4.1.8.2 Momento para la primera fertilización	51
4.1.8.3 Programando las aplicaciones de fertilizante durante la etapa de cultivo	52
4.1.9 Supervisando la Fertilización	55
4.1.9.1 Qué medir cuando se supervisa la fertilización	55
Conductividad eléctrica	55
Niveles de nutrientes minerales	55
pH	55
4.1.9.2 Etapas a supervisar durante la fertilización	56
Agua de riego	56
Solución de fertilizante disponible	56
Solución de fertilizante aplicada	56
Solución del medio de crecimiento	57
Lixiviado	60
4.1.9.3 Análisis nutricional de las plantas	60
Recolección y manejo de la muestra	60
Estándares e interpretación de los resultados del análisis nutricional de plantas	60
4.1.10 Efectos del uso de Altas Concentraciones de Fertilizante	62
4.1.10.1 Consumo excesivo de nitrógeno y calidad de la planta	62
4.1.10.2 El nivel ideal de nitrógeno en la fertilización	64
4.1.11 Conclusiones y Recomendaciones	66
4.1.12 Referencias	67



4.1.1 Nutrientes Minerales Esenciales

La importancia de la nutrición mineral en la calidad y cantidad del crecimiento en plantas de especies forestales producidas en contenedor, no debe ser sobreenfatizada. Probablemente, más que ninguna otra práctica de cultivo, con la posible excepción del riego, la fertilización controla tanto la tasa como el tipo de crecimiento.

La terminología de nutrición vegetal contiene varios términos que son imprecisos técnicamente. En el argot de la ciencia vegetal, los nutrientes "minerales" son los elementos esenciales que las plantas obtienen del suelo. No obstante, acorde con la definición química estricta, el término mineral se refiere a un compuesto, más que a un grupo de elementos simples. El término "nutriente" es también comúnmente empleado para referirse a un elemento esencial, aunque ésta no es la definición científica exacta del término (Jones, 1983). Aunque esto puede no ser correcto desde el punto de vista etimológico, nosotros usaremos a lo largo del presente texto términos acerca de la nutrición vegetal establecidos por convencionalismo, tal como nutriente mineral.

Los efectos benéficos resultantes de agregar sustancias "minerales" al suelo, como ceniza de madera o limo, para mejorar el crecimiento en las plantas, han sido conocidos por más de 2,000 años. No fue sino hasta el siglo XIX que, gracias a las observaciones y especulaciones de Justus von Liebig, se formuló la "teoría de los elementos minerales", la cual establece que elementos como el nitrógeno, el azufre, el fósforo, y otros, son "esenciales" para el crecimiento de las plantas (Marschner, 1986). Los términos **elemento mineral esencial** y **nutriente mineral**, fueron propuestos por dos fisiólogos vegetales de la Universidad de California, en 1939. En este histórico artículo, Arnon y Stout (1939) establecieron tres criterios de esencialidad (Jones, 1983; Marschner, 1986):

1. La omisión del elemento debe resultar en crecimiento anormal, en la incapacidad para completar todas las fases del ciclo de vida, o en la muerte prematura de la planta.
2. La función del elemento debe ser específica, y no reemplazable por algún otro elemento.
3. El elemento debe ejercer un efecto directo en el crecimiento y metabolismo de la planta; ser un constituyente de la planta, como el caso de una enzima; o ser requerido para un proceso metabólico distinto, tal como una enzima de reacción. De acuerdo con esta definición, los

elementos minerales que tengan efectos indirectos en el crecimiento de las plantas, no son considerados como esenciales.

Han sido identificados trece elementos esenciales para el crecimiento de plantas superiores, aunque se ha probado que el cloro es esencial sólo para un número limitado de especies (Marschner, 1986). Para nuestra conveniencia, los trece elementos están clasificados en seis macronutrientes, que son usados por las plantas en cantidades relativamente grandes, y en siete micronutrientes, que son requeridos en muy pequeñas cantidades (cuadro 4.1.1). Los macronutrientes son constituyentes de compuestos orgánicos, como las proteínas y los ácidos nucleicos, o actúan en la regulación osmótica, y por lo tanto son encontrados en cantidades relativamente grandes en los tejidos vegetales. Los micronutrientes, por el otro lado, primeramente son constituyentes de enzimas, y se encuentran en proporciones relativamente pequeñas en los tejidos vegetales (cuadros 4.1.1 y 4.1.2).

Cuadro 4.1.1 Información química acerca de los trece nutrientes esenciales.

Elemento o ion	Símbolo químico	Porcentaje de tejido vegetal (peso anhidro %)	Peso atómico	Peso equivalente (b)
Macronutrientes				
Nitrógeno	N	1.5	14.0	4.7
Nitrato(a)	NO ₃ ⁻	-	62.0	62.0
Amonio(a)	NH ₄ ⁺	-	18.0	18.0
Fósforo	P	0.2	31.0	10.3
Fosfato(a)	H ₂ PO ₄ ⁻	-	97.0	97.0
Potasio	K	1.0	39.1	39.1
Calcio	Ca	0.5	40.1	20.0
Magnesio	Mg	0.2	24.3	12.2
Azufre	S	0.1	32.1	8.0
Sulfato(a)	SO ₄ ²⁻	---	96.0	48.0
Micronutrientes				
Hierro	Fe	0.01	55.8	18.6
Manganeso	Mn	0.005	54.9	27.5
Zinc	Zn	0.002	65.4	32.7
Cobre	Cu	0.0006	63.6	31.8
Boro	B	0.002	10.8	3.6
Cloro	Cl	0.01	35.5	35.5
Molibdeno	Mo	0.00001	96.0	32.0

(a) Forma nutricional más común del elemento.

(b) Con iones de diferentes valencias, se usa la forma más común.

Fuente: modificado de Hanan *et al.* (1978), y de Epstein (1972).**Cuadro 4.1.2** Características bioquímicas de los nutrientes minerales esenciales.

Elementos esenciales	Forma utilizada por las plantas	Funciones bioquímicas en las plantas
Grupo 1		
Carbono (C)	En la forma de CO ₂ , H ₂ O, O ₂ , NO ₃ ⁻ , NH ₄ ⁺ , SO ₄ ²⁻ : los iones de la solución del medio de crecimiento, los gases de la atmósfera	Constituyentes mayores del material orgánico. Elementos esenciales de grupos atómicos involucrados en procesos enzimáticos. Asimilación por reacciones de oxidación-reducción.
Hidrógeno (H)		
Oxígeno (O)		
Nitrógeno (N)		
Azufre (S)		
Grupo 2		
Fósforo (P)	En forma de fosfatos, ácido bórico, o borato de la solución del medio de crecimiento	Esterificación con grupos nativos de alcohol en plantas. Los ésteres fosfato están involucrados en reacciones de transferencia de energía.
Boro (B)		
Grupo 3		
Potasio (K)	En forma de iones de la solución del medio de crecimiento	Funciones no específicas estableciendo potenciales osmóticos. Reacciones más específicas para que la conformación de proteína enzima sea llevada a un nivel óptimo (activación de enzima). Puenteando socios de reacción. Balanceando aniones indifundibles y difundibles.
Magnesio (Mg)		
Calcio (Ca)		
Manganeso (Mn)		
Cloro (Cl)		
Grupo 4		
Hierro (Fe)	En forma de iones o quelatos, de la solución del medio de crecimiento.	Presente predominantemente en una forma de quelato, incorporado a grupos fotosintéticos. Posibilita el transporte de electrones por cambio de valencia.
Cobre (Cu)		
Zinc (Zn)		
Molibdeno (Mo)		

Fuente: modificado de Jones (1983).



4.1.2 Nutrientes Minerales y Crecimiento

La comprensión de cómo la fertilización afecta el crecimiento de especies forestales en contenedores es esencial para el diseño e implementación de un programa de fertilización en vivero. Los fertilizantes se descomponen en iones en una solución acuosa: por ejemplo, el sulfato de amonio $[(NH_4)_2SO_4]$ produce iones amonio (NH_4^+) e iones sulfato (SO_4^{2-}). Estos iones son adsorbidos en los sitios de intercambio catiónico en las partículas del medio de crecimiento, como la turba o la vermiculita, o se mantienen en la solución del medio de crecimiento hasta que son absorbidos por el sistema radical de la planta (fig. 4.1.1). Una planta forestal, como cualquier planta, obtiene como iones esos elementos minerales de la solución del suelo, si bien algunos nutrientes pueden también ser tomados como moléculas o complejos orgánicos. La molécula de urea, que es una forma soluble del nitrógeno, también puede ser absorbida por las raíces de las plantas así como algunos quelatos complejos de micronutrientes, como es FeEDTA (ver sección 4.1.4.3) (Jones, 1983).

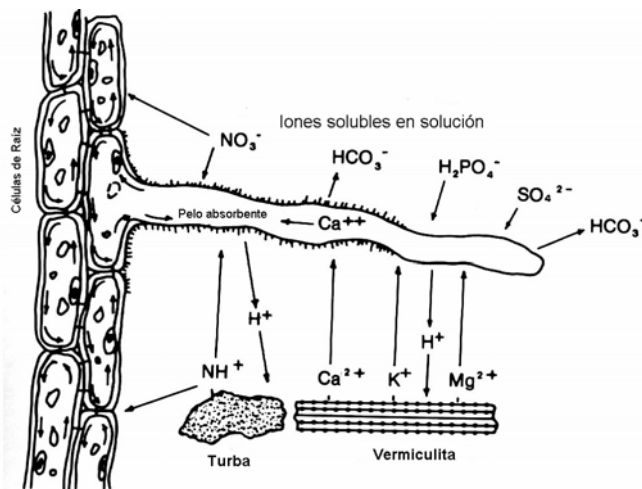


Figura 4.1.1 Los iones nutrientes minerales son absorbidos directamente de la solución del medio de crecimiento de alrededor de la raíz, que se vuelve a llenar por medio del intercambio catiónico con las partículas del medio de crecimiento (adaptado de Donahue *et al.*, 1977).

4.1.2.1 Absorción y utilización de nutrientes.

El proceso de absorción de nutrientes es complicado y va más allá del enfoque de este manual. La absorción de nutrientes por las plantas puede ser dividida en absorción activa y en pasiva. La absorción pasiva significa que los iones son llevados dentro de la raíz de la planta mediante el flujo del agua transpiracional. Los factores que

controlan la absorción pasiva son el volumen de agua moviéndose dentro de la planta (demanda transpiratoria) y la concentración de los iones en la solución del medio de crecimiento que rodea a las raíces. La absorción activa ocurre cuando los iones son tomados en contra del gradiente de presión osmótica que normalmente existe entre las células de la raíz y la solución del medio de crecimiento. El proceso bioquímico involucrado en la absorción pasiva no está del todo comprendido, pero existe acuerdo general en que la absorción pasiva es el mecanismo dominante. Existen tres aspectos que debemos conocer acerca de la absorción de nutrientes por las plantas (Jones, 1983).

1. La planta es capaz de *absorber iones selectivamente*, aún cuando la concentración de iones y la proporción de la solución de alrededor pueda ser muy diferente que la que existe dentro de las células de la raíz.
2. Los *iones se acumulan* en la raíz a través de un gradiente considerable.
3. La *absorción activa de iones requiere energía*, la cual es generada por el metabolismo celular.

Para un tratamiento completo de los aspectos bioquímicos de la absorción de nutrientes minerales por las plantas, el lector puede consultar a Marschner (1986) o a Black (1968).

En el suelo o en el medio de crecimiento, la disponibilidad de nutrientes minerales es afectada por el movimiento pasivo de iones con la solución del suelo, por difusión, y por el crecimiento de las raíces de las plantas (Barber, 1962). El movimiento pasivo de los iones a través de la raíz de la planta, con el agua del suelo durante la absorción transpiratoria es denominada "flujo de masa" (A, en la figura 4.1.2), la tasa de éste es controlada por la demanda transpiratoria. Dentro de la solución del medio de crecimiento que rodea a las raíces, los iones son absorbidos de la rizósfera (B, en la fig. 4.1.2), por la difusión pasiva (movimiento de una concentración relativamente elevada a una menor concentración), o por el proceso de absorción activa. Las plantas también alcanzan nutrientes minerales mediante la extensión de sus raíces (C, en la fig. 4.1.2), donde las puntas de las raíces crecen dentro de nuevos suministros de nutrientes minerales (Jones, 1983). Estos procesos son simplificados con aplicaciones de fertilizante líquido, porque las raíces de las plantas son periódicamente bañadas con un suministro fresco de solución nutritiva completa.

Existe una relación característica entre la concentración de un ion nutriente en el tejido de la planta y su crecimiento (fig. 4.1.3). Cuando un nutriente está presente en bajas concentraciones en el tejido vegetal, se dice que está deficiente y limitado para el crecimiento. En el extremo inferior de este intervalo de deficiencia, la planta con frecuencia exhibe ciertas anomalías visibles, y tales "síntomas de deficiencia" son característicos de la deficiencia de un nutriente en especial (ver sección 4.1.2.2). A pequeños incrementos de las concentraciones en el tejido, el nutriente está aún lo suficientemente deficiente como para limitar el crecimiento de las plantas, pero no tanto como para producir síntomas de deficiencia (fig. 4.1.3). Esta condición es denominada "necesidad oculta" porque, aunque el crecimiento de la planta es reducido, la deficiencia nutrimental es difícil de diagnosticar a simple vista. Los análisis de nutrientes en las plantas con frecuencia son útiles para identificar esta condición.

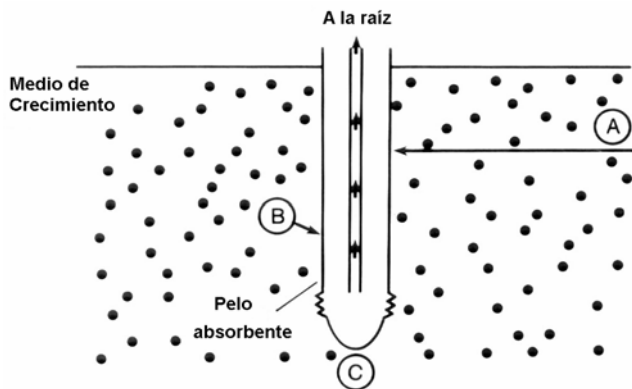


Figura 4.1.2 Las raíces de las plantas pueden acceder a los iones nutrientes minerales del medio de crecimiento en tres formas: **A-** El flujo de masa durante la absorción transpiracional. **B-** Difusión o absorción activa en la superficie de la raíz. **C-** Extensión de la raíz hacia nuevas áreas en el medio de crecimiento (modificado de Jones, 1983).

Cuando la disponibilidad de nutrientes minerales no es limitativa, el crecimiento de las plantas alcanza un comportamiento constante (fig. 4.1.3), llamado intervalo óptimo de nutrientes. El ancho de tal intervalo varía entre diferentes nutrientes, pero es en este intervalo donde acontece la maximización del crecimiento (Las concentraciones minerales normales que son consideradas adecuadas para las plantas de especies forestales en contenedores, son discutidas en la sección 4.1.9.3). Cuando los nutrientes minerales están presentes en el medio de crecimiento en cantidades excesivas, las plantas pueden continuar tomando esos nutrientes aunque no exista ya un incremento medible en el crecimiento; esta condición es denominada "consumo excesivo" (fig. 4.1.3). El consumo en exceso es relativamente

común en los viveros que producen en contenedor, debido a un ambiente ideal de crecimiento y a la falta de los factores ambientales que limitan el crecimiento en condiciones naturales.

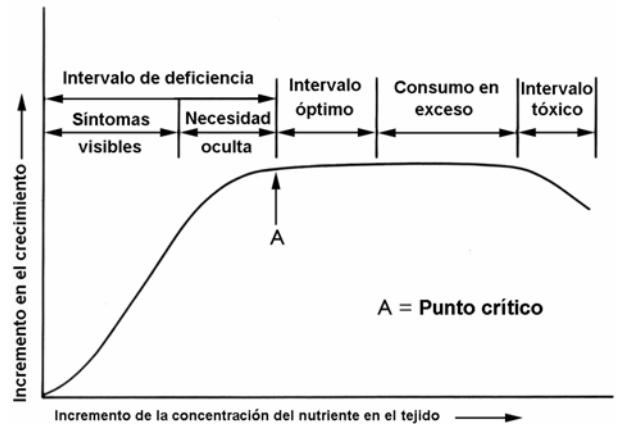


Figura 4.1.3 La relación entre el crecimiento de las plantas y los niveles de nutrientes en los tejidos de la planta, siguen un patrón característico. El crecimiento aumenta con los niveles de concentración hasta un punto crítico (A). Más allá de este punto, el incremento de los niveles de los nutrientes ya no influye en un mayor crecimiento, pero permite un consumo excesivo, o incluso la toxicidad.

Cuando las concentraciones de nutrientes en el tejido de las plantas alcanzan niveles extremadamente elevados, puede acontecer toxicidad nutrimental, y el crecimiento de la planta puede disminuir (fig. 4.1.3); en casos extremos, las concentraciones excesivas de nutrientes, incluso pueden causar la muerte (el consumo excesivo y las repercusiones en el cultivo por el uso de exceso de fertilizante en estos viveros, se discuten a detalle en la sección 4.1.10). El reto es mantener la solución del medio de crecimiento con niveles óptimos de los 13 minerales esenciales, para maximizar el crecimiento de las plantas.

4.1.2.2 Síntomas de deficiencia nutrimental.

Las deficiencias nutrimentales están caracterizadas por síntomas específicos y observables. Aunque existe variación considerable entre síntomas para diferentes especies forestales, se proporciona una lista de síntomas de deficiencia nutrimental típicos en el cuadro 4.1.3. Estos síntomas son de alguna utilidad en el diagnóstico de deficiencias de nutrientes, pero muchos (por ejemplo, la clorosis), pueden ser causados por deficiencias de varios nutrientes y, por tanto, el análisis de nutrientes en la planta con frecuencia es necesario para conseguir un diagnóstico preciso (ver sección 4.1.9.3). También recuerde que para el momento en que los síntomas de deficiencia nutrimental aparecen, una cantidad significativa de crecimiento

ya se ha perdido (ver necesidad oculta de nutrientes, sección 4.1.2.1).

Síntomas de deficiencia de nitrógeno. Los síntomas de deficiencia de nitrógeno (N), incluyen clorosis y reducción del crecimiento, comúnmente llamado “achaparramiento” (fig. 4.1.4A); la clorosis aparece primero sobre las hojas o acículas inferiores, pues el N es un elemento móvil dentro de la planta, y es transferido hacia el follaje nuevo (fig. 4.1.4B) (Compare este patrón con el de clorosis por deficiencias de hierro). El “achaparramiento” por deficiencia de N, comúnmente es fácil de diagnosticar, y fácil de corregir, porque las plantas con deficiencia responden rápidamente a las aplicaciones de fertilizante nitrogenado.

Síntomas de deficiencia de fósforo. Estos síntomas son extremadamente variables entre especies y, por tanto, se dificulta la diagnosis de deficiencia de sólo este nutriente. Debido a que el fósforo (P) es requerido relativamente temprano en

el desarrollo de las plantas, uno de los síntomas clásicos de deficiencia de P es el “corazón púrpura”, en el que las nuevas acículas se toman de un color morado (fig. 4.1.5A). Los síntomas de deficiencia de P en el follaje, varían desde ningún cambio en el color, hasta una tonalidad gris oscuro, rosa, o púrpura (fig. 4.1.5B), clorosis general, quemadura del margen (fig. 4.1.5C), moteado clorótico entre las nervaduras (fig. 4.1.5D), y clorosis de las hojas inferiores (fig. 4.1.5E). Swan (1971), encontró que los síntomas de deficiencia de P varían entre dos especies diferentes de picea: *Picea glauca* (white spruce) muestra los síntomas característicos foliares de “achaparramiento” y coloración púrpura, mientras que *Picea rubens* (red spruce) no muestra la tonalidad púrpura en las hojas, aunque también se aprecia la reducción del crecimiento. Obviamente los síntomas de deficiencia en el follaje por si solos no deben ser considerados para diagnosticar deficiencia de P.

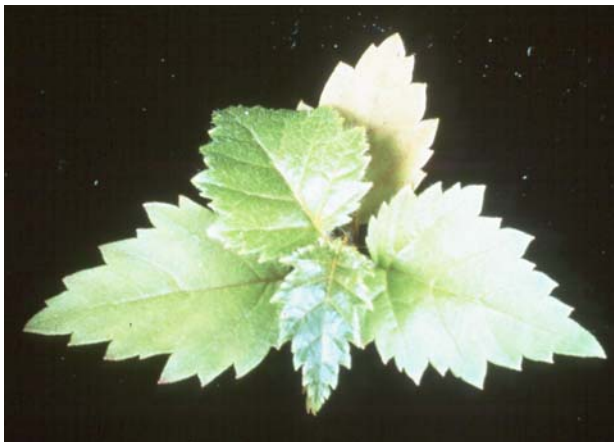
Cuadro 4.1.3 Síntomas de deficiencia de nutrientes en especies forestales.

Síntomas de deficiencia	
Macronutrientes	
Nitrógeno (N)	Clorosis general, seguida de “achaparramiento”; en casos severos, el follaje es pequeño, de color amarillo-verde a amarillo; esto puede ser seguido por coloración púrpura, y eventualmente por una necrosis de las puntas de las hojas. Se distingue de la clorosis debida a deficiencia de hierro porque el follaje viejo es afectado primero.
Fósforo (P)	La planta entera con frecuencia queda “achaparrada”, aunque el tamaño del follaje puede o no resultar reducido. Los síntomas foliares son variables entre especies, con coloraciones desde verde claro, a amarillo o un tinte purpúreo.
Potasio (K)	Síntomas variables entre especies: follaje usualmente corto, clorótico, con algún color verde en la base; en casos severos, tonalidades oscuras y necrosis con muerte descendente desde la punta. La aparición de un color café y la necrosis también pueden ocurrir.
Calcio (Ca)	“Achaparramiento” y crecimiento mínimo en todos los meristemas; en casos severos, las yemas terminales pueden morir o detener su elongación. Las especies latifoliadas exhiben quemadura de las puntas y clorosis de las hojas más nuevas. La aparición de una tonalidad café y la muerte de las puntas de las raíces, también es común.
Magnesio (Mg)	Hojas con puntas amarillas o anaranjadas. A esto sigue necrosis en los casos severos. Las especies latifoliadas, frecuentemente exhiben necrosis internerval en las hojas.
Azufre (S)	Follaje desde clorótico hasta un amarillo-verde pálido, las hojas más jóvenes resultan más afectadas. Crecimiento limitado de las hojas y eventualmente necrosis en los casos severos.
Micronutrientes	
Hierro (Fe)	La clorosis aparece primero en el follaje joven. En casos severos, el follaje es de un color amarillo brillante a blanco.
Manganeso (Mn)	Clorosis en el follaje, similar a la deficiencia de hierro.
Zinc (Zn)	Limitación extrema del crecimiento del follaje, con “mechones”, o “enrosetamiento”, seguido de muerte descendente de puntas en los casos extremos.
Cobre (Cu)	Acículas retorcidas en espiral, con las puntas amarillentas o con tonalidad bronce.
Boro (Bo)	Clorosis y necrosis de la yema terminal.
Molibdeno (Mo)	Clorosis, seguida de necrosis, empezando en la punta.
Cloro (Cl)	No están referidos síntomas de deficiencia para plantas de especies forestales.

Fuentes: adaptado de Armson y Sadreika (1979), Erdmann *et al.* (1979), Hacskaylo *et al.* (1969), Morrison (1974), y Tinus y McDonald (1979).



4.1.4A



4.1.4B

Figura 4.1.4 Los síntomas típicos de deficiencia de nitrógeno son clorosis y “achaparramiento” (A, *Picea glauca*) (white spruce). Frecuentemente sólo las hojas viejas están cloróticas (B, *Betula papyrifera*) (paper birch), pues el nitrógeno es un elemento móvil en las plantas. Compare este patrón de clorosis con el de la clorosis por deficiencia de hierro (A, cortesía de Ronald Hallett, Servicio Forestal Canadiense, Fredericton, NB; B, cortesía del Northern Hardwoods Laboratory (Laboratorio de Latifoliadas del Norte), Servicio Forestal del Departamento de Agricultura de los Estados Unidos, Rhinelander, WI).



4.1.5A

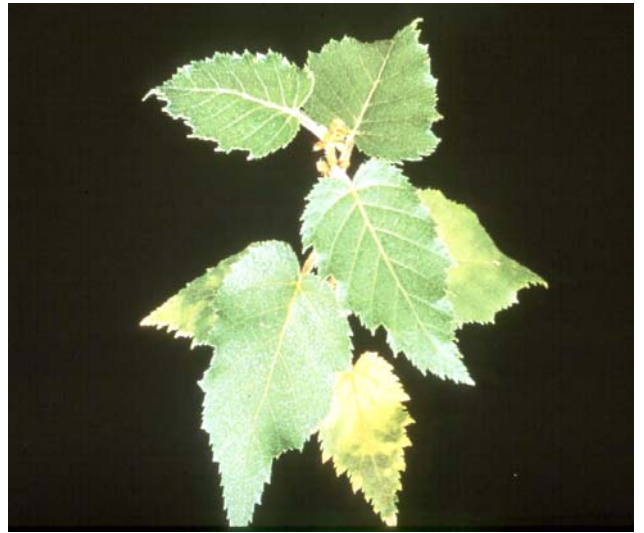


4.1.5B

Figura 4.1.5 Los síntomas de deficiencia de fósforo son variables entre especies. Las plántulas recién germinadas de *Picea mariana* (black spruce) (A), tienen las acículas primarias con un tono púrpureo, un síntoma denominado “corazón púrpura”. Los síntomas de deficiencia foliar en plantas de especies latifoliadas incluyen manchas rojizas-rosadas en el *Acer rubrum* (red maple) (B), clorosis general en el *Fraxinus americana* (white ash) (C), clorosis del margen en el *Acer saccharum* (sugar maple) (D), hasta clorosis de las hojas viejas en el *Betula papyrifera* (paper birch) (E). (A, cortesía de Ronald Hallett, Servicio Forestal Canadiense, Fredericton, NB; B-E, cortesía del Laboratorio de Latifoliadas del Norte, Servicio Forestal, Departamento de Agricultura de los Estados Unidos, Rhinelander, WI).



4.1.5C



4.1.5E



4.1.5.D



4.1.6A



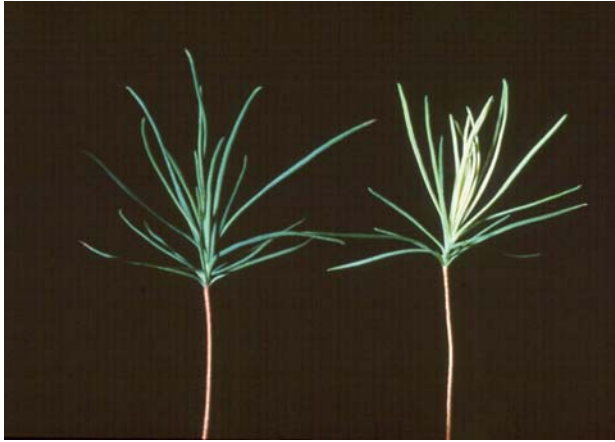
4.1.6B

Figura 4.1.6 El magnesio es otro nutriente mineral cuyo principal síntoma de deficiencia es la clorosis. En el caso de las coníferas, la deficiencia se manifiesta como puntas amarillas en las acículas (**A**, *Picea mariana*) (black spruce), o como clorosis internerval en plántulas de especies latifoliadas (**B**, *Betula papyrifera*) (paper birch). (**A**, cortesía de Ronald Hallett, Servicio Forestal Canadiense, Fredericton, NB; **B**, cortesía del Laboratorio de Latifoliadas del Norte, Servicio Forestal, Departamento de Agricultura de los Estados Unidos, Rhinelander, WI).

Síntomas de deficiencia de magnesio. El magnesio es otro nutriente mineral cuya carencia produce una clorosis característica, con un patrón en puntas de las acículas en coníferas (fig. 4.1.6A), e internerval en las hojas de latifoliadas (fig. 4.1.6B).

Síntomas de deficiencia de micronutrientes. Los síntomas de deficiencia de micronutrientes son extremadamente variables entre nutrientes y especies. La clorosis por deficiencia de hierro (Fe), es una afección relativamente común en viveros hortícolas, y algunas especies son particularmente sensibles (Bunt, 1976). La clorosis es el primer síntoma de deficiencia menor de hierro, y esta condición usualmente se manifiesta primero en el follaje nuevo (fig. 4.1.7A). En casos severos, la planta entera llega a ser clorótica y “achaparrada”, y la afección es casi imposible de corregir en esta etapa. La deficiencia de cobre (Cu) es común en plantas cultivadas en medios de crecimiento con turba, y uno de los síntomas característicos son las

acículas retorcidas y cloróticas en la parte terminal de la planta (fig. 4.1.7B). Las deficiencias de micronutrientes son difíciles de diagnosticar y corregir, pues los síntomas con frecuencia son el resultado de un desbalance entre varios micronutrientes distintos. Los análisis de laboratorio pueden ser útiles para confirmar síntomas visuales, aunque los niveles foliares de algunos microelementos, en especial el hierro, pueden ser mayores en plantas sintomáticas.



4.1.7A

Figura 4.1.7 Las deficiencias de microelementos son particularmente difíciles de diagnosticar mediante síntomas foliares. Dos de los síntomas más comunes en plantas de coníferas, son la clorosis por deficiencia de hierro (**A**), en *Pinus banksiana* (jack pine) (note que las acículas jóvenes están cloróticas, en comparación con la figura 4.1.4B), y la deficiencia de cobre (**B**), en *Picea glauca* (white spruce) (Cortesía de Ronald Hallett, Servicio Forestal Canadiense, Fredericton, NB).



4.1.7B



4.1.3 Factores Físicos y Químicos que Afectan la Disponibilidad de Nutrientes

Existen varios factores que hacen que las relaciones nutricionales en plantas cultivadas en contenedor, sean diferentes a las de un bosque natural, o distintas a las de los árboles cultivados en vivero bajo el sistema de raíz desnuda. Estos factores deben ser considerados cuando se diseña un programa de fertilización, pues tienen una influencia significativa en la disponibilidad de nutrientes minerales.

4.1.3.1 Medio de crecimiento.

La mayor parte de las plantas de especies forestales producidas en contenedor, en viveros de Norteamérica, son cultivados en medios de crecimiento "artificiales" (el medio de crecimiento artificial, está compuesto de materiales diferentes al suelo). Muchas formulaciones de medios de crecimiento antiguos, como la composta John Innes, contienen una sustancial proporción de mantillo, el cual provee alguna fuente de nutrientes minerales; esta pequeña ventaja es superada, con mucho, por desventajas como el peso excesivo del suelo, y la necesidad de la pasteurización para eliminar organismos fitopatógenos y semillas de malezas.

Las proporciones exactas pueden variar, pero la mayoría de los medios de crecimiento artificiales, están compuestos de un componente orgánico, usualmente turba de musgo, y de un componente inorgánico, como la vermiculita. El elevado porcentaje de turba de musgo hace que el medio de crecimiento quede incluido en la clase de sustratos orgánicos. Aunque la vermiculita contiene algunos elementos minerales (5 a 8% de K y 9 a 12% de Mg), y aunque la turba de musgo del género *Sphagnum* puede contener algún N, los nutrientes son liberados tan lentamente que el medio de crecimiento formado por turba y vermiculita, puede ser considerado infértil para efectos prácticos (Bunt, 1976). Scarratt (1986) analizó un sustrato de turba y vermiculita, y encontró muy bajos niveles para todos los macronutrientes (1.56 ppm de $\text{NH}_4\text{-N}$, 1.3 ppm de P, 5.2 ppm de K, 1.8 ppm de Ca, y 1.2 ppm de Mg); el sustrato también contuvo pequeñas cantidades de la mayoría de los microelementos, excepto el Cu.

El cambio de medios de crecimiento basados en suelo a los sustratos artificiales, ha producido algunos problemas en la nutrición de las plantas (Nelson, citado por Appleton, 1986):

1. *Sensibilidad al amonio.*- Los medios artificiales, típicamente tienen valores de pH relativamente bajos, haciendo lenta la conversión bacteriana de amonio a nitrato. Algunas plantas sufren de toxicidad por amonio porque toman y almacenan cantidades excesivas de nitrógeno amoniacal; las plantas pueden almacenar más de 20,000 ppm de $\text{NO}_3\text{-N}$, en comparación con sólo unos cuantos cientos de partes por millón de $\text{NH}_4\text{-N}$. La toxicidad por amonio con frecuencia origina daños al sistema radical, y las plantas afectadas típicamente exhiben una apariencia marchita, hojas con textura correosa o enrolladas, y clorosis o necrosis de las hojas inferiores. Las raíces pueden tener puntos color anaranjado-café, con las puntas muertas.
2. *Lavado de fósforo.*- Ya que los medios de crecimiento artificiales carecen de óxidos de hierro y aluminio, y otros productos químicos que fijan el fósforo en suelos naturales, este nutriente esencial puede ser lixiviado rápidamente en este tipo de sustratos, lo que puede acarrear deficiencia de P.
3. *Deficiencia de micronutrientes.*- Los medios de crecimiento artificiales carecen del complemento de micronutrientes que se halla en la mayoría de los suelos naturales. Algunos micronutrientes, como el hierro, el cobre y el boro, pueden llegar a ser disponibles para las plantas porque pueden fijarse a ácidos húmicos insolubles, conforme el componente orgánico del medio de crecimiento se descompone. La deficiencia de hierro, es particularmente común en los medios de crecimiento artificiales, inclusive Scarratt (1986) encontró una clorosis somera y bajos niveles de Fe foliar en plántulas de *Pinus banksiana* (jack pine) cultivadas con la mayoría de los fertilizantes de propósito general.
4. *Bajos requerimientos de pH.*- Los medios de crecimiento sin suelo, deberán ser mantenidos a bajos niveles de pH, con el propósito de mantener disponibles los micronutrientes (Ver sección 4.1.3.3).

Tanto la turba como la vermiculita tienen capacidades de intercambio catiónico muy elevadas, lo cual significa que el medio de crecimiento puede mantener una reserva

nutricional de cationes, como NH_4^+ , K^+ , Ca^{2+} , y Mg^{2+} . De la vermiculita ha sido reportado que tiene algún grado de capacidad de intercambio aniónico, y puede retener cantidades significativas de PO_4^{3-} (Bunt, 1976). Aunque estos iones nutrientes adsorbidos proporcionan un amortiguador de fertilidad bajo condiciones normales, también pueden ser removidos del medio durante un lixiviado fuerte, lo que permite cambios en los programas de fertilización, o inducción de una tensión nutricional, si así se desea.

El beneficio primario de un medio de crecimiento infértil, por tanto, es que permite al viverista proporcionar los trece elementos esenciales en concentraciones adecuadas, y con un balance apropiado, y en el momento adecuado. Esto representa una ventaja considerable sobre el sistema de producción a raíz desnuda estándar, donde el viverista tiene que lidiar constantemente con las complejas y variables relaciones nutricionales en un suelo mineral. La habilidad para diseñar y aplicar un programa de fertilización bien balanceado, es una de las razones primarias que permiten lograr las rápidas tasas de crecimiento en las plantas, mismas que pueden ser alcanzadas en los viveros forestales que producen en contenedor (los medios de crecimiento son discutidos a gran detalle en el volumen dos de esta serie).

4.1.3.2 Volumen del contenedor.

Una de las consideraciones más importantes en la fertilización de plantas en contenedor, es el relativamente pequeño volumen de muchos contenedores para producir planta forestal. La mayoría de los que han sido utilizados en viveros forestales, varían de 40 a 492 cm^3 (2 a 30 pulgadas cúbicas), y esta pequeña capacidad significa que las plantas tienen sólo una limitada cantidad de reservas nutricionales. Durante la fase de crecimiento rápido, tanto las concentraciones de nutrientes como el balance entre éstos en el pequeño volumen del medio de crecimiento, pueden cambiar con rapidez. Para alcanzar tasas de crecimiento óptimas, los viveristas deben asegurarse de que el medio de crecimiento contenga una cantidad constante y balanceada de todos los nutrientes minerales esenciales (Jones, 1983) (Otros efectos del contenedor se presentan en el volumen dos de esta serie).

4.1.3.3 Relación entre el pH y la nutrición mineral.

Una definición práctica de pH. El pH del medio de crecimiento es uno de los factores más comúnmente discutidos, y aún menos comprendidos, que afectan la nutrición mineral de

las plantas producidas en contenedor. Una excelente discusión de los aspectos químicos del pH es dada por Tinus (1980), y la definición es lo suficientemente directa: una medida relativa de la concentración de iones hidrógeno (H^+) expresada en una escala logarítmica. Los valores de pH varían de 0 (muy ácido) a 14 (muy alcalino), con 7 representando neutralidad. Puesto que las unidades de pH son logarítmicas, una solución con un pH de 6 tiene 10 veces más iones H^+ , una solución con un pH de 5 tiene 100 veces más iones H^+ , y una solución con un pH de 4 tiene 1 000 veces más iones H^+ , que una solución con un pH neutro (7.0).

En la práctica actual, el pH de una solución involucra más que sólo los iones H^+ u OH^- ; en las soluciones del medio de crecimiento, por ejemplo, el pH con frecuencia refleja la actividad de otros iones, notablemente del CO_3^{2-} , HCO_3^- , NH_4^+ , NO_3^- , SO_4^{2-} , y PO_4^{3-} , HPO_4^{2-} y H_2PO_4^- . Obviamente, muchos iones diferentes, que están presentes en forma natural en la fuente de agua, o que son agregados como fertilizante, tienen un efecto en la lectura de pH. Lo importante para recordar acerca de la nutrición de plantas producidas en contenedor, es que la lectura de pH es un síntoma y no una causa: una elevada lectura de pH indica la presencia de iones accesorios como CO_3^{2-} , o HCO_3^- más que el OH^- .

Efecto del pH en la disponibilidad de iones nutrientes. La importancia del pH en la nutrición de plantas producidas en contenedor, está sujeta a discusión. Gingrich (1984), soporta la ampliamente aceptada propuesta de que el pH es el " aspecto más importante" en la nutrición de plantas en contenedor, mientras que Whitcomb (1983), establece que el pH tiene "poco efecto" en la nutrición de éstas, siempre y cuando se sigan prácticas de fertilización adecuadas. Tinus (1980), menciona que el pH no puede afectar directamente el crecimiento de las plantas, a excepción de valores extremos en los que pueda ocurrir daño en las raíces.

Una razón para esta diferencia de opiniones, puede ser atribuida al tipo de medio de crecimiento que se emplee; los sustratos que contienen suelo natural, son más afectados por el pH que aquellos que contienen exclusivamente medios artificiales, como las mezclas de turba y vermiculita. Los efectos negativos de los valores extremos de pH en la toxicidad de iones aluminio y manganeso, y en la disponibilidad de micronutrientes en los suelos minerales, está bien establecida. Sin embargo, la situación es diferente en suelos orgánicos. Estudios acerca de la disponibilidad de nutrientes

han mostrado que la disponibilidad máxima de éstos ocurre con un pH de 6.5, aproximadamente, en suelos minerales, mientras que en los suelos orgánicos el valor es mucho más bajo (pH de 5.0 a 5.5) (Lucas y Davis, 1961). Peterson (1981), encontró que valores de 5.2 a 5.5 fueron el intervalo de pH óptimo para la disponibilidad de nutrientes en un sustrato artificial.

Sobre una base operativa, el efecto del pH en la disponibilidad de nutrientes, no es tan crítica cuando se produce en contenedor, en comparación a cuando se cultiva a raíz desnuda. Los suelos naturales contienen una variedad de iones químicos que reaccionan con los iones nutricionales, especialmente los microelementos, y los hacen no disponibles para las plantas. No obstante, este no es el caso de los sustratos artificiales, a causa de su inherente bajo nivel de nutrientes (Whitcomb, 1983). Siempre que se aplique regularmente una fertilización bien balanceada, los efectos del pH en la disponibilidad de nutrientes no deberán ser motivo de preocupación. Whitcomb (1984), reporta que aún las plantas sensibles al pH, como la azalea, pueden ser cultivadas en medios artificiales, con pH de 3.0 a 8.2, siempre que se adicionen los nutrientes adecuados.

El pH óptimo para el cultivo de especies forestales. Aunque las especies forestales son capaces de tolerar un intervalo relativamente amplio de valores de pH, está bien documentado que las coníferas crecen mejor con un pH alrededor de 5.5, mientras que las latifoliadas prefieren un valor ligeramente mayor de 6.5. Es recomendable mantener la solución del medio de crecimiento dentro de un intervalo de media unidad de pH hacia arriba y hacia abajo de estos valores objetivo recomendados. El control del pH en el agua de riego y en la solución del medio de crecimiento, es discutido en la sección 4.1.7.2.

4.1.3.4 Contenido de humedad en el medio de crecimiento.

Puesto que los iones nutrientes están disueltos en la solución acuosa que rodea las partículas del medio de crecimiento, el contenido de humedad del sustrato afecta tanto la disponibilidad como la absorción de nutrientes. Por tanto, la fertilización es altamente dependiente de las prácticas de riego en el vivero, y un bajo contenido de humedad reduce drásticamente la efectividad de la fertilización. Squire *et al.* (1987), encontraron que la fertilización con N y P sólo influyó el crecimiento de plantas de *Pinus radiata* (Monterey pine) con niveles relativamente elevados de

humedad (0.00 a -0.10 MPa). Aún dentro de este intervalo, el peso anhidro de la planta se reduce radicalmente al aumentar la tensión hídrica (fig. 4.1.8). Las implicaciones de estos hallazgos deberían ser obvios: el contenido de humedad del medio de crecimiento deberá ser mantenido a niveles óptimos para conseguir una efectividad máxima.

4.1.3.5 Salinidad de la solución del medio de crecimiento.

La fuente principal de sales solubles en los viveros, son los residuos de fertilizante, el agua de riego y el medio de crecimiento (Roshler y Wright, 1984). Los fertilizantes inorgánicos son considerados químicamente como sales, y las sales solubles también son introducidas con el agua de riego.

El medio de crecimiento típico a base de turba y vermiculita no contribuye apreciablemente al problema de las sales solubles, aunque los grados bajos de la turba de musgo pueden liberar sales durante la descomposición. Los contenedores de volúmenes pequeños también afectan la salinidad de la solución que rodea las partículas del medio de crecimiento. La salinidad aumentará conforme la planta tome sales del fertilizante, o conforme las sales sean lixiviadas del sustrato durante el riego. La salinidad, también puede alcanzar niveles dañinos bajo condiciones de elevada evapotranspiración, si el medio de crecimiento se deja secar (Furuta, 1978).

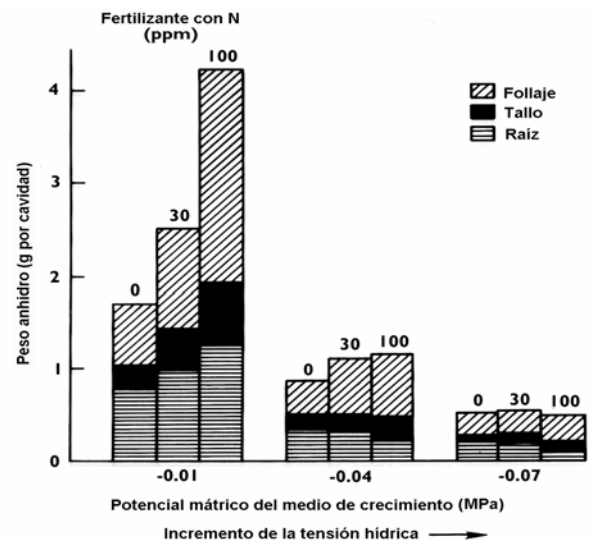


Figura 4.1.8 El efecto benéfico de la fertilización con nitrógeno (N), disminuye al incrementar la tensión hídrica en el medio de crecimiento (de Squire *et al.*, 1987).

Aunque las sales solubles pueden afectar a las plantas en varias formas, los elevados niveles de unos iones específicos, pueden afectar adversamente la absorción de ciertos nutrientes, y alterar el balance nutricional que es requerido para el óptimo crecimiento. La interacción de iones nutrientes incluye competencia, antagonismo, y sinergismo, y estas propiedades son discutidas con detalle en la sección 4.1.5.2. Los efectos de la salinidad en el crecimiento de las plantas son referidos en la sección 4.1.9.1, y en Rohsler y Wright (1984) (para los aspectos relacionados con la salinidad del agua de riego, ver la sección 4.2.4.2).



4.1.4 Características de los Fertilizantes

Los fertilizantes pueden ser categorizados en varias formas, pero para propósitos prácticos se consideran tres tipos: fertilizantes con macronutrientes, que proporcionan N, P y K; fertilizantes de nutrientes secundarios, que proporcionan Ca, Mg y S; y fertilizantes que proporcionan microelementos, ya sea alguno o una combinación de los siete micronutrientes esenciales. Sanderson (1987), puntualiza las siguientes características de los fertilizantes con macronutrientes; los fertilizantes con nutrientes secundarios se discuten en la sección 4.1.4.2, y los fertilizantes con micronutrientes, son discutidos en la sección 4.1.4.3.

4.1.4.1 Fertilizantes con macronutrientes.

Forma. Tanto las formas líquidas como las sólidas de fertilizantes, son usadas en este tipo de viveros; los fertilizantes sólidos pueden ser adquiridos en forma granular o de pastillas. Los fertilizantes líquidos generalmente son inyectados a través del sistema de riego, mientras que los fertilizantes sólidos son incorporados al sustrato, o usados, previa disolución a manera de cubierta (ver sección 4.1.6 para más información relacionada con las técnicas de aplicación).

Grado o análisis. Los fabricantes de fertilizante, por ley, deben garantizar el contenido de nutrientes de los tres macroelementos primarios (N-P-K) en el envase del fertilizante: el N se especifica como porcentaje, pero el P y el K son especificados como la forma óxida del elemento, el P como porcentaje de P_2O_5 , y el K como porcentaje de K_2O . Por ejemplo, un fertilizante 20-20-20 contendrá 20% de N, 20% de P_2O_5 (8.8% de P), y 20% de K_2O (16.6% de K) (Los factores de conversión son enlistados en el cuadro 4.1.4). Los fertilizantes de grado alto se refieren a la cantidad total de nutrientes minerales en el fertilizante; para el ejemplo del fertilizante 20-20-20, el análisis total sería de 45.4%. El resto del contenido está compuesto de productos químicos accesorios que no son nutrientes, aunque algunos fertilizantes con frecuencia contienen otros nutrientes secundarios no especificados, incluyendo Ca y S. Los fertilizantes de alto grado, son el único tipo que generalmente es empleado en viveros forestales que producen en contenedor, especialmente para inyección líquida, pues los grados bajos contienen una cantidad inaceptable de material inerte, que puede causar problemas de solubilidad en las soluciones de nutrientes. Las proporciones relativas de N-P-K determinan la conveniencia de

un fertilizante para determinadas especies, o etapas de crecimiento (ver sección 4.1.5.3).

Cuadro 4.1.4 Factores de conversión para cálculos con fertilizantes comerciales.

Para cambiar de A	a B	Multiplicar A por
P_2O_5	P	0.4364
P	P_2O_5	2.2910
K_2O	K	0.8301
K	K_2O	1.2050

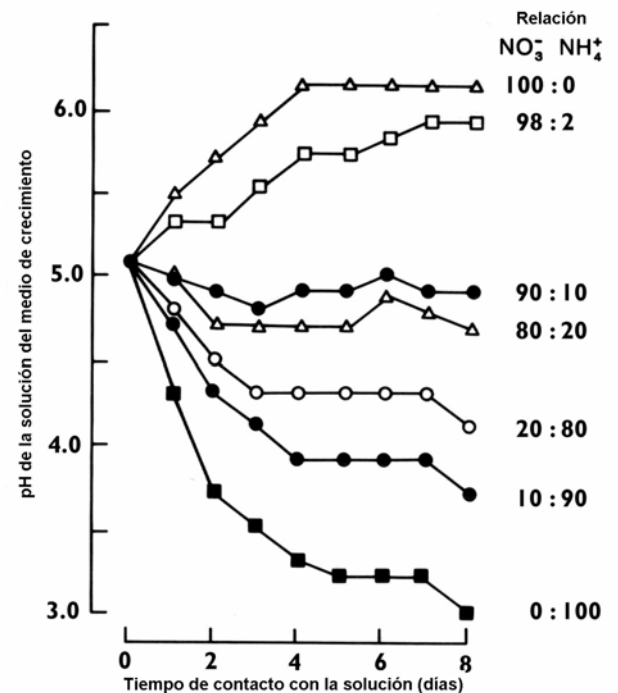


Figura 4.1.9 La proporción relativa de iones nitrato (NO_3^-) y amonio (NH_4^+), puede tener un efecto significativo en el pH de la solución del medio de crecimiento (de Trelease y Trelease, 1935).

Fuente de nitrógeno. El nitrógeno es, con mucho, el nutriente mineral individual más importante en un programa de fertilización, puesto que es el que más frecuentemente limita el crecimiento de las plantas producidas en contenedor. El N está disponible en muchas formas, orgánicas e inorgánicas. Las formas orgánicas de N, rara vez son usadas en estos viveros, a causa de su variable tasa de liberación, bajo análisis de nutrientes y costo relativamente elevado (Sanderson, 1987), pero están disponibles muchas fuentes inorgánicas de N. Hay dos iones N inorgánicos que son

absorbidos por las plantas: el amonio, un catión (NH_4^+) cargado positivamente, y el nitrato, un anión (NO_3^-) cargado negativamente.

El tipo de N tiene un efecto en la disponibilidad, en la posible toxicidad de nutrientes, y en el pH del sustrato (fig. 4.1.9). Los viveristas deberán verificar el análisis en el envase del fertilizante, para determinar cuál forma de N es la más abundante. Algunos fertilizantes contienen sólo NO_3^- , como el nitrato de calcio, mientras que otros están compuestos exclusivamente de NH_4^+ (fosfato de amonio). El nitrato de amonio contiene iguales cantidades de ambos iones de nitrógeno. La urea $[(\text{NH}_2)_2\text{CO}]$ es una forma de nitrógeno ampliamente usada, y comúnmente es empleada para formular fertilizantes de alto grado para plantas de especies forestales cultivadas en contenedor. La urea es descompuesta por microbios en NH_4^+ , y luego a NO_3^- en el medio de crecimiento. Estas reacciones son sensibles a la temperatura, además, los sustratos artificiales, basados en turba, muy utilizados en la mayoría de estos viveros, pueden no contener el número apropiado o el tipo adecuado de microorganismos para realizar las conversiones anteriores. Scarrat (1986), estimó que la nitrificación del NH_4^+ puede ser inhibida bajo condiciones de poca luz y medio de crecimiento húmedo, los cuales frecuentemente ocurren durante el cultivo en la época invernal. El ethazol (Truban®), un fungicida de uso común, también inhibe el crecimiento de estos microorganismos. Bajo las elevadas temperaturas que usualmente acontecen en los invernaderos durante el verano, la conversión a nitrato puede ocurrir muy rápidamente, y las frías temperaturas del suelo en invierno pueden causar niveles tóxicos de NH_4^+ . Ciertas especies de plantas son dañadas por elevados niveles de amonio o de nitrato (Sanderson, 1987).

Tasa de liberación de nutrientes. La tasa a la cual los nutrientes son liberados por el fertilizante, también es importante. Muchos de los fertilizantes de alto grado utilizados para fertilizantes líquidos, son altamente solubles en agua, y por tanto los iones son liberados con rapidez. Otros fertilizantes, como los empleados para incorporación en sustrato, son formulados especialmente para liberar sus nutrientes a través del tiempo. La tasa de liberación de nutrientes está afectada por la humedad, y por la actividad microbiológica (ver la sección 4.1.6.1 para una discusión más amplia acerca de los fertilizantes de liberación lenta, y la sección 4.1.6.2 para los fertilizantes de liberación rápida).

Efecto de las propiedades químicas del medio de crecimiento. El tipo de fertilizante puede afectar el pH y los niveles de sales solubles del medio de crecimiento, lo cual puede afectar seriamente el crecimiento de la planta. Ciertas especies son sensibles al pH, y los niveles elevados de sales solubles pueden originar la denominada "quemadura por fertilizantes", la cual es particularmente seria con las semillas en germinación y con las plántulas pequeñas.

Los fertilizantes pueden ser clasificados de acuerdo con un índice relativo de sales (cuadro 4.1.5), el cual es una medida de la potencialidad del fertilizante para producir sales solubles en la solución del medio de crecimiento, y de la potencialidad para causar daños (Roshler y Wright, 1984). Los viveristas deberán elegir fertilizantes que puedan proporcionar los nutrientes deseados con los más bajos índices relativos de sales, por ejemplo, para proporcionar N, el nitrato de calcio (índice de sales = 53), podría ser potencialmente menos dañino que el nitrato de sodio (índice de sales = 100). También el nitrato de calcio proporciona dos nutrientes minerales distintos (Ca y N), mientras que el nitrato de sodio, junto con el N, contribuye potencialmente a fortalecer los iones de sodio (Na) en la solución del medio de crecimiento.

Cuadro 4.1.5 Índices relativos de sales para varios fertilizantes.

Fertilizante	Índice relativo de sales ¹
Nitrato de sodio	100
Cloruro de potasio	116
Nitrato de amonio	105
Urea	75
Nitrato de potasio	74
Sulfato de amonio	69
Nitrato de calcio	53
Sulfato de potasio	46
Sulfato de magnesio	44
Fosfato diamonio	34
Superfosfato concentrado	10
Superfosfato ordinario	8
Yeso	8
Caliza	5

¹ Relativo a nitrato de sodio, el cual tiene un valor de 100. Fuente: modificado de Roshler y Wright (1984).

El efecto de un fertilizante sobre el pH está especificado en la etiqueta del mismo como "acidez potencial", la cual representa la cantidad de carbonato de calcio requerida para neutralizar una tonelada de fertilizante. La acidez potencial es de utilidad al elegir un fertilizante para un cultivo determinado, o para ajustar el pH del medio de crecimiento durante la etapa de cultivo (fig. 4.1.9). Aún los fertilizantes de lenta liberación pueden

afectar el pH del sustrato. Sanderson (1987), reporta que el Osmocote® 14-14-14, produce una reacción más ácida que el Pro-Grow® 25-10-10, probablemente como resultado de la fuente de nitrógeno. Los fertilizantes basados en amonio, como el nitrato de amonio, el sulfato de amonio, y el fosfato de amonio, generalmente son promotores de acidez, mientras que los fertilizantes basados en nitrato, como el nitrato de calcio, o el nitrato de potasio, incrementan el pH del medio de crecimiento. Por otra parte, generalmente la urea no afecta el pH en los suelos, pero en una solución lentamente hidrolizará e incrementará el pH.

La mayoría de los fertilizantes inorgánicos, especialmente los fertilizantes de alto grado usados para la fertilización líquida en los viveros forestales que producen en contenedor, son considerados sales desde el punto de vista químico (por ejemplo, el nitrato de calcio libera dos iones nutrientes: Ca^{2+} y NO_3^-). El uso indiscriminado de cualquier fertilizante que produzca sales puede causar daños por sales. (Ver sección 4.1.9.1 en relación a los procedimientos para la revisión de sales solubles en los viveros, y la sección 4.2.4.2 para una mayor discusión acerca de los efectos de la salinidad).

Los fertilizantes de liberación lenta producen una menor salinidad que los fertilizantes estándar pues, por definición, los primeros liberan iones dentro de la solución del medio de crecimiento. El tipo de N utilizado para formular los fertilizantes de liberación lenta también puede afectar la salinidad del medio de crecimiento. Sanderson (1987), refiere que el Pro-Grow® 25-10-10, con su base de urea-formaldehído, produce menos salinidad que el Osmocote® 14-14-14, el cual está compuesto de fuentes de nitrógeno inorgánico.

Eficiencia en el uso por la planta. Ha sido estimado que las plantas usan solamente un décimo de los nutrientes aplicados durante una fertilización líquida típica (Furuta, citado por Sanderson, 1987). Cuando se aplica fertilizante líquido, siempre se debe mantener algún nivel excesivo de éste en la solución del medio de crecimiento. Por otra parte, los fertilizantes de liberación lenta proporcionan nutrientes a una tasa más compatible con la tasa a la cual son absorbidos por las plantas. Whitcomb (1984), establece que tan pronto como los nutrientes son liberados de los fertilizantes de liberación lenta, éstos son usados por la planta. Esto significa que las mediciones de salinidad (conductividad eléctrica) de la solución del medio de crecimiento, pueden parecer anormalmente bajas.

Sanderson (1987), estima que las plantas pierden diez veces más nutrientes de los fertilizantes

solubles en agua, que de los fertilizantes de liberación lenta. Esto no es sólo un desperdicio, además la elevada lixiviación de los fertilizantes solubles contribuye a la contaminación del agua residual. (Ver sección 4.2.8 para una discusión referente a la disposición del agua residual).

Costo. Las diferencias de costo entre fertilizantes pueden ser aducidas al análisis, al tipo y fuente de materiales de que consta, a los costos de fabricación, al transporte, a la cantidad comprada, y a otros factores. (Para una comparación de los costos de nitrato de amonio de varios grados químicos, ver la sección 4.1.7.4). Los nutrientes individuales también varían en costo, con el N siendo el menos caro, y las fuentes de fósforo solubles en agua las más caras. Debido a que el superfosfato (0-46-0) es una de las formas más baratas de P, muchos viveristas tratan de ahorrar dinero mediante la incorporación de este fertilizante dentro del medio de crecimiento (Sanderson, 1987). Es más práctico proporcionar P en la forma de ácido fosfórico (H_3PO_4), el cual primariamente es utilizado para disminuir el pH del agua de riego (fig. 4.1.10). Muchos viveros forestales que producen en contenedor, abastecen todos sus requerimientos de fertilizante con P mediante el uso de esta última técnica.



Figura 4.1.10 El ácido fosfórico puede ser una práctica y económica fuente de fósforo cuando también es empleado para acidificar el agua de riego.

En la actualidad, el costo del fertilizante en sí mismo, puede ser relativamente menor, en

comparación al costo del trabajo involucrado al hacer la mezcla y en la aplicación (Sanderson, 1987). Una de las ventajas reales de usar fertilizantes incorporados al sustrato, es el ahorro en trabajo, pues el aplicar fertilizantes líquidos dos veces por semana o incluso diariamente, representa más trabajo y mayores costos.

Después de considerar todos estos factores, la elección del mejor fertilizante puede parecer una decisión difícil y complicada. Por el contrario, la decisión de qué fertilizante usar, deberá fundamentarse en un criterio solamente: la respuesta de crecimiento de la planta bajo las condiciones actuales de cultivo y las ambientales.

4.1.4.2 Fertilizantes con nutrientes secundarios.

Los macronutrientes secundarios (Ca, Mg y S), generalmente son proporcionados por el suelo y el agua, y por tanto no son agregados como fertilizante en los viveros que producen a raíz desnuda. Con frecuencia son proporcionadas las cantidades adecuadas de Ca y Mg con el agua de riego, especialmente en áreas donde el agua es "dura". El Ca es obtenido de la caliza cálcica, y el Ca y el Mg de la caliza dolomítica; estos dos materiales comúnmente son utilizados para aumentar el pH de suelos ácidos, o el de la turba de musgo, en el caso de los viveros que producen en contenedor. El azufre es proporcionado en cantidades relativamente pequeñas a través de la descomposición de la materia orgánica, el agua de

río, el agua de lluvia, y de muchos plaguicidas (California Fertilizer Association, 1985).

Los nutrientes secundarios también están presentes en muchos productos químicos usados como fertilizantes, y en las formulaciones de fertilizantes comerciales. El sulfato de amonio, $(\text{NH}_4)_2\text{SO}_4$, contiene S y el nitrato de calcio, $\text{Ca}(\text{NO}_3)_2$, contiene Ca. (Para una mayor discusión acerca del contenido de nutrientes secundarios en los principales productos químicos utilizados para la formulación de fertilizantes líquidos comunes, ver la sección 4.1.7.4, y para el contenido de nutrientes secundarios en un fertilizante comercial típico, ver la sección 4.1.7.3).

4.1.4.3 Fertilizantes con micronutrientes.

En los viveros que producen a raíz desnuda, las plantas pueden obtener los micronutrientes del suelo, y la fertilización con microelementos no se aplica a menos que se tenga carencia específica de éstos, como acontece cuando se tiene un pH elevado, o altos niveles de calcio. La fertilización con micronutrientes es definitivamente necesaria en los sustratos artificiales que se usan comúnmente en los viveros que producen en contenedor (ver sección 4.1.3.1). El balance de los diferentes micronutrientes en el sustrato, también es considerado crítico, pues los niveles elevados de alguno de éstos pueden interferir con la disponibilidad de algún otro (fig. 4.1.11).

Deficiencia observada									Causa de la deficiencia: Desbalances en nutrientes minerales
S	Ca	Mg	Mn	Fe	B	Cu	Zn	Mo	
●	●	● ●		● ● ●		● ●	●		Nitrógeno elevado Fósforo elevado Potasio bajo
	●	●		●	●		●		Calcio bajo Calcio elevado Magnesio elevado
			● ●	● ●		● ●		●	Manganeso elevado Fierro elevado Cobre elevado
	●	●	● ●	●		● ●		●	Zinc bajo Zinc elevado pH bajo
	●	●	●	●	●	●	●	●	pH elevado Azufre elevado Sodio elevado
				● ●					Bicarbonatos elevados Desbalance en relación Hierro:Cobre:Magnesio

Figura 4.1.11 Pueden ocurrir muchas interacciones químicas diferentes en la solución del medio de crecimiento. La disponibilidad de nutrientes puede ser reducida por niveles excesivamente altos de otro nutriente, y otra condición química, como sería un elevado pH. Los micronutrientes son especialmente sensibles a problemas de desbalances (Modificado de Stoller Chemical Company's Product Manual and Nutrient Deficiency Guide).

Los micronutrientes pueden ser aportados tanto de fuentes inorgánicas como de fuentes orgánicas, y las propiedades de las diferentes fuentes varían considerablemente. La Asociación Californiana de Fertilizantes (California Fertilizer Association, 1985), clasifica los micronutrientes como: 1) sales inorgánicas, 2) quelatos sintéticos, y 3) complejos naturales orgánicos. Los complejos orgánicos naturales son subproductos de la industria de la celulosa, pero no son recomendados para el cultivo de especies forestales en contenedor, pues son menos estables que los quelatos sintéticos, y son descompuestos más rápidamente por los microorganismos.

Sales inorgánicas. Los fertilizantes inorgánicos más comunes con micronutrientes, son los sulfatos de los microelementos metales (Fe, Mn, Cu y Zn); otras formas de óxidos y cloruros de los micronutrientes metales, también están disponibles, pero generalmente son preferidas las formas sulfato. La fuente principal de formas de B solubles en agua, incluye tetraborato de sodio (borax), y Solubor®, mientras que el molibdato de sodio, y el molibdato de amonio son las principales formas de fertilizante con Mo (California Fertilizer Association, 1985). (Se puede encontrar una discusión acerca de los fertilizantes comerciales con micronutrientes en la sección 4.1.6.1; una lista de los principales productos químicos fertilizantes usados en la formulación de fertilizantes líquidos comunes, se encuentra en la sección 4.1.7.4; en relación al contenido de micronutrientes de un fertilizante comercial "completo", ver la sección 4.1.7.3).

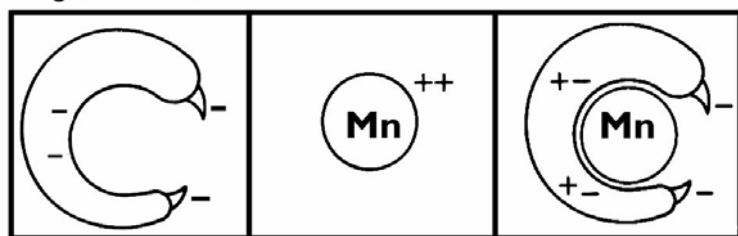
Quelatos sintéticos. Un agente quelatante es un compuesto, usualmente orgánico, que se puede combinar químicamente con un ion metálico, formando una estructura similar a un anillo (fig. 4.1.12). La molécula resultante es denominada quelato. Los quelatos son empleados frecuentemente para proteger los micronutrientes metales de la inactivación química que tan frecuentemente ocurre en los suelos alcalinos. Los fertilizantes con micronutrientes, pueden contener varios tipos de agentes quelatantes distintos, pero la estabilidad de estos compuestos es variable. La estabilidad de los quelatos varía en función del ion metal y del agente quelatante. Los agentes micronutrientes quelatantes comúnmente usados en los viveros, con sus nombres químicos reconocidos son:

- EDTA = ácido etilendiaminotetraacético
- EDDHA = ácido etilendiaminodihidroxifenilacético
- HEDTA = ácido hidroxietilendiaminotriacético

Obviamente, la química de los fertilizantes quelatos sintéticos es muy complicada, y para mayor información se recomienda leer a Mortvedt *et al.* (1972).

Los fertilizantes con micronutrientes quelatados, están disponibles para nutrientes simples, o en mezclas especialmente preparadas (los fertilizantes con micronutrientes son discutidos en la sección 4.1.6.1; una lista de los micronutrientes quelatos más comunes, empleados para formular fertilizantes líquidos, se presenta en la sección 4.1.7.4)

A. ¿Qué es un Quelato?



B. ¿Como funciona un quelato?

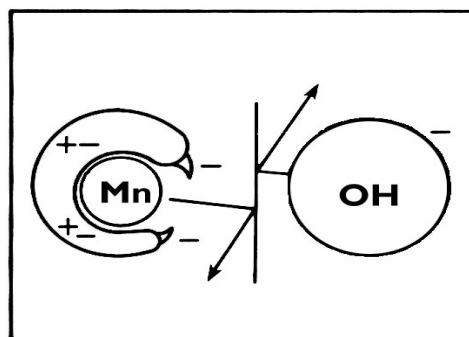


Figura 4.1.12 Los fertilizantes con micronutrientes quelatados, están compuestos por un complejo orgánico cargado negativamente, y un catión, en este caso (A) un catión manganeso (Mn). Los micronutrientes quelatados, resisten la irrupción de nutrientes de otros productos químicos en la solución del medio de crecimiento, en este ejemplo (B), un ion hidróxido (OH). El Mn no quelatado, precipitará en la solución como Mn(OH)₂ (Modificado de Stoller Chemical Company's Product Manual and Nutrient Deficiency Guide).



4.1.5 Determinando las Necesidades de Fertilizante

Un programa de fertilización para un vivero forestal que produce en contenedores, deberá diseñarse para mantener concentraciones específicas de los diferentes micronutrientes minerales en el medio de crecimiento, manteniéndolos en balance, y también deberá ser diseñado para permitir los necesarios cambios nutricionales durante el ciclo de cultivo.

4.1.5.1 Concentración de nutrientes.

La concentración de cada nutriente mineral en la solución del medio de crecimiento, es el aspecto más importante de la fertilización en vivero. Una concentración muy baja reducirá el crecimiento de las plantas, además, las plantas suculentas que son cultivadas en contenedores pueden ser dañadas fácilmente por los elevados niveles de sales, a su vez originados por las elevadas concentraciones de nutrientes. Los altos niveles de ciertos nutrientes, especialmente N, también pueden afectar la calidad de la planta (ver sección 4.1.10).

Unidades. Las concentraciones de nutrientes minerales pueden ser descritas en muy variadas formas (cuadro 4.1.6). Las partes proporcionales [partes por millón (ppm)], son más útiles para describir y comparar regímenes nutricionales, mientras que las unidades de peso o volumen [miligramos por litro (mg/l) o las onzas por galón (oz/gal)] son necesarias para los cálculos de fertilización. Las partes por millón se refieren a la concentración de un material, sin referir unidades específicas de peso o volumen (Bonaminio, 1983). Para describir la actividad química, los miliequivalentes (meq) o Milimoles (mmol) por litro, son más precisos. La conversión entre partes por millón y miligramos por litro, es muy fácil para soluciones acuosas: 1 ppm = 1 mg/l, puesto que 1 litro de agua pesa 1 kg (1 mg/kg = 1 ppm).

Cuadro 4.1.6 Unidades de medición en la fertilización.

Clase	Unidad	Abreviatura
Proporcional	partes por millón	ppm*
Peso por volumen	miligramos por litro	mg/l*
Peso por volumen	onzas por galón	oz/gal
Peso ajustado para carga iónica por volumen	miliequivalentes por litro	meq/l
Peso molecular por miligramo por volumen	milimoles por litro	mmol/l

* En soluciones acuosas, 1 ppm = 1 mg/l .

Aunque las partes por millón son las unidades más utilizadas para calcular las tasas de aplicación de fertilizantes líquidos, muchos viveristas prefieren usar el peso de un bulto de fertilizante para cierta cantidad de agua. Aunque no es preciso desde un punto de vista científico, muchos viveristas emplean la regla en la que 28.4 g (1 onza) de fertilizante disuelto en 378.5 litros (100 galones) de agua, equivale a 75 ppm. Por ejemplo, si usted desea obtener 225 ppm de N en la solución de fertilizante que aplicará, agregue 85.2 g (3 onzas) de N o 426.5 g (15 onzas) de un bulto de fertilizante con la fórmula 20-20-20, a 378.5 litros (100 galones) de agua (Bonaminio, 1983). (En la sección 4.1.7.3, se proporciona una tabla para determinar la cantidad de fertilizante en volumen a agregar por cada volumen estándar de solución de fertilizante).

Nivel de nitrógeno. El N es uno de los nutrientes más importantes que afectan el crecimiento de las plantas, y el elemento que con más frecuencia es aplicado. Muchos programas de fertilización están basados en la concentración de N, y los niveles de todos los otros nutrientes generalmente son establecidos en relación al N. El mejor nivel de N para el crecimiento de las plantas ha sido fuente de mucha discusión entre especialistas de viveros, y los niveles prescritos en la literatura muestran una variación considerable (cuadro 4.1.7). Se han utilizado comúnmente niveles elevados de N, alrededor de 200 ppm o más, probablemente porque mucho del trabajo inicial está fundamentado en regímenes de fertilización para especies hortícolas. Otra razón de los elevados niveles de N reportados en la literatura, es que muchas recomendaciones corresponden a aplicaciones periódicas de fertilizantes, y por tanto son más altas que en el caso de la fertilización continua (ver sección 4.1.8.3). La Encuesta aplicada a Viveros que Producen en Contenedor, reveló que los viveros norteamericanos emplean niveles de N de entre 55 a 260 ppm para el periodo de más rápido crecimiento de la planta (fase de crecimiento rápido, cuadro 4.1.7).

Cuadro 4.1.7 Comparación de las tasas de aplicación de fertilizante recomendadas durante las tres fases de cultivo en especies forestales.

Fuente	Concentración (ppm)		
	Fase de establecimiento	Fase de crecimiento rápido	Fase de endurecimiento
Mullin y Hallett (1983), Carlson (1983)	50	100	25
<i>Pinus</i> spp.	229	229	45
<i>Picea</i> spp.	112	112	45
<i>Pseudotsuga menziesii</i> del interior	62	100	62
Tinus y McDonald (1979)	--	223	20
Peters Bulletin PTB-114	75-100	100-150	25-50
Container Tree Nursery Survey (1984)	12-125	55-260	0-141
Ingestad (1979)			
<i>Pinus sylvestris</i>	--	20 - 50	--
<i>Picea abies</i>	--	60 - 100	--
Morrison (1974)	--	50 - 300	--
Brix y van den Driessche (1974)	--	28 - 300	--

Sin embargo, en años recientes, se ha desarrollado más investigación acerca de la nutrición de especies forestales, y las recomendaciones más recientes se refieren a bajas concentraciones de N durante la fase de crecimiento rápido. Ingestad (1979), recomienda concentraciones de N de 20 a 50 ppm para *Pinus sylvestris* (Scotch pine), y de 60 a 100 ppm para *Picea abies* (Norway spruce), siempre y cuando el resto de los nutrientes se aportado en proporciones adecuadas. Phillion y Libby (1984), cultivaron plántulas de *Picea* (spruce) a concentraciones de N de 12 a 500 ppm, y concluyeron que la mejor concentración fue 100 ppm, en términos de color y crecimiento de la planta. Trabajando con *Pinus banksiana* (jack pine) en contenedores, Scarratt encontró que la fertilización constante, con 100 ppm de N produce excelentes tasas de crecimiento, y que tasas más elevadas de N reducen la calidad de la planta. La tendencia general ha sido reducir los niveles totales de N de 200 hasta alrededor de 100 o 150 ppm durante la fase de crecimiento rápido, para controlar el crecimiento de la parte aérea y para producir una planta más balanceada. Los niveles óptimos en relación a nutrientes para especies forestales producidas en contenedor (cuadro 4.1.8), necesitarán ajustarse para cada especie conforme se cuente con más investigación. (En la sección 4.1.10 está una discusión sobre los efectos del uso de fertilización intensa).

Cuadro 4.1.8 Niveles óptimos para los 13 elementos esenciales en soluciones de fertilizante líquido, y para fertilización constante de especies forestales.

Nutriente mineral	Dosis óptima de aplicación (ppm)		
	Fase de establecimiento	Fase de crecimiento rápido	Fase de endurecimiento
Macronutrientes			
N*	50	150	50
P	100	60	60
K	100	150	150
Ca	80	80	80
Mg	40	40	40
S	60	60	60
Micronutrientes (igual para todas las fases de crecimiento)			
Fe	4.00	4.00	4.00
Mn	0.80	0.80	0.80
Zn	0.32	0.32	0.32
Cu	0.15	0.15	0.15
Mg	0.02	0.02	0.02
B	0.50	0.50	0.50
Cl+	4.00	4.00	4.00

*Los niveles de N son muy dependientes de la especie. Algunas especies sensibles al N, como son *Larix occidentalis* (western larch) y *Populus* (quaking aspen), requieren de niveles bajos, mientras que especies de lento crecimiento como *Picea* (spruce) y *Abies* (true firs), requieren elevados niveles de N.

+Pequeñas cantidades de Cl están presentes en muchas fuentes de agua de riego, y el Cl es un contaminante en muchos fertilizantes; así que el Cl adicional casi nunca es requerido.

Fuente: modificado de Tinus y McDonald (1979).

4.1.5.2 Balance nutricional.

La proporción relativa de los diferentes nutrientes minerales entre sí, en la solución del medio de crecimiento, es el siguiente factor a considerar cuando se diseña un programa de fertilización para un vivero forestal que produce en contenedor. Jones (1983) establece que las proporciones de concentración son más importantes que la concentración absoluta de cualquier elemento. El balance entre los diferentes nutrientes minerales, es importante desde la óptica biológica por dos razones:

1. El exceso de ciertos iones en la solución del medio de crecimiento, puede afectar la absorción y utilización de otros nutrientes (figura 4.1.11).
2. El balance iónico afecta el pH de la solución del medio de crecimiento.

Una característica de la absorción activa de nutrientes (ver sección 4.1.2.1), es que la absorción de iones de la solución del medio de crecimiento involucra competencia, antagonismo y sinergismo entre iones. Los iones monovalentes, como el potasio (K^+), son absorbidos más rápidamente que los iones di o trivalentes. Si la forma principal del nitrógeno en la solución del medio de crecimiento es el nitrato (NO_3^-), entonces ciertos cationes (K^+ , Ca^{2+} , y Mg^{2+}) son absorbidos en grandes cantidades, en comparación a cuando el amonio (NH_4^+) está presente. Se ha demostrado que la presencia de NH_4^+ incrementa la absorción de NO_3^- , mientras que la presencia de iones Cl^- inhibe la absorción de NO_3^- (Jones, 1983).

Steiner (1980), establece que la mayoría de las plantas crecerán mejor en una solución universal de nutrientes, siempre y cuando se respete cierta proporción entre cationes y aniones (cuadro 4.1.9). Dicho autor ha diseñado una "solución nutritiva universal" que está fundamentada en las proporciones relativas de cationes y aniones, concentración iónica total, y pH (Jones, 1983). Una de las teorías de balance nutricional más ampliamente usadas en el cultivo de especies forestales, está basada en el trabajo de Ingstad, quien establece las proporciones de todos los otros nutrientes en relación al N. Ingstad (1979), propuso "proporciones de nutrientes" para diferentes especies de coníferas y de latifoliadas; las proporciones para *Pseudotsuga menziesii* (Douglas fir) están referidas en el cuadro 4.1.10, junto con las concentraciones para los 13 elementos esenciales a 100 y 200 ppm de N.

La proporción entre los iones nitrato (NO_3^-) y amonio (NH_4^+) ha sido investigada, y los investigadores han encontrado que la concentración total de estos dos iones no fue tan importante como su balance relativo. El crecimiento de las plantas fue reducido si cualquiera, el NO_3^- o el NH_4^+ , fue usado como fuente exclusiva de N. van den Driessche (1978), encontró que las proporciones iguales de ambos iones de N resultaban en el mayor crecimiento de las plantas, con un pH de 5.5, aunque el crecimiento de la raíz pudiera ser mayor con elevados niveles de NO_3^- . La proporción relativa de NH_4^+ y NO_3^- en la solución del medio de crecimiento, también es importante, y esos dos iones tienen una influencia significativa en el pH de la solución (ver fig. 4.1.9). Los sistemas radicales de las plantas pueden dañarse con elevados niveles de NH_4^+ en los sustratos artificiales, y Nelson (citado por Appleton, 1986) recomienda que los viveristas usen fertilizantes con menos de 40 o 50% de nitrógeno amoniacal.

Cuadro 4.1.9 Recomendaciones de concentraciones de iones en la "solución nutritiva universal".

Proporciones de iones esenciales	
Porcentaje de aniones totales	
Nitrato (NO_3^-)	50-70%
Fosfato ($H_2PO_4^-$)	3-20%
Sulfato (SO_4^{2-})	25-45%
Porcentaje de cationes totales	
Potasio (K^+)	30-40%
Calcio (Ca^{2+})	35-55%
Magnesio (Mg^{2+})	15-30%
Proporciones específicas de iones	
$NO_3^-:H_2PO_4^-:SO_4^{2-}$	60:5:35
$K^+:Ca^{2+}:Mg^{2+}$	35:45:20

Fuente: Steiner (1980).

Cuadro 4.1.10 Comparación de las proporciones de nutrientes de Ingestad para *Pseudotsuga menziesii* (Douglas fir) y niveles nutricionales completos a dos concentraciones de N*

Proporciones de Nutrientes	Niveles de nutrientes en el fertilizante	
	100 ppm N	200 ppm N
Macronutrientes		
N	1.00	200
P	0.30	60
K	0.50	100
Ca	0.04	8
Mg	0.05	10
S	0.09	18
Micronutrientes		
Fe	0.007	1.4
Mn	0.004	0.8
Zn	0.0003	0.06
Cu	0.0003	0.06
Mo	0.00007	0.014
B	0.002	0.4
Cl	0.0003	0.06

*Algunos de los niveles nutricionales, especialmente Ca, Mg, S, Fe y Cu, parecen bajos. Fuentes: Ingstad (1979).

La cuestión del balance nutricional en las soluciones para fertilizar, es obviamente uno de los aspectos más confusos en la nutrición vegetal, pues muchas de las investigaciones publicadas parecen contradictorias. La situación es análoga a las vitaminas requeridas por el ser humano: un consumidor estará totalmente confundido por las recomendaciones publicadas sobre vitaminas, que varían desde las que establecen que no se requiere de vitaminas suplementarias, hasta las que recomiendan megadosis de ciertas vitaminas. Por tanto, el viverista deberá darse cuenta que no pueden hacerse recomendaciones "fuertes y rápidas" acerca del mejor balance nutricional. El mejor camino es estar conciente de que las proporciones entre nutrientes son importantes, y tratar de diseñar un programa de fertilización bien balanceado, que produzca plantas de calidad aceptable, con base en pruebas de ensayo y error, en una situación operativa de viveros. Obviamente, se necesita de más investigación en relación a las mejores proporciones de nutrientes minerales para las especies cultivadas; entre tanto, los viveristas deberán tratar de desarrollar programas de fertilización que trabajen bajo sus propios regímenes de cultivo.

4.1.5.3 Ajuste por etapas de crecimiento de la planta.

A causa del fuerte efecto de la fertilización en el crecimiento de las plantas, los niveles de nutrientes tradicionalmente se ajustan para las diferentes etapas de crecimiento durante el desarrollo de la planta. Para los esquemas de cultivo han sido reconocidas tres etapas en el desarrollo de la planta: la **fase de establecimiento**, que comprende la germinación y el crecimiento de la plántula a través del estadio cotiledonar; la **fase de crecimiento rápido**, cuando las plántulas crecen a una tasa exponencial; y la **fase de endurecimiento**, que comienza cuando las plantas tienen formadas sus yemas terminales y el crecimiento de la parte aérea cesa, pero el diámetro basal y el crecimiento de la raíz aumentan.

El control de los niveles de N es el factor más importante para manipular el crecimiento de las plantas, y los niveles recomendados de fertilización con N varían considerablemente durante estos estadios de crecimiento (cuadro 4.1.7). Los resultados de la Encuesta de Viveros que Producen en Contenedor, muestra que los viveristas están usando un amplio intervalo de niveles de N durante cada etapa de crecimiento. Aunque el nivel óptimo de N variará entre viveros y entre especies forestales, la tendencia es a adoptar

niveles similares a los recomendados por Mullin y Hallett (1983): N moderado durante la fase de establecimiento, elevados niveles durante la fase de crecimiento rápido, y bajos niveles de N durante la fase de endurecimiento (cuadro 4.1.7).

La forma adecuada de proporcionar N durante la fase de endurecimiento, ha sido objeto de mucha discusión, pero la experiencia operativa con coníferas del oeste de los EUA, sugiere que los fertilizantes basados en nitrato deberán ser preferidos sobre aquellos basados en amonio. Se piensa que el NH_4^+ estimula el crecimiento suculento de la parte aérea, y que retrasa el endurecimiento, y por tanto los fertilizantes como el nitrato de calcio con frecuencia son usados durante el periodo de endurecimiento. Gingrich (1984), establece que los fertilizantes con NO_3^- deberían ser utilizados durante los periodos de poca luz típicos de fines del otoño, o durante el invierno. No obstante, Matthews (1987), reporta que en viveros forestales de Columbia Británica, que producen en contenedor, han estado cultivando coníferas con fertilizantes basados en NH_4^+ durante el periodo de endurecimiento, sin problemas aparentes.

Las proporciones recomendadas de los tres principales macronutrientes (N-P-K), también varían en las tres etapas de crecimiento; Carlson (1983), reporta proporciones diferentes para distintas especies de coníferas. Hahn (1978), recomendó una proporción de N-P-K de 1:5:1 durante el crecimiento inicial de plántulas y una proporción de 3:1:1 durante la fase de crecimiento rápido. Sin embargo, investigaciones recientes crean dudas acerca de la necesidad de fertilizantes especiales durante las tres etapas. Scarratt (1986), refiere que los fertilizantes especiales "iniciador", "crecimiento" y "finalizador", no demostraron mejora significativa en comparación con los fertilizantes estándar de "propósito general" para el cultivo en contenedor de plántulas de *Pinus banksiana* (jack pine). No obstante, las diferentes especies reaccionan de forma distinta a diferentes regímenes de fertilización, aunque se han publicado algunas recomendaciones específicas (Tinus y McDonald, 1979).



4.1.6 Métodos de Fertilización

De acuerdo con Handreck y Black (1984), hay tres formas básicas para aplicar fertilizantes en viveros que producen en contenedor:

- 1 Incorporando un fertilizante de lenta liberación dentro del sustrato.
- 2 Inyectando una solución de fertilizante líquido en el agua de riego.
- 3 Depositando fertilizantes sólidos en la superficie del sustrato.

En los viveros forestales que producen en contenedor en Norteamérica, la técnica de fertilización más común es la inyección de fertilizante líquido, seguida por la incorporación de fertilizantes de liberación lenta (Encuesta de Viveros que Producen en Contenedor). El agregado superficial es usualmente imposible, a causa de la pequeña abertura superior de los contenedores empleados para el cultivo de especies forestales, y no será contemplado en este manual.

4.1.6.1 Incorporando fertilizantes sólidos al sustrato.

La incorporación de fertilizante sólido al sustrato, es más comúnmente usada en plantas cultivadas en contenedores de volumen grande, en viveros ornamentales, pero también es usada en algunos viveros forestales que producen en contenedor. La Encuesta de Viveros que Producen en Contenedor, reveló que aunque los viveros no utilizan exclusivamente fertilizantes incorporados, 26% de ellos los usan en combinación con inyección de fertilizantes líquidos. Matthews (1982) reporta que, cuando las plantas se cultivan con inyección de fertilizantes líquidos, la incorporación de bajas tasas de fertilizante de liberación lenta en el sustrato, mejora el crecimiento de éstas.

La incorporación de fertilizantes en los sustratos tiene varias ventajas:

- 1 No se requiere de equipo de inyección de fertilizante especializado.
- 2 Los costos involucrados en la elaboración de mezclas y en las de aplicación de fertilizantes líquidos, son bajos.
- 3 Los niveles nutricionales también pueden ser mantenidos durante los meses húmedos, cuando el riego no se requiere, y el lixiviado de nutrientes puede representar un problema.

La incorporación de fertilizantes de liberación lenta es necesaria en los viveros que no tienen sistemas de riego bien diseñados, o inyectoros de nutrientes. Los costos involucrados en los trabajos de incorporación de fertilizantes, son menores que los de la inyección de fertilizante líquido, debido a que esta labor solo se requiere durante el proceso de mezclado inicial. La formulación, mezclado, y aplicación de soluciones de fertilizante líquido, requieren de cierto nivel de entrenamiento, y estas tareas deben ser realizadas al menos semanalmente. En áreas de cultivo al aire libre, muchos nutrientes minerales (particularmente el N), están sujetos a la lixiviación durante los periodos de precipitación abundante a causa del riego, y por tanto la inyección de fertilizante líquido no es necesaria. En viveros forestales de Columbia Británica, que producen en contenedor, comúnmente se incorporan fertilizantes de lenta liberación en el sustrato, en producciones a cielo abierto, sin cubierta, donde la abundante agua de lluvia causa severas pérdidas por lixiviación (Matthews, 1982).

Existen tres desventajas principales relacionadas con la incorporación de fertilizantes en el sustrato:

- 1 Resulta imposible controlar la concentración y balance de los nutrientes minerales en la solución del medio de crecimiento.
- 2 Es difícil obtener una distribución uniforme de las partículas de fertilizante en el sustrato considerando el equipo comúnmente utilizado para la mezcla.
- 3 La incorporación requiere de un mezclado extra del sustrato, con lo que puede resultar rompimiento de las partículas, y originar problemas de compactación.

Una de las verdaderas ventajas del cultivo de plantas en contenedor, es que el crecimiento puede ser controlado con precisión, a través de todas las fases de desarrollo de la planta, especialmente durante el periodo crítico de endurecimiento. El control completo de los 13 nutrientes minerales, es una de las "herramientas" más efectivas disponibles para el viverista, pero este control es sacrificado con la incorporación de fertilizantes. Las tasas de liberación de nutrientes de los fertilizantes de liberación lenta, están controladas por varios factores, como temperatura, contenido de humedad, y actividad de los microorganismos, que están fuera del control del viverista. Una vez que la carga de nutrientes ha sido introducida dentro del sustrato, es imposible regular por

completo su disponibilidad. Esto es particularmente importante en el caso del N, pues el crecimiento de la parte aérea y la latencia de la yema apical, son sensibles a la disponibilidad de N, y puede ser difícil propiciar el desarrollo de yemas, e inducir la latencia, si cantidades de N residuales, provenientes de fertilizantes incorporados, continúan siendo liberadas en la solución del medio de crecimiento.

El problema de la distribución no uniforme de los fertilizantes incorporados representa una preocupación real, particularmente con contenedores de capacidad pequeña. Siempre es difícil lograr un mezclado uniforme cuando se trabaja con materiales de dos tamaños o texturas diferentes, pues tales materiales tienden a separarse durante el almacenamiento o durante su manejo. Puede ser difícil obtener la distribución uniforme de un volumen pequeño de partículas pequeñas, en un volumen grande con partículas grandes y livianas, como las de turba y vermiculita. Este problema empeora cuando se agrega fertilizante seco a un sustrato húmedo, pues el fertilizante seco puede adherirse a las partículas húmedas del sustrato, y por ello no mezclarse uniformemente. La distribución uniforme de las partículas de fertilizante, es una preocupación especial cuando se trabaja con los contenedores de volumen pequeño; es relativamente baja la probabilidad de que cada contenedor pequeño, de 41 o 66 cm³ (2.5 o 4 pulgadas cúbicas) pueda recibir la cantidad adecuada de fertilizante, cuando una carga de fertilizante seco se mezcla con un sustrato húmedo.

No es recomendable un mezclado excesivo del sustrato, a causa de la natural fragilidad de las partículas de turba y de vermiculita; el mezclado en exceso, puede acarrear como consecuencia la reducción del tamaño de las partículas, la compactación, y problemas subsecuentes de crecimiento para la raíz. Varios tipos de mezcladores no realizan un trabajo adecuado, a menos que se dañe la textura de la mezcla, razón por la cual la incorporación de fertilizante seco deberá realizarse solamente durante la elaboración del sustrato. Matthews (1982), menciona que el equipo para el mezclado debe ser capaz de incorporar fertilizante de lenta liberación en el medio de crecimiento, sin romper ni fracturar los gránulos del fertilizante (los efectos del mezclado excesivo del sustrato, son discutidos en el capítulo relativo a medios de crecimiento, en el volumen dos de esta serie).

Los fertilizantes peletizados de liberación lenta, como el Osmocote®, y el Nutricote®, no deberían

mezclarse en el sustrato antes del proceso de siembra, porque las fugas en las píldoras de fertilizante, puede incrementar la conductividad eléctrica (CE) de la solución del medio de crecimiento hasta niveles peligrosos (fig. 4.1.13). Handreck y Black (1984), establecen que, siempre que sea posible, los sustratos que contienen fertilizantes de liberación lenta, deberán usarse inmediatamente después del mezclado. Otros fertilizantes incorporados, como el yeso y la dolomita, no afectan la salinidad del sustrato (fig. 4.1.13).

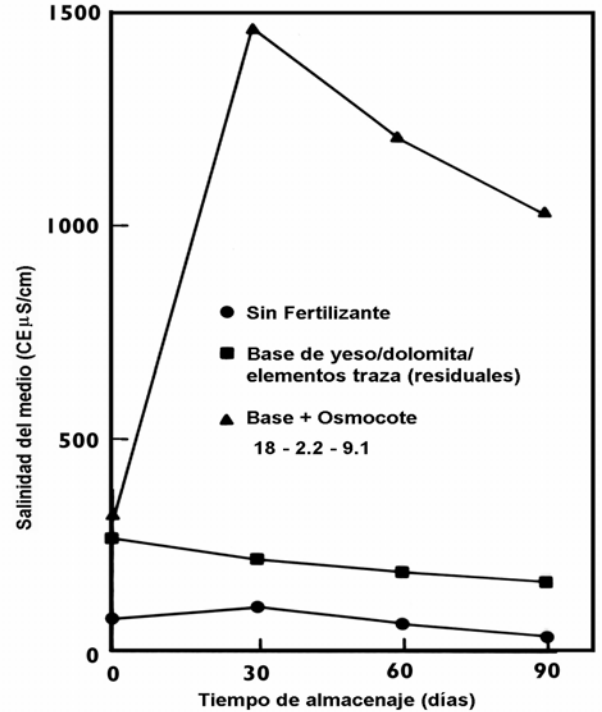


Figura 4.1.13 La incorporación de fertilizantes de liberación lenta, como el Osmocote, dentro del sustrato, deberá hacerse inmediatamente antes de la siembra, pues las partículas de fertilizante liberarán sales durante el periodo de almacenamiento, y esto origina que la salinidad del medio de crecimiento aumente. Otros fertilizantes incorporados, como el yeso o dolomita, no afectan la salinidad del sustrato (Handreck y Black, 1984).

Incorporación de fertilizantes con macronutrientes. Varios nutrientes minerales pueden mezclarse con el sustrato durante el proceso de llenado de los contenedores. El tipo más común de fertilizantes utilizados para incorporación dentro del sustrato, contiene nutrientes que son relativamente insolubles, y que no se lixivian fácilmente, como son P, Ca, y Mg.

En el mercado están disponibles varias marcas comerciales de fertilizantes de "liberación lenta", especialmente formulados.

Caliza o dolomita. A causa de su insolubilidad, el Ca y el Mg son difíciles de aplicar como fertilizantes líquidos, y por tanto son agregados como caliza cálcica (solamente Ca), o como dolomita (Ca y Mg), durante el mezclado del sustrato (Muchos viveristas, erróneamente usan el término "cal" cuando se refieren a la caliza; la cal es óxido de calcio (CaO), mientras que la caliza es carbonato de calcio (CaCO₃). Las tasas recomendadas de incorporación, varían de 3 a 5 kg/m³ (5 a 8 libras por yarda cúbica) (cuadro 4.1.11). El tamaño de las partículas de la caliza también es importante, puesto que los efectos químicos sobre el pH y la tasa de liberación de nutrientes son más rápidos con partículas pequeñas. La caliza dolomítica de grado agrícola, generalmente tiene un tamaño de partículas de malla 60, o menor (Ruter y van de Werken, 1986).

Estos fertilizantes algunas veces se agregan a sustratos basados en turba, durante el proceso de mezclado, para aumentar el inherente bajo pH. Algunos fabricantes de sustratos artificiales, de manera rutinaria agregan caliza o dolomita a sus mezclas, así que uno debiera preguntar en relación

a esta práctica cuando se compran sustratos comerciales. Ruter y van de Werken (1986), y Whitcomb (1984), presentan una buena discusión acerca de todos los aspectos de esta práctica tradicional, y concluyen que los viveristas deberían considerar todos los aspectos antes de agregar caliza dolomítica al sustrato. Los factores a considerar incluyen:

- 1 Niveles de Ca y Mg en la fuente de agua de riego. Las aguas clasificadas como "duras", contienen cantidades significativas de calcio y magnesio. Ruter y van de Werken (1986), reportan que los niveles aceptables varían de 40 a 120 ppm de Ca, y de 6 a 24 ppm de Mg. Whitcomb (1986) puntualiza que el agua de riego con solamente 40 ppm de Ca, puede proveer la mayoría, si no todo, el calcio requerido para la producción de plantas en contenedor. Whitcomb (1984), presenta un cuadro para calcular la cantidad de dolomita a agregar al medio de crecimiento para aguas de riego que contienen diferentes cantidades de Ca.

Cuadro 4.1.11 Fertilizantes de liberación lenta usados para incorporación en sustratos

Nombre comercial	Tipo de fertilizante	Análisis nutricional	Tasa de liberación	Tasa sugerida de incorporación	
				kg/m ³	lb/yd ³
Macronutrientes					
Osmocote® 17-9-13	Gránulos con cubierta plástica	17% N 9% P ₂ O ₅ 13% K ₂ O	70-90 días a 21°C	3-5	5-9
Osmocote 18-6-12	Gránulos con cubierta plástica	18% N 6% P ₂ O ₅ 12% K ₂ O	8-9 meses a 21°C	4-6	6-10
Superfosfato triple	Granulado	46% P ₂ O ₅ 14% Ca 2% S	--	0.6-1.2	1-2
Dolomita	Granulado	17% Ca 12% Mg	--	3* 0-5+	5* 0-8+
Micronutrientes					
Micromax®	Sulfatos	Mezcla de micronutrientes + S	más de 18 meses	0.6-1.2	1-2
Elementos traza (residuales)	Silicatos encerrados en vidrio	Mezcla de micronutrientes	6-9 meses	0.13	0.22
Esmigran®)	Absorbido en partículas de arcilla	Mezcla de micronutrientes	--	3-4	5-6

Fuente: Matthews* (1983); Whitcomb+ (1984): Tasa dependiente de la cantidad de Ca y Mg en el agua de riego.

2 La habilidad para proporcionar Ca y Mg en forma soluble. El carbonato de calcio y la dolomita, son muy insolubles en agua (cuadro 4.1.12), Whitcomb (1986) estima que, bajo los regímenes de riego empleados en los viveros que producen en contenedor, puede tomar más de 7 años liberar todo el calcio en la dolomita, mientras que el magnesio puede ser liberado una vez completado un tercio de la estación de crecimiento. Esta disparidad en las tasas de liberación de nutrientes, podría acarrear un desbalance en la proporción calcio/magnesio, ocasionando problemas nutricionales (Whitcomb, 1984). En muchos viveros se inyecta todo el Ca y el Mg en forma de fertilizantes solubles como el nitrato de calcio y el sulfato de magnesio (cuadro 4.1.12). La inyección de fertilizante líquido, permite al viverista controlar tanto el nivel total como el balance de estos importantes macronutrientes.

Cuadro 4.1.12 Solubilidad de fuentes potenciales de Ca y Mg.

Compuesto químico	Solubilidad en agua (g/100 ml a 25°C)
Oxido de magnesio	menor de 0.01
Carbonato de calcio	0.01
Dolomita (carbonatos de calcio y magnesio)	0.03
Oxido de calcio	0.12
Sulfato de calcio	0.24
Sulfato de magnesio	91.00
Nitrato de calcio	100.00

Fuente: Jones (1982).

3 Respuesta de las especies a los niveles de pH, Ca y Mg. Algunas especies que prefieren suelos ácidos, tienen requerimientos relativamente bajos de estos nutrientes, y pueden ser dañadas con elevados niveles de Ca.

La adición de dolomita a los sustratos artificiales, ha ocasionado problemas de crecimiento con algunas especies de coníferas. Dangerfield (1978), halló que la adición de dolomita a un sustrato de turba y vermiculita, indujo clorosis por cal en plantas de *Pseudotsuga menziesii* (Douglas fir), y Hathaway y Whitcomb (1984), reportan que la dolomita redujo significativamente la altura y el peso de las plantas de *Pinus thunbergiana* (Japanese black pine).

Fósforo. El fósforo es otro nutriente que a veces es incorporado en el medio de crecimiento. El P puede ser proporcionado en forma de superfosfato simple o triple (concentrado) (cuadro 4.1.11). El

superfosfato simple (0-20-0), proporciona calcio, fósforo, y azufre, mientras que el superfosfato triple (0-45-0), no contiene azufre (Gingrich, 1984).

Fertilizantes de liberación lenta. Otros tipos de fertilizantes que son comúnmente mezclados en los medios de crecimiento, incluyen formulaciones de lenta liberación, o de liberación controlada. Mastalerz (1977) y Sanderson (1987), presentan una excelente discusión acerca de los diferentes tipos de fertilizantes de liberación lenta y de sus características, y Sanderson (1987), los agrupa en cinco diferentes categorías, tres de las cuales son de uso común en los viveros que producen en contenedor.

Fertilizantes encapsulados solubles en agua. Consisten en un fertilizante sólido N-P-K encapsulado en una esfera de resina plástica: la cápsula permite al agua pasar hacia dentro y disolver los nutrientes, los cuales son liberados osmóticamente a las plantas (fig. 4.1.14). El Osmocote, el Nutricote, y la urea con cubierta de azufre son ejemplos de este grupo. La urea con cubierta de azufre rara vez es utilizada en los viveros forestales, pues su tasa de liberación de nitrógeno representa un problema, pero el Osmocote y el Nutricote son usados en algunos viveros.

Tanto las formas amonio o nitrato del N son empleadas en las diferentes formulaciones. La frecuencia de riego y la temperatura del medio de crecimiento, son los principales factores ambientales que controlan la tasa de liberación de nutrientes (Sanderson, 1987). La formulación de los nutrientes también afecta la liberación de éstos; Crowley *et al.* (1986), encontró diferencias significativas en la liberación acumulada de sales de fertilizante de tres formulaciones diferentes de Osmocote de 8-9 meses (tiempo de liberación) (fig. 4.1.15).

El Osmocote está disponible en diferentes formulaciones de N-P-K, con tasas de liberación variando de 3 a 14 meses. Una nueva formulación en micropíldoras de Osmocote, y una formulación que contiene todos los macro y micronutrientes (Sierra®), está disponible actualmente (fig. 4.1.14). Matthews (1983), recomienda que el Osmocote sea usado como el fertilizante principal para las especies forestales producidas en contenedor al aire libre, y aconseja incorporar al sustrato la formulación 18-6-12 (cuadro 4.1.11).

Fertilizantes inorgánicos de baja solubilidad. El MagAmP®, es un fertilizante comercial, de tan baja solubilidad, que después de ser pasado por una esterilización con vapor, liberará pocos nutrientes. Este fertilizante está disponible en dos tamaños de partículas diferentes (gruesa y mediana), lo cual representa el factor que controla la liberación de nutrientes. El nitrógeno es proporcionado como fosfato amonio magnesio (de aquí el nombre comercial), pero Sanderson (1987) reporta que la tasa de liberación de N es muy baja para algunas plantas ornamentales.

Fertilizantes orgánicos de baja solubilidad. Este grupo está representado por fertilizantes con urea-formaldehído, como las tabletas Agriform®, y el IBDU, los cuales lentamente son descompuestos por hidrólisis o por actividad biológica. La liberación de nutrientes de estos fertilizantes, está controlada por el tipo de medio de crecimiento, el pH del sustrato, la temperatura de éste, y las poblaciones de microorganismos (Sanderson, 1987). Consecuentemente, la liberación de nutrientes es pobre en medios de crecimiento a bajas temperaturas, o con bajas poblaciones de microorganismos, como es el caso de los sustratos artificiales.

Incorporación de fertilizantes con micronutrientes. Varios fertilizantes comerciales con micronutrientes pueden ser incorporados al sustrato (cuadro 4.1.11). El Micromax®, es una mezcla balanceada de microelementos en una forma de sulfato soluble, que es lentamente liberado cuando es mezclado con el sustrato (Whitcomb, 1984). Los micronutrientes FTE No. 555®, con frecuencia también son mezclados previamente en el medio de crecimiento; este fertilizante consiste de fragmentos cristalinos que contienen todos los micronutrientes. Éstos son liberados lentamente en la solución del medio de crecimiento durante el ciclo de cultivo, proporcionando una fuente constante y balanceada de fertilizante con micronutrientes (Bunt, 1976). El Esmigran®, es otro fertilizante que consiste de una mezcla de microelementos adsorbida en partículas de arcilla, que lentamente liberan los nutrientes a la solución del suelo.

Existen varias marcas de fertilizantes con micronutrientes quelatados. Los quelatos son formas orgánicas ligadas de microelementos metálicos (Fe, Mn, Zn y Cu), las cuales previenen que estos iones se ligan químicamente con otros nutrientes, como P, Ca, Na y HCO₃. Los fertilizantes con micronutrientes quelatados, han probado ser efectivo, pero tienen varias desventajas (Whitcomb, 1983):

- 1 Son afectados por ciertos otros micronutrientes.
- 2 Son caros.
- 3 Los micronutrientes, en algunos quelatos, pueden ser reemplazados por otros elementos, como el Ca, en el medio de crecimiento.

Las ventajas de los fertilizantes quelatados, sobre otros fertilizantes solubles con micronutrientes, no han sido estudiadas, aunque éstos deberían probar ser benéficos en viveros con problemas especiales, como agua de riego salina.



Figura 4.1.14 El Osmocote, es un fertilizante de lenta liberación, que está disponible en diferentes formulaciones, incluyendo las micropíldoras (izquierda), diseñadas para usarse en contenedores pequeños.

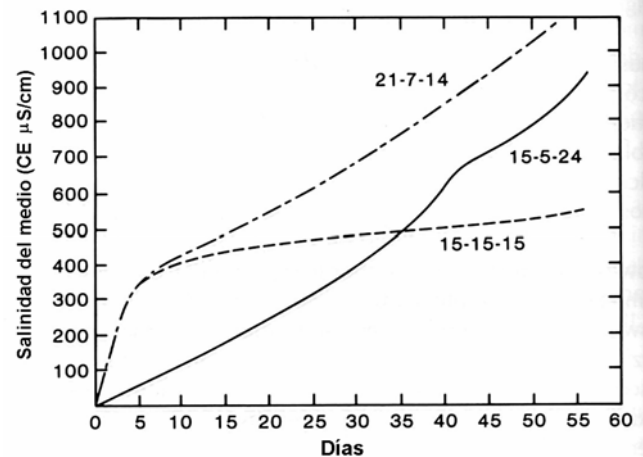


Figura 4.1.15 Los fertilizantes de liberación lenta, pueden variar considerablemente en sus tasa de liberación de nutrientes. Tres formulaciones distintas de fertilizante Osmocote de 8-9 meses (tiempo de liberación), tuvieron diferentes tasas acumuladas de liberación de sales fertilizantes (de Crowley *et al.*, 1986).

Broschat y Donselman (1985), investigaron la extractabilidad del Fe, del Mn, del Zn y del Cu, de un sustrato artificial al cual se le habían aplicado varios fertilizantes con micronutrientes, y encontraron que la disponibilidad varió entre los distintos micronutrientes. El Zn, el Mn y el Cu, fueron rápidamente extraíbles con los fertilizantes con sulfato, óxido o adsorbidos en arcilla, pero la disponibilidad del Fe fue restringida en la formulación Esmigran®. Las formas quelatadas de los micronutrientes [Sequestrene®], fueron efectivas, especialmente para el Fe, aunque éstos se lixiviaron del sustrato con el tiempo. Whitcomb (1983), estudió la aplicación de fertilizantes con distintos micronutrientes a sustratos artificiales, y encontró que los de tipo soluble resultaron más efectivos que las formas FTE No. 555®.

4.1.6.2 Inyectando soluciones de fertilizante al sistema de riego.

El método más popular para aplicar fertilizantes en los viveros forestales que producen en contenedor, y el recomendado por el autor, es la inyección directa de fertilizante líquido en el sistema de riego (fig. 4.1.16). Los beneficios de esta técnica, son considerables:

- 1 Control preciso de la concentración y del balance de los 13 nutrientes minerales en el agua de riego aplicada.
- 2 Capacidad para cambiar completamente la solución nutritiva en cualquier momento.
- 3 Muy baja posibilidad de fertilizar en exceso, y por tanto, de dañar por exceso de sales.



Figura 4.1.16 La inyección de fertilizantes líquidos es un método de fertilización eficiente, pero los inyectores deberán diseñarse para ser compatibles con el sistema de riego.

Aunque es muy recomendada la inyección de fertilizante líquido, tiene ciertos requerimientos que pueden ser desventajas en la operación de viveros pequeños:

- 1 La necesidad de equipo especial de inyección
- 2 Elevados costos, asociados con el frecuente mezclado y aplicación de fertilizantes líquidos.
- 3 Es esencial un sistema de riego automatizado bien diseñado, para asegurar una aplicación uniforme de fertilizante.

Tipos de sistemas de inyección de fertilizantes.

Existe una buena selección de equipos de inyección de fertilizantes, disponible para el viverista que produce plantas en contenedor, los cuales varían en términos de características y costo. La elección de un inyector de fertilizantes, con frecuencia es influida por el costo: el precio de un inyector nuevo, puede ser tan barato como US\$ 10 o alcanzar más de US\$ 10 000 (cuadro 4.1.13). El inyector también debe ajustarse con el sistema de riego, así que el viverista debe elegir un modelo que sea compatible con su sistema de riego (fig. 4.1.16).

Nelson (1978) refiere los componentes básicos de un sistema de inyección (fig. 4.1.17). El inyector no deberá instalarse sobre la línea de riego principal, y sí sobre una derivación, de esta forma el agua de riego “limpia” puede ser aplicada cuando se desee. En muchas áreas, por ley, debe instalarse un dispositivo que prevenga el flujo en retroceso, a efecto de evitar que accidentalmente se introduzca fertilizante en los sistemas de agua domésticos. Los sistemas de inyección automatizados, pueden diseñarse para instalar un medidor de sales solubles en la línea de salida, para la supervisión de la dosificación de la solución de fertilizante aplicada.

Entre los principales tipos de sistemas de inyección de fertilizante, que son usados en viveros forestales que producen en contenedor, están los siguientes (Mastalerz 1977, Furuta 1978):

Cuadro 4.1.13 Especificaciones técnicas de algunos inyectores de fertilizantes.

Marca	Modo de acción	Tasa de flujo (gpm)	Presión de agua en operación (PSI)	Tasas de inyección	Capacidad concentrada	Costo en 1984 (US\$)
Hozon	Vénturi	3	Ninguna	Fija 1:16	Ninguna	10
Dosmatic (Profel)	Bomba de agua	Mayor de 6	8 – 85	Ajustable 1:100- 1:200	Ninguna	250
HPA*	Bomba de agua o eléctrica	50 - 400	Mayor de 45	Fija 1:100 – 1:1600	Ninguna	1,600-5,000
Gewa*	Desplazamiento	Ninguna	Ninguna	Ajustable 1:20 – 1:300	4-26 galones	400 – 1,000
Fert o-Ject*	Bomba de agua o eléctrica	2 - 120	20 - 140	Fija 1:100 – 1:200	Ninguna	1,000 – 4,000
Smith*	Bomba de agua	50 - 700	Ninguna	Fija 1:100 – 1:1600	Ninguna	1,000 – 13,000
Anderson*	Bomba de Desplazamiento de agua	1-160	Más de 15	Ajustable	Ninguna	700 – 5,000

*Las especificaciones varían entre modelos./Fuente: modificado de Nelson (1978).

Sistema de tanque y bomba. Este representa una forma económica y simple desde el punto de vista mecánico, para aplicar fertilizantes líquidos. El sistema consiste en un gran tanque de mezclado, en el cual el fertilizante líquido es mezclado a presión, y bombeado a través del sistema de riego. La principal ventaja de del sistema de tanque y bomba, es que es imposible fertilizar en exceso y quemar a las plantas, puesto

que la solución siempre está a fuerza de aplicación. La mayor desventaja es que el tanque de solución con fertilizante necesariamente debe ser grande, para propiciar una fuerza suficiente de aplicación del fertilizante y se cubra toda el área a fertilizar.

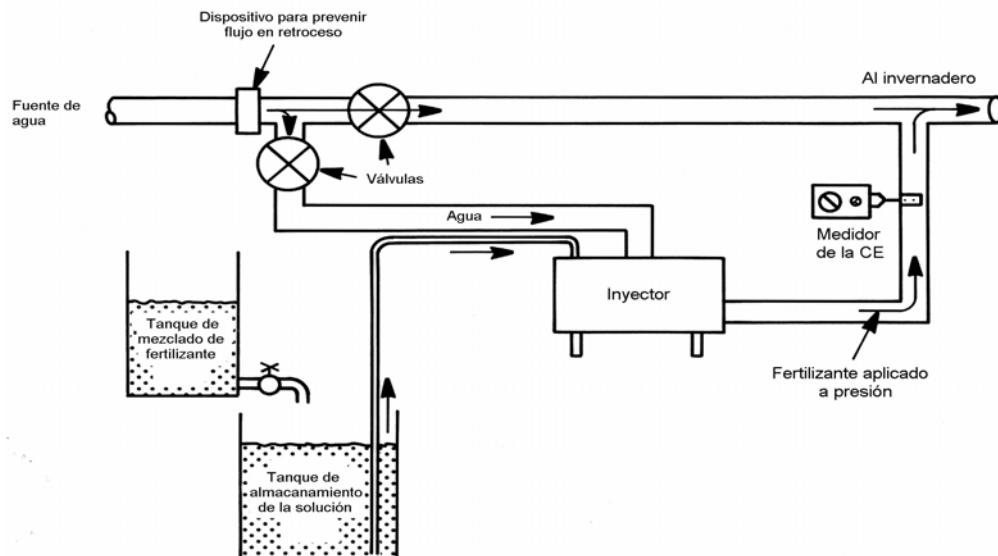


Figura 4.1.17 Diagrama esquemático de un sistema típico de inyección de fertilizante, para un vivero que produce en contenedor (adaptado de Nelson, 1978).

Inyector de succión Vénturi. Este es uno de los más viejos y simples tipos de sistemas de inyección, y opera sobre el principio del tubo de Vénturi. Cuando el agua es forzada a través de una sección de tubería estrecha, ésta gana velocidad, y crea una reducción de la presión del agua. Cuando un tubo con aún menor diámetro es ajustado a la sección anterior, la reducción en la presión provocará que el líquido en el tubo lateral sea aspirado dentro de la tubería de riego. Estos inyector Vénturi, por tanto, pueden ser usados como inyector de fertilizante líquido; son tan precisos como sean uniformes el flujo de agua y la presión, pero la tasa de inyección puede cambiar ante condiciones variables. El inyector Hozon®, un ejemplo de este tipo disponible en el mercado, inyecta a una tasa de aproximadamente 1:16 (cuadro 4.1.13).

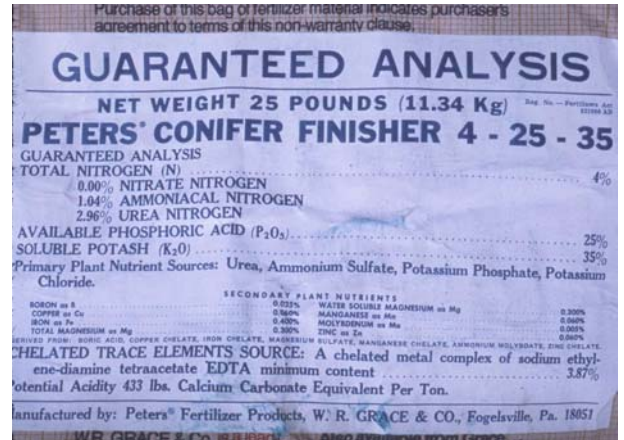
Inyector de desplazamiento. Este tipo de inyector, como el Gewa®, opera sobre la base de un tanque portátil, con un revestimiento plástico plegable. La solución de fertilizante es colocada dentro del tanque revestido, que entonces es sellado y conectado al sistema de riego. La presión del agua que entra al tanque, obliga a la solución de fertilización fuera del revestimiento plástico y dentro de la línea de riego, a una tasa de inyección especificada. El inyector Gewa tiene una tasa de inyección variable, que puede ser ajustada de 1:20 a 1:300 (cuadro 4.1.13).

Inyector de bomba de desplazamiento positivo. La mayoría de estos inyector usan bombas de agua para inyectar una determinada cantidad de solución de fertilizante dentro de la línea de agua, y operan a una velocidad que es proporcional al flujo de agua. Estos miden con precisión cualquier presión de línea, o tasa de flujo, y generalmente no requieren de tanque de mezclado. Están disponibles varias marcas de inyector tipo bomba de desplazamiento positivo, un ejemplo típico es el inyector Smith Measuremix®; éstos generalmente son más caros que los otros tipos, y están disponibles con una variedad de tasas de inyección (cuadro 4.1.13).

Fertilizantes comerciales para inyección. Existen varios tipos de fertilizantes completamente solubles en agua, disponibles en el mercado, para uso en inyección líquida (fig. 4.1.18). Algunas formulaciones contienen sólo N-P-K, mientras que otras también contienen S, y los micronutrientes. Estos fertilizantes no pueden contener Ca o Mg, pues estos nutrientes forman precipitados insolubles en las soluciones de fertilizante concentradas. Las proporciones de nutrientes son fijas, lo que significa que aunque la concentración

total de nutrientes puede ser cambiada, no hay forma de ajustar el balance entre nutrientes. Las mezclas comerciales son relativamente caras, pero son fáciles de usar; otra ventaja es que solamente se requiere de una remesa de solución, y por tanto puede ser utilizado un inyector con sólo una cabeza, que es más barato.

4.1.18A



4.1.18B

Figura 4.1.18 Varias marcas de fertilizantes solubles están disponibles para la inyección al sistema de riego. Algunas están diseñadas específicamente para especies de coníferas (A), mientras que otras están formuladas específicamente para diferentes etapas de cultivo en las plantas (B).

Fertilizantes hechizos para inyección. Muchos viveristas seleccionan materiales químicos para formular sus propias mezclas de fertilizante para proporcionar los 13 micronutrientes minerales (fig. 4.1.19). Estos productos químicos separados, generalmente son más baratos que los fertilizantes comerciales, pero necesitan de más espacio para ser almacenados, pues son requeridas más bolsas con productos químicos. Las mezclas hechizas, deben ser preparadas regularmente, así que se invierte más trabajo en comparación con el uso de

fertilizantes comerciales, además la mayoría de las mezclas hechas requieren de un inyector con dos cabezas. El principal atractivo de este tipo de mezclas, es que puede diseñarse un programa de fertilización balanceado, y pueden aplicarse los nutrientes requeridos prontamente en el agua de riego, y la concentración de cada uno de éstos puede ser ajustada en cualquier momento durante la etapa de cultivo. Los cálculos para formular las mezclas hechas son relativamente complicados, en comparación con las mezclas comerciales de fertilizante, pero una vez que se han logrado, la mezcla de los ingredientes es simple.



4.1.19A



4.1.19B

Figura 4.1.19 Las soluciones hechas de fertilizante pueden ser formuladas a partir de productos químicos, como las sales Epsom (A). Estos productos químicos son mezclados para formar soluciones concentradas (B).

Fertilización foliar. La inyección de fertilizante líquido ha sido utilizada para aplicar fertilizantes foliares, y ha encontrado una aplicación limitada en viveros ornamentales. Los asperjados foliares pueden ser usados para tratar deficiencias menores de algunos nutrientes minerales, pero no pueden ser utilizados como la única fuente de fertilizante, porque la tasa de absorción es mucho más lenta a través del tejido foliar que a través del sistema radical. La fertilización foliar, lógicamente deberá ser más efectiva con especies de hoja ancha, puesto que la cutícula cerosa de la mayoría de las coníferas hará más lenta la absorción de nutrientes. Alexander y Schroeder (1987), presentan una buena revisión de las aplicaciones prácticas de la fertilización foliar en horticultura.

Los fertilizantes foliares son aplicados como soluciones diluidas. Al formular fertilizantes foliares, la urea es la fuente de N preferida. Handreck y Black (1984), presentan recetas para asperjado foliar con N, K y algunos microelementos (Fe, Zn, Mn, Cu y Mo). Las formulaciones de fertilizante foliar, también están disponibles en el mercado bajo algunas firmas comerciales. El equipo de aplicación debe ser capaz de producir una fina nebulización, y con frecuencia se emplea un agente surfactante (humectante), para asegurar que la solución de fertilizante sea asperjada uniformemente sobre la superficie foliar. Usualmente los asperjados foliares son aplicados bajo condiciones húmedas, frecuentemente durante el anochecer, para que la solución se mantenga en contacto con el follaje por un mayor periodo de tiempo. Algunos viveristas aplican regularmente la solución de fertilizante, a efecto de mantenerla sobre el follaje de las plantas, y así promover la absorción foliar. Esta práctica no es recomendable porque las soluciones con fertilizante más concentradas pueden quemar el follaje succulento. En los viveros forestales, la fertilización foliar ha sido usada en primera instancia para tratar deficiencias de micronutrientes, como la clorosis por deficiencia de hierro, pero también puede ser empleada para proporcionar un rápido "enverdecimiento" antes de que la planta sea embarcada (fig. 4.1.20). Como con toda nueva técnica de cultivo, los viveristas que desean probar la fertilización foliar, primero deberán hacerlo a pequeña escala.



Figura 4.1.20 Aunque la fertilización foliar no puede ser usada para proporcionar todos los nutrientes minerales para las plantas de especies forestales que son producidas en contenedor, los asperjados foliares pueden ser empleados para corregir deficiencias de micronutrientes, o para "enverdecer" las plantas antes de ser embarcadas (las plantas de la derecha fueron tratadas; las de la izquierda son el testigo).



4.1.7 Formulando Soluciones de Fertilizante

4.1.7.1 Determinando el nivel de nutrientes del agua de riego.

Independientemente del tipo de fertilizante utilizado, el primer paso para desarrollar un programa de inyección de fertilización, es determinar qué nutrientes están presentes en el agua de riego, y en qué concentración (Vetanovetz y Knauss, 1988). Desafortunadamente, este importante paso con frecuencia es obviado por muchos viveristas, quienes erróneamente asumen que el agua de riego es de calidad uniforme. El agua natural, usualmente contiene concentraciones apreciables de varios nutrientes para las plantas, especialmente calcio y magnesio (Ca y Mg), inclusive algunas aguas "duras" contienen suficiente cantidad de estos nutrientes para satisfacer parcial o totalmente los requerimientos de las plantas (Jones, 1983; Whitcomb, 1986). La Encuesta en Viveros, reveló que sólo un pequeño porcentaje de los viveristas que producen en contenedores analizan el agua de riego, contemplando todos los nutrimentos minerales.

Los análisis de nutrientes minerales del agua de riego pueden ser realizados por la mayoría de los laboratorios de pruebas analíticas, pero los viveristas deberán asegurarse de especificar que ellos requieren un análisis de **nutrientes**, en lugar de una prueba estándar de calidad del agua. Puesto que muchos de los iones son los mismos en ambas pruebas, será juicioso contar con análisis tanto de nutrientes en el agua, como de calidad de ésta, tomados al mismo tiempo. Un análisis completo de agua cuesta alrededor de US\$ 50 a US\$ 100 (Las pruebas de calidad del agua son discutidas a detalle en la sección 4.2.4.2).

Un ejemplo de análisis de agua de riego, correspondiente al vivero Mt. Sopris, en Carbondale, Colorado, EUA, se presenta en el cuadro 4.1.14. Las concentraciones de todos los nutrientes en el agua de riego, son reportadas en partes por millón (ppm) Cuando solicite una prueba de agua, todos los nutrientes deberán ser reportados en partes por millón, aunque el laboratorio puede dar valores en miligramos por litro (mg/l), una unidad de medición equivalente (ver cuadro 4.1.6). En el cuadro 4.1.14, ambas formas de N, NO_3^- y NH_4^+ fueron analizadas, pero para la mayoría de los propósitos, una prueba de N total es suficiente. Note que algunos macronutrientes, como el P, y muchos micronutrientes, pueden existir en concentraciones muy bajas en el agua natural, algunos de éstos

pueden estar en una concentración tan baja, que no pueden ser detectados por los instrumentos analíticos. El pH y la conductividad eléctrica (CE) del agua, son reportadas rutinariamente junto con los nutrientes. La conductividad eléctrica, es la concentración relativa de sales disueltas en el agua de riego, y es reportada en unidades de microSiemens por centímetro ($\mu\text{S}/\text{cm}$). Cada vivero debería tener sus propios medidores de pH y de CE, y debería realizar sus propias pruebas con regularidad, para supervisar los cambios en la calidad del agua; la supervisión de la fertilización se discute con más detalle en la sección 4.1.9.

Cuadro 4.1.14 Comparación de los nutrientes en el agua de riego y en la solución de fertilizante, además de los niveles óptimos (Vivero Mt. Sopris, 1980).

	Unidades	Agua de riego	Solución de fertilizante aplicada	Niveles óptimos
Macronutrientes				
N total	ppm	3	181	222
NO_3^- -N	ppm	3	170	156
NH_4^+ -N	ppm	0	11	66
P	ppm	0.07	54	60
K	ppm	2	140	155
Ca	ppm	82	80	60
Mg	ppm	14	48	40
SO_4 -S	ppm	43	135	63
Micronutrientes				
Fe	ppm	ND	2.6	4.0
Mn	ppm	ND	1.1	0.5
Zn	ppm	ND	0.07	0.05
Cu	ppm	ND	0.07	0.02
Cl	ppm	3.00	4.00	4.00
Mo	ppm	ND	ND	0.01
B	ppm	0.06	0.14	0.5
Calidad del agua				
pH	--	6.9	6.0	5.5
CE	$\mu\text{S}/\text{cm}$	470	1,680	1,200 - 1800

ND = Valores muy bajos para ser detectados por los instrumentos.

4.1.7.2 Controlando el pH del agua de riego.

Una vez que es conocido el nivel de nutrientes en el agua, la capacidad de amortiguamiento de ésta deberá determinarse mediante titulación ácida. La titulación es un procedimiento en el cual se agregan pequeñas cantidades de ácido a una muestra de agua de riego, a efecto de determinar la cantidad de ácido requerida para reducir el pH de ésta a un nivel deseado (pH=5.5). La titulación puede hacerla cualquier laboratorio de análisis de

aguas, o por el personal del vivero utilizando un medidor de pH y una bureta o pipeta. Cualquier ácido puede ser empleado para realizar esta prueba, siempre que la normalidad sea conocida para que las conversiones de acidez relativa puedan ser ejecutadas.

Para simplificar los cálculos, un procedimiento es usar una solución de ácido fosfórico (H_3PO_4) al 1%. Este ácido, al 75 u 85% es empleado con frecuencia en las mezclas de fertilizante para reducir el pH y para agregar P. Una solución al 1% de este ácido puede hacerse a partir del ácido al 85% agregando 11.75 ml de éste a un volumen de agua destilada hasta completar un litro de solución. Como medida de seguridad, siempre agregue el ácido al agua: llene parcialmente el recipiente con agua, agregue entonces el ácido a ésta, y después agregue el resto del agua. Una vez que es conocida la cantidad de ácido fosfórico al 1% necesaria para reducir el pH de la muestra de agua, la conversión para la solución de ácido al 75% o al 85% se realiza dividiendo entre 75 u 85, respectivamente.

Las curvas de titulación para el agua de riego en el Vivero Mt. Sopris, y para el Vivero del Servicio Forestal del Estado de Colorado, en Ft. Collins, Colorado, EUA, se muestran en la figura 4.1.21. Note la diferencia entre las dos curvas: a mayor pendiente de la curva, menor capacidad de amortiguamiento del agua. El agua del Vivero del Estado de Colorado, tiene una muy baja capacidad de amortiguamiento, y requiere solamente de 3 ml de H_3PO_4 para reducir el pH de 1 litro de agua de riego al nivel deseado, mientras que el agua del Vivero Mt. Sopris requiere de casi 16 ml de H_3PO_4 al 1%. Debido a que la cantidad de ácido probablemente necesitará ser ajustada por razones relacionadas con las estaciones, es necesario llevar a cabo la supervisión regular del pH. El pH también cambiará después de que hayan sido agregados fertilizantes químicos a la solución, así que pueden ser necesarios otros pequeños ajustes.

Varios ácidos han sido utilizados en los sistemas de inyección en los viveros forestales que producen en contenedor, incluyendo el nítrico, el sulfúrico, el fosfórico, y aún el ácido acético. El ácido fosfórico deberá usarse siempre que sea posible, pues 1) es el más seguro de manipular, 2) no reacciona violentamente con el agua ni produce gases tóxicos, y 3) es una fuente de P. Jaramillo y Owston (1977), concluyen que el ácido fosfórico es el más seguro de usar aunque sea más caro y, recomiendan los grados "food" ("alimento") o "reagent" ("reactivo"), puesto que otros grados pueden contener metales pesados fitotóxicos. Sin

embargo, considerando que se usa una muy pequeña cantidad en la acidificación, la posibilidad de originar un problema serio de fitotoxicidad, es remota. (Una lista de grados químicos puede apreciarse en la sección 4.1.7.4). Si el agua de riego es muy alcalina, el ácido sulfúrico puede ser utilizado, porque la cantidad de ácido fosfórico que sería requerida para reducir el pH, agregaría una cantidad excesiva de P a la solución.

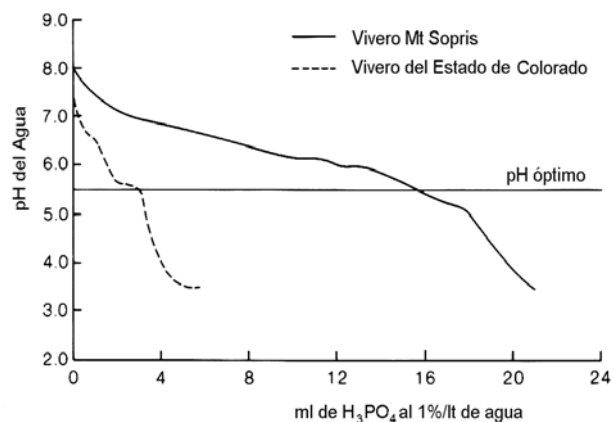


Figura 4.1.21 Curvas de titulación con ácido para el agua de riego en dos diferentes viveros forestales que producen en contenedor, en Colorado. Estas curvas fueron desarrolladas agregando sucesivamente 1 ml de ácido fosfórico al 1% a 1 litro de agua de riego.

4.1.7.3 Cálculos de las soluciones con fertilizantes comerciales.

Con base en los resultados de la Encuesta de Viveros, el 88% de los que producen en contenedor en Norteamérica usan marcas comerciales de fertilizantes, solos o en combinación con mezclas hechas, para la inyección en el sistema de riego. Algunas marcas comerciales contienen tanto macronutrientes como micronutrientes, mientras que otras sólo contienen los elementos mayores. Verifique la etiqueta para determinar la composición exacta de nutrientes; los nutrientes que aporta un fertilizante comercial (Peters Conifer Grower®), a una tasa de 100 ppm de N, son referidos en el cuadro 4.1.15.

Macronutrientes. Un ejemplo del contenido de nutrientes y de las instrucciones de mezclado para un fertilizante típico, se proporciona en el cuadro 4.1.16. Observe que el análisis de nutrientes es dado en nitrógeno total (N), ácido fosfórico en su forma disponible (P_2O_5), y potasio soluble (K_2O). Los dos últimos términos pueden ser convertidos a %P y %K usando los factores de conversión del cuadro 4.1.4. El peso del fertilizante a agregar a 1 litro de agua para hacer 1 litro de fertilizante líquido concentrado, es proporcionado en la parte final del

cuadro 4.1.16. Para calcular las concentraciones de todos los nutrientes, siga el procedimiento siguiente:

Cuadro 4.1.15 Concentración de nutrientes en una solución típica de fertilizante comercial aplicado a una tasa de inyección 1:200, para proporcionar una concentración objetivo de 100 ppm de N.

Nivel del nutriente (ppm)	
Macronutrientes	
N	100
P	15
K	79
Ca	0
Mg	1.5
S	2.0
Micronutrientes	
Fe	2.0
Mn	0.3
Zn	0.3
Cu	0.3
Mo	0.025
B	0.125
Cl	No proporcionado

- 1 Establezca el nivel deseado de N para la solución de fertilizante a aplicar (por ejemplo, 100 ppm).
- 2 Determine qué tanto fertilizante debe usar para producir la concentración deseada (100 ppm). El fertilizante en nuestro ejemplo es 20-7-19, o 20% N:

$$100 \text{ ppm} = (100 \text{ mg/l}) / 0.20 \\ = 500 \text{ mg/l de fertilizante}$$

- 3 Ajuste a la tasa de inyección del nutriente (por ejemplo, 1:200):

$$(500 \text{ mg/l de fertilizante}) (200) \\ = 100,000 \text{ mg/l de fertilizante}$$

- 4 Convierta de miligramos por litro a gramos por litro:

$$(100 \text{ 000 mg/l}) / 1000 \text{ mg/g} \\ = 100 \text{ g/l de fertilizante}$$

Si está utilizando unidades inglesas, convierta gramos por litro a onzas por galón:

$$(100 \text{ g/l}) (0.1334) \\ = 13.34 \text{ onzas de fertilizante por galón de agua}$$

(Observe que este valor está acorde con el de las instrucciones de mezclado en el cuadro 4.1.16).

- 5 Ahora que hemos establecido la cantidad de fertilizante 20-7-19 (paso no. 2) requerido para proporcionar la concentración de N deseado (paso no. 1), necesitamos calcular qué tanto P estará contenido en la solución de fertilizante aplicada (el fertilizante contiene 7% de P_2O_5):

$$(500 \text{ mg/l}) (0.07) = 35 \text{ ppm } P_2O_5$$

- 6 Utilizando el factor de conversión del cuadro 4.1.4, convierta de la forma de óxido (P_2O_5), a la forma elemental:

$$(35 \text{ ppm } P_2O_5) (0.4364) = 15 \text{ ppm P}$$

- 7 Empleando un proceso similar al de los pasos no. 5 y 6, calcule la cantidad de K que el fertilizante 20-7-19 proporciona a la solución de fertilizante aplicado (el fertilizante contiene 19% de K_2O):

$$(500 \text{ mg/l}) (0.19) = 95 \text{ ppm } K_2O \\ (95 \text{ ppm } K_2O) (0.8301) = 79 \text{ ppm K}$$

Registre las concentraciones de los otros nutrientes que estén incluidos en la etiqueta del fertilizante, para la concentración de N. Por ejemplo, las concentraciones reales para un fertilizante típico a 100 ppm de N, son mencionadas en el cuadro 4.1.15.

Han sido desarrolladas un conjunto de tablas para determinar con facilidad y rapidez la cantidad de fertilizante a agregar para un intervalo deseado de concentraciones de N, y para diferentes tasas de inyección de nutrientes (cuadro 4.1.17). Recuerde que estas tablas solamente proporcionan niveles de N, y que los niveles de P, K y otros nutrientes, son determinados a partir de los componentes del fertilizante.

Micronutrientes. Algunos fertilizantes comerciales no contienen micronutrientes complementarios. Por tanto, se requiere de una fertilización suplementaria con micronutrientes, puesto que los sustratos artificiales contienen poco o ninguno de éstos (ver sección 4.1.3.1). La deficiencia de hierro es una de las más comunes en los viveros forestales que producen en contenedor, y se expresa como clorosis y "achaparramiento" o reducción del crecimiento (ver fig. 4.1.7A). Scarratt (1986), reporta una clorosis moderada y bajos niveles de Fe foliar en *Pinus banksiana* (jack pine) producido en contenedor, utilizando fertilizantes

comerciales de "propósito general". Se prescriben aplicaciones de sulfato ferroso dos veces por semana, para complementar a los fertilizantes comerciales, y así prevenir la clorosis por deficiencia de hierro en los viveros de Columbia Británica (Matthews, 1982). Los fertilizantes con hierro quelatados, a veces se prefieren en lugar del sulfato de hierro porque, aunque son más caros, son más disponibles para la absorción de la planta bajo un amplio intervalo de condiciones de sustrato. La deficiencia de cobre también puede representar un problema en los medios de crecimiento formulados a base de turba, y los síntomas de deficiencia han sido identificados en algunas especies de coníferas (ver figura 4.1.7B). Scarratt (1986) reporta que, en un análisis químico estándar practicado a un sustrato estándar de turba-vermiculita, el cobre resultó ser el único micronutriente ausente.

Cuadro 4.1.16 Contenido de nutrientes e instrucciones de mezclado de la etiqueta de un fertilizante comercial típico (20-7-19).

Nutriente	Análisis garantizado (%)			
Nitrógeno total (N)	20.0			
Nitrato	11.6			
Amonio	7.0			
Urea	1.4			
Ácido fosfórico disponible (P ₂ O ₅)	7.0			
Potasio soluble (K ₂ O)	19			
Cantidad de fertilizante para hacer el concentrado				
Tasa del inyector	100 ppm N		150 ppm N	
	g/l	oz/gal	g/l	oz/gal
1:100	50.1	6.68	75.1	10.01
1:200	100.2	13.35	150.2	20.03

Cuadro 4.1.17 Tablas para determinar la cantidad de fertilizante comercial a agregar por galón de agua, para diferentes concentraciones de nitrógeno (N) y tasas de inyección de nutrientes.

Cantidad de fertilizante a agregar a 3.78 litros (1 galón) de agua						
Tasa del Inyector	100 ppm		150 ppm		200ppm	
	g	oz	g	oz	g	oz
30% de fertilizante nitrogenado (por ejemplo, 30-10-10)						
1:300	382.7	13.5	574.1	20.2	765.5	27.0
1:200	255.2	9.0	382.7	13.5	510.3	18.0
1:100	127.6	4.5	191.4	6.8	255.2	9.0
1:50	63.8	2.2	95.7	3.4	127.6	4.5
1:15	19.1	0.7	28.7	1.0	38.3	1.4
25% de fertilizante nitrogenado (por ejemplo, 25-10-10)						
1:300	476.8	16.5	701.7	24.8	935.6	33.0
1:200	311.8	11.0	467.8	16.5	623.7	22.0
1:100	155.9	5.5	23.9	8.2	311.8	11.0
1:50	78.0	2.8	116.9	4.1	155.9	5.5
1:15	23.4	0.8	35.1	1.2	46.8	1.6
20% de fertilizante nitrogenado (por ejemplo, 20-20-20)						
1:300	574.1	20.2	861.1	30.4	1,148.2	40.5
1:200	382.7	13.5	574.1	20.2	765.4	27.0
1:100	191.4	6.8	287.0	10.1	382.7	13.5
1:50	95.7	3.4	143.7	5.1	191.4	6.8
1:15	28.6	1.0	43.0	1.5	57.4	2.0
15% de fertilizante nitrogenado (por ejemplo, 15-15-15)						
1:300	765.4	27.0	1,148.2	40.5	1,530.9	54.0
1:200	510.3	18.0	765.4	27.0	1,020.6	36.0
1:100	255.2	9.0	382.7	13.5	510.3	18.0
1:50	127.6	4.5	191.4	6.8	255.2	9.0
1:15	38.3	1.4	57.4	2.0	76.5	2.7

Fuente: modificado de Ball (1985).

Varios fertilizantes solubles con micronutrientes están disponibles tanto como elementos simples o como mezclas de micronutrientes; las mezclas son más recomendables que los fertilizantes con micronutrientes individuales, a menos que se haya identificado una deficiencia específica. La sobrefertilización con un producto de un solo elemento, puede resultar en toxicidad directa, o en un desbalance nutricional que puede inhibir la absorción de otros micronutrientes. El Micromax®, es una mezcla basada en sulfato, la cual generalmente se incorpora al sustrato, pero también puede aplicarse en aspersión impregnando al follaje, siempre y cuando, este sea enjuagado inmediatamente después de la aplicación (Whitcomb, 1984). Las mezclas solubles con elementos menores (S.T.E.M.®), incluyen azufre y seis microelementos que son derivados de sulfatos y otros productos inorgánicos. Muchos especialistas en nutrición vegetal, consideran que las formas quelatadas de micronutrientes se mantienen más disponibles en el sustrato; una mezcla de micronutrientes quelatados solubles (Compound 111®), está disponible para ser usada en sistemas de inyección. También están disponibles varias formulaciones comerciales de micronutrientes individuales quelatados, tales como el "Sequestrene 330 Fe®" (quelato EDTA), y el "Sequestrene 138 Fe®" (quelato EDDHA).

Las tasas de aplicación se proporcionan en la etiqueta del fertilizante, usualmente especificadas como la cantidad de micronutrientes a utilizar por cantidad de macronutrientes (los fertilizantes con micronutrientes, también se discuten en la sección 4.1.4.3).

4.1.7.4 Cálculos de fertilizante para las mezclas hechizas.

Selección de productos químicos. Las mezclas de fertilizantes hechizas o tradicionales, utilizan productos químicos para proporcionar los nutrientes minerales necesarios para el cultivo de las plantas. Existen varios grados de productos químicos, los cuales están clasificados según su uso (cuadro 4.1.18); los grados técnicos o purificados, resultan más prácticos para las mezclas de fertilizantes hechizos, en términos de pureza y costo. Los productos químicos con grado de fertilizante no son recomendables para las mezclas de fertilizante soluble, puesto que contienen un porcentaje relativamente elevado de impurezas. La Encuesta de Viveros que Producen en Contenedor, encontró que el 12% de estos utilizaron mezclas hechizas exclusivamente, y que otro 6% los usó en combinación con fertilizantes comerciales.

Los productos químicos específicos para elaborar las mezclas de fertilizante hechizo, son seleccionadas con base en los siguientes criterios:

1. Disponibilidad y capacidad de proporcionar el nutriente deseado. Los productos químicos solubles comúnmente disponibles, adecuados para su uso como fertilizantes, son referidos en el cuadro 4.1.19; note que algunos nutrientes como el N, están disponibles en varios compuestos solubles, mientras que otros, como es el Ca, solamente cuentan con una forma soluble.
2. Solubilidad en agua y compatibilidad con otros productos químicos nutricionales. La solubilidad y compatibilidad de algunos de los principales productos químicos fertilizantes, son comparados en la figura 4.1.22.
3. Costo por nutriente proporcionado. Varios productos químicos contienen más de un nutriente, son por tanto más eficientes en cuanto a costo, y contienen pocos iones no deseables. Sin embargo, las sustancias químicas con múltiples nutrientes hacen un poco más complicados los cálculos de fertilizante, a causa de la necesidad de mantener el balance de los otros nutrientes.
4. Ausencia de iones potencialmente tóxicos. Algunas sustancias químicas comúnmente empleadas, contienen iones secundarios indeseables, además de los iones nutriente, Un buen ejemplo de esto es el KCl, el cual contiene 47% de Cl; a causa de la elevada concentración de K⁺ deseable en las soluciones fertilizante, los iones Cl⁻ acompañantes podrían resultar tóxicos.

Mezclando las soluciones de fertilizante. Las sustancias químicas son disueltas en agua para formar soluciones de nutrientes. Es una buena idea usar agua caliente para las soluciones, ya que la mayoría de las sustancias se disuelven más rápida y completamente en ésta. Mastalerz (1977), recomienda preparar la solución en un contenedor con agua caliente, y entonces extraerla con sifón o verterla dentro de otro contenedor, para que las partículas no disueltas sean separadas. Las soluciones son muy corrosivas, por lo que debe contarse con tanques plásticos, y no metálicos, con cubiertas para mantenerlas sin basura.

Cuadro 4.1.18 Clases comerciales de químicos empleadas en fertilizantes hechizos.

Símbolo	Clase de sustancia	Definición y uso	Costo relativo del nitrato de amonio (US\$)
AR/ACS	Reactivo	Uso general en laboratorios	14.45/lb
U.S.P.	Farmacéutico	Clase farmacéutico	--
TAC/FCC	Alimento	Satisfactorio para usos alimenticios aprobados	--
Purificado	Purificado	De mayor calidad que el técnico	12.97/lb
Técnico	Técnico	Clase conveniente para uso industrial general; muy pocas impurezas; mejor para mezclas de fertilizante hechizo	0.21/lb
Fertilizante	Fertilizante	De menor calidad que el técnico; puede contener impurezas	0.16/lb

Cuadro 4.1.19 Características de los macronutrientes e implicaciones para la formulación de fertilizantes líquidos.

Nutriente	Formas de absorción iónica	Movilidad en la planta	Efectos en el crecimiento de la planta	Disponibilidad como fertilizante soluble
Nitrógeno	NO ₃ ⁻ NH ₄ ⁺	Alta Alta	Elemento Fertilizante usado en grandes cantidades. Los niveles elevados de N promueven una rápida división y elongación celular, aunque puede prolongar la suculencia.	Excelente (7 formas): Nitrato de Amonio Fosfatos de amonio Sulfato de amonio Nitrato de calcio Nitrato de potasio Nitrato de sodio* Urea
Fósforo	H ₂ PO ₄ ⁻ HPO ₄ ²⁻	Alta Alta	Aunque el P se halla en cantidades menores en el tejido vegetal, son necesarias cantidades relativamente grandes en la estación temprana de crecimiento para el establecimiento y el crecimiento de la raíz.	Razonable (2 formas): Fosfatos de amonio Ácido fosfórico
Potasio	K ⁺	Alta	Usado en grandes cantidades durante toda la etapa de cultivo. Se piensa que promueve la lignificación del tallo y la resistencia al frío.	Buena (4 formas): Carbonato de potasio Cloruro de potasio* Nitrato de potasio Sulfato de potasio
Calcio	Ca ²⁺	Bajo	Importante en la estación temprana del cultivo, para el crecimiento radical. El Ca es el componente principal de la pared celular, y por ende promueve la firmeza de los tejidos durante el endurecimiento.	Pobre (1 forma): Nitrato de calcio
Magnesio	Mg ²⁺	Medio	Es componente estructural de la clorofila, y es requerido en cantidades moderadas.	Pobre (1 forma): Sulfato de magnesio
Azufre	SO ₄ ²⁻	Medio	Esencial para las proteínas, es necesario en cantidades moderadas durante la etapa de cultivo	Buena (4 formas): Sulfato de amonio Sulfato de magnesio Sulfato de potasio Ácido sulfúrico

*No recomendable, a causa del elevado índice de sales.

Por seguridad propia, siempre agregue primero el componente ácido a la solución. Ciertos nutrientes, especialmente el Ca y el Mg, causan problemas en las soluciones concentradas porque forman precipitados con otros nutrientes, como los sulfatos o los fosfatos: $\text{Ca} + \text{SO}_4 = \text{CaSO}_4$ (yeso) (fig. 4.1.23). Con frecuencia son usadas tres soluciones separadas para proporcionar todos los nutrientes, mientras se mantiene la solubilidad óptima de las sustancias en cada solución. Observe que el Ca es agregado en la solución de micronutrientes porque éste formará precipitados con el P o con el SO_4 en la solución de macronutrientes:

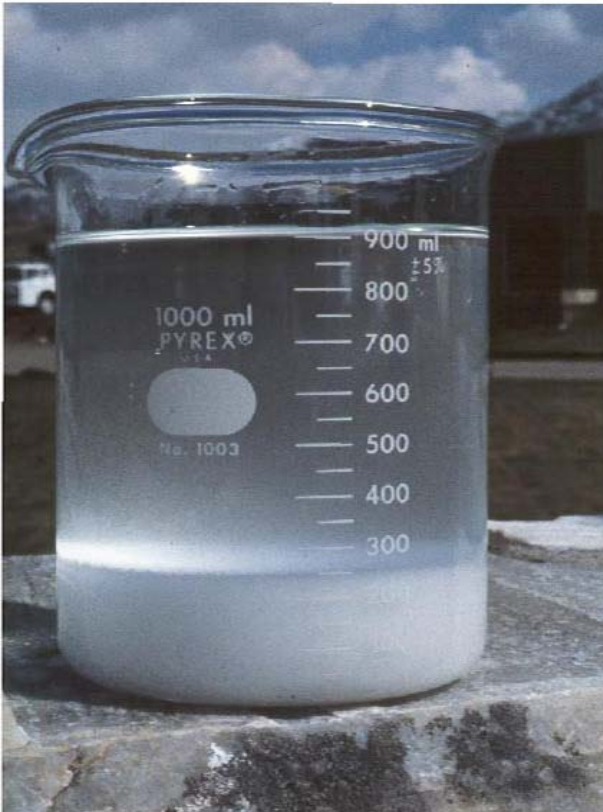


Figura 4.1.23 La incompatibilidad química entre ciertos iones de nutrientes minerales, en este caso calcio y sulfato, puede originar precipitados insolubles en las soluciones de fertilizante ($\text{Ca}^{2+} + \text{SO}_4^{2-} = \text{CaSO}_4$, o sea yeso).

Solución 1 (S#1). Ácido diluido. Reduce el pH del agua de riego y, si se emplea ácido fosfórico, proporciona P.

Solución 2 (S#2). Macronutrientes excepto Ca. Proporciona todos éstos, excepto el Ca, el cual debe ser suministrado en la S#3, por razones de solubilidad.

Solución 3 (S#3). Micronutrientes más Ca. Proporciona todos los micronutrientes y el Ca. En este ejemplo, la solución de fertilizante completa consistirá de la solución #2 y de la solución #3, cada una inyectada a través de su propia cabeza inyectora. Varios inyectores de fertilizantes están disponibles con dos cabezas, y pueden ser solicitados con diferentes tasas de inyección. Las soluciones de macronutrientes usualmente son inyectadas a tasas de 1:200, mientras que las soluciones con micronutrientes pueden ser más concentradas, e inyectadas a tasas tan elevadas como 1:500.

Ejemplo de cálculos. El ejemplo siguiente, fue diseñado para el agua de riego del Vivero del Estado de Colorado, utilizando una modificación del procedimiento de Tinus y McDonald (1979). El vivero usa un inyector Smith[®], con dos cabezas 1:200, y tanques de solución con 200 litros (50 galones) de capacidad:

S#1 (ácido diluido). Debido a que el agua de riego de muchos viveros tiene pH neutro a ligeramente alcalino, esta solución puede ser inyectada con cualquier agua de riego para reducir el pH hasta 5.5, el nivel ideal para el cultivo de coníferas. El constante riego ácido puede mantener el pH bajo del medio de crecimiento durante la germinación de la semilla, ayudando entonces a reducir la ocurrencia de enfermedades como la "chupadera" ("damping-off"). El ácido fosfórico, comúnmente es utilizado para reducir el pH del agua de riego porque éste proporciona una fuente constante de P, el cual es benéfico durante el crecimiento inicial de las plántulas, antes de que sea iniciada la fertilización formal. Si el agua de riego es muy alcalina, a veces es empleado un ácido más fuerte, como el ácido sulfúrico, además del ácido fosfórico. El uso de esta solución ácida con cada riego, también previene la formación de los depósitos calcáreos en las boquillas de riego, en áreas con agua "dura".

La cantidad apropiada de ácido a utilizar, está determinada por una titulación ácida del agua de riego del invernadero, usando ácido fosfórico o ácido sulfúrico (ver sección 4.1.7.2). Con base en el promedio de tres titulaciones separadas, con 1% H_3PO_4 , 3.2 ml de ácido al 1%, redujeron el pH de 1 litro de agua de riego a 5.5 (fig. 4.1.21). Utilizando H_3PO_4 comercial al 85%, tomará 1/85 del ácido concentrado para tratar 1 litro del agua del invernadero:

$$3.2 \text{ ml} / 85 = 0.0376 \text{ ml de } \text{H}_3\text{PO}_4 \text{ al } 85\% \text{ por litro de agua.}$$

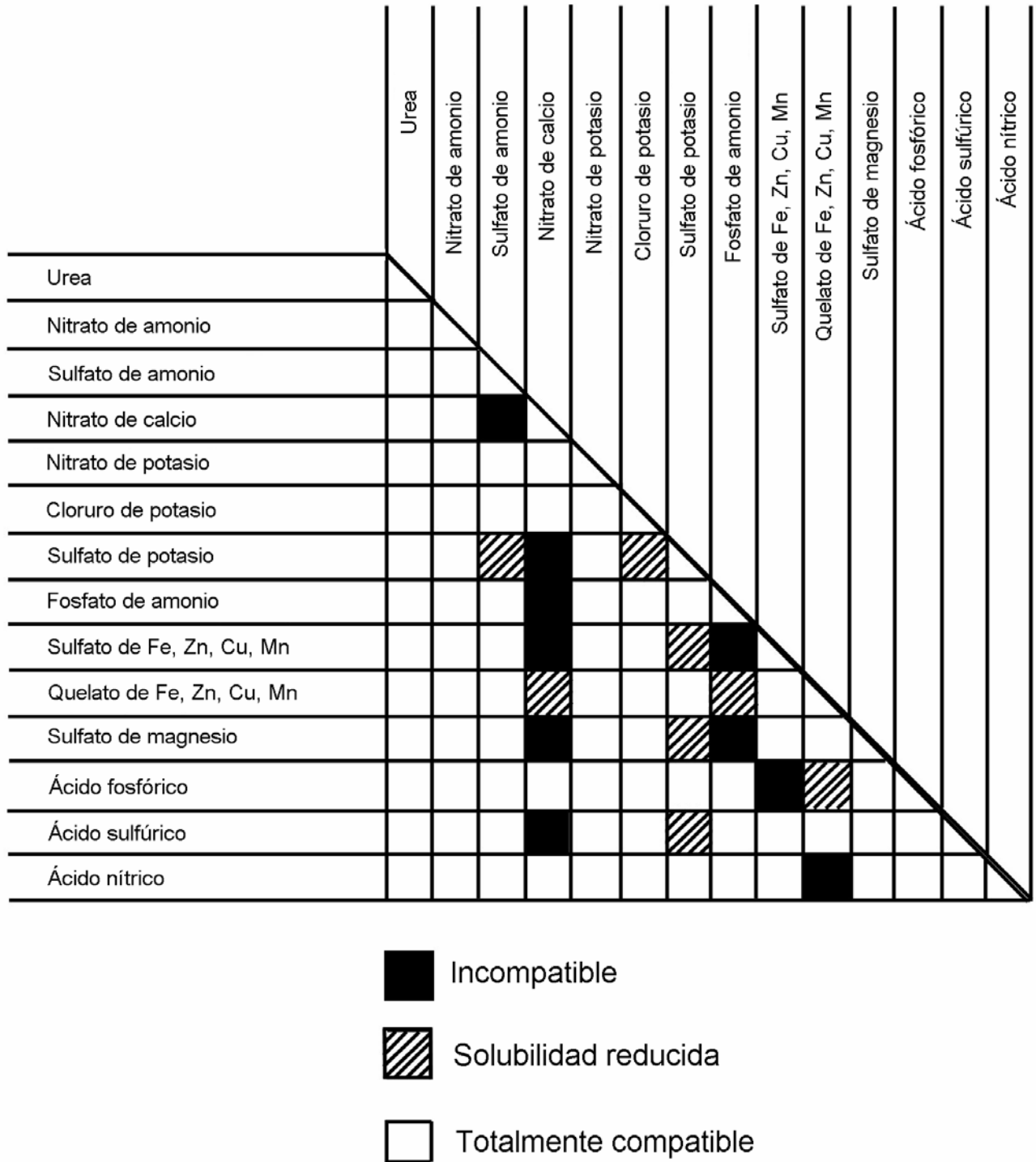


Figura 4.1.22 Ciertas sustancias que son usadas para la formulación de fertilizantes líquidos habituales, son incompatibles en las soluciones concentradas de fertilizante. Este gráfico de compatibilidad ilustra algunas de las combinaciones químicas que deberán ser evitadas en la misma solución (modificado de Soil and Plant Laboratory Inc., Bellevue, WA).

Si 0.0376 ml son requeridos para 1 litro de agua, ¿qué tanto (X) será necesitado para 200 litros de solución?

$$(0.0376 \text{ ml}) / 1 \text{ litro} = (X \text{ ml}) / 200 \text{ litros}$$

$$X = 7.52 \text{ ml de H}_3\text{PO}_4 \text{ al 85\%}$$

La solución será inyectada a una tasa de 1:200, entonces la solución debe ser 200 veces más fuerte:

$$7.52 \text{ ml} \times 200 = 1,504 \text{ ml} = 1.5 \text{ litros de H}_3\text{PO}_4 \text{ al 85\%}$$

A la receta de la S#1, entonces, le serán agregados 1.5 litros de H₃PO₄ al 85%, a suficiente agua de riego para completar 200 litros de la solución.

La precisión de estos cálculos deberá ser verificada mediante el muestreo del agua de riego, para probar su pH (una medición directa de pH de la solución, no es indicativa del pH del agua de riego que se aplicará). Debido a que la calidad del agua de riego cambiará durante el año, la cantidad de ácido adicionada a la solución puede ser ajustada ocasionalmente.

S#2 (macronutrientes excepto Ca). Los cálculos para esta solución de fertilizante son proporcionados en el cuadro 4.1.20A (se proporciona una forma en blanco en el cuadro 4.1.20B). La porción superior muestra las concentraciones nutrimentales óptimas, en partes por millón, la cantidad de cada nutriente en el agua de riego, y la cantidad requerida para ser agregada como fertilizante inyectado. Las sustancias químicas usadas para proporcionar los nutrientes y su contribución, en partes por millón, se muestran en la columna izquierda. La columna final de la derecha, muestra la cantidad total de sustancia química que debe estar presente en la solución de fertilizante que será aplicada, conforme ésta sale de la boquilla de riego.

Las partes por millón totales de cada nutriente, deben ser convertidas al peso de la sustancia química que necesita ser agregada para cada litro de agua. Esta conversión es simple, porque 1 litro de agua pesa 1 kg, por definición. Por tanto, sobre una base de peso por volumen, 1 mg/l es igual a 1 ppm.

Con base en la titulación ácida, 0.0376 ml de H₃PO₄ al 85% serán agregados a 1 litro de agua de riego. Para calcular la cantidad de P agregado, véase el cuadro 4.1.21, el cual muestra que 1 litro

de H₃PO₄ al 85% pesa 1,436 g (si usase H₂SO₄, entonces emplee los datos químicos del cuadro 4.1.22). Si 1 litro de H₃PO₄ pesa 1,436 g, ¿qué tanto pesarán 0.0376 ml?

$$1 \text{ 000 ml} / 1,436 \text{ g} = 0.0376 \text{ ml} / X \text{ g}$$

$$X = 0.054 \text{ g} = 54 \text{ mg}$$

El siguiente paso es convertir el H₃PO₄ al 85% a partes por millón de P, y el cuadro 4.1.23 muestra que el ácido fosfórico contiene 32% de P. Entonces:

$$54 \text{ mg/l} = 54 \text{ ppm} \times 0.32 = 17 \text{ ppm de P}$$

Nuestra concentración objetivo es 60 ppm de P, entonces necesitamos agregar más P. El fosfato monopotásico (KH₂PO₄), puede ser usado para proporcionar tanto P como K, y el cuadro 4.1.23 muestra que la sustancia contiene 23% de P y 28% de K. Nosotros necesitamos 43 ppm para llegar al objetivo:

$$43 \text{ ppm P} / 0.23 = 187 \text{ mg/l KH}_2\text{PO}_4$$

$$187 \text{ mg/l} \times 0.28 = 52 \text{ ppm K}$$

El nitrato de potasio (KNO₃) contiene 13% de NO₃, y 37% de K (cuadro 4.1.23), así que puede ser usado para proporcionar 48 ppm de K para alcanzar el objetivo de 100 ppm:

$$48 \text{ ppm K} / 0.37 = 130 \text{ mg/l x KNO}_3$$

$$130 \text{ mg/l} \times 0.13 = 17 \text{ ppm NO}_3$$

El nitrato de amonio (NH₄NO₃) proporciona 17% de NO₃, y 17% de NH₄ (cuadro 4.1.23), entonces nosotros podemos usar esta sustancia para llenar los requerimientos de NH₄ y parte de los requerimientos de NO₃:

$$60 \text{ ppm NH}_4 / 0.17 = 353 \text{ mg/l NH}_4\text{NO}_3$$

$$353 \text{ mg/l} \times 0.17 = 60 \text{ ppm NO}_3$$

Nosotros aún requerimos 63 ppm de NO₃ para hacer nuestra concentración objetivo (cuadro 4.1.20A). El nitrato de calcio (CaNO₃), el cual contiene 15% de NO₃ y 17% de Ca (cuadro 4.1.23), representa la elección lógica:

$$63 \text{ ppm NO}_3 / 0.15 = 420 \text{ mg/l CaNO}_3$$

$$420 \text{ mg/l} \times 0.17 = 71 \text{ ppm Ca}$$

Esto completa el requerimiento de 200 ppm de N, y las 71 ppm de Ca están muy cercanas al objetivo de 69 ppm (cuadro 4.1.20A). Los únicos dos nutrientes que aún se necesitan para agregarse son el Mg y el S, los cuales pueden ser adicionados con una sustancia, el sulfato de

magnesio ($MgSO_4$), sales Epsom ordinarias. El $MgSO_4$, contiene 13% de S y 10% de Mg (cuadro 4.1.23). Nosotros requerimos 38 ppm de Mg:

$$38 \text{ ppm Mg} / 0.10 = 380 \text{ mg/l de } MgSO_4$$
$$380 \text{ mg/l} \times 0.13 = 49 \text{ ppm de S}$$

La adición de $MgSO_4$, completa la fórmula nutritiva, puesto que las concentraciones de todos los nutrientes en la hilera "totales", se apega razonablemente a las concentraciones objetivo (cuadro 4.1.20A).

La receta para todos los ingredientes es dada en la columna "solución aplicada", en el cuadro 4.1.20A; esta es la concentración real de fertilizante que es aplicada a las plantas. Estos valores son llevados abajo, a la columna de "solución aplicada", en la base del cuadro, donde son hechas las conversiones para el inyector de nutrimentos, y para la solución. El ajuste para el inyector de fertilizante (1:200), consiste en multiplicar los valores de la solución aplicada por 200, y entonces convertir miligramos a gramos. Los cálculos para el $MgSO_4$ servirán como ejemplo:

$$380 \text{ mg/l} \times 200 = 76\,000 \text{ mg/l} = 76 \text{ g/l}$$

El paso siguiente involucra nuevamente el multiplicar por 200, para calcular qué tanta sustancia química se necesita para los tanques de solución de 200 litros, y para convertir a kilogramos:

$$76 \text{ g/l} \times 200 = 15,200 \text{ g} = 15.2 \text{ Kg}$$

Recuerde que el $CaNO_3$ no será agregado a esta solución (debido a problemas de solubilidad), pero sí a la solución con micronutrientes (S#3).

S#3 (micronutrientes más Ca). Los cálculos para esta solución, son en esencia los mismos que para la S#2, usando la información del cuadro 4.1.24, para determinar la cantidad de nutrientes que cada sustancia química provee. Las formas quelatadas de micronutrientes metálicos (Fe, Mn, Cu y Zn), son más caras que las formas sulfato, pero se considera que están más disponibles bajo un intervalo de condiciones de suelo. Sin embargo, cuando se utiliza el medio de crecimiento de turba-vermiculita, la disponibilidad de micronutrientes no deberá representar un problema.

Las recetas finales para las tres soluciones, son proporcionadas en el cuadro 4.1.25, el cual muestra la cantidad de cada una de las sustancias químicas que deberá ser agregada para elaborar 200 litros de solución.

Cuadro 4.1.20A Muestra de cálculos para una mezcla de fertilizante hecha.

	Concentración de nutrientes (ppm)								
	N Total	NO ₃ -N	NH ₄ -N	P	K	Ca	Mg	S	
Objetivo	200	140	60	60	100	80	40	60	
- Análisis del agua	0	0	0	0	0	11	2	6	
= A agragar	200	140	60	60	100	69	38	54	
Sustancias químicas									Solución aplicada
H ₃ PO ₄ 85%				17					0.0376 ml/l
KH ₂ PO ₄				43	52				187 mg/l
KNO ₃	17	17			48				130 mg/l
NH ₄ NO ₃	120	60	60						353 mg/l
Ca NO ₃	63	63				71			420 mg/l
Mg SO ₄							38	49	380 mg/l
Totales	200	140	60	60	100	71	38	49	

Fertilizante químico		Solución aplicada	Concentración en el inyector (1:200)	Solución (200 l)
Nombre común	Fórmula			
Ácido fosfórico al 85%	H ₃ PO ₄	0.0375 ml/l	7.52 ml/l	1.5 l
Fosfato monopotásico	KH ₂ PO ₄	187 mg/l	37.4 g/l	7.5 kg
Nitrato de potasio	KNO ₃	130 mg/l	26.0 g/l	5.2 kg
Nitrato de amonio	NH ₄ NO ₃	353 mg/l	70.6 g/l	14.1 kg
Nitrato de calcio	Ca NO ₃	420 mg/l	84.0 g/l	16.8 kg
Sulfato de magnesio	Mg SO ₄	380 mg/l	76.0 g/l	15.2 kg

Cuadro 4.1.20B Forma en blanco para calcular mezclas de fertilizante hechizo.

	Concentración de nutrientes (ppm)							
Objetivo								
- Análisis del agua								
= A agragar								
Sustancias químicas								Solución aplicada
Totales								

Fertilizante químico		Solución aplicada	Concentración en el inyector ()	Solución ()
Nombre común	Fórmula			

Cuadro 4.1.21 Ácido fosfórico: relación entre grados Baume (Be), porcentaje del ácido y gramos de ácido por litro (g/l)

Be	Gravedad específica	Porcentaje de ácido	Concentración del ácido (g/l)
0.6	1.0038	1	10.04
1.3	1.0092	2	20.18
2.8	1.0200	4	40.80
4.3	1.0309	6	61.85
5.8	1.0420	8	83.36
7.3	1.0532	10	105.3
8.8	1.0647	12	127.8
10.3	1.0764	14	150.7
11.8	1.0884	16	174.1
13.3	1.1008	18	198.1
14.8	1.1134	20	222.7
16.3	1.1263	22	247.8
17.8	1.1395	24	273.5
19.2	1.1529	26	299.8
20.7	1.1665	28	326.6
22.2	1.1805	30	354.2
25.8	1.2160	35	425.6
29.4	1.2540	40	501.6
32.9	1.2930	45	581.9
36.4	1.3350	50	667.5
39.9	1.3790	55	758.5
43.3	1.4260	60	855.6
46.7	1.4750	65	958.8
50.0	1.5260	70	1,068
53.2	1.5790	75	1,184
56.2	1.6330	80	1,306
59.2	1.6890	85	1,436
62.0	1.7460	90	1,571
63.1	1.7700	92	1,628
64.2	1.7940	94	1,686
65.3	1.8190	96	1,746
66.4	1.8440	98	1,807
67.5	1.8700	100	1,870

Fuente: Hodgman *et al.* (1953).

Cuadro 4.1.22 Ácido sulfúrico: relación entre grados Baume (Be), porcentaje de ácido, y concentración del ácido (g/l).

Be	Gravedad específica	Porcentaje de ácido	Concentración del ácido (g/l)
44.7	1.4453	55	749.9
45.4	1.4557	56	815.2
46.1	1.4662	57	835.7
46.8	1.4768	58	856.5
47.5	1.4875	59	877.6
48.2	1.4983	60	899.0
48.9	1.5091	61	920.6
49.6	1.5200	62	942.4
50.3	1.5310	63	964.5
51.0	1.5421	64	986.9
51.7	1.5533	65	1,010
52.3	1.5646	66	1,033
53.0	1.5760	67	1,056
53.7	1.5874	68	1,079
54.3	1.5989	69	1,103
55.0	1.6105	70	1,127
55.6	1.6221	71	1,152
56.3	1.6338	72	1,176
56.9	1.6456	73	1,201
57.5	1.6574	74	1,226
58.1	1.6692	75	1,252
58.7	1.6810	76	1,278
59.3	1.6927	77	1,303
59.9	1.7043	78	1,329
60.5	1.7158	79	1,355
61.1	1.7272	80	1,382
61.6	1.7383	81	1,408
62.1	1.7491	82	1,434
62.6	1.7594	83	1,460
63.0	1.7693	84	1,486
63.5	1.7786	85	1,512
63.9	1.7872	86	1,537
64.2	1.7951	87	1,562
64.5	1.8022	88	1,586
64.8	1.8087	89	1,610
65.1	1.8144	90	1,633
65.3	1.8195	91	1,656
65.5	1.8240	92	1,678
65.7	1.8279	93	1,700
65.8	1.8312	94	1,721
65.9	1.8337	95	1,742
66.0	1.8355	96	1,762
66.0	1.8364	97	1,781
66.0	1.8361	98	1,799
65.9	1.8342	99	1,816
65.8	1.8305	100	1,831

Fuente: Hodgman *et al.* (1953).

Cuadro 4.1.23 Sustancias químicas fertilizantes solubles que proporcionan macronutrientes para soluciones fertilizantes hechas.

Compuesto	Fórmula Química	Solubilidad en agua (g/100 ml)	% de nutriente proporcionado						
			NH ₄ -N	NO ₃ -N	P	K	Ca	Mg	S
Nitrato de amonio	NH ₄ NO ₃	118	17	17	--	--	--	--	--
Sulfato de amonio	(NH ₄) ₂ SO ₄	71	21	--	--	--	--	--	24
Nitrato de calcio	Ca(NO ₃) ₂	102	--	15	--	--	17	--	--
Fosfato diamónico	(NH ₄) ₂ HPO ₄	43	21	--	24	--	--	--	--
Fosfato dipotásico	K ₂ HPO ₄	167	--	--	18	45	--	--	--
Sulfato de magnesio	MgSO ₄	71	--	--	--	--	--	10	13
Fosfato monoamónico	NH ₄ H ₂ PO ₄	23	11	--	21	--	1	--	3
Fosfato monopotásico	KH ₂ PO ₄	33	--	--	23	28	--	--	--
Ácido nítrico	HNO ₃	ND	--	22	--	--	--	--	--
Ácido fosfórico	H ₃ PO ₄	548	--	--	32	--	--	--	--
Carbonato de potasio	K ₂ CO ₃	112	--	--	--	56	--	--	--
Cloruro de potasio	KCl	35	--	--	--	52	--	--	--
Nitrato de potasio	KNO ₃	13	--	13	--	37	--	--	--
Sulfato de potasio	K ₂ SO ₄	7	--	--	--	44	--	--	18
Nitrato de sodio	NaNO ₃	73	--	16	--	--	--	--	--
Ácido sulfúrico	H ₂ SO ₄	ND	--	--	--	--	--	--	33
Urea	CO(NH ₂) ₂	78	45	--	--	--	--	--	--

ND = no disponible.

Cuadro 4.1.24 Sustancias fertilizantes solubles que proporcionan micronutrientes para soluciones fertilizantes hechas.

Nutriente	Compuesto	Notación química*	% de micronutrientes
Hierro (Fe)	Sulfato ferroso	FeSO ₄ -7H ₂ O	19
	Sulfato férrico	(Fe) ₂ (SO ₄) ₃ -4H ₂ O	23
	Quelatos con hierro	NaFeAEDT	5-14
		NaFeAHEDT	6
	NaFeAEDDH	10	
Manganeso (Mn)	Cloruro de manganeso	MnCl ₂	17
	Sulfato de manganeso	MnSO ₄ -3H ₂ O	27
	Quelatos con manganeso	MnAEDT	12
Zinc (Zn)	Sulfato de zinc	ZnSO ₄ -H ₂ O	35
	Quelatos con zinc	Na ₂ ZnAEDT	14
		NaZnAHEDT	9
Cobre(Cu)	Sulfato de cobre	CuSO ₄ -H ₂ O	35
	Sulfatos básicos de cobre	CuSO ₄ -3Cu(OH) ₂	13 – 53
	Quelatos con cobre	Na ₂ CuAEDT	13
		NaCuAHEDT	9
Boro(B)	Bórax	Na ₂ B ₄ O ₇	11
	Acido bórico	H ₃ BO ₃	17
	Solubor	B ₂ O ₃	20
Molibdeno (Mo)	Molibdato de sodio	Na ₂ MoO ₄	39
	Molibdato de amonio	(NH ₄) ₆ Mo ₇ O ₂ -4H ₂ O	54
	Acido molibdénico	H ₂ MoO ₄	59
Cloro (Cl)	Cloruro de potasio	KCl	48

*AEDT = ácido etilendiaminotetraacético.

AHEDT = ácido hidroxietilendiaminotriacético.

AEDD = ácido etilendiaminodihidroxifenilacético.

Fuente: modificado de Hanan *et al.* (1982).

Cuadro 4.1.25 Recetas de soluciones (S) para mezclas hechas de fertilizantes.

Ingredientes	Cantidad para hacer 200 litros de solución
S#1: Ácido fosfórico diluido	
Ácido fosfórico al 85%	1.5 l (1.6 cg*)
S#2: Macronutrientes (sin Ca)	
Ácido fosfórico al 85%	1.5 l (1.6 cg*)
Fosfato monopotásico	7.5 kg (16.5 lb)
Nitrato de potasio	5.2 kg (11.5 lb)
Nitrato de amonio	14.1 kg (31.1 lb)
Sulfato de magnesio	15.2 kg (33.5 lb)
S#3: Micronutrientes (más Ca)	
Sequestrene 330® (quelato de Fe)	1.6 kg (3.5 lb)
Cloruro de potasio	84.0 g (2.96 oz)
Ácido bórico	24.0 g (0.85 oz)
Sulfato de manganeso	80.0 g (2.82 oz)
Sulfato de Zinc	2.0 g (0.07 oz)
Sulfato de cobre	3.2 g (0.11 oz)
Molibdato de amonio	0.8 g (0.03 oz)
Nitrato de calcio	16.8 kg (37.0 lb)

* Cuarto de galón



4.1.8 Programando y Aplicando la Solución de Fertilización

4.1.8.1 Técnicas de aplicación.

Una vez que las soluciones de fertilizante han sido preparadas, el paso siguiente es inyectarlas dentro del sistema de riego. Siempre es conveniente revolver la solución en los tanques cada vez de la inyección, para asegurar que todas las sustancias químicas están bien mezcladas. Si existe alguna cantidad excesiva de sedimento al fondo del contenedor (más de unos 5 centímetros), entonces la solución de fertilizante deberá ser reformulada, pues algunas sustancias químicas fertilizantes están reaccionando con los iones naturales Ca^{2+} y Mg^{2+} , en el agua de riego, formando precipitados (fig. 4.1.23).

Las aplicaciones de fertilizante líquido deberán programarse temprano, para dar tiempo que el follaje se seque antes de la caída de la noche, de modo que la posibilidad de enfermedades foliares como la pudrición por *Botrytis* se reduzca. La consideración clave en la aplicación de fertilizantes líquidos, es el aplicar suficiente cantidad de solución cada vez, para saturar completamente el sustrato, y para que fluya el exceso de sales fertilizantes. Mastalerz (1977), recomienda que se aplique un 10% más de la solución cada vez, para asegurar que la capacidad del contenedor sea cubierta, y para que la solución drene del contenedor. Dicho autor, cita una cifra de 20 litros de solución por metro cuadrado (0.5 galones por pie cuadrado) de espacio de las mesas de crecimiento en invernadero, para fertilizar apropiadamente un sustrato de aproximadamente 15 cm (6 pulgadas) de profundidad. Carlson (1983), sugiere 1 litro (0.26 galones) de solución para 100 cavidades de 40 cm³ (2.5 pulgadas cúbicas) de capacidad. Muchos viveristas tienen sus propios sistemas para regular la cantidad de solución fertilizante a aplicar, tal como el control del tiempo en que los aspersores se mantienen abiertos, especificando el número de veces que el chorro de riego pasa sobre las mesas, o limitando la cantidad de solución que es aplicada durante cada aplicación de fertilizante.

El paso final en la inyección de fertilizante líquido, es un "enjuague con agua limpia", para lavar la solución de fertilizante del follaje, a efecto de prevenir posibles "quemaduras". Esto es particularmente importante con ciertos fertilizantes, como es el cloruro de potasio (KCl), el cual tiene una elevada potencialidad de formar sales (ver cuadro 4.1.5). La duración de este enjuague

variará con el tamaño de las plantas, pero usualmente toma sólo de 15 a 20 segundos (Carlson, 1983).

4.1.8.2 Momento para la primera fertilización.

Tradicionalmente, los viveristas retrasan la primera aplicación de fertilizante hasta que la plántula recién germinada se ha establecido, usualmente cuando la testa es tirada de los cotiledones de las plántulas de coníferas (de 4 a 8 semanas después de la siembra). Las razones dadas para este retardo en la fertilización, es que los hongos que originan la "chupadera" son estimulados por el fertilizante (Tinus y McDonald, 1979), o bien que la solución de fertilizante concentrado puede "quemar" a las plántulas suculentas en germinación. Sin embargo, si se utiliza un buen sustrato y un apropiado procedimiento fitosanitario, la "chupadera" no debería representar un problema serio en los viveros forestales que producen en contenedor, y la quemadura por fertilizantes no debería ser un problema si los fertilizantes son enjuagados de la plántula con prontitud.

Algunos especialistas de viveros consideran que la fertilización temprana no es necesaria, porque el endospermo (nota del traductor: o el gametofito femenino, en el caso de coníferas) contiene nutrientes suficientes para el establecimiento y el crecimiento inicial. Carlson (1983), establece que las plántulas recién germinadas comienzan a tomar pocos elementos minerales hasta 10 o 14 días después de la germinación. Sin embargo, Barnett y Brissette (1986), reportan que un retraso en la fertilización inicial puede tener un efecto considerable en el desarrollo: un retraso de 3 semanas puede disminuir en un 20% el peso anhidro de las plantas de *Pinus taeda* (loblolly pine). (fig. 4.1.24).

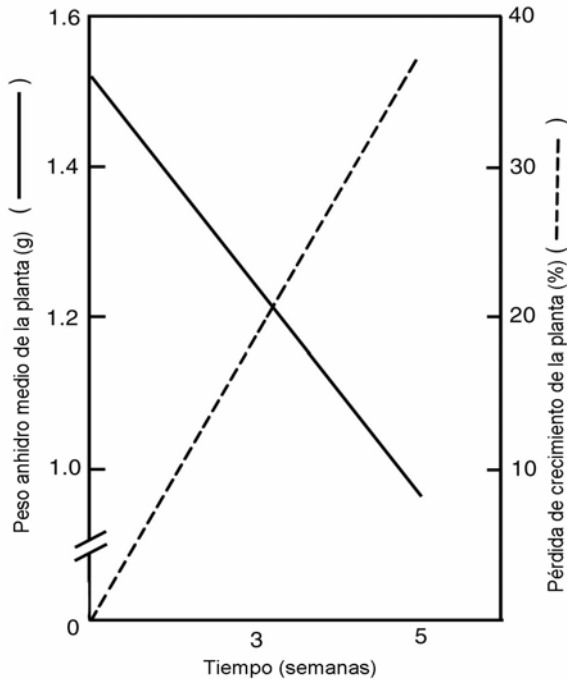


Figura 4.1.24 El retraso en la aplicación inicial de fertilizante líquido, originó una sustancial pérdida de crecimiento en plantas de *Pinus taeda* (loblolly pine) (modificado de Barnett y Brissette, 1986).

Muchos viveristas incorporan una pequeña cantidad de fertilizante sólido o fertilizante "iniciador" de liberación lenta en el sustrato, para aprovisionar a la plántula recién germinada hasta que sean aplicados los fertilizantes líquidos. Brix y van den Driessche (1974), han reportado que las plantas producidas en contenedor, durante las primeras semanas, podrían ser ayudadas con la incorporación de fertilizante de liberación lenta dentro del sustrato. Edwards y Huber (1982), establecen que algunos viveristas de las provincias con praderas de Canadá, comienzan aplicando formulaciones de fertilizante líquido con elevado P, una semana después de la siembra, para estimular el desarrollo radicular. Etter (1971), encontró que, aunque los niveles elevados de N o P no pueden incrementar el crecimiento de la raíz en *Picea glauca*, (white spruce) durante las primeras seis semanas de crecimiento, un programa de fertilización empleando de 50 a 60 ppm de N produjo incrementos significativos en el peso anhidro foliar y en el peso total de la planta.

Las observaciones hechas por Barnett y Brissette (1986), indicaron que la determinación del momento de aplicación de la fertilización inicial, debería ser reevaluada, y que la práctica del fertilizante iniciador puede ser meritoria (fig. 4.1.24). La aplicación de fertilizante líquido diluido

durante el periodo de germinación y de emergencia, puede estimular el crecimiento sin fuertes daños por los efectos de orilla. La fertilización temprana, debería ser primeramente establecida a pequeña escala, como cualquier cambio en prácticas de cultivo, para apreciar si resultará conveniente a gran escala.

4.1.8.3 Programando las aplicaciones de fertilizante durante la etapa de cultivo.

Existen dos formas básicas para aplicar fertilizantes líquidos: la fertilización constante, y la fertilización periódica. La aplicación de una solución fertilizante diluida cada vez que el cultivo es regado, es conocida como fertilización constante (Mastalerz, 1977); la concentración de esta solución fertilizante aplicada, es exactamente la concentración de nutrientes deseada en la solución del medio de crecimiento. La fertilización periódica, consiste en la aplicación de una solución fertilizante más concentrada, acorde con una programación prefijada, tal como una vez a la semana, o cada tercer riego. La solución fertilizante aplicada durante la fertilización periódica, puede por tanto ser varias veces más concentrada que la solución fertilizante constante, que es la misma que los niveles de nutrientes deseados en la solución del medio de crecimiento. Un ejemplo de programación de fertilización periódica se proporciona en el cuadro 4.1.26. La encuesta de viveros que producen en contenedores, reveló que en el 64% de los viveros se utiliza fertilización periódica, que en 25% de éstos se prefiere la fertilización constante, y que el 11% restante programa su fertilización con base en el seguimiento del desarrollo del cultivo, o en los niveles de nutrientes del sustrato.

Cuadro 4.1.26 Programación de una aplicación periódica de fertilizantes líquidos, para el vivero Coeur d'Alene, Idaho, del Servicio Forestal, Departamento de Agricultura de los Estados Unidos.

Fase de cultivo de la planta	Tiempo (semanas)	Tipo de fertilizante	Frecuencia de la fertilización
Germinación	0-2	H ₃ PO ₄	Cada tercer riego (1-2 por semana)
Juvenil	3-4	7-40-17	Cada tercer riego
Exponencial	5-10	20-7-19	Cada tercer riego
Desarrollo de yema	10-14	4-25-35	Cada tercer riego
Dormición	Antes del embarque	20-7-19	Una vez

Fuente: Myers (1987).

En la figura 4.1.25 se muestra un punto de vista conceptual sobre los efectos de las fertilizaciones constante y periódica, en el nivel de nutrientes de la solución del medio de crecimiento, o en el follaje de la planta. Debido a que una solución de fertilizante más concentrada se aplica durante la fertilización periódica, el nivel de nutrientes en la solución del sustrato fluctuará más de lo que lo haría con la fertilización constante. Si esta fluctuación alcanza niveles extremos, el crecimiento de las plantas podría ser reducido a causa de las deficiencias de nutrientes o toxicidades. La fertilización constante mantiene las concentraciones de nutrientes en el sustrato más cerca de las concentraciones óptimas, las cuales deberán acelerar el crecimiento de las plantas. Gingrich (1984), establece que la fertilización periódica está perdiendo popularidad en los viveros que producen en contenedores, a causa de las grandes fluctuaciones en los niveles de nutrientes, y CE, en las soluciones de medio de crecimiento.

La aplicación periódica de fertilizantes líquidos, es ampliamente practicada en los viveros forestales que producen en contenedor, y obviamente produce plantas aceptables. Sin embargo, esta

práctica de cultivo deberá ser cuidadosamente supervisada, para evitar la formación de sales en la solución del medio de crecimiento (ver sección 4.1.9), y los enjuagues del follaje siempre deberán seguir a la fertilización. Scarratt (1986), encontró que tanto la fertilización constante, como la periódica, produjeron buen crecimiento en las plantas, pero el nivel de humedad del sustrato fue cuidadosamente supervisado y, en su caso, lixiviado, para evitar formación de sales.

Mullin y Hallett (1983), analizan las dos técnicas de aplicación de fertilizante, y enlistan las siguientes ventajas para la técnica de fertilización constante (reemplazamiento):

- 1 El flujo regular del medio de crecimiento previene la formación de sales de fertilizante.
- 2 Los nutrientes están uniformemente distribuidos a través del perfil del sustrato.
- 3 Los niveles de nutrientes en la solución del medio de crecimiento deberán cambiarse rápidamente para corregir desbalances.

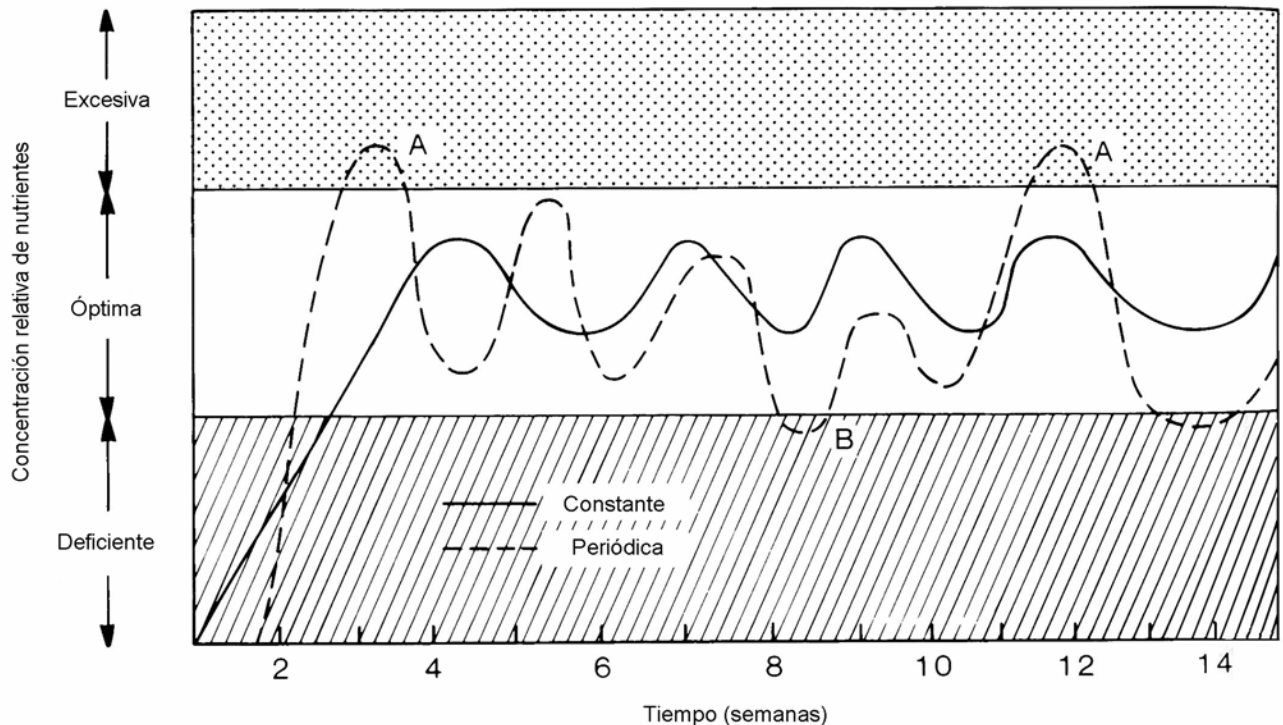


Figura 4.1.25 Las aplicaciones periódicas de fertilizante líquido resultan en fluctuaciones más severas en los niveles de los nutrientes minerales del medio de crecimiento, en comparación con un programa de fertilización constante. A causa de que las aplicaciones periódicas contienen concentraciones relativamente mayores de fertilizante, la posibilidad de "quemado por fertilizante" es mayor (A). Por el otro lado, las deficiencias de nutrientes (B), pueden desarrollarse entre fertilizaciones.

- 4 Los cultivos no pueden ser sobrefertilizados, porque la solución aplicada tiene exactamente la concentración apropiada para el crecimiento ideal.
- 5 Los niveles nutricionales del sustrato son mantenidos a especificaciones objetivo con cada aplicación de fertilizante líquido.

Las desventajas de la fertilización constante son: un ligero incremento en los costos en términos de sustancias químicas fertilizantes y de trabajo, y el problema de disposición de la solución de fertilizante percolada. Puesto que las numerosas ventajas superan las pocas desventajas, el procedimiento de fertilización constante es preferido usualmente para la aplicación de fertilizante líquido.

La fertilización exponencial es una tercera forma de aplicar fertilizantes líquidos, la cual ha sido probada recientemente en viveros forestales que producen en contenedor. Esta consiste en iniciar con una baja tasa de fertilización, cuando las plántulas son pequeñas, e incrementar la cantidad de fertilizante, a una tasa exponencial, la cual es proporcional con el crecimiento de las plantas. Timmer y Armstrong (1987b), mostraron que la tasa de N que fue gradualmente incrementada de 5 a 125 ppm de N sobre el periodo de fertilización, produjo un mejor crecimiento de las plantas, particularmente de la raíz, en comparación con las técnicas convencionales de fertilización. La fertilización exponencial, tendrá otros beneficios operativos, tal como una menor probabilidad de formar sales en el sustrato, y una mayor eficiencia en el uso de fertilizante, en comparación con los métodos tradicionales de fertilización. Por cuanto toca a los inconvenientes, las programaciones de fertilización exponencial son más complicadas de calcular, y las aplicaciones serán más tardadas que las aplicaciones convencionales de fertilizante líquido (Timmer y Armstrong, 1987b).



4.1.9 Supervisando la Fertilización

Puesto que la apropiada nutrición mineral es tan importante para el cultivo de especies forestales, los viveristas deberán supervisar regularmente los niveles nutricionales en varias fases, durante la operación de fertilización, y los niveles de nutrientes en las mismas plantas. Los viveristas pueden revisar diferentes factores durante el procedimiento de fertilización (cuadro 4.1.27).

4.1.9.1 Qué medir cuando se supervisa la fertilización.

Los niveles de nutrientes minerales pueden supervisarse de mejor manera mediante la medición de la conductividad eléctrica (CE), y del pH de las diferentes soluciones fertilizantes, y a través de análisis químicos de las soluciones, para niveles de nutrientes específicos (cuadro 4.1.27).

Conductividad eléctrica. La CE es una medida de la salinidad (nivel total de sales) de una solución, y por ende proporciona una indicación de las sales fertilizantes que están presentes. Un medidor de CE, mide la carga eléctrica llevada por los iones que están disueltos en una solución. Tanto más concentrados los iones, mayor la lectura (figura 4.1.26A). Los medidores de CE leen salinidad en unidades de conductancia denominadas mhos, o Siemens, que son unidades del sistema inglés. La mayoría de los instrumentos de prueba miden milimhos (1/1 000 mho), o micromhos (1/1 000 000 mho), y deben ser ajustados por temperatura de la solución. Siguiendo la convención del sistema inglés, las unidades de CE en el manual serán microSiemens

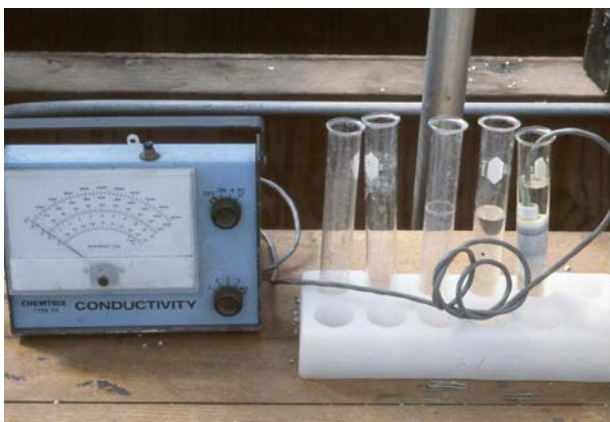
por centímetro ($\mu\text{S}/\text{cm}$), que son equivalentes a micromhos por centímetro.

Niveles de nutrientes minerales. Los análisis químicos de las soluciones nutritivas, pueden ser realizados por laboratorios o mediante estuches de prueba portátiles. Las pruebas de laboratorio son las más precisas, pero también las más tardadas y costosas. Varias compañías han desarrollado estuches de prueba para usos hortícolas, pero su uso requiere experiencia para hacer una buena interpretación. Los autores recomiendan que los viveristas utilicen servicios de prueba siempre que les sea posible, pues del costo de los análisis es relativamente pequeño cuando se compara con el valor del cultivo de las plantas.

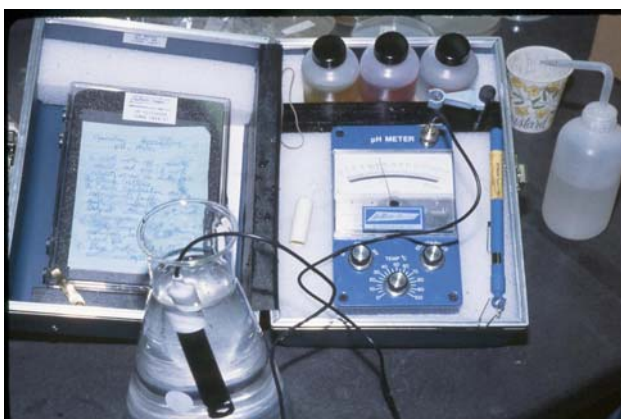
pH. La acidez relativa del agua de riego no tratada y de las soluciones de riego aplicadas, pueden ser revisadas con un medidor de pH (fig. 4.1.26B). El supervisar el pH de las soluciones fertilizantes, le podrá decir qué tan apropiadamente formuladas están las soluciones fertilizantes y qué tan bien esta funcionando el inyector de fertilizante, aunque esto es de poco valor para determinar los niveles de nutrientes minerales. El pH de la solución del medio de crecimiento cambia con la absorción de ciertos iones, como K^+ , NH_4^+ , y NO_3^- , la producción de dióxido de carbono por la respiración de la raíz, y la liberación de exudados de la raíz.

Cuadro 4.1.2.7 Cinco etapas en el proceso de aplicación de fertilizante líquido, cuando la fertilización puede ser supervisada en los viveros forestales que producen en contenedor.

Etapas	Método de fertilización		Índices de nutrición		
	Inyección de fertilizante líquido	Incorporación de fertilizante sólido	Conductividad eléctrica (CE)	pH	Nutrientes específicos
1 Agua de riego	SI	SI	X	X	X
2 Solución fertilizante (aplicando dilución fuerte)	SI	NO	X		
3 Solución de fertilizante aplicada	SI	NO	X	X	X
4 Solución del medio de crecimiento	SI	SI	X	X	X
5 Lixiviado	SI	SI	X	X	



4.1.26A



4.1.26B

Figura 4.1.26 Cada vivero que produce en contenedor, deberá contar con cierto equipo de supervisión para el riego y la fertilización. Los medidores de conductividad eléctrica (**A**), pueden ser empleados para medir sales solubles, y el medidor de pH (**B**), puede ser usado para revisar el pH del agua de riego, y el de la solución fertilizante aplicada.

4.1.9.2 Etapas a supervisar durante la fertilización.

Los niveles de nutrientes minerales pueden ser supervisados en cinco pasos diferentes durante el proceso de fertilización, empezando con las sales nutritivas propias del agua de riego, y finalizando con la solución lixiviada que drena del fondo del contenedor (fig. 4.1.27). La técnica para supervisar la fertilización en viveros difiere, dependiendo de si se usa fertilizante sólido o fertilizante líquido inyectado. Los viveros que inyectan fertilizantes líquidos pueden supervisar el proceso de fertilización en las cinco etapas, mientras que aquellos que incorporan fertilizantes sólidos están restringidos a sólo tres de las cinco etapas (cuadro 4.1.27).

Agua de riego. El agua de riego deberá ser verificada en cuanto a la CE, concentraciones de nutrientes y pH; esto deberá realizarse durante los cálculos para la solución fertilizante inicial (ver sección 4.1.7.1). Los niveles de nutrientes minerales en el agua de riego, normalmente no cambiarán apreciablemente con el tiempo, pero la CE y el pH deberán ser medidos semanalmente (Los estándares de calidad del agua de riego son discutidos con más detalle en la sección 4.2.4.2).

Solución de fertilizante disponible. La eficiencia del inyector de fertilizantes puede ser verificada haciendo una dilución de la solución fertilizante y midiendo el nivel de CE (cuadro 4.1.27). Para un inyector 1:200, agregue una parte de la solución a 200 partes del agua de riego; la lectura de CE de la solución fertilizante diluida, deberá ser aproximadamente la misma (dentro de un intervalo del 10%) que la CE de la solución fertilizante aplicada. Si la tasa real de inyección es consistentemente diferente que la tasa establecida, entonces las fórmulas de las soluciones deben ser recalculadas para la tasa real. Si la tasa de inyección medida varía excesivamente, entonces el inyector no está funcionando apropiadamente y puede necesitar de servicio. Los cambios erráticos en la presión de agua, a veces pueden causar un mal funcionamiento de los inyectores de fertilizantes; han de instalarse reguladores de presión de agua en la línea de alimentación para moderar los cambios en la presión.

Solución de fertilizante aplicada. La solución fertilizante aplicada, es la más importante a verificar, porque esta solución entra en contacto con el follaje de las plantas, y penetra la zona de las raíces (fig. 4.1.27). La solución aplicada, es colectada directamente de la boquilla de riego (fig. 4.1.28), y deberá verificarse en cuanto a CE, concentración de nutrimentos y pH (cuadro 4.1.27). La lectura de CE de la solución fertilizante aplicada, deberá ser aproximadamente igual a la suma de la salinidad base del agua de riego más las sales agregadas por la solución fertilizante. El pH de la solución aplicada deberá estar cercano al pH óptimo de 5.5, de lo contrario deberá ajustarse la cantidad de ácido agregada a la solución fertilizante.

La concentración de nutrientes de la solución fertilizante aplicada, deberá ser determinada remitiendo una muestra a un laboratorio analítico, y tales valores deberán ser comparados con los valores objetivo. Como ejemplo, los resultados del vivero Mt Sopris (ver cuadro 4.1.14) muestran que, aunque la mayoría de los niveles de la solución aplicada están razonablemente cerca de los niveles

objetivo, los niveles de N-P-K son consistentemente bajos. Una verificación de la eficiencia del inyector, reveló que la tasa de inyección real, estaba cerca de 1:220, en lugar de 1:200, lo cual explica la discrepancia. El nivel de SO_4 es elevado en la solución aplicada, porque se agregó SO_4 extra con el sulfato de amonio utilizado para proporcionar amonio.

Solución del medio de crecimiento. Esta es la solución fertilizante que rodea al sistema radical de la planta en el contenedor (fig. 4.1.27), así que es una de las soluciones más importantes de revisar. La medición de la CE y el pH de la solución en el medio de crecimiento es esencial (cuadro 4.1.27), pues la solución del medio está en contacto inmediato con el sistema radical de la planta. La solución del medio de crecimiento será diferente químicamente a la solución fertilizante aplicada, porque los cationes del fertilizante son adsorbidos a diferentes tasas en los sitios de intercambio catiónico de las partículas del sustrato, y también son tomados a diferentes tasas por la planta. La composición química de esta solución determinará la salud general del sistema radical, y el tipo y tasa de absorción de nutrientes minerales.

El nivel de los nutrientes minerales de la solución del medio de crecimiento, puede ser revisado por dos procedimientos diferentes: extractos del medio de crecimiento, o desplazamiento de la solución del medio de crecimiento.

Extractos del medio de crecimiento. Estos extractos son preparados agregando cantidades específicas de agua o de una solución química extractiva a una muestra de sustrato, entonces se extrae y analiza químicamente la solución del medio de crecimiento. El procedimiento de extracción del medio saturado, consiste en agregar suficiente agua destilada a una muestra de sustrato (aproximadamente 500 cm^3), para alcanzar el punto de saturación; después de permitir a la suspensión equilibrarse durante un periodo de tiempo (aproximadamente 1.5 horas), la solución es extraída con un filtro de vacío, y es analizada químicamente (Warncke, 1986).

Para superar la necesidad de obtener la solución del sustrato mediante un extracto de vacío, se pueden realizar otros procedimientos de prueba, como el hacer suspensiones del medio de crecimiento agregando una mayor cantidad de líquido a la muestra de sustrato. Nelson (1978), reporta estándares de diluciones 1:2 y 1:5 (medio/agua), para supervisar la fertilidad del medio de crecimiento. Otros procedimientos, como el método "Spurway" (Markus, 1986), o el sistema

Morgan (Mastalerz, 1977), utilizan extractantes químicos para estimar la concentración de nutrientes "intercambiables", contenidos en el medio de crecimiento. El problema con estas técnicas de dilución, es que las verdaderas características químicas de la solución del medio original con frecuencia son modificadas, pues las diluciones no forman relaciones lineales.

Desplazamiento de la solución del medio de crecimiento. Este procedimiento consiste en el desplazamiento físico, y en el análisis químico de la solución real dentro del sustrato (Nelson y Faber, 1986). Aunque las técnicas de desplazamiento de solución son consideradas las más representativas para los niveles de nutrientes minerales, en condiciones normales de humedad, éstas son técnicamente muy difíciles como para ser recomendadas en una supervisión rutinaria del vivero. La técnica de "verter a través de", es un procedimiento modificado en el cual una cantidad específica de agua destilada es agregada a la superficie del sustrato; el lixiviado se colecta del fondo del contenedor y se analiza (Wright, 1986).

La mayoría de las autoridades consideran que el procedimiento del extracto del medio saturado es el mejor, porque aparentemente está mejor correlacionado con el crecimiento de plantas en contenedor (Bilderback, 1986). Los estándares de CE para un sustrato de turba-vermiculita, usando este procedimiento, son dados en el cuadro 4.1.28. La salinidad de la solución del medio de crecimiento, refleja la carga de salinidad aplicada (agua de riego más fertilizante), más las sales acumuladas de fertilizantes no usados. Esta medición, representa una de las pruebas de supervisión más importantes que un viverista puede realizar, porque muchas especies de árboles, especialmente coníferas, son muy sensibles a la elevada salinidad y pueden dañarse rápidamente (fig. 4.1.29). Por ejemplo, Phillion y Bunting (1983), recomiendan un intervalo de CE de entre 1 200 y 2 500 $\mu\text{S}/\text{cm}$, para las plantas de *Picea* (spruce) cultivadas en un sustrato de turba-vermiculita. Recuerde que la salinidad aumenta cuando se permite que la solución del medio baje del punto de saturación; entonces el riego deberá ser frecuente, particularmente durante la germinación de la semilla y la emergencia de la plántula.

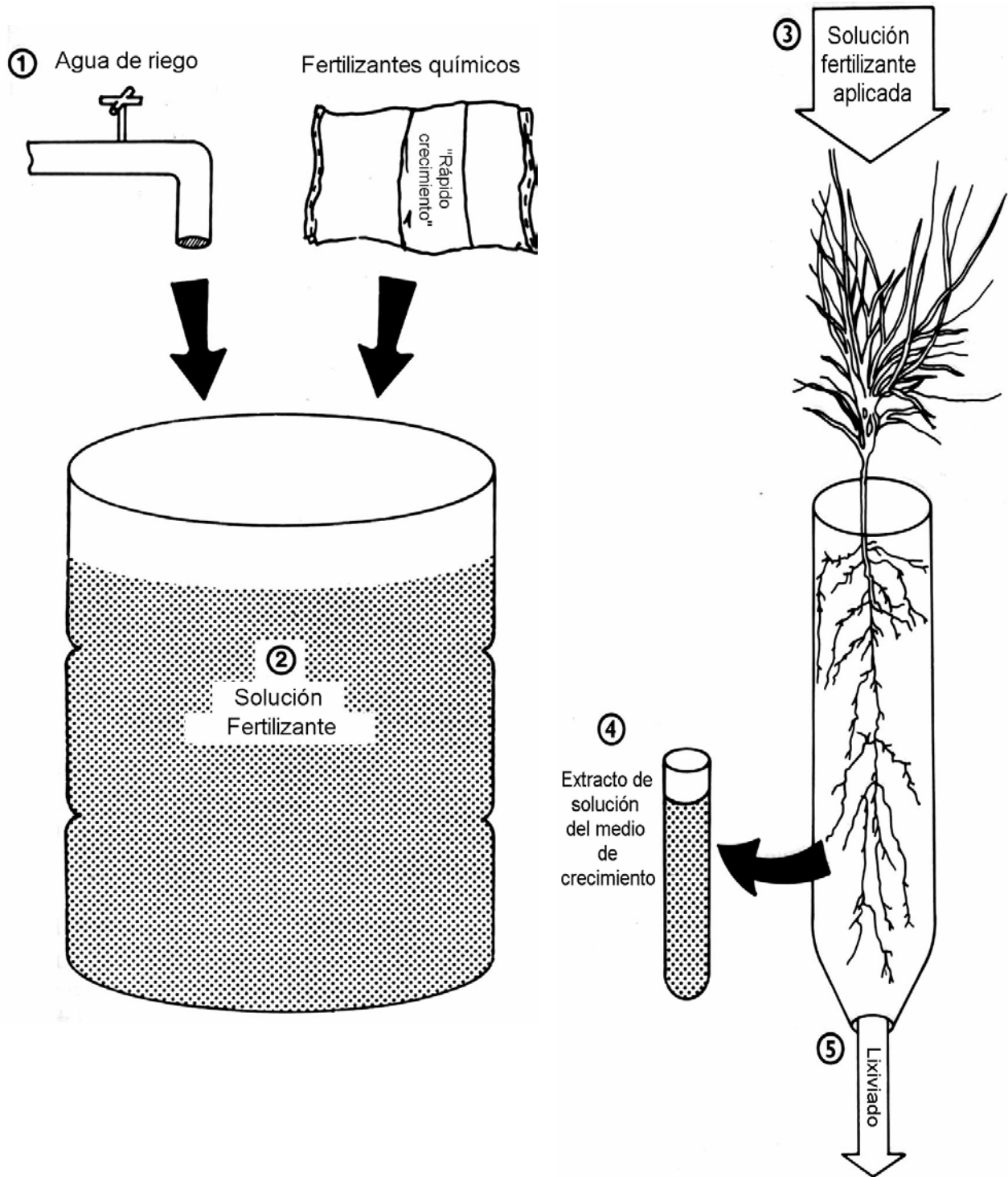


Figura 4.1.27 Los programas de inyección de fertilizante, pueden ser supervisados en cinco diferentes etapas durante la formulación de la fertilización y durante el proceso de aplicación.

Una muestra de extracto de medio saturado, puede también ser analizada en sus nutrientes individuales. Este análisis nutricional, el cual debe ser realizado con estuches de análisis portátiles, o mediante el envío de la muestra a un laboratorio comercial, determina los niveles actuales de iones nutritivos en la solución del medio de crecimiento. Han sido publicadas muchas recomendaciones distintas, acerca de los niveles ideales de los nutrimentos minerales en los sustratos artificiales, con propósitos ornamentales, y las recomendaciones varían entre diversos laboratorios (cuadro 4.1.29).

Cuadro 4.1.29 Guías desarrolladas por cuatro laboratorios hortícolas de prueba, para niveles óptimos de nutrientes minerales, en especies hortícolas, con sustratos artificiales, usando la técnica de extracto de medio saturado.

Nutriente	Concentración del nutriente (ppm)			
	Estado de Michigan	Estado de Ohio	W.R. Grace	Univ. GA
NO ₃ -N	100-199	100-175	35-180	80-139
P	6-10	8-14	5-50	3-13
K	150-249	175-225	35-300	110-179
Ca	> 200	250-325	20-400	140-219
Mg	> 70	80-125	15-200	60-99

Fuente: modificado de Kirven (1986).



Figura 4.1.28 El paso más importante en el procedimiento de supervisión de la fertilización líquida, es verificar el pH, la conductividad eléctrica y nutrientes específicos de la "solución fertilizante aplicada".

Cuadro 4.1.28 Niveles de salinidad y de nutrientes minerales para plantas de *Picea mariana* (black spruce) en un sustrato de turba-vermiculita, usando la técnica de extracto de medio saturado.

Intervalo de CE (µS/cm)	Salinidad
0 - 1 200	Baja
1 200 - 2 500	Normal
2 500 - 3 000	Elevada
3 000 - 4 000	Excesiva
> a 4 000	Letal

Nutriente mineral	Intervalo óptimo (ppm)
NH ₄ -N	15 - 65
P	35 - 95
K	25 - 115
Ca	30-60
Mg	15-35

Fuente: Timmer y Parton (1982).

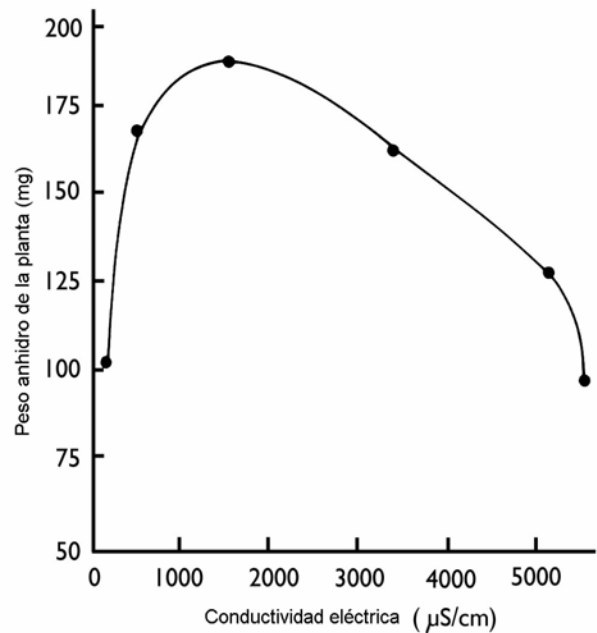


Figura 4.1.29 El crecimiento de las plantas de *Pinus resinosa* (red pine) aumenta con el incremento de los niveles de fertilizante, medido por conductividad eléctrica, hasta aproximadamente 1 800 µS/cm. Más allá de este nivel de salinidad, el crecimiento disminuye gradualmente hasta que la mortalidad ocurre (modificado de Timmer y Parton, 1982).

Desafortunadamente, la investigación acerca de los mejores niveles nutricionales para las especies forestales es limitada, aunque Timmer y Parton proveen algunas guías tentativas para los nutrientes principales (cuadro 4.1.28). Hallett (1982), ha desarrollado niveles nutricionales recomendables para los macronutrientes, con base en los extractos del medio de crecimiento, y concluye que el análisis químico de la solución del medio de crecimiento, es una herramienta efectiva para los operarios de invernaderos.

Lixiviado. La prueba final de fertilidad involucra la toma de las lecturas de CE y de pH de la solución "lixiviada", la cual drena del fondo de los contenedores (fig. 4.1.27). Este lixiviado puede ser obtenido mediante la colocación de un tubo de ensayo u otro contenedor en la perforación de drenaje del contenedor durante la fertilización líquida. Puede ser necesario coleccionar el lixiviado de varios contenedores, antes de que se cuente con suficiente solución para operar el medidor de CE. Un procedimiento para calcular el nivel de sales en la solución lixiviada, fue desarrollado por Tinus y McDonald (1979) (cuadro 4.1.30). La lectura de la CE de una solución fertilizante aplicada, es sustraída de la lectura de CE de la solución del lixiviado, y este valor (X) es calificado acorde con la escala del cuadro 4.1.30. Si la CE del lixiviado excede la CE de la solución fertilizante aplicada en 1 000 $\mu\text{S}/\text{cm}$, entonces un exceso de salinidad se está formando en el medio de crecimiento, y no está ocurriendo una apropiada lixiviación. En esta situación, los contenedores deberán ser regados inmediatamente con agua hasta que la lectura de CE regrese a la normalidad. Si la lectura de CE del lixiviado se mantiene consistentemente elevada, entonces la cantidad de solución aplicada durante el riego o la fertilización deberá ser aumentada para asegurar una adecuada lixiviación.

Cuadro 4.1.30 Supervisando el lixiviado de plantas producidas en contenedor, usando la ecuación $X = \text{lixiviado} - \text{solución de fertilizante aplicado}$.

Lectura de CE ($\mu\text{S}/\text{cm}$)	Diagnóstico
Si $X = 100$ a 200	Crecimiento normal de la planta
Si $X = 1\ 000$	Probables problemas
Si $X = 3\ 000$	Mortalidad probable

Fuente: modificado de Tinus y McDonald (1979).

4.1.9.3 Análisis nutricional de las plantas.

Una de las mejores formas para supervisar el programa de fertilización en los viveros forestales que producen en contenedor, es el análisis químico del follaje de las plantas para determinar los niveles de los nutrientes. La concentración de nutrientes minerales en el follaje de las plantas es una medida verdadera de la efectividad del programa de fertilización, porque el análisis nutricional de la planta (ANP) refleja la absorción actual de nutrientes minerales, en comparación con las pruebas de la solución del medio de crecimiento, las cuales sólo miden los nutrientes "disponibles" en la zona radical. Los laboratorios analíticos son

capaces de medir con precisión y exactitud los niveles de los 13 nutrientes minerales, a partir de una pequeña muestra de tejido vegetal. Estos laboratorios pueden ser gubernamentales, de universidades agrícolas o de centros de investigación, o pueden ser privados. Sin embargo, la mayoría de los laboratorios trabajan principalmente con cultivos agrícolas u hortícolas, de modo que es importante contactar uno que tenga experiencia con especies forestales. Estos laboratorios están familiarizados con los mejores procedimientos analíticos para especies de árboles y, pueden proporcionar útiles interpretaciones de los resultados del ANP.

Recolección y manejo de la muestra. La precisión del ANP depende del cuidado con el cual las muestras sean colectadas y manejadas para su análisis. Para plantas de especies forestales, el mejor tejido para un ANP es toda la parte aérea de la planta joven, o solo el follaje, en el caso de árboles más grandes. La muestra deberá estar limpia y colectada aleatoriamente de la población de plantas de interés (un cajón de invernadero, o el material proveniente de un lote particular de semilla). Debido a que con frecuencia las plantas producidas en contenedores son pequeñas, las muestras de tejido para el análisis nutricional son usualmente remitidas como un compuesto de plantas individuales (Landis, 1985). Aproximadamente 60 g de tejido fresco, o 10 g de tejido anhidro, son requeridos usualmente para realizar la prueba, así que la muestra compuesta deberá consistir de un mínimo de 20 a 50 plantas (Aldhous, 1975; Solan, 1980). Los análisis nutricionales de plantas comúnmente cuestan de US\$ 10 a US\$ 50 por muestra, dependiendo de qué pruebas sean realizadas. La muestra usualmente es almacenada y embarcada en un refrigerador, aunque algunos laboratorios sugieren el secado de la misma. Es juicioso contactar al laboratorio de pruebas antes de obtener las muestras, de manera que puedan establecerse procedimientos adecuados para su obtención y manejo.

Estándares e interpretación de los resultados del análisis nutricional de plantas. Es relativamente fácil y barato obtener los ANP, pero la interpretación de los resultados de esta prueba puede ser difícil. La interpretación consiste en la comparación de los resultados de la prueba con niveles nutricionales estándar, para determinar si tales niveles en la planta son los adecuados, excesivos o deficientes. Muchos estándares de nutrientes han sido publicados en la literatura, pero muchos corresponden a árboles maduros, o bien no fueron desarrollados bajo las condiciones de los

viveros que producen en contenedor. En el cuadro 4.1.31, se proporcionan estándares de nutrientes minerales y proporciones, para plantas de coníferas, información que puede servir como guía general. Sin embargo, cada vivero deberá comenzar a desarrollar sus propios estándares de ANP a causa de la variación que existe entre especies, etapas de crecimiento de las plantas y prácticas culturales. Una opción es tener plantas de un cultivo ideal analizadas en varias etapas de desarrollo, y usar tales datos como referencia. Hallett (1982), ha desarrollado guías para los niveles de concentración de N en plantas de *Picea glauca* (white spruce) *P. mariana* (black spruce) y *Pinus banksiana* (jack pine) en varias etapas de desarrollo, y estos datos ilustran que las concentraciones de N normalmente se reducen durante la estación de crecimiento, debido al efecto de dilución.

Los resultados del ANP pueden ser confusos o aún parecer contradictorios para el novato; los viveristas que están considerando por vez primera los ANP, deberán contactar un asesor en fertilización para recibir ayuda con la interpretación de resultados. La interpretación del ANP, es más un arte que una ciencia, a causa de las complejas interrelaciones entre los nutrientes minerales, y los cambios en las concentraciones relativas de los nutrientes, que acontecen durante la estación de crecimiento. Una discusión más completa acerca de los análisis nutricionales de plantas y de las relaciones entre los niveles nutricionales y la calidad de las plantas, es proporcionada por Landis (1985).

Cuadro 4.1.31 Estándares de niveles nutricionales foliares, y proporciones nutricionales para especies forestales producidas en contenedor (peso anhidro)*

	intervalo adecuado ⁺ (brotes tiernos)	Proporción de nutrientes ⁺⁺
Macronutrientes (%)		
N	1.40-2.20	1.00
P	0.20-0.40	0.20
K	0.40-1.50	0.55
Ca	0.20-0.40	0.06
Mg	0.10-0.30	0.05
S	0.20-0.30	0.09
Micronutrientes (ppm)		
Fe	60-200	0.007
Mn	100-250	0.004
Zn	30-150	0.0003
Cu	4-20	0.0003
Mo	0.25-5.0	0.00007
B	20-100	0.002
Cl	--	0.0003

* Los valores variarán con diferentes especies.

+ Datos modificados de W. R. Grace Co. y Swan (1971), y de Hallett (1985); los niveles de macronutrientes con frecuencia exceden estos intervalos, debido al consumo en exceso.

++ Modificado de Ingestad (1979). Para calcular los niveles nutricionales individuales, multiplique el nivel de N por la fracción decimal (por ejemplo, para determinar el nivel de P cuando el nivel de N es 2.0%, multiplique 2.0% por 0.20, que da 0.40%).



4.1.10 Efectos del Uso de Altas Concentraciones de Fertilizante.

Los viveristas que producen en contenedor, rutinariamente promueven un rápido crecimiento en las plántulas, mediante elevadas tasas de fertilización, porque el espacio en el invernadero es caro y algunos viveristas buscan producir más de un cultivo por año. La parte aérea de la planta puede ser "forzada" con aplicaciones pesadas de fertilizante, especialmente con elevados niveles de N, pero deberán considerarse los efectos colaterales potenciales de la fertilización excesiva: consumo excesivo de nutrientes minerales por las plantas, y contaminación del agua de desecho. El primero de estos efectos, es discutido en las secciones siguientes, y la contaminación del agua de desecho se discute en la sección 4.2.8.2.

4.1.10.1 Consumo excesivo de nitrógeno y calidad de la planta.

Las elevadas tasas de fertilización con frecuencia acarrea un consumo excesivo de nutrientes minerales en el ambiente ideal de cultivo. La absorción de nutrientes por las plantas en contenedor es elevada, pues las condiciones en el medio de crecimiento, tales como temperatura, nivel de humedad y pH, propician una rápida absorción de iones (Ver la sección 4.1.2.1, y la figura 4.1.3 para una discusión relacionada con la absorción de nutrientes).

El consumo excesivo de cualquiera de los 13 elementos minerales esenciales, es posible, pero las plantas acumulan elevados niveles de ciertos nutrientes (N,K) en mayor medida que otros. Algunos especialistas de viveros, no consideran al consumo excesivo como un problema, sino como un mero desperdicio de fertilizante. No obstante, se está encontrando evidencia de que los niveles nutricionales elevados en el follaje, especialmente de N, pueden resultar dañinos. Timmer y Armstrong (1987a), se refieren a los efectos negativos derivados de fertilización con mucho N, como "toxicidad por nitrógeno".

La absorción de N es la más susceptible de alcanzar niveles de consumo excesivos durante la fase de crecimiento rápido, cuando son empleados elevados niveles de N. Las plantas toman el N rápidamente y parecen almacenarlo en el follaje, porque las concentraciones de N foliar continúan aumentando, sin que se presente un crecimiento adicional (Gilliam *et al.*, 1980). Ingestad (1979), cultivó plantas de dos especies de coníferas, con niveles de N de 20 a 1 200 ppm, y encontró que las dos especies podían acumular elevadas concentraciones de N (2.7 a 3.4%) antes de que declinara el crecimiento de las plantas, y de que

ocurriera mortalidad (fig. 4.1.30). El análisis nutricional de las plantas, al término de una prueba de fertilización a gran escala, usando como tratamientos una variedad de fertilizantes líquidos y fertilización de liberación lenta, reveló que los niveles de N variaron de 1.9 a 5.5%, con un promedio de 3.6% (Matthews, 1986). Como Swan (1971) considera que los niveles foliares superiores de 2.5 a 2.8% de N, representan consumo excesivo, estos datos indican que muchos de los viveros operativos están aplicando demasiado N en sus programas de fertilización.

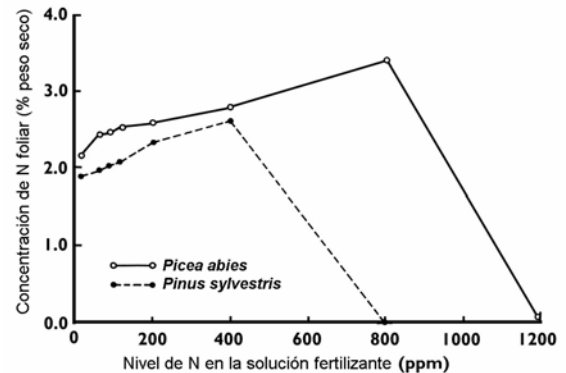


Figura 4.1.30 Dos especies diferentes de coníferas presentan diferentes modelos de absorción de nitrógeno (N). Observe que los niveles de N foliar incrementan hasta un punto, después del cual eventualmente ocurre mortalidad (modificado de Ingestad, 1979).

Ciertos riesgos han sido asociados con el consumo excesivo de N, tanto en los viveros forestales que producen en contenedor, como en aquellos que producen plantas a raíz desnuda:

- 1 Las elevadas tasas de fertilización con N pueden afectar adversamente la morfología de las plantas, porque el N produce exceso de crecimiento de la parte aérea, a expensas del crecimiento de la raíz. Cornett (1982), estudió los efectos de la concentración de N en el crecimiento de plantas de *Pinus ponderosa* (ponderosa pine) producidas en contenedor, y encontró que la proporción entre raíz y parte aérea disminuyó al aumentar los niveles de fertilizante con N. Timmer y Armstrong (1987b), encontraron que las elevadas tasas de fertilización con N, pueden reducir el peso y fibrosidad del sistema radical. Torbert *et al.* (1986), encontró que las plantas de *Pinus taeda* (loblolly pine) cultivadas a bajas tasas de fertilización, tuvieron sistemas radicales que fueron más largos, fibrosos, y que tuvieron un mayor grado de ramificación.

2. La prolongada suculencia de los tejidos, y la producción de crecimiento de la parte aérea ya avanzada la estación de crecimiento, puede aumentar la posibilidad de daños por frío. Gilliam *et al.* (1980), encontró que los niveles elevados de N (150 a 300 ppm), originaron flujos secundarios de crecimiento, y que retrasaron la defoliación en plantas de ***Acer rubrum*** (red maple) por 3 semanas, en comparación con niveles de N menores (50 ppm). Aronsson (1980), estudió la resistencia ante heladas en ***Pinus sylvestris*** (Scotch pine), encontrando una clara correlación entre la concentración de N foliar y el daño por frío: las plantas con un nivel de N foliar de 1.3 a 1.8% sufrieron menos daño por heladas que aquellas con niveles de N mayores de 2.0%. Larsen (1978; citado por Aronsson, 1980), halló que ***Pseudotsuga menziesii*** (Douglas fir) presentó una mayor resistencia al frío, con concentraciones de N foliar de 1.3 a 1.4% (cuadro 4.1.32). Hallett (1985), reporta que las plantas de ***Abies balsamea*** (balsam fir) con una concentración de N foliar superior a 2.2%, fueron más susceptibles a daño por heladas.
3. Los elevados niveles de sales fertilizantes en el medio de crecimiento, han mostrando que afectan la formación de algunas micorrizas en las plantas producidas en contenedor. Torbert *et al.* (1986), encontró que, aunque las elevadas proporciones de fertilizante produjeron plantas de ***Pinus taeda*** (loblolly pine) más altas, la colonización de micorrizas fue tres veces superior con menores tasas de fertilización. Cornett (1982), encontró que el nivel de N en la fertilización y la inoculación micorrízica está correlacionada inversamente en plantas de ***Pinus ponderosa*** (ponderosa pine) producidas en contenedores: la inoculación micorrízica disminuyó linealmente con el aumento en la concentración de N. Crowley *et al.* (1986),

analizó el efecto de fertilizantes de liberación lenta en la formación de micorrizas en plántulas de ***Pinus echinata*** (short leaf pine), y encontró que la tasa de aplicación de fertilizante, la tasa de liberación del fertilizante, y la relación N-P-K, tuvieron todos un efecto. Varios hongos micorrízicos respondieron diferencialmente a la fertilidad, y algunos hongos como ***Telephora*** spp., parecen prosperar en los ambientes de gran fertilidad. Los efectos de la fertilización y de otras prácticas de cultivo sobre las micorrizas, son detalladas en el volumen cinco de este manual.

4. La fertilización con elevados niveles de N ha demostrado afectar adversamente la supervivencia de las plantas y su crecimiento luego de ser plantadas. Etter (1969), estudió los efectos de tres niveles de N en la supervivencia a la sequía en plantas de ***Pinus contorta*** (Lodgepole pine), y encontró que las plantas cultivadas con elevados niveles de N (500 ppm), tuvieron menores supervivencias al ser plantadas que aquellas cultivadas bajo fertilización estándar con N. La supervivencia de las plántulas de ***Pseudotsuga menziesii*** (Douglas fir) y de ***Picea glauca*** (White spruce) luego de ser plantadas, se encontró que mostraron una relación curvilínea con la concentración de N foliar, con la mayor supervivencia alrededor del nivel de concentración de N igual a 2.1% (fig. 4.1.31). Cornett (1982), concluyó que la pobre proporción entre raíz y parte aérea causada por la elevada fertilización con N, será una desventaja para las plantas de ***Pinus ponderosa*** (Ponderosa pine) que sean plantadas en sitios secos.

Cuadro 4.1.32 Relaciones entre los niveles de nitrógeno (N) foliar y la calidad de las plantas.

Atributo de calidad	Fuente	Especies	Concentración de N foliar recomendada (%)
Resistencia al frío	Larsen (1978)	<i>Pseudotsuga menziesii</i> (Douglas fir)	1.3-1.4
Resistencia al frío	Aronsson (1980)	<i>Pinus sylvestris</i> (Scotch pine)	1.3-1.8
Resistencia al frío	Hallett (1985)	<i>Abies balsamea</i> (Balsam fir)	< 2.2
Sobrevivencia al ser plantada	van den Driessche (1988)	<i>Pseudotsuga menziesii</i> (Douglas fir) <i>Picea glauca</i> (White spruce)	1.6-2.4
Sobrevivencia y crecimiento	Duryea y McClain (1984)	Coníferas	1.7-2.3
General	Youngberg (1984)	Coníferas	< 2.0

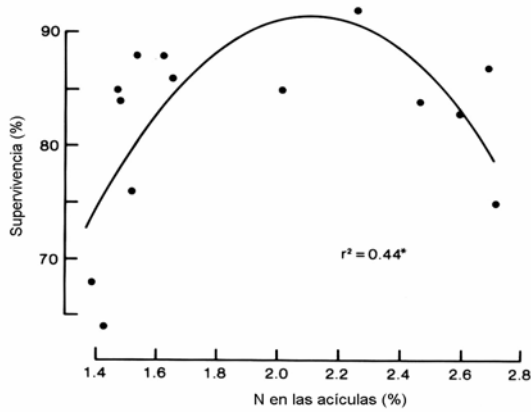


Figura 4.1.31 La concentración de nitrógeno (N) foliar de plantas de *Pseudotsuga menziesii* (Douglas fir) y de *Picea glauca* (white spruce), está relacionada con la supervivencia después de 3 años de ser plantadas en el campo (tomada de van den Driessche, 1988).

- 5 Los elevados niveles de nutrientes en el follaje, pueden resultar en un incremento del daño por ramoneo de animales después de que las plantas sean establecidas en el campo. Muchos especialistas en reforestación han recibido noticias de que las plantas producidas en contenedores son preferidas por el venado y por el ante, en comparación con las plantas producidas a raíz desnuda.

Para obtener más información acerca de los factores que afectan la calidad de las plantas, ver el capítulo correspondiente a dormición y resistencia, en el volumen seis de la presente serie.

4.1.10.2 El nivel ideal de nitrógeno en la fertilización.

El nivel ideal de N para la producción de plantas de alta calidad en contenedores, ha sido tema de mucha discusión entre viveristas. El mejor nivel de N en la fertilización, variará con diversos factores, pero la experiencia de producción en viveros, con varias especies de coníferas del oeste de los EUA, se inclina por un nivel de N moderado, o alrededor de 100 a 150 ppm durante la fase de crecimiento rápido, para promover el desarrollo de tejidos robustos y lignificados. Los niveles extremadamente altos de N (> 250 ppm), generalmente promueven un crecimiento suculento de la parte aérea, y un desbalance en la relación parte aérea entre raíz (T/R), y por tanto, deberán ser evitados. Scarratt (1986), encontró que los niveles de N superiores a 100 ppm, comúnmente acarrearán una elongación excesiva de la parte aérea, y una pobre relación T/R, en *Pinus banksiana* (jack pine) producidos en contenedor. Phillion y Libby (1984), estudiaron el efecto de fertilización con N en el crecimiento de *Picea*

mariana (black spruce), empleando fertilizantes líquidos; ellos cultivaron plantas con niveles de N de 0 a 500 ppm, y registraron la altura de las plántulas, su diámetro y su peso anhidro (cuadro 4.1.33). Con base en estas tendencias de crecimiento, y en el color del follaje, concluyeron que la concentración de 100 ppm produjo las mejores plantas. Scarratt (1986), encontró que, bajo fertilización constante, las 100 ppm de N fueron adecuadas para las plantas de *Pinus banksiana* (jack pine) en un ciclo productivo de 10 a 12 semanas. Para el caso de fertilizantes de liberación lenta, Crowley *et al.* (1986), recomienda que los fertilizantes con tasas de liberación amplia (8 a 9 meses), deberán ser utilizados a razón de 4.5 kg/m³ (7.5 libras por yarda cúbica), para producir la combinación ideal de crecimiento de la planta y el desarrollo de micorrizas.

El mejor nivel de N en la fertilización, variará con muchos factores de cultivo, y entre las especies, pero manteniendo un nivel moderado de N, de alrededor de 100 o 150 ppm durante la fase de crecimiento rápido, se promueve la robusticidad y la lignificación en el desarrollo del tejido. La mejor forma de supervisar la fertilidad de N, es a través de ANP regulares a lo largo del cultivo, conjuntamente con el seguimiento del crecimiento de las plantas, tanto en el vivero como en el sitio de plantación. Los niveles óptimos de N, deberán mantenerse alrededor del 2% para lograr la mejor supervivencia, y el mejor crecimiento después de la plantación (fig. 4.1.31).

Cuadro 4.1.33 Crecimiento de plántulas de *Picea mariana* (black spruce) producidas en contenedor, con diferentes niveles de fertilización con N.

Nivel de N (ppm)	Altura (cm)	Diámetro basal (mm)	Peso anhidro (g)	Color del follaje
12	46.0	5.4	9.13	Verde pálido, puntas amarillas
25	46.5	5.3	8.81	Verde pálido, puntas amarillas
50	47.5	5.6	10.67	Verde saludable
75	48.7	5.6	11.05	Verde saludable
100*	49.6	5.7	11.57	Verde saludable
125	48.3	5.5	11.11	Verde saludable, algunas acículas cortas
150	47.4	5.5	11.50	Verde saludable, algunas acículas cortas y puntas cafés
175	46.5	5.3	10.10	Verde saludable, algunas acículas cortas y puntas cafés
200	47.6	5.4	11.43	Verde saludable, algunas acículas cortas y puntas cafés
300	42.3	5.3	9.32	Acículas amarillas y cafés
400	40.7	4.8	8.35	Acículas amarillas y cafés
500	35.1	4.2	5.64	Acículas amarillas y cafés, alguna mortalidad de plantas

* Nivel de fertilización considerado como óptimo.

Fuente: Phillion y Libby (1984).



4.1.11 Conclusiones y Recomendaciones

La fertilización es una de las prácticas de cultivo más importantes en un vivero forestal que produce en contenedor, y los viveristas deberán planear cuidadosamente y evaluar regularmente sus programas de fertilización, para asegurar que están produciendo plantas de la más alta calidad. El programa de fertilización para un vivero forestal que produce en contenedor, deberá diseñarse para mantener concentraciones específicas de los 13 elementos nutrientes esenciales en el medio de crecimiento y mantenerlos en balance, pero deberá también diseñarse para permitir los cambios nutricionales necesarios durante el ciclo de cultivo.

La elección de un fertilizante depende de una multitud de factores: forma de fertilización, grado, fuente de nitrógeno, tasa de liberación de nutrientes, interacción con el medio de crecimiento, eficiencia de uso por la planta y costo. De ser posible, los viveristas deberán realizar sus propias pruebas de fertilización, porque las tasas de fertilización, así como todas las prácticas de cultivo, están relacionadas con muchos factores específicos del vivero. El tipo de riego y la frecuencia, así como las características del sustrato, afectan la absorción de nutrientes minerales. A causa de estas complejas relaciones, las prácticas de fertilización pueden tener que ser ajustadas periódicamente, en respuesta al crecimiento de las plantas, y a su aptitud para ser plantadas en campo.

Aunque la incorporación de fertilizantes sólidos dentro del sustrato puede ser justificable en algunos casos, la inyección directa de fertilizantes líquidos en el sistema de riego es recomendada siempre que sea posible. Los beneficios de esta técnica incluyen un control preciso de la concentración y el balance de los 13 nutrientes minerales, la habilidad para cambiar por completo la solución nutritiva en cualquier momento, y una muy baja posibilidad de fertilizar excesivamente y prevenir así el resultante daño por sales.

La técnica de fertilización constante (reemplazamiento), es recomendada porque minimiza las posibilidades de fertilizar en exceso, promueve un flujo regular en el medio de crecimiento y así previene la formación de sales, nivela el contenido nutricional del sustrato a especificaciones objetivo, y permite que los niveles de nutrientes en la solución del medio de crecimiento sean ajustados con rapidez.

Los niveles nutricionales pueden ser supervisados en diferentes etapas del proceso de fertilización, comenzando con las sales nutritivas propias del agua riego, y finalizando con la solución lixiviada que drena del fondo del contenedor. Los viveristas deberán obtener sus propios medidores de pH y de conductividad eléctrica, para supervisar el proceso de fertilización. Los análisis de nutrientes en plantas deberán ser practicados regularmente en laboratorios analíticos, para estimar la utilización de nutrientes minerales. Cada vivero deberá comenzar a desarrollar sus propios estándares de análisis de nutrientes, a causa de la variación que existe entre especies, etapas de crecimiento de las plantas y prácticas de cultivo.

Las elevadas tasas de fertilización empleadas en algunos viveros forestales que producen en contenedor, para promover un rápido crecimiento de la parte aérea, pueden resultar perjudiciales. Los efectos colaterales potenciales de la fertilización excesiva, incluyen consumo de más de alguno de los nutrientes minerales (especialmente N), inhibición del desarrollo micorrízico y contaminación por las aguas de desecho. Los peligros asociados con un consumo excesivo de N, incluyen un excesivo crecimiento de la parte aérea, a expensas del crecimiento de la raíz, una prolongada suculencia del tejido y una producción de crecimiento de flujo secundario tardío, en la estación de crecimiento, así como una baja supervivencia y crecimiento de las plantas, una vez que son establecidas en campo. La mejor manera de supervisar la fertilidad con N, es a través de análisis químicos regulares del tejido de las plantas durante la etapa de crecimiento, y después de haber sido plantadas. Los niveles foliares objetivo deberán mantenerse en un 2%, o poco menos, para conseguir las mejores supervivencias y crecimiento después que las plantas son establecidas en el campo.



4.1.12 Referencias

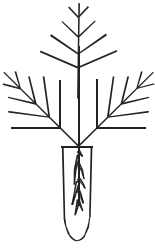
- Alexander, A.; Schroeder, M. 1987. Modern trends in foliar fertilization. *Journal of Plant Nutrition* 10(9-16):1391-1399.
- Appleton, B.L. 1986. Consider nutrition carefully when you use soilless media. *American Nurseryman* 164(2):76-79.
- Aldhous, J. R. 1975. Nursery practice. *Forestry Comm. Bull.* 43. London: Her Majesty's Stationery Office. 184 p.
- Armson, K.A.; Sadreika, V. 1979. Forest tree nursery soil management and related practices. Toronto: Ontario Ministry of Natural Resources. 179 p.
- Arnon, D.I.; Stout, P.R. 1939. The essentiality of certain elements in minute quantities for plants with special reference to copper. *Plant Physiology* 14:371-375.
- Aronsson, A. 1980. Frost hardiness in Scots pine (*Pinus sylvestris* L.). *Studia Forestalia Suecica* 155. Uppsala: The Swedish University of Agricultural Sciences, College of Forestry. 27 p.
- Ball, V., ed. 1985. *Ball redbook: Greenhouse growing*, 14th ed. Reston, VA: Reston Publishing Co. 720 p.
- Barber, S.A. 1962. A diffusion and massflow concept of soil nutrient availability. *Soil Science* 93: 39-49.
- Barnett, J.P.; Brissette, J.C. 1986. Producing southern pine seedlings in containers. Gen. Tech. Rep. SO-59. New Orleans: USDA Forest Service, Southern Forest Experiment Station. 71 p.
- Bilderback, T.E. 1986. Conclusions to the symposium. In: Proceedings of the symposium: Interpretation of extraction and nutrient determination procedures for organic potting substrates; 1983 October 18; McAllen, TX. *HortScience* 21(2):232.
- Black, C.A. 1968. *Soil-plant relationships*. New York: John Wiley and Sons; 792 p.
- Bonaminio, V.P. 1983. Ready reference to conversion factors and equivalent values for agriculture. *Nursery Crops Prod. Manual* 22. Raleigh, NC: North Carolina Agricultural Extension Service. 28 p.
- Brix, H.; van den Driessche, R. 1974. Mineral nutrition of container-grown tree seedlings. In: Tinus, R.W.; Stein, W.I.; Balmer, W.E., eds. *Proceedings of the North American Containerized Forest Tree Seedling Symposium; 1974 August 26-29; Denver, CO*. Great Plains Agricultural Council Publ. 68. Washington, DC: U.S. Government Printing Office: 77-83.
- Broschat, T.K.; Donselman, H.M. 1985. Extractable Mg, Fe, Mn, Zn, and Cu from a peat-based container medium amended with various micronutrient fertilizers. *Journal of the American Society of Horticultural Science*. 110(2): 196-200.
- Bunt, A.C. 1976. *Modern potting composts: a manual on the preparation and use of growing media for pot plants*. University Park, PA: Pennsylvania State University Press. 277 p.
- California Fertilizer Association. 1985. *Western fertilizer handbook*. Danville, IL: Interstate Printers and Publishers. 288 p.
- Carlson, L.W. 1983. Guidelines for rearing containerized conifer seedlings in the Prairie Provinces. Inf. Rep. NOR-X-214E. Edmonton, AB: Canadian Forestry Service, Northern Forest Research Centre. 64 p.
- Cornett, Zane J. 1982. Nutrient and mycorrhizal effects on the root-shoot ratio of containerized ponderosa pine seedlings. Tucson, AZ: University of Arizona. 90 p. PhD dissertation.
- Crowley, D.E.; Maronek, D.M.; Hendrix, J.W. 1986. Effect of slow release fertilizers on formation of mycorrhizae and growth of container grown pine seedlings. *Journal of Environmental Horticulture* 4(3): 97-101; 1986.
- Dangerfield, J.A. 1978. Influence of lime incorporated in soil mix on growth of Douglas-fir. *Canadian Forestry Service, Bi-Monthly Research Notes* 34(1): 1-2.
- Donahue, R.L.; Miller, R.W.; Shickluna, J.C. 1977. *Soils: an introduction to soils and plant growth*. Englewood Cliffs, NJ: Prentice-Hall, Inc. 626 p.

- Duryea, M.L.; McClain, K.M. 1984. Altering seedling physiology to improve reforestation success. In: Duryea, M.L.; Brown, G. N., eds. Seedling physiology and reforestation success. Boston: Martinus Nijhoff/Dr W. Junk Publishers: 77-114.
- Edwards, I.K.; Huber, R.F. 1982. Contrasting approaches to containerized seedling production. 2. The Prairie Provinces. In: Scarratt, J.B.; Glerum, C.; Plexman, C.A., eds. Proceedings of the Canadian Containerized Tree Seedling symposium; 1981 September 14-16; Toronto, ON. COJFRC Symposium Proceedings O-P-10. Sault Ste. Marie, ON: Canadian Forestry Service, Great Lakes Forest Research Centre. 123-127.
- Erdmann, G.G.; Metzger, F.T.; Oberg, R.R. 1979. Macronutrient deficiency symptoms in seedlings of four northern hardwoods. Gen. Tech. Rep. NC-53. St. Paul, MN: USDA Forest Service, North Central Forest Experiment Station; 36 p.
- Etter, H.M. 1971. Nitrogen and phosphorus requirements during the early growth of white spruce seedlings. Canadian Journal of Plant Sciences 51:61-63.
- Etter, H.M. 1969. Growth, metabolic components and drought survival of lodgepole pine seedlings at three nitrate levels. Canadian Journal of Plant Science 49(4): 393-402; 1969.
- Furuta, T. 1978. Environmental plant production and marketing. Arcadia, CA: Cox Publishing Company. 232 p.
- Gilliam, C.H.; Still, S.M.; Moor, S.; Watson, M.E. 1980. Effects of three nitrogen levels on container-grown *Acer rubrum*. HortScience 15(5): 641-642.
- Gingrich, D. 1984. Enrich media through well-planned fertilizer program. Greenhouse Manager 3(5): 130-131, 134-135, 137-138, 140-143.
- Hacskaylo, J.; Finn, R.F.; Vimmerstedt, J.P. 1969. Deficiency symptoms of some forest trees. Res. Bull. 1015. Wooster, Ohio: Ohio Agriculture Research and Development Center. 68 p.
- Hahn, P.F. 1978. Nutrient requirements of containerized nursery stock. In: Gustafson, R.W., ed. Proceedings of the Western Forest Nursery Council and Intermountain Nurseryman's Association Meeting; 1978 August 7-11; Eureka, CA. San Francisco: USDA Forest Service, State and Private Forestry. B-7 to B-15.
- Hallett, R.D. 1985. Forest nursery practices in the Maritimes. In: Hallett, R.D.; Cameron, M.D.; Murray, T.S. Proceedings, Reforestation in the Maritimes, 1984 Symposium; 1984 April 3-4; Moncton, NB. Fredericton, NB: Canadian Forestry Service, Maritimes Forest Research Centre: 81-107.
- Hallett, R.D. 1978. Monitoring crop development during the rearing of containerized seedlings. In: Scarratt, J.B.; Glerum, C.; Plexman, C.A. (eds.). Proceedings of the Canadian Containerized Tree Seedling symposium. Toronto; 1981 Sept. 14-16; Sault Ste. Marie, ON: Canadian Forestry Service, Great Lakes Forest Research Centre, COJFTC Symposium Proceedings O-P-10: 245-253.
- Hanan, J.J.; Holley, W.D.; Goldsberry, K.L. 1982. Greenhouse management. Berlin, Heidelberg, New York: Springer-Verlag. 530 p.
- Handreck, K.A.; Black, N.D. 1984. Growing media for ornamental plants and turf. Kensington, Australia: New South Wales University Press. 401 p.
- Hathaway, R.D.; Whitcomb, C.E. 1984. Nutrition and performance of container-grown Japanese black pine seedlings. Journal of Environmental Horticulture 2(1): 9-12.
- Hodgman, C.D.; Weast, R.C.; Wallace, C.W., eds. 1953. Handbook of chemistry and physics, 35th ed. Cleveland: Chemical Rubber Publishing Co.; 1852, 1853, 1857, 1895.
- Ingestad, T. 1979. Mineral nutrient requirement of *Pinus silvestris* and *Picea abies* seedlings. Physiologia Plantarum 45: 373-380.
- Jaramillo, A.E.; Owston, P.W. 1977. Two acids equal for growth and mineral content of container-grown seedlings. Tree Planters' Notes 28(1): 16-17, 40.

- Jones, J.B., Jr. 1983. A guide for the hydroponic and soilless culture grower. Portland, OR: Timber Press. 124 p.
- Jones, U.S. 1982. Fertilizers and soil fertility. Reston, VA: Reston Publishing Co. 421 p.
- Kirven, D.M. 1986. An industry viewpoint: Horticultural testing - is our language confusing? In: Proceedings of the symposium: Interpretation of extraction and nutrient determination procedures for organic potting substrates; 1983 October 18; McAllen, TX. HortScience 21(2): 215-217; 1986.
- Landis, T.D. 1985. Mineral nutrition as an index of seedling - quality. In: Duryea, M.L., ed. Proceedings: Evaluating seedling quality: principles, procedures, and predictive abilities of major tests; 1984 October 16-18; Corvallis, OR. Corvallis, OR: Oregon State University, Forest Research Laboratory: 29-48.
- Lucas, R.E.; Davis, J.K. 1961. Relationships between pH values of organic soils and availabilities of 12 plant nutrients. Soil Science 92:177-182.
- Markus, D.K. 1986. Spurway/acid extraction procedures. In: Proceedings of the symposium: Interpretation of extraction and nutrient determination procedures for organic potting substrates; 1983 October 18; McAllen, TX. HortScience 21(2): 217-222.
- Marschner, H. 1986. Mineral nutrition of higher plants. New York: Academic Press. 674 p.
- Mastalerz, J.W. 1977. The greenhouse environment. New York: John Wiley and Sons. 629 p.
- Matthews, R.G. 1987. Personal communication. British Columbia Ministry of Forests, Victoria, BC.
- Matthews, R.G. 1986. Personal communication. British Columbia Ministry of Forests, Victoria, BC.
- Matthews, R.G. 1983. Seedling production for Crown lands in British Columbia: guidelines for commercial container nurseries. Victoria, BC: British Columbia Ministry of Forests, Silviculture Branch; 1983; 45 p.
- Matthews, R.G. 1982. Contrasting approaches to containerized seedling production: 1. British Columbia. In: Scarratt, J.B.; Glerum, C.; Plexman, C.A., eds. Proceedings of the Canadian Containerized Tree Seedling Symposium; 1981 September 14-16; Toronto, ON. COJFRC Symposium Proceedings O-P-10. Sault Ste. Marie, ON: Canadian Forestry Service, Great Lakes Forest Research Centre: 115-122.
- Morrison, I.K. 1974. Mineral nutrition of conifers with special reference to nutrient status interpretation: a review of literature. Publ. 1343. Ottawa: Department of the Environment, Canadian Forestry Service. 73 p.
- Mortvedt, J.J.; Giordano, P.M.; Lindsay, W.L. 1972. Micronutrients in agriculture. Madison, WI: Soil Science Society of America, Inc. 666 p.
- Mullin, T.J.; Hallett, R.D. 1983. Fertilization of containerized tree seedlings by the replacement method. Tech. Note 93. Fredericton, NB: Canadian Forestry Service, Maritimes Forest Research Centre. 8 p.
- Myers, J. 1987. Personal communication. USDA Forest Service, Coeur d'Alene Nursery, Coeur d'Alene, ID.
- Nelson, P.V. 1978. Greenhouse operation and management. Reston, VA: Prentice-Hall, Inc. 518 p.
- Nelson, P.V.; Faber, W.R. 1986. Bulk solution displacement. In: Proceedings of the symposium: interpretation of extraction and nutrient determination procedures for organic potting substrates; 1983 October 18; McAllen, TX. HortScience 21(2): 225-226.
- Peterson, J.C. 1981. Modify your pH perspective. Florists' Review 169(4386): 34-35, 92, 94.
- Phillion, B.J.; Libby, M. 1984. Growth of potted black spruce seedlings at a range of fertilizer levels. The Plant Propagator 30(2): 10-11.
- Phillion, B.J.; Bunting, W.R. 1983. Growth of spruce seedlings at various soluble fertilizer salt levels. Tree Planters' Notes 34(4):31-33.
- Rohsler, H.M.; Wright, R.D. 1984. What nurserymen should know about soluble salts. American Nurseryman 160(2):73-77.

- Ruter, J.M.; van de Werken, H. 1986. Is dolomitic limestone overused in container media? *American Nurseryman* 163(12): 49- 51, 54, 56-57.
- Sanderson, K.C. 1987. Selecting the right fertilizers for container-grown woody ornamentals. *American Nurseryman* 165(1): 160-164, 166, 168-174, 176-181.
- Scarratt, J.B. 1986. An evaluation of some commercial soluble fertilizers for culture of jack pine container stock. Inf. Rep. O-X-377. Sault Ste. Marie, ON: Canadian Forestry Service, Great Lakes Forestry Centre. 21 p.
- Solan, F.M. 1980. Soil and plant tissue sampling techniques for tree nurseries. In: Proceedings North American forest tree nursery soils workshop; 1980 July 28-August 1; Syracuse, NY. Syracuse, NY: State University of New York, College of Environmental Science and Forestry: 228-236.
- Squire, R.D.; Attiwill, P.M.; Neals, T.F. 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.
- Steiner, A.A. 1980. The selective capacity of plants for ions and its importance for the composition and treatment of the nutrient solution. In: Hurd, R.G.; Adams, P.; Massey, D.M.; Price, D., eds. Symposium on research on recirculating water culture. *Acta Horticulturae* 98: 37-97.
- Stoller chemical Company. [no date]. Product manual and nutrient deficiency guide. Houston, TX: Stoller Chemical Co. 31 p.
- Swan, H.S.D. 1971. Relationships between nutrient supply, growth and nutrient concentrations in the foliage of white and red spruce. Pointe Claire, Quebec: Pulp and Paper Research Institute of Canada; Woodlands Paper No. 29. 27 p.
- Timmer, V.R.; Armstrong, G. 1987a. Diagnosing nutritional status of containerized tree seedlings: comparative plant analyses. *Soil Science Society of America Journal* 51: 1082-1086.
- Timmer, V.R.; Armstrong, G. 1987b. Growth and nutrition of containerized *Pinus resinosa* at exponentially increasing nutrient additions. *Canadian Journal of Forest Research* 17(7): 644-647.
- Timmer, V.R.; Parton, W.J. 1982. Monitoring nutrient status of containerized seedlings. In: Proceedings, Ontario Ministry of Natural Resources Nurseryman's Meeting; 1982 June; Thunder Bay, ON. Toronto: Ontario Ministry of Natural Resources: 48-58.
- Tinus, R.W. 1980. Nature and management of soil pH and salinity. In: Proceedings North American forest tree nursery soils workshop; 1980 July 28-August 1; Syracuse, NY. Syracuse, NY: State University of New York, College of Environmental Science and Forestry: 72-86.
- Tinus, R.W.; McDonald, S.E. 1979. How to grow tree seedlings in containers in greenhouses. General Technical Report RM-60. Ft. Collins, CO: USDA Forest Service, Rocky Mountain Forest and Range Experiment Station. 256 p.
- Torbert, J.L.; Burger, J.A.; Kreh, R.E. 1986. Nutrient concentration effects on *Pisolithus tinctorius* development on containerized loblolly pine (*Pinus taeda* L.) seedlings. *Tree Planters' Notes* 37(3): 17-22.
- Trelease, S.F.; Trelease, H.M. 1935. Changes in hydrogen-ion concentration of culture solutions containing nitrate and ammonium nitrogen. *American Journal of Botany* 22: 520-542.
- 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(2): 172-180.
- van den Driessche, R. 1978. Response of Douglas-fir seedlings to nitrate and ammonium nitrogen sources at different levels of pH and iron supply. *Plant and Soil* 49: 607-623.
- Vetanovetz, R.P.; Knauss, J.F. 1988. Water quality. *Greenhouse Manager* 6(12): 64-66, 68-69, 72.

- Warncke, D.D. 1986. Analyzing greenhouse growth media by the saturation extract method. In: Proceedings of the symposium: Interpretation of extraction and nutrient determination procedures for organic potting substrates; 1983 October 18; McAllen, TX. HortScience 21(2): 223-225.
- Whitcomb, C.E. 1986. Water quality and plant production in containers. The International Plant Propagators' Society, Combined Proceedings 35:672-677.
- Whitcomb, C.E. 1984. Plant production in containers. Stillwater, OK: Lacebark Publications. 638 p.
- Whitcomb, C.E. 1983. Does pH really have an effect on nutrition of container-grown plants? American Nurseryman 158(9): 33-35.
- Wright, R.D. 1986. The pour-through nutrient extraction procedure. In: Proceedings of the symposium: Interpretation of extraction and nutrient determination procedures for organic potting substrates; 1983 October 18; McAllen, TX; HortScience 21(2): 227-229.
- Youngberg, C.T. 1984. Soil and tissue analysis: tools for maintaining soil fertility. In: Duryea, M.L.; Landis, T.D., eds. Forest nursery manual: production of bareroot seedlings. Boston: Martinus Nijhoff/Dr. W. Junk Publishers: 75-80.



Manual de Viveros para la Producción de Especies Forestales en Contenedor

Volumen Cuatro Fertilización y Riego

Capítulo 2 Riego y Manejo del Agua

Thomas D. Landis, Especialista en Viveros, Región Oeste,
Departamento de Agricultura de los Estados Unidos,
Dasonomía Estatal y Privada, Portland, Oregon, E.U.A.



Landis, T.D. 1989. Mineral nutrients and fertilization. In:
Landis, T.D.; Tinus R.W.; McDonald, S.E.; Barnett, J.P. The
Container Tree Nursery Manual, Volume 4. Agric. Handbk.
674. Washington, DC: U.S. Department of Agriculture,
Forest Service: 1-67.

Contenido

	Página
4.2.1 La Importancia del Agua en el Cultivo de Plantas	74
4.2.2 Estado del Agua en Especies Forestales Producidas en Contenedor	75
4.2.2.1 Contenido de humedad	75
4.2.2.2 Potencial hídrico	75
4.2.2.3 Potencial hídrico de la planta	76
4.2.2.4 Potencial hídrico del medio de crecimiento	81
4.2.3 Factores que Afectan la Disponibilidad de Agua en los Contenedores	83
4.2.3.1 Características del sustrato artificial	83
Elevada capacidad de retención de humedad	83
Movimiento del agua en los sustratos artificiales	83
4.2.3.2 Efectos del contenedor	84
4.2.3.3 Pérdida de humedad de las plantas en contenedor	85
4.2.4 Cantidad y Calidad del Agua de Riego	87
4.2.4.1 Cantidad del agua requerida para viveros que producen en contenedor	87
4.2.4.2 Calidad del agua	87
Efectos de las sales en la calidad del agua de riego	87
Efectos de la salinidad en el crecimiento de las plantas	89
Plagas y enfermedades en el agua de riego	93
Contaminación con plaguicidas	93
Análisis de la calidad del agua	93
Tratamientos correctivos para el agua de riego	94
Temperatura del agua	98
4.2.5 Tipos de Sistemas de Riego	99
4.2.5.1 Sistemas de riego en la parte superior	99
Sistemas de riego móviles	99
Aspersores fijos en la parte superior	101
Aspersores basales fijos	102
4.2.5.2 Principios en el diseño de sistemas de riego fijos	102
4.2.5.3 Probando la eficiencia de los sistemas de riego	105
4.2.5.4 Sistemas de riego automáticos	107
4.2.6 Supervisando el Agua en los Contenedores. Determinando Cuándo Regar	109
4.2.6.1 Revisión visual y táctil	109
4.2.6.2 Mediciones del peso del contenedor	109
Desarrollo de una escala de pesos para los contenedores a través de la experiencia	111
Desarrollo de una escala de pesos de los contenedores usando el potencial mátrico del sustrato	111
4.2.6.3 Supervisando el potencial hídrico de la planta con la cámara de presión	112
4.2.7 El Riego como Tratamiento de Cultivo-Determinando qué tanto Regar	114
4.2.7.1 Regando durante la fase de establecimiento	114
4.2.7.2 Regando durante la fase de crecimiento rápido	114
4.2.7.3 Regando durante la fase de endurecimiento	115
4.2.7.4 Regando como protección ante heladas	116
4.2.8 Disposición del Agua de Riego Residual	118
4.2.8.1 Eficiencia del riego con aspersores	118
4.2.8.2 Manejando el agua residual de un vivero	118
4.2.9 Conclusiones y Recomendaciones	120
4.2.10 Referencias	121



4.2.1 La Importancia del Agua en el Cultivo de Plantas

La importancia del agua para el cultivo de especies forestales en contenedor, no debe ser sobreenfatizada. El agua está considerada como el principal factor limitativo del crecimiento en los ecosistemas naturales, y es uno de los factores promotores del crecimiento más importantes en los ecosistemas artificiales, como los invernaderos. La relevancia ecológica del agua refleja su importancia fisiológica, y casi cualquier proceso vegetal está directa o indirectamente afectado por el agua. Como ejemplo, la fotosíntesis disminuye drásticamente conforme la tensión hídrica aumenta (fig. 4.2.1).

El agua afecta el cultivo de las plantas en cuatro formas principales (Kramer, 1983):

- 1 Es el mayor constituyente de una planta, comprendiendo del 80 al 90% del peso fresco.
- 2 Es el "solvente universal", proporcionando transporte de nutrientes dentro de la planta.
- 3 Es un reactivo bioquímico en muchos procesos vegetales, incluyendo la fotosíntesis.
- 4 Es esencial para mantener la turgencia en las células vegetales, promoviendo la expansión celular y el crecimiento vegetal.

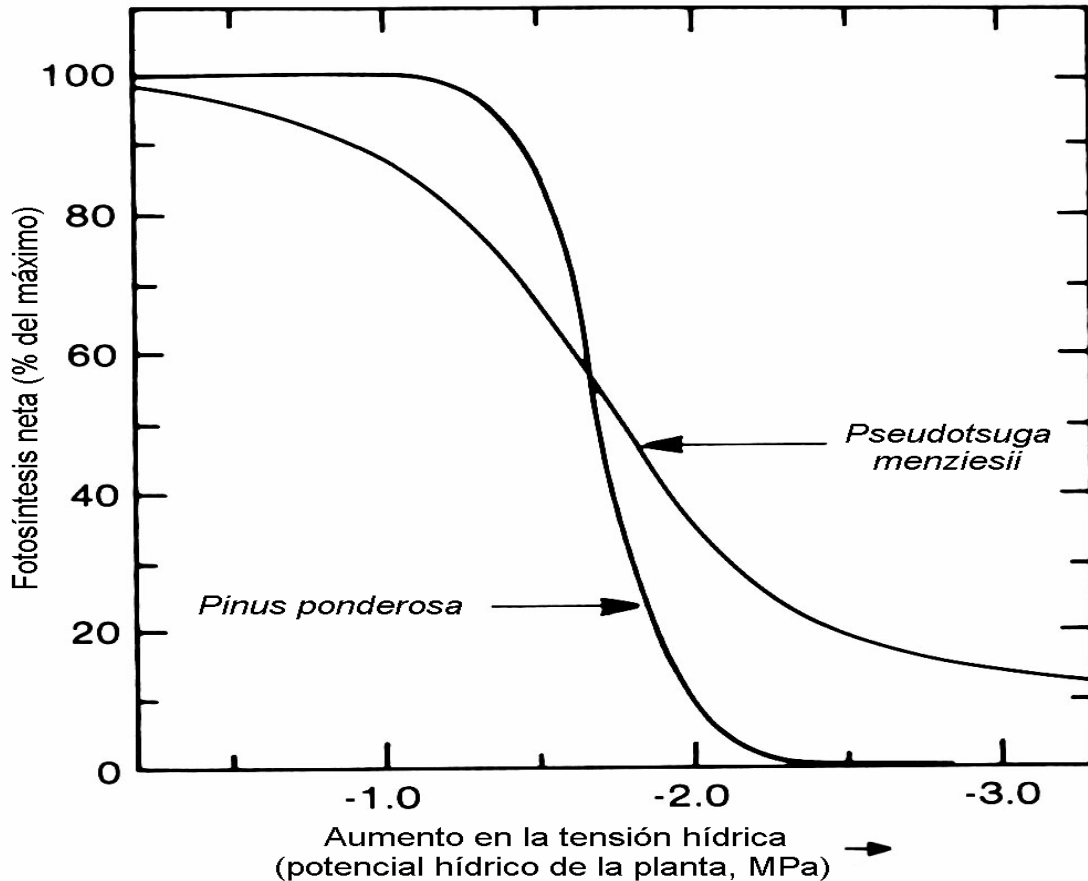


Figura 4.2.1 Incrementando la tensión hídrica (la cual es medida por el incremento de valores más negativos del potencial hídrico de la planta), se reduce la fotosíntesis a tasas diferentes, dependiendo de las características de las especies (modificado de Cleary, 1971).



4.2.2 Estado del Agua en Especies Forestales Producidas en Contenedor

La comprensión de los aspectos físicoquímicos de las relaciones hídricas en las plantas, no es absolutamente necesaria para el manejo exitoso de un programa de riego en los viveros forestales. Sin embargo, los viveristas deberán familiarizarse con los términos que son utilizados universalmente para describir las relaciones hídricas de las plantas. El estado del agua en las plantas puede ser descrito en varias formas distintas: contenido de humedad, potencial hídrico, y movimiento del agua. Probablemente las mediciones más útiles del estado del agua en las plantas, son el contenido de humedad y el potencial hídrico (Spomer, 1985).

4.2.2.1 Contenido de humedad.

El contenido de humedad de una planta puede ser visualizado como una ecuación. En cualquier momento, el contenido de agua de la planta refleja un balance integrado entre la absorción a través de las raíces, y las pérdidas por transpiración del follaje hacia la atmósfera (McDonald y Running, 1979) (fig. 4.2.2). Ritchie (1984), describe el ciclo del agua como un modelo simple de entrada-salida:

$$W = A - T + S$$

Donde: W = contenido de humedad de la planta
A = absorción
T = transpiración
S = almacenamiento

El contenido de humedad de la planta está en un estado de cambio durante el día, cuando las pérdidas por transpiración a través del follaje usualmente exceden la tasa de absorción de agua a través de las raíces. Esta diferencia entre la absorción de agua y la pérdida de humedad, crea tensión hídrica en la planta. La tensión hídrica de la planta es una condición fisiológica normal durante las horas del día; no obstante, si se permite que esta tensión alcance niveles extremos durante largos periodos, la tasa de crecimiento de la planta declina, y eventualmente ésta muere. En los viveros forestales que producen en contenedor, la tensión hídrica de las plantas se mantiene a niveles bajos durante la etapa de cultivo, mediante el uso de riego para estimular el crecimiento. Aunque la tensión hídrica en la planta ha sido descrita de muchas diferentes maneras, la forma más útil para describir el estado del agua en la planta involucra la energía del agua o potencial.

4.2.2.2 Potencial hídrico.

Una discusión completa del potencial hídrico (PH) va más allá del objetivo de este manual, pero la comprensión de los conceptos básicos es de utilidad para el viverista. La siguiente discusión del PH nos ayudará a familiarizar al lector con los términos y unidades relacionadas que serán empleados en el presente capítulo (cuadro 4.2.1).

Aunque la terminología relacionada con el potencial hídrico puede parecer complicada al principio, representa la mejor manera para describir el estado del agua en las plantas, pues los principios básicos y las unidades se mantienen iguales para el medio de crecimiento, la planta y la atmósfera (Spomer, 1985) (figura 4.2.2). Los componentes del Potencial Hídrico, del potencial mátrico en el suelo y del vapor del agua en la atmósfera, pueden ser descritos en las mismas unidades. Una ventaja práctica de este sistema es que las diferentes influencias que afectan el uso y disponibilidad del agua, como es la salinidad, pueden ser descritos en términos de Potencial Hídrico (potencial osmótico en el cuadro 4.2.1).

Los potenciales hídricos se describen en términos de energía - la capacidad para hacer trabajo. La mejor medida es el Potencial Hídrico (frecuentemente representado con la letra griega psi), el cual es la diferencia de energía entre el potencial químico del agua en la planta, el medio de crecimiento o la atmósfera, comparada con la del agua pura, a una temperatura y presión estándar (Kramer, 1983). El Potencial Hídrico del agua pura está definido como cero, y el potencial del agua en una planta o en la solución del medio de crecimiento, está reducido por factores que limitan esta capacidad para hacer trabajo; los Potenciales Hídricos en la naturaleza, por lo tanto, siempre son números negativos (figura 4.2.2). El Potencial Hídrico se expresa mejor en unidades de presión como los bares (sistema métrico decimal), las unidades internacionales estándar actualmente aceptadas, denominadas megapascales (MPa), o las libras por pulgada cuadrada (sistema inglés), equivalentes dimensionalmente a las unidades de potencial químico.

Como se mencionó inicialmente, una de las ventajas de usar el Potencial Hídrico, es que éste puede ser separado en sus componentes: potencial osmótico (PO), potencial de presión (PP), potencial mátrico (PM), y potencial de gravidez

(PG) (cuadro 4.2.1). Los componentes del Potencial Hídrico en una planta o en el sustrato, difieren a causa de las propiedades únicas de cada sistema. Algunos componentes, como es el efecto de gravedad (PG), son insignificantes en las plántulas o en los contenedores pequeños, mientras que otros componentes, como el PP, son no significativos en el medio de crecimiento (cuadro 4.2.1).

4.2.2.3 Potencial hídrico de la planta.

Existen dos términos comúnmente usados para describir el estado del agua en las plantas; la mayoría de los científicos prefieren al potencial hídrico de la planta (PHP), mientras que muchos viveristas y reforestadores, están más familiarizados con la tensión hídrica de la planta (THP). Los dos términos, son idénticos en valor absoluto: El PHP siempre es expresado en términos negativos, mientras que la THP siempre es un número positivo (por ejemplo, un valor de PHP de -1.5 MPa es igual a un valor de 1.5 MPa en THP). Una comparación de las unidades y términos descriptivos para el PHP y para la THP, se proporciona en el cuadro 4.2.2. Observe que una tasa relativamente alta del Potencial Hídrico (por ejemplo -1.0), es "menos negativo" que un valor relativamente menor (por ejemplo, -3.0).

El Potencial Hídrico de la planta, es más práctico que la tensión hídrica de las plantas para propósitos de manejo de viveros, porque el Potencial Hídrico puede ser usado para describir las relaciones hídricas entre suelo-planta-aire (fig. 4.2.2), mientras que la THP solamente es útil en la descripción del estado del agua dentro de las plantas. Por tanto, para mantener consistencia, y para minimizar posibles confusiones, en esta publicación serán empeladas las unidades y los términos de PH. El concepto de "tensión hídrica" está bien establecido en la literatura de viveros, y en la "jerga diaria". Sin embargo, esto no deberá causar problemas, y aún el término "tensión" puede ser empleado operativamente porque el PHP y la THP son equivalentes dimensionalmente, y solamente difieren en signo (cuadro 4.2.2).

El PHP, está compuesto de dos componentes principales: el potencial osmótico (PO), y el potencial de presión (PP) (cuadro 4.2.1). La interrelación de estos factores está ilustrada en la figura 4.2.3, la cual muestra cómo cambia el PHP con el contenido de humedad de la planta (Hofler, 1920; citado por Ritchie, 1984). Cuando una planta está totalmente turgente, el PHP vale cero, porque el PP es positivo, e iguala al PO, el cual es negativo. Conforme la planta pierde humedad a

través de la transpiración, también pierde turgencia (se marchita), y el PP declina en valor hasta que alcanza el cero, punto en el cual la planta está completamente flácida, y el PHP iguala el PO (figura 4.2.3). Este punto de turgencia cero, algunas veces denominado "punto de marchitez", es peligroso para la planta desde un punto de vista fisiológico: el crecimiento cesa y el daño celular puede ocurrir, incluso si esta condición prevalece por un largo tiempo, puede sobrevenir la muerte.

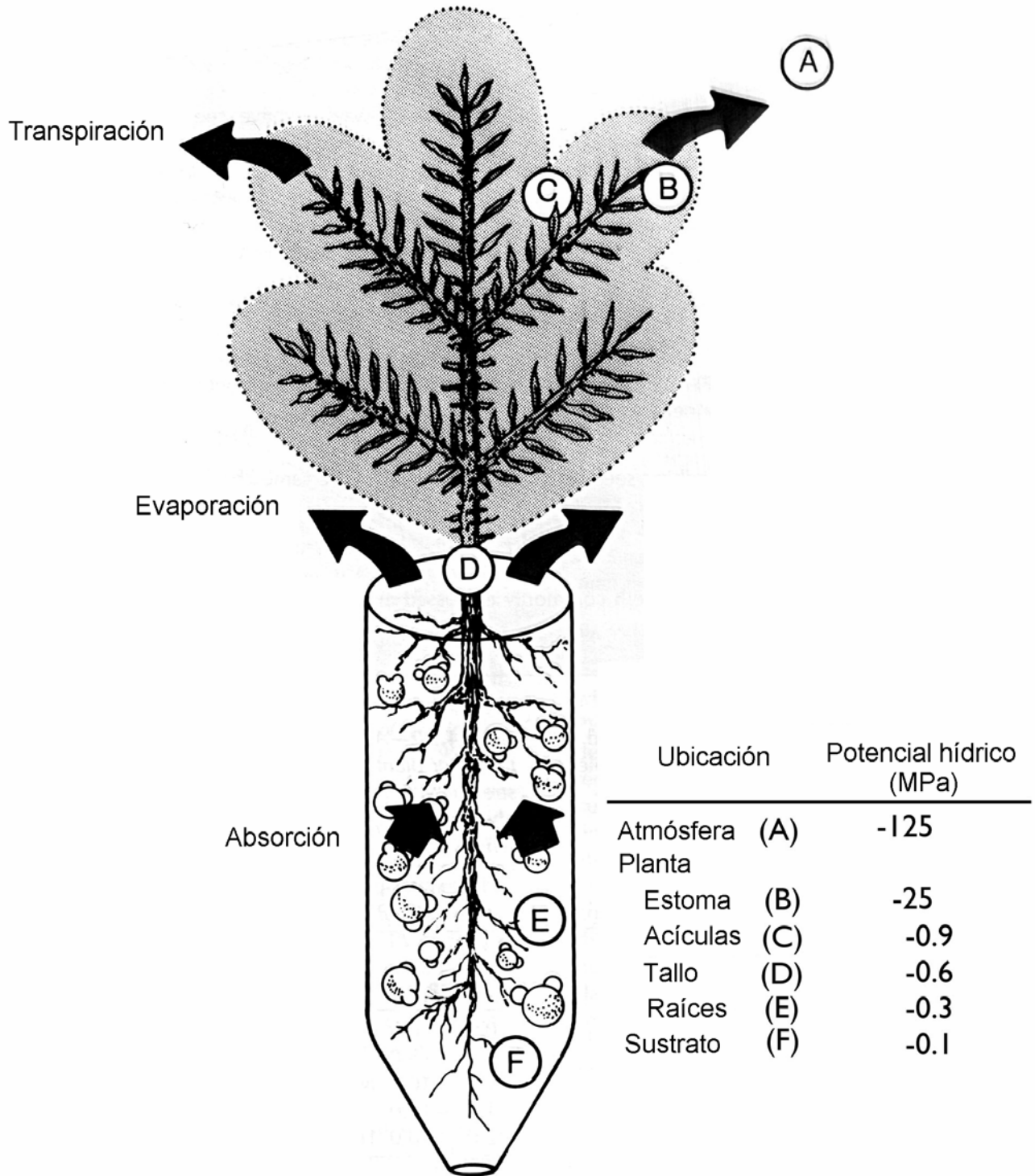


Figura 4.2.2 El agua es llevada a lo largo de un gradiente de potencial hídrico que está conducido por pérdidas evapotranspiracionales, desde niveles altos en el medio de crecimiento (menos negativo), a través de la planta, a niveles más bajos (más negativos) en la atmósfera (modificado de McDonald y Running, 1979).

Cuadro 4.2.1 Términos, definiciones, y unidades usadas para describir las relaciones hídricas de las plantas

Potencial hídrico (PH). Medida del estado de la energía del agua, el cual usualmente está expresado en unidades de presión, y está compuesto por los siguientes factores:

$$PH = PO + PP + PM + PG$$

PO = potencial osmótico, el componente producido por solutos disueltos (siempre negativo, ver figura 4.2.3).

PP = potencial de presión, el componente producido en el interior de las paredes celulares en las plantas, o debido al peso del agua, o a la presión del aire en el suelo (siempre es positivo, ver figura 4.2.3).

PM = potencial mátrico, el componente producido por la atracción adhesiva de moléculas de agua a superficies, o adhesión y cohesión en capilares pequeños (siempre es negativo).

PG = potencial de gravidez, el componente producido por la fuerza de gravedad (siempre es negativo).

Potencial hídrico de la planta (PHP). El estado de la energía del agua dentro de la planta:

(el PM es pequeño en las plantas bien hidratadas; el PG es insignificante en las plántulas pequeñas)

$$PHP = PO + PP$$

Potencial hídrico del medio de crecimiento (PHMC). Estado de la energía del agua dentro del medio de crecimiento:

(el PP y el PG son insignificantes en contenedores pequeños)

$$PHMC = PM + PO$$

Tensión hídrica de la planta (THP). Es una forma de describir el estado del agua de la planta que tiene el mismo valor absoluto que el potencial hídrico, pero de signo contrario:

THP = valores positivos de PHP.

Unidades:

Tanto el potencial hídrico y la tensión hídrica de la planta, comúnmente son expresados en unidades de presión, prefiriéndose los megapascales (MPa) en el sistema internacional:

$$1 \text{ MPa} = 10 \text{ bars} \sim 10 \text{ atm} \sim 150 \text{ psi.}$$

Cuadro 4.2.2 Comparación de unidades y términos descriptivos para el potencial hídrico de la planta (PHP), y para la tensión hídrica de la planta (THP). Observe que ambos tienen los mismos valores absolutos, pero el PHP está medido en unidades negativas, mientras que los valores de THP son positivos.

Potencial hídrico de la planta (PHP)			Tensión hídrica de la planta (THP)		
Unidades	Calificación relativa	HR*	Unidades	Calificación Relativa	
Mpa	Bars		Mpa	Bars	
0.0	0.0	Elevado	0.0	0.0	Bajo
-0.5	-5.0	↓	0.5	5.0	
-1.0	-10.0		Moderado	1.0	10.0
-1.5	-15.0		1.5	15.0	
-2.0	-20.0	Bajo	2.0	20.0	Elevado

* HR = Humedad relativa

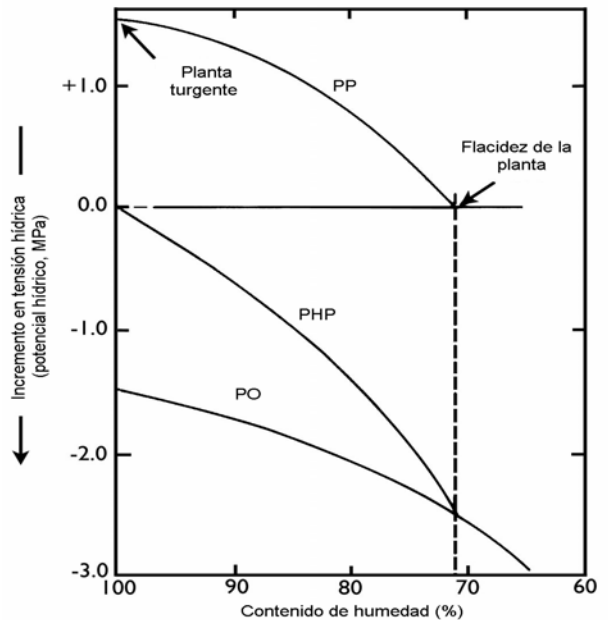


Figura 4.2.3 Las interrelaciones entre el potencial hídrico de la planta PHP y sus componentes; el potencial osmótico PO y el potencial de presión PP, cambian con respecto al contenido de humedad de la planta desde la turgencia hasta el punto de marchitez (Ritchie, 1984).

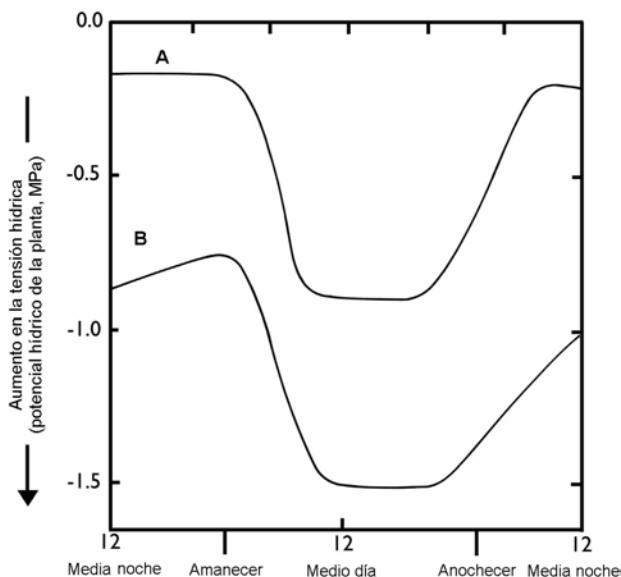


Figura 4.2.4 Patrones diarios del potencial hídrico de la planta para una especie bajo dos ambientes diferentes: elevado potencial hídrico del medio de crecimiento y baja demanda evaporativa (A), bajo potencial hídrico del medio de crecimiento, y elevada demanda evaporativa (B) (Adaptado de McDonald y Running, 1979).

El PHP es dinámico, y cambia con el tiempo, conforme la humedad del suelo y la demanda atmosférica cambian. Los patrones diarios típicos para el potencial hídrico de la planta son proporcionados en la figura 4.2.4 para dos combinaciones distintas de humedad en el medio de crecimiento y de demanda atmosférica. En un día típico, considerando un sustrato bien irrigado (A, en la fig. 4.2.4), una planta comienza a transpirar tan pronto como el sol aparece, y su PHP disminuye (aumenta la tensión) hasta que los estomas se cierran, punto en el cual los niveles de PHP se mantienen estables. Alrededor del ocaso, el PHP comienza a aumentar conforme declina la demanda atmosférica, y la planta recarga su contenido de humedad con el agua del sustrato. La segunda curva (B, en la fig. 4.2.4), muestra el patrón de PHP para una planta bajo una elevada demanda evaporativa y en un sustrato moderadamente seco. El PHP comienza a un nivel inicial bajo, porque la planta no ha sido capaz de recargar completamente su abasto de humedad por la noche y, por tanto, su PHP declina a menores niveles (elevada tensión) durante la tarde. Si este patrón permanece, pueden desarrollarse niveles de tensión hídrica dañinos para la planta.

El PHP puede ser medido a través de varias técnicas, pero la más práctica en un vivero es la cámara de presión (fig. 4.2.5) (nota del traductor: también conocida como cámara de Scholander).

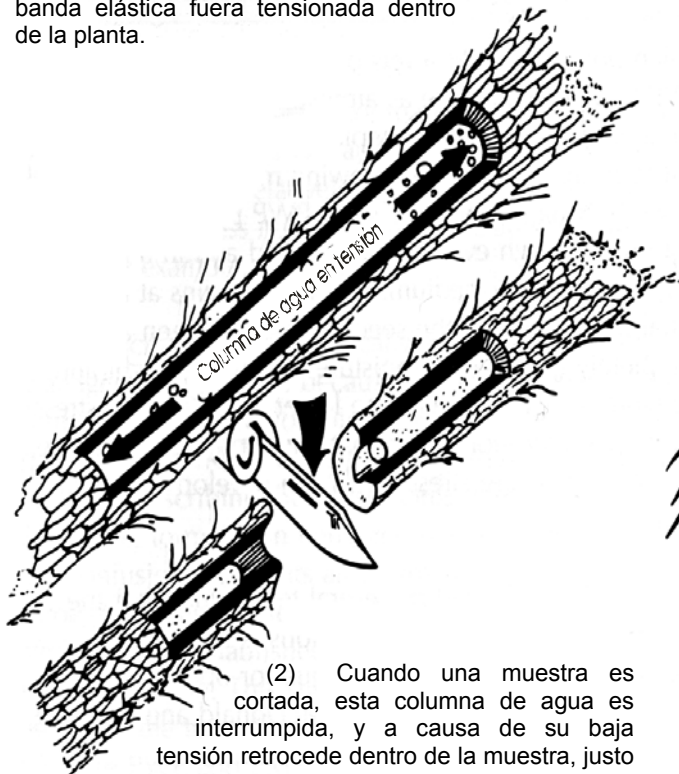
La técnica para operar este instrumento, está bien descrita por McDonald y Running (1979):

Corte una pequeña ramilla o acícula y colóquela en la cámara, con el extremo (corte) sobresaliendo de la tapa. Una analogía útil, es imaginar la columna de agua en la planta como una banda elástica. Conforme la tensión hídrica aumenta en la planta, esta banda elástica se contrae. Cuando la ramilla o la acícula se corta de la planta, la tensión en la banda elástica (columna de agua), origina que el agua se retraiga de la superficie cortada. Mediante la lenta aplicación de presión de gas al extremo contrario, el agua es forzada a retroceder a la superficie de corte en la ramilla. Cuando la presión de gas es exactamente igual a la tensión (PHP) que se está ejerciendo sobre la columna de agua, el agua aparecerá en la superficie de corte; la lectura de la escala de la cámara de presión en ese preciso instante indica el PHP.

Han sido desarrolladas nuevas técnicas para la medición del PHP. Dixon y Tyree (1984), describen un higrómetro que puede ser fijado al tallo de plantas leñosas, el cual es capaz de medir directamente el PHP. El higrómetro es una pequeña cámara de metal, la cual alberga unos sensores termopares minúsculos, que se puede fijar al tronco durante varias semanas. Una limitante de esta técnica es que el diámetro óptimo del tronco es de aproximadamente 8 a 10 mm (0.31 a 0.39 pulgadas), valor superior al diámetro de la mayoría de las plantas empleadas en la reforestación. Aunque se ha desarrollado en la actualidad investigación básica, las modificaciones que en el futuro se harán a esta tecnología podrían producir una técnica para el seguimiento continuo del PHP en un vivero en operación.

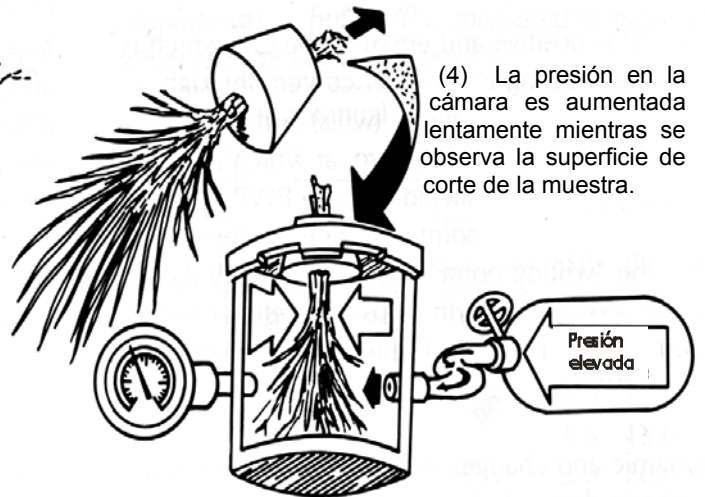


(1) La columna de agua en una planta está casi siempre bajo tensión, como si una banda elástica fuera tensionada dentro de la planta.



(2) Cuando una muestra es cortada, esta columna de agua es interrumpida, y a causa de su baja tensión retrocede dentro de la muestra, justo como los extremos de una banda elástica cortada.

(3) La muestra es colocada en la cámara, con la superficie de corte sobresaliendo de una cavidad. La presión es entonces aumentada en el interior de la cámara, y la columna de agua dentro de la muestra es entonces forzada hacia la superficie de corte. La presión requerida para hacer esto, es igual a la tensión de la columna de agua al momento que la muestra fue cortada.



(4) La presión en la cámara es aumentada lentamente mientras se observa la superficie de corte de la muestra.

(5) Cuando el agua aparece en la superficie cortada, se registra la presión (THP) de la cámara.

Figura 4.2.5. La cámara de presión ofrece una medida directa del PHP o de la THP (cortesía de PMS Instrument Company, Corvallis, OR, E.U.A.).

4.2.2.4 Potencial hídrico del medio de crecimiento.

A causa de las grandes variaciones en la densidad, espacio poroso, y tamaño y distribución de los poros, el agua en el medio de crecimiento se describe mejor mediante potenciales, más que con base en el peso. Un sustrato con textura fina, usualmente contiene más agua en peso que otro de textura gruesa, pero menos agua estará disponible para la absorción por la planta, y para el crecimiento (Bunt, 1976). El potencial hídrico, por otro lado, da una indicación del agua disponible para el cultivo de las plantas, independientemente de la textura del sustrato.

El potencial del agua en la solución del sustrato, es denominado potencial hídrico del medio de crecimiento (PHMC), y está compuesto de dos partes: El PO, que refleja la influencia de sales disueltas, y el PM, el cual mide la atracción de las moléculas de agua por las superficies y poros pequeños en el sustrato (cuadro 4.2.1). El PO de la solución del medio de crecimiento aumenta (se hace más negativo) conforme el contenido de humedad del suelo disminuye debido a la evaporación o la transpiración, y la salinidad de la solución del medio de crecimiento aumenta -una reducción de 50% en el contenido de humedad del suelo duplicará, aproximadamente, la concentración de sales (Bunt, 1976) (Los efectos de la elevada salinidad en el cultivo de plantas son discutidos en la sección 4.2.4.2).

El PM refleja la energía con la cual el agua es retenida por fuerzas mátricas en el sustrato, y está relacionado con el tamaño de los poros en el medio de crecimiento. El volumen de los poros en el sustrato, es función del tamaño de las partículas y de su arreglo, y está compuesto de aire y agua, que cambian en proporción inversa uno con respecto al otro. Después del riego, el exceso de agua es drenado fuera del contenedor por gravedad, dejando el sustrato esencialmente saturado; este punto es denominado "capacidad del contenedor", y difiere del término tradicional capacidad de campo, debido al efecto del contenedor (ver sección 4.3.2.2). A capacidad de contenedor, el PM es muy elevado (la tensión hídrica es muy baja), y el agua rápidamente está disponible para la planta. Conforme el sustrato pierde humedad a través de la evaporación y la transpiración, los poros grandes se drenan primero, y son llenados con aire. Sin embargo, los poros nunca se drenan por completo, pues una película de agua cada vez más delgada rodea a las partículas del medio de crecimiento. Tanto más delgada sea esta película, será menor el PM

(mayor la tensión hídrica) y menor humedad estará disponible para la planta. Los poros más pequeños son los últimos en perder su humedad. Eventualmente, el contenido de humedad del medio (y el PM) será tan bajo, que la planta es incapaz de obtener agua tan rápido como la pierde por transpiración, y ésta comenzará a perder turgencia y a marchitarse. El punto de marchitez permanente, ocurre cuando la planta es incapaz de recargar sus reservas de humedad en la noche, y se mantiene flácida (Bunt, 1976).

El PHMC y el PHP están muy relacionados; el patrón del PHP para una planta en un sustrato húmedo (elevado PHMC), pero que no es regado, se muestra en la figura 4.2.6. Conforme el sustrato se seca, el PHMC disminuye gradualmente. La curva normal del PHP ocurre cada día (fig. 4.2.4A), pero el PHP disminuye a un nivel mínimo cada día, porque la planta no es capaz de recargar su abasto de humedad del sustrato cada vez más seco. El PHP se hace más y más negativo, hasta que por fin la planta es incapaz de recuperarse.

La mayoría de los instrumentos miden sólo el PM, e ignoran el PO, el cual puede ser un componente significativo en los sustratos fuertemente fertilizados, como los empleados en invernadero (fig. 4.2.7). El PM puede ser medido directamente con una membrana de presión, en un laboratorio de análisis, o con un tensiómetro en el vivero. El mejor método para medir el PHMC, parece ser la técnica de psicrómetro termopar de alambre pequeño. Estos pequeños psicrómetros, están contenidos en bulbos porosos y son fijados a conductores eléctricos; el PHMC puede ser medido directamente, con un microvoltímetro (Kramer, 1983). Estos psicrómetros, pueden colocarse dentro del sustrato, en el contenedor, y el PHMC se mide fácil y simultáneamente. Esta técnica no se había usado operativamente en ninguno de los viveros que respondieron la encuesta, pero su uso puede ser promisorio como una forma para revisar la humedad del suelo en contenedores (Las formas comunes para la supervisión del riego, son discutidas en la sección 4.2.6).

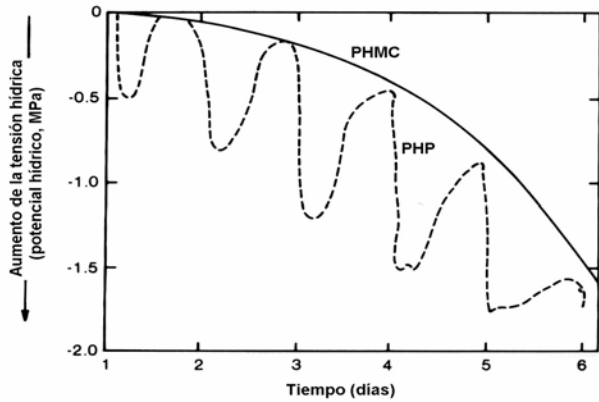


Figura 4.2.6 La relación entre el potencial hídrico de la planta (PHP) y el potencial hídrico del medio de crecimiento (PHMC), en un contenedor sin riego: el patrón diario del PHP disminuye gradualmente conforme el medio de crecimiento (sustrato) se seca, y el PHMC disminuye (adaptado de Slatyer, 1967).

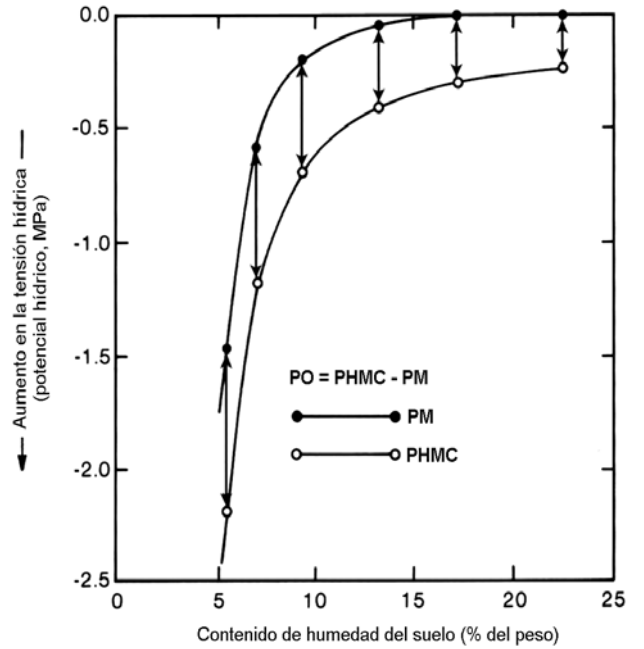


Figura 4.2.7 La fertilización pesada del sustrato en el contenedor, produce un potencial osmótico significativo (PO), que aumenta con los contenidos de humedad bajos. El PO es la diferencia entre el potencial hídrico del medio de crecimiento (PHMC) y el potencial mátrico (PM) (Adaptado de Newman, 1966).



4.2.3 Factores que Afectan la Disponibilidad de Agua en los Contenedores

4.2.3.1 Características del sustrato artificial.

El uso de "suelo artificial", compuesto de materiales como la turba de musgo y la vermiculita, afecta muchas propiedades del agua en los medios de crecimiento, como es la capacidad de retención de humedad, y el movimiento del agua.

Elevada capacidad de retención de humedad.

La mayoría de los medios de crecimiento usados en los viveros forestales que producen en contenedor, como la mezcla de turba de musgo y vermiculita, tienen la propiedad de absorber y retener un mayor porcentaje de agua, en comparación con los suelos minerales de los viveros que producen a raíz desnuda. La forma más precisa de ilustrar esta diferencia, es con una curva de retención de humedad del suelo, que muestra la relación entre la humedad gravimétrica del suelo, y el PM. Las curvas de retención de humedad en el suelo, son desarrolladas en un laboratorio edafológico usando un aparato de placa de presión; pueden desarrollarse curvas diferentes para cada tipo de suelo o de medio de crecimiento, porque las relaciones cambian significativamente con base en las características físicas, particularmente textura y estructura. La figura 4.2.8 muestra dos curvas de retención de humedad para suelo de textura fina de un vivero que produce a raíz desnuda, y para un sustrato a partes iguales de turba-vermiculita; observe que el sustrato a base de turba-vermiculita retiene considerablemente más agua en todo el intervalo del PM. Las propiedades del sustrato de turba-vermiculita, son discutidas más adelante, en el capítulo relativo a medios de crecimiento, en el volumen dos de esta serie.

Movimiento del agua en los sustratos artificiales.

La tasa de infiltración y la conductividad capilar del sustrato de turba-vermiculita, cambia con el contenido de humedad. Cuando el agua de riego es aplicada a la superficie de un contenedor, la tasa a la cual es absorbida dentro del medio de crecimiento, es denominada tasa de infiltración. Esta, para el sustrato de turba-vermiculita, es relativamente elevada, pues la mayoría de los medios de crecimiento tienen una buena porosidad. Sin embargo, si a un medio se le permite secarse, la tasa de infiltración puede ser severamente restringida, pues las partículas secas de turba repelen el agua y se vuelven hidrofóbicas (Furuta, 1978). Los agentes humectantes (surfactantes) están disponibles comercialmente, y pueden ser aplicados a los sustratos para incrementar la tasa de infiltración; estos productos

químicos son detergentes que rompen la tensión superficial del agua, y provocan que ésta penetre el sustrato mucho más fácilmente. Los agentes humectantes con frecuencia son empleados durante el periodo de endurecimiento, para restaurar el sustrato después de que ha sido secado para inducir tensión hídrica en la planta (ver sección 4.2.7.3).

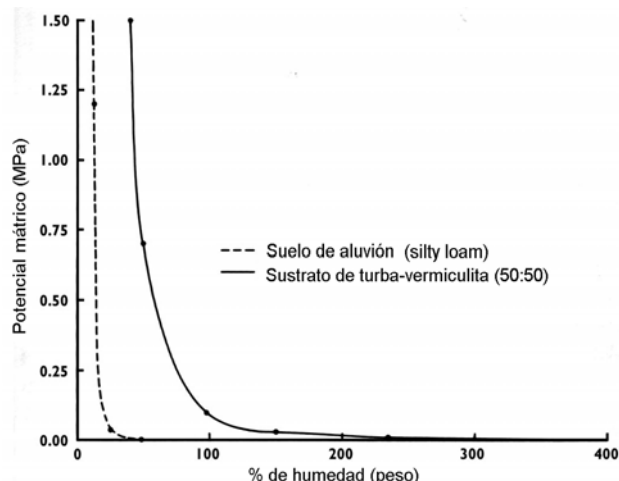


Figura 4.2.8 La comparación entre las curvas de retención de humedad del suelo típico (silty loam) empleado en un vivero que produce a raíz desnuda, y del sustrato de turba-vermiculita, muestra que el sustrato artificial retiene considerablemente más agua en todos los potenciales mátricos.

La conductividad capilar se refiere a la tasa del movimiento del agua en el medio de crecimiento, especialmente en respuesta a la absorción por la planta. Durante el riego, la conductividad capilar del sustrato de turba-vermiculita es elevada en dirección hacia abajo, debido a la gravedad, pero después del riego, la conductividad capilar puede ser limitada en varios sustratos porosos (Furuta, 1978). Hanan *et al.* (1978), estudió la conductividad capilar de dos sustratos con diferentes texturas, y encontró que las plantas cultivadas en mezclas muy porosas, podrían experimentar severa tensión hídrica, aunque el agua fuera exprimida manualmente. El movimiento del agua en el sustrato puede ser incrementado usando componentes que proporcionen una mezcla de tamaños diferentes de partículas, y asegurándose de que el sustrato esté firmemente apisonado dentro del contenedor durante el llenado y acomodo. No obstante, el uso de sustratos que estén muy finos, o excesivamente compactados, puede originar condiciones de saturación de humedad, con serias reducciones en el crecimiento de la planta.

4.2.3.2 Efectos del contenedor.

El agua en el contenedor se comporta de manera diferente que el agua en el suelo no confinado; este hecho deberá entenderse por los viveristas porque afecta el manejo del agua, y las prácticas de riego resultantes. La aplicación de una cantidad dada de agua a una cantidad fija de sustrato en un contenedor pequeño, produce un contenido de humedad diferente, diferente movimiento de la humedad, y por tanto una diferente respuesta de la planta, que la misma cantidad de agua aplicada al mismo volumen de suelo no confinado (Furuta, 1978).

Cuando el riego es aplicado a un contenedor lleno, el agua se percola hacia abajo, por la fuerza de gravedad, hasta que alcanza el fondo del contenedor; en este punto, el flujo de agua cesa porque la fuerza de gravedad es menor que la de las fuerzas de adhesión y cohesión combinadas con la columna de agua. El drenaje sólo se produce en el fondo del contenedor cuando la fuerza debida a la altura de la columna de agua es suficiente para superar estas fuerzas de adhesión y cohesión. El significado biológico de este patrón de drenaje es que siempre existe una zona con sustrato saturado en la interfase sustrato/aire, en el fondo del contenedor (Furuta, 1978). La profundidad de esta capa saturada, está en función de la textura del sustrato, como se presenta en la figura 4.2.9. La profundidad de esta zona saturada será mayor en los sustratos de textura fina, en comparación con los de textura gruesa, porque las fuerzas de capilaridad son mayores en los poros más pequeños.

La altura del contenedor determina la proporción del sustrato con drenaje libre que éste contiene, asumiendo que la textura del sustrato sea la misma (Whitcomb, 1984). Un contenedor con 10.2 cm (4 pulgadas) de altura, tendrá la misma profundidad de sustrato saturado, que uno con 25.4 cm (10 pulgadas) de altura, pero el contenedor más pequeño tendrá proporcionalmente menos sustrato de drenado libre (fig. 4.2.10). Este efecto de "capilaridad adicional" es independiente del diámetro del contenedor o de su forma. Para un contenedor dado, la única forma de modificar la profundidad de esta capa saturada, es cambiar la textura del sustrato a una mezcla más gruesa (Furuta, 1978). La presencia de esta franja saturada tiene serias implicaciones para la aireación del medio de crecimiento; Bunt (1976) muestra que cambiando la altura del contenedor, de 5 a 20 cm (2 a 7.9 pulgadas) aumentó el volumen de aire en el contenedor, de 4 a 8% (fig. 4.2.11).

Los contenedores que son empleados en muchos viveros forestales, tienen un diámetro relativamente pequeño y un volumen limitado. El diámetro pequeño es importante operativamente porque es extremadamente difícil distribuir el riego uniformemente entre contenedores, lo cual acarrea una considerable variación en el contenido de humedad del sustrato. Este problema de distribución se hace aún más crítico cuando las plantas crecen y su follaje comienza a interceptar el riego antes de que el agua alcance la parte superior del contenedor. La interceptación del follaje es particularmente seria para las especies latifoliadas. A causa de que los contenedores pequeños tienen un volumen correspondientemente más pequeño de sustrato, éstos tienen reservas de humedad limitadas, y requieren de frecuentes riegos, especialmente en los momentos de elevadas pérdidas evapotranspirativas (Furuta, 1978).

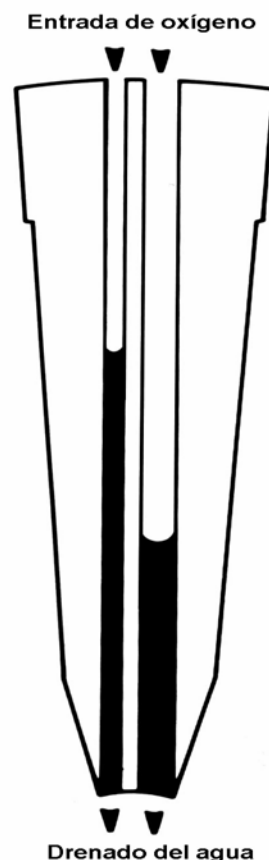


Figura 4.2.9 El efecto de capilaridad del agua en el sustrato, está influenciado por el tamaño promedio de los poros del mismo. Un sustrato con textura fina, con poros promedio pequeños (tubo delgado), puede retener más agua que un sustrato con textura gruesa (tubo grueso) (modificado de Whitcomb, 1984).

4.2.3.3 Pérdida de humedad de las plantas en contenedor.

Junto con el agua en exceso que drena por gravedad, existen dos formas de pérdida de agua en contenedores de paredes sólidas en los viveros forestales que producen en contenedor: la evaporación de la superficie del sustrato, y la transpiración de la planta. Las tasas de evapotranspiración están relacionadas con la entrada de energía, principalmente radiación solar en un invernadero. La evapotranspiración aumenta con las temperaturas elevadas, bajas humedades relativas, e incremento en el movimiento del aire. Las pérdidas de agua por la planta son mayores, por tanto, cuando las temperaturas elevadas conllevan a la abertura de ventilas en un invernadero cerrado. Las elevadas temperaturas y vientos desecantes, pueden también aumentar el uso del agua en estructuras de ambiente semi-controlado. Aunque han sido desarrolladas muchas ecuaciones para predecir matemáticamente la cantidad de agua perdida a partir de factores climáticos en cultivos agrícolas, éstos resultan muy imprecisos para efectos prácticos en el manejo del riego en los viveros forestales que producen en contenedor.

Las pérdidas evapotranspirativas en los viveros que producen en contenedor, pueden ser divididas en dos periodos de tiempo generales. La evapotranspiración de la superficie del sustrato representa la mayor pérdida en la etapa temprana de crecimiento (fig. 4.2.12A). Sin embargo, conforme las plántulas crecen la transpiración foliar es responsable de una gran proporción de las pérdidas de humedad, porque el sistema radical puede extraer agua del sustrato; al mismo tiempo, el follaje sombrea la superficie del sustrato, lo cual reduce la evaporación (Furuta, 1978). Este cambio en el uso del agua afecta su estado en el medio de crecimiento, y las prácticas de riego resultantes. Durante la germinación y la emergencia, el sustrato se seca sólo en la capa superficial, mientras que después en la etapa de crecimiento, la humedad del sustrato será mermada en todo el contenedor (fig. 4.2.12). Las diferentes especies de plantas usan el agua a diferentes tasas; Ballard y Dosskey (1985), hallaron que plantas de *Pseudotsuga menziesii* (Douglas fir) usan más agua que cualquiera de las dos especies de *Tsuga* (hemlock) (fig. 4.2.13). Las prácticas de riego que son empleadas para manejar estos modelos cambiantes del uso del agua, son discutidas en las secciones 4.2.6 y 4.2.7.

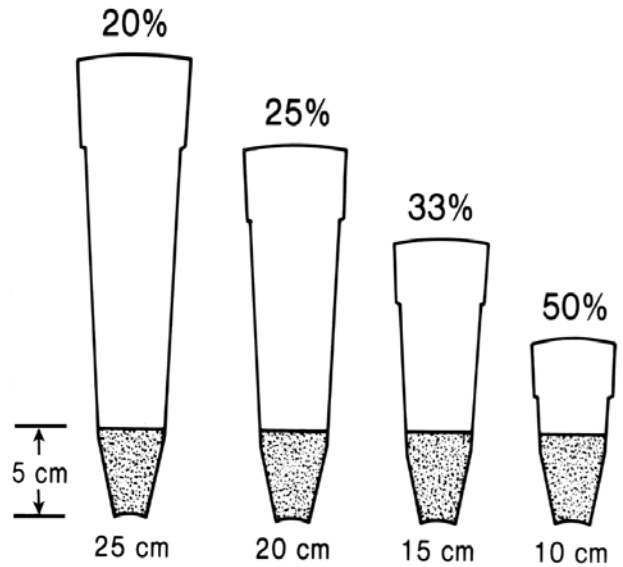


Figura 4.2.10 La profundidad de la capa saturada del sustrato, en el fondo del contenedor, es proporcionalmente mayor en los contenedores pequeños, cuando se tiene el mismo tipo de sustrato (modificado de Whitcomb, 1984).

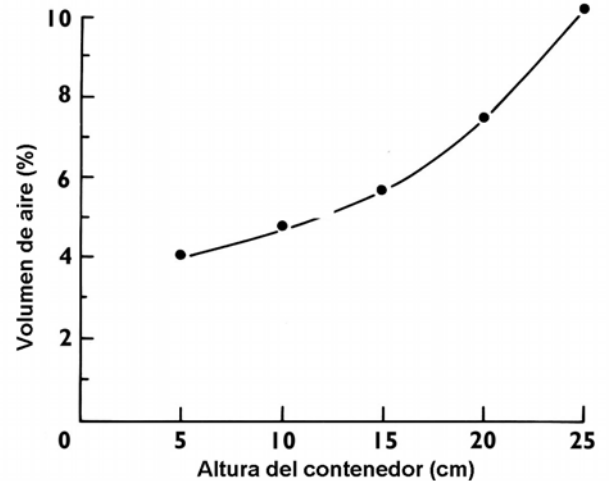


Figura 4.2.11 El volumen relativo de espacios con aire (porosidad de aireación) en un sustrato, aumenta con la altura del contenedor (Bunt, 1976).

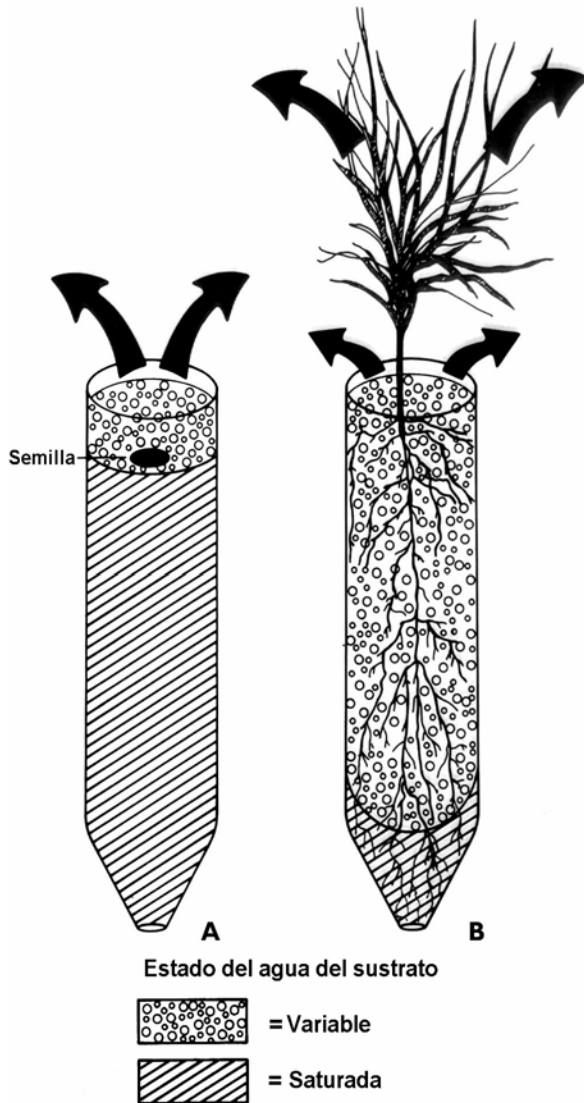


Figura 4.2.12 Existen dos etapas de pérdida de humedad por evapotranspiración en los viveros que producen en contenedor. La evaporación (A), es la fuerza primaria durante la germinación y la emergencia de la plántula, pero la transpiración (B), se hace dominante después de que la raíz ocupa el contenedor.

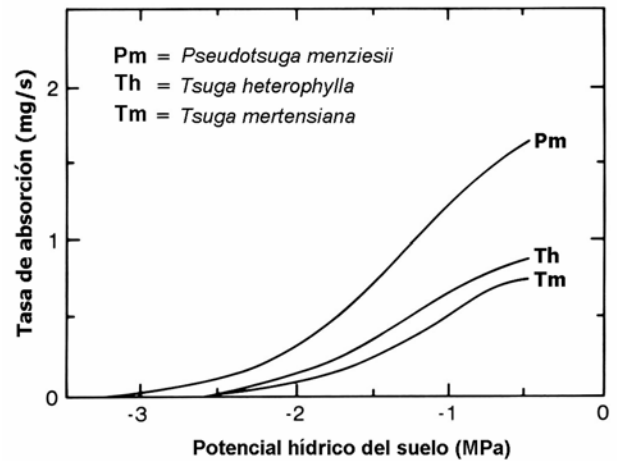


Figura 4.2.13 Las diferentes especies de plantas absorben agua a diferentes tasas (Ballard y Dosskey, 1985).



4.2.4 Cantidad y Calidad del Agua de Riego

Puesto que el agua es considerada el factor biológico más importante que controla el crecimiento de la planta, la cantidad y especialmente la calidad del agua de riego es el factor individual ambiental más importante en la operación de viveros que producen en contenedor. Un vivero exitoso debe contar con un abastecimiento permanente de agua de buena calidad para el riego, disponible a lo largo del ciclo de cultivo. Gartner (1981), establece la importancia de la calidad del agua en la elección del sitio para establecer el vivero, y discute las características de diferentes fuentes de agua de riego. Tanto la cantidad como la calidad del agua de riego, de fuentes potenciales, deberán ser verificados del todo antes del establecimiento de un vivero (Los criterios para la elección del sitio son discutidos en el volumen uno de esta serie).

4.2.4.1 Cantidad del agua requerida para viveros que producen en contenedor.

Básicamente hay dos fuentes de agua de riego para abastecer los viveros forestales: agua subterránea y agua superficial. Ambas fuentes han sido empleadas exitosamente, aunque los arroyos, reservorios o lagos, son fácilmente contaminables por agentes fitopatógenos o semillas de malezas.

La primera consideración en la selección de la fuente de agua de riego, es asegurarse que estará suficientemente disponible durante todo el ciclo de cultivo, para todos los usos posibles en el vivero. La disponibilidad de agua con frecuencia es un problema al inicio de la primavera y al final del otoño, si el riego es requerido para protección ante heladas en complejos de cultivo a la intemperie, o en áreas de endurecimiento de la planta. La disponibilidad de agua superficial puede ser más variable que la de pozo, aunque la confiabilidad de cualquier fuente de agua de riego deberá ser bien investigada antes de que el vivero sea construido.

La cantidad de agua necesaria para producir especies forestales en contenedor, depende de muchos factores, como el clima, el tipo de estructura, el tipo de sistema de riego, el sustrato, y las características de la planta. Matthews (1983), calculó que 1 000 plantas de coníferas en bloques de poliestireno expandido (Styroblock 2®, con $41 \text{ cm}^3 = 2.5$ pulgadas cúbicas de capacidad), requieren de 45.4 litros (12 galones) de agua por semana, dependiendo del tipo de sistema de riego. En el vivero Mt. Sopris, en Colorado, EUA, un

cultivo de 1 000 plantas de coníferas en celdas individuales (Ray Leach Single Cell®), con 164 cm^3 (10 pulgadas cúbicas), requirieron de 56.8 litros (15 galones) en la etapa inicial, hasta más de 189.3 litros (50 galones) por semana durante la etapa de crecimiento. El Vivero Forestal de Investigación de la Universidad de Idaho, en Moscow, Idaho, EUA, utiliza de 42.6 a 54.7 litros (11.2 a 14.4 galones) de agua de riego por semana, para 1 000 plantas de coníferas en contenedores tipo (Ray Leach Pine Cell®), con 65 cm^3 (4 pulgadas cúbicas) de capacidad. El Vivero Forestal del Estado de Colorado, en Ft. Collins, utiliza de 75.8 a 94.6 litros (20 a 25 galones) de agua de riego por semana para un millar de sus contenedores grandes de espuma de poliestireno expandido (Styrofoam®), con 492 cm^3 (30 pulgadas cúbicas) de capacidad.

4.2.4.2 Calidad del agua.

La calidad el agua de riego, es otro factor importante en la selección y manejo del vivero forestal. La calidad del agua deberá ser una de las primeras consideraciones en la evaluación del sitio para el establecimiento de un nuevo vivero, debido a que no existe una forma económica de mejorar la calidad del agua de riego.

El término calidad del agua, significa distintas cosas para diferentes personas, porque la calidad depende del uso pretendido. Para propósitos domésticos, factores como el color, sabor, turbidez, olor, y concentraciones de iones tóxicos, determinan la calidad del agua, mientras que para propósitos de riego, la calidad está determinada por dos factores:

1. La concentración y la composición de sales disueltas (salinidad total e iones tóxicos individuales).
2. La presencia de hongos fitopatógenos, semillas de malezas, algas, y posible contaminación con plaguicidas.

Efectos de las sales en la calidad del agua de riego. La salinidad está considerada como el factor principal en la determinación de la calidad del agua en la agricultura (Richards, 1969). Para nuestros propósitos, una sal puede ser definida como un compuesto químico que libera partículas cargadas, denominadas iones, cuando es disuelta en agua: por ejemplo, el nitrato de potasio (KNO_3) libera dos iones, un catión, cargado positivamente

(K⁺) y otro cargado negativamente, un anión (NO₃⁻). Las sales pueden ser benéficas o perjudiciales, dependiendo de las características de los iones específicos involucrados, así como de la concentración total de sales. El KNO₃ es una sal fertilizante, y ambos, el K⁺ y el NO₃⁻ son iones nutrientes, mientras que otras sales, como el cloruro de sodio (NaCl), consisten de iones perjudiciales (Na⁺ y Cl⁻), que dañan o incluso matan el tejido vegetal. Se proporciona una lista de los principales iones que afectan la calidad del agua de riego en el cuadro 4.2.3.

Muchos términos y unidades han sido usados para describir la salinidad (cuadro 4.2.4). Puesto que una solución acuosa de iones disueltos conduce la electricidad, la salinidad tradicionalmente es expresada como conductividad eléctrica (CE); tanto mayor la concentración de sales, mayor el valor de CE. La CE es medida en unidades de conductancia eléctrica sobre una distancia específica (usualmente 1 cm), y a una temperatura estándar [25°C (77°F)]. Las unidades más comúnmente empleadas en la estimación de la calidad del agua de riego, son los micromhos por centímetro (que se abrevian µmho), y las unidades del sistema internacional, los microsiemens por centímetro, que son equivalentes. Los microsiemens por centímetro (abreviados como µS/cm), serán utilizados como unidad estándar de CE en esta publicación.

Otro sistema para reportar el contenido total de sales del agua de riego son los sólidos disueltos totales (SDT), los cuales pueden ser determinados mediante la evaporación de una cantidad (en peso) conocida de agua, y pesando el depósito de sales resultante (California Fertilizer Association, 1985). Los SDT en partes por millón, pueden ser estimados multiplicando la CE (en microsiemens por centímetro) por 0.64 (cuadro 4.2.4).

Cuadro 4.2.3 Cationes y aniones que afectan la calidad del agua de riego.

Nombre del ión	Símbolo químico	Peso equivalente
Cationes		
Calcio	Ca ²⁺	20
Magnesio	Mg ²⁺	12
Sodio	Na ⁺	23
Potasio	K ⁺	39
Aniones		
Bicarbonato	HCO ₃ ⁻	61
Carbonato	CO ₃ ²⁻	30
Cloro	Cl ⁻	36
Sulfato	SO ₄ ²⁻	48
Boro ¹	--	--

¹ El boro se presenta en varias formas iónicas diferentes en el agua de riego, y por tanto, no puede ser proporcionado en una fórmula iónica específica, o un peso equivalente.

Fuente: California Fertilizer Association (1985).

Cuadro 4.2.4 Términos y unidades utilizados para describir los efectos de la salinidad en el agua de riego.

Unidades	Abreviaturas	Factores de conversión
Sales totales		
Conductividad eléctrica (CE)		
sistema mhos		
mho/cm a 25°C	mho/cm	
milimho/cm	mmho/cm	1 mmho = 10 ⁻³ mho
micromho/cm	µmho/cm	1 µmho/cm = 10 ⁻⁶ mho
mhos/cm x 10 ⁻⁵	mhos/cm x 10 ⁻⁵	
sistema siemens*		
milisiemens/cm	mS/cm	1 mS = 1 mmho
microsiemens/cm	µS/cm	1 µS/cm = 1 mcmho = 10 ⁻³ ms
decisiemens/m	dS/m	1 dS/m = 1 mS/cm
Sólidos disueltos totales (SDT)		
partes por millón	Ppm	SDT (ppm) = (µS/cm) x 0.64
miligramos por litro	mg/l	1 ppm = 1 mg/l
Iones específicos		
miliequivalentes por litro	meq/l	Para sales totales: 1 meq/l = µS/cm dividido por 100
miligramos por litro	mg/l	1 ppm = 1 mg/l
partes por millón	Ppm	ppm = meq/l x PE
peso equivalente	PE	PE = peso atómico entre valencia
granos por galón	gpg	gpg x 17.2 = ppm

*Las unidades siemens son estándares en el sistema internacional, y los microsiemens por centímetro (µS/cm) son las unidades preferidas al evaluar la calidad del agua de riego.

Los iones específicos, generalmente son descritos en unidades de miliequivalentes por litro (meq/l) o en partes por millón (ppm) (cuadro 4.2.4). Las primeras son las unidades preferidas para propósitos de determinación de calidad de agua, mientras que los últimos son más prácticos para cálculos de fertilización, así que ambos deberán ser solicitados cuando se mandan hacer pruebas de calidad de agua de riego. Aunque la conversión exacta varía con los iones involucrados, 1 000 $\mu\text{S}/\text{cm}$ de salinidad son aproximadamente iguales a 640 ppm de sales totales, y el total de sales en meq/l puede ser estimado dividiendo la CE, en $\mu\text{S}/\text{cm}$, por 100 (cuadro 4.2.4) (California Fertilizer Association, 1985).

La localización topográfica de un vivero, puede tener un efecto sobre la calidad del agua de riego, debido a influencias climáticas locales o geológicas. El agua de riego puede ser contaminada con agua salada en áreas costeras. En climas áridos o semiáridos, donde la evapotranspiración excede la precipitación, las sales se acumulan en forma natural en el suelo, y los depósitos geológicos y las fuentes subterráneas de agua para el riego, con frecuencia tienen un elevado contenido de sales. Matthews (1983a), reporta que la calidad del agua de riego fue mucho mejor en viveros costeros que producen en contenedores, en Columbia Británica, que en los del interior de la provincia. Hallett (1987), probó 32 fuentes de agua de riego en las relativamente húmedas Provincias Marítimas de Canadá, y encontró un promedio de CE de 170 $\mu\text{S}/\text{cm}$, en comparación con un valor medio de CE igual a 507 $\mu\text{S}/\text{cm}$, para 15 viveros, en el interior semiárido del oeste de los Estados Unidos (Landis, 1982). No obstante, existe una significativa variación local, pues los valores variaron de 19 a 787 $\mu\text{S}/\text{cm}$ en las Provincias Marítimas, y de 58 a 1 460 $\mu\text{S}/\text{cm}$ en el oeste de los Estados Unidos.

Efectos de la salinidad en el crecimiento de las plantas. Las sales solubles pueden afectar el crecimiento de las plantas en varias formas distintas. Fuller y Halderman (1975), discuten cuatro efectos: 1) la salinidad total puede reducir la disponibilidad de agua, 2) los iones sodio disminuyen la permeabilidad del suelo, 3) ciertos iones específicos son tóxicos, y 4) se altera la disponibilidad de otros nutrientes. Otro efecto no biológico de las sales disueltas, es el efecto “costras de sales” sobre el follaje, que puede afectar la posibilidad de venta de las plantas. Los iones específicos involucrados y los criterios de evaluación para estas cinco categorías de daño en las plantas, son referidas en el cuadro 4.2.5.

Efecto de la salinidad en la disponibilidad del agua. La salinidad total de una fuente de agua medida con la CE, ejerce un efecto osmótico en la solución del medio de crecimiento, que puede reducir el agua disponible para el crecimiento de la planta. Las sales reducen el potencial osmótico, y por tanto el potencial hídrico en la solución del medio de crecimiento: un valor de 3 000 $\mu\text{S}/\text{cm}$ representa una fuerza osmótica de 0.1 MPa. Aunque esto aparenta no ser particularmente elevado, puede resultar significativo en etapas críticas, como durante la germinación de la semilla, especialmente si se permite que el sustrato se seque, lo cual puede incrementar grandemente la concentración osmótica. Whitcomb (1984), reporta que el nivel de sales solubles se duplica cuando se reduce el contenido de humedad en el sustrato de 50% a 25%. Las elevadas tasas de fertilización, pueden sumarse a los problemas de salinidad. El PO se hace un factor cada vez más significativo que el PHMC total, conforme el contenido de humedad del sustrato se reduce (fig. 4.2.7).

Muchas plantas de especies leñosas, y las coníferas en particular, son extremadamente sensibles al daño por salinidad. El daño principal de esta elevada salinidad, es una reducción en la tasa de crecimiento, la cual usualmente sucede mucho antes de que sean evidentes los síntomas foliares visuales. Las especies muy sensibles, como *Picea pungens* (blue spruce) y *Pseudotsuga menziesii* (Douglas fir), pueden sufrir reducciones en el crecimiento de hasta 50% cuando la CE del sustrato es tan baja como 2 500 $\mu\text{S}/\text{cm}$ (cuadro 4.2.6). Los síntomas de daño por sales varían con las especies, y pueden incluir uno o más de los siguientes: quema de la punta del follaje (fig. 4.2.14A), quemaduras o color azuloso; “achaparramiento”; crecimiento deficiente, y eventualmente la muerte. El agua con elevados niveles de sales también puede originar depósitos blanquecinos sobre las superficies de las hojas (fig. 4.2.14B), que aunque no son dañinos directamente, pueden reducir el valor comercial del cultivo. Los depósitos de sales también pueden acumularse en las boquillas de los aspersores, reduciendo su efectividad.

En el cuadro 4.2.7 se proporciona una guía de calificación de la salinidad en el agua de riego, para viveros forestales que producen en contenedor. La CE puede ser verificada fácilmente en el vivero, empleando un medidor de conductividad, y las pruebas de salinidad deberán ser llevadas a cabo al menos cada mes, porque la calidad del agua de riego puede cambiar significativamente en el transcurso de un año. La CE y el pH del agua de riego en un vivero de California fueron

supervisados mensualmente, y se halló que los valores varían considerablemente a causa de diferencias en la calidad del agua proveniente de distintos pozos de riego (fig. 4.2.15). Aunque no hay una forma económica de remover las sales del agua de riego, las prácticas de cultivo como el aumento de la porosidad el sustrato, y un lixiviado más frecuente, pueden ayudar a reducir los efectos del agua salina.

Cuadro 4.2.5 El exceso de sales solubles afecta el crecimiento de plantas en cinco formas

Efecto	Iones involucrados	Criterio de evaluación
Disponibilidad de agua	Todos	Conductividad eléctrica (CE)
Permeabilidad del suelo	Sodio Calcio Magnesio Carbonato Bicarbonato	Tasa ajustada de adsorción de sodio (TAAS)
Toxicidad directa	Sodio	Concentración del ión (ppm)
	Cloro	Concentración del ión (ppm)
	Boro	Concentración del ión (ppm)
Disponibilidad de nutrientes	Hierro	Sin pruebas específicas
	Fósforo	Sin pruebas específicas
	Calcio	Concentración del ión (ppm)
	Magnesio	Concentración del ión (ppm)
Manchado foliar	Hierro	Concentración del ión (ppm)
	Bicarbonato	Concentración del ión (ppm)
	Calcio	Dureza total (ppm)
	Magnesio	--

Aunque el agua de riego muy salina no es deseable, el agua pura también puede causar problemas; en efecto, el agua destilada o desionizada no es recomendable para el riego de especies forestales en cultivo. El agua con un muy bajo nivel de sales disueltas, lixiviará iones fertilizantes conforme pase a través del sustrato. Vetanovetz y Knauss (1988), definen al agua de riego "muy pura" como la que tiene un bajo nivel de sales solubles totales (CE < 200 µS/cm), y bajos contenidos de calcio y magnesio. Tales autores establecen que el uso de agua muy pura con sustrato artificial, puede lixiviar los nutrientes de los correctores de fertilizantes que se aplican, como son la caliza y la dolomita, resultando en deficiencias de calcio o de magnesio. Sin embargo, esto no será un problema serio si en los viveros forestales agregan sales fertilizantes al agua de riego a través de la inyección de fertilizante.

Cuadro 4.2.6 Salinidad (medida como conductividad eléctrica) del sustrato, que produjo reducciones de 0 a 50% en la tasa de crecimiento (TRC)

Clase de tolerancia a la salinidad	Especies Representativas	Conductividad del medio (µS/cm) ^a			
		0% TRC	10% TRC	25% TRC	50% TRC
Muy sensible	<i>Picea pungens</i>	1,000	1,400	1,800	2,500
Sensible	<i>Pseudotsuga menziesii</i>	1,400	2,000	3,000	4,600
	<i>Juniperus virginiana</i> <i>Magnolia grandiflora</i>				
Moderadamente tolerante	<i>Pinus ponderosa</i> <i>Fraxinus pennsylvanica</i>	2,500	3,400	4,800	7,000
Tolerante	<i>Eleagnus angustifolia</i> <i>Pinus halepensis</i>	4,500	5,800	8,000	12,000
Muy tolerante	<i>Atriplex spp.</i> <i>Casuarina cunninghamiana</i>	8,000	10,000	13,000	18,000

^a = Conductividad eléctrica de un extracto de saturación (CEe) del sustrato, medida en microSiemens por centímetro (= micromhos por centímetro). Fuente: modificado de Ayers (1977), y Handreck y Black (1984).



4.2.14A



4.2.14B

Figura 4.2.14 Las sales disueltas, independientemente de que provengan de fuentes naturales o de fertilizantes agregados, pueden afectar a las plantas en varias formas: necrosis de márgenes foliares, o "quemadura de puntas" (A), o punteado en las hojas (B).

Cuadro 4.2.7 Estándares de calidad del agua de riego, para especies forestales producidas en contenedor.

Índice de calidad	Unidades	Clasificación por calidad		
		Buena	Marginal	Pobre
Salinidad	$\mu\text{S/cm}$	0-500	500-1,500	>1500
	$\mu\text{mhos/cm}$			
Efecto del sodio en la permeabilidad del suelo ¹	RAAS	0-6	6-9	>9
Umbral de toxicidad				
Iones tóxicos				
Sodio	ppm		50	
	meq		2.2	
Cloro	ppm		70	
	meq		2.0	
Boro ²	ppm		0.75	
	meq		--	
Iones nutrientes				
Calcio	ppm		100	
	meq		5.0	
Magnesio	ppm		50	
	meq		4.2	
Sulfato	ppm		250	
	meq		5.2	
Iones que producen manchado foliar				
Bicarbonato	ppm		60	
	meq		1.0	
Dureza total (Ca + Mg)	ppm		206	
Hierro	ppm		0.1	

¹ La razón ajustada de adsorción de sodio (RAAS), no es importante en los viveros que producen en contenedor, a menos que se utilice suelo como medio de crecimiento.

² El boro existe en varias formas iónicas, y por ello los miliequivalentes no pueden ser determinados con precisión.

Fuente: modificado de Ayers (1977), Bunt (1976), Swanson (1984), Fitzpatrick y Verkade (1987), Vetanovetz y Knauss (1988).

Efecto del sodio en la permeabilidad del medio de crecimiento.

Aunque el sodio (Na^+) es tóxico para las plantas, este ion tiene igualmente un serio efecto en la estructura del sustrato. Un exceso de iones Na^+ en relación a la concentración de iones calcio (Ca^{2+}) y magnesio (Mg^{2+}), puede originar que las partículas de arcilla se dispersen y sellen los poros, reduciéndose seriamente la permeabilidad y el intercambio gaseoso. Este efecto del sodio, usualmente se mide en términos de la razón de adsorción de sodio (RAS), la cual da un índice relativo de la concentración de iones Na^+ a Ca^{2+} y Mg^{2+} . En la actualidad, una revisión de los índices de RAS, denominada la razón ajustada de adsorción de sodio (RAAS), es preferida porque también considera el efecto de los iones carbonato (CO_3^{2-}) y bicarbonato (HCO_3^-) (cuadro 4.2.5). Los estándares de la RAAS para el agua de riego en viveros, son proporcionados en el cuadro 4.2.7. Afortunadamente los problemas de permeabilidad inducidos por el sodio sólo afectan suelos naturales y por ello, no cuentan en los sustratos "artificiales" (aquellos que no contienen suelo), que comúnmente son empleados en la mayoría de los viveros forestales que producen en contenedor.

Toxicidad de iones específicos.

El tercer efecto de la salinidad es la toxicidad directa de ciertos iones, especialmente el sodio, el cloro y el boro, sobre el crecimiento de la planta (cuadro 4.2.5). Las especies vegetales en forma individual, varían considerablemente en su sensibilidad a estos iones, pero todas las plantas producidas en contenedor deberán ser consideradas muy susceptibles, a causa de su pequeño tamaño y succulencia. Ayers (1977), proporciona guías de calidad de agua para cualquiera, la absorción de la

raíz o foliar, de estos tres iones potencialmente tóxicos, y Bunt (1976) también publicó estándares de calidad de agua (cuadro 4.2.7). Otros iones, incluyendo cualquiera de los iones metales pesados, como el manganeso o el zinc, pueden ser también tóxicos si están presentes en concentraciones suficientemente elevadas. No obstante, estos problemas deberán identificarse en las pruebas iniciales de calidad del agua de riego.

Disponibilidad de nutrientes minerales. El exceso de ciertos iones, por ejemplo calcio y magnesio, en el agua de riego, pueden producir desbalances en la solución del medio de crecimiento, y acarrear problemas con la absorción de nutrientes y su utilización por algunas plantas (Fitzpatrick y Verkade, 1987) (cuadro 4.2.5). Vetanovetz y Knauss (1988), establecen que si el agua de riego contiene más de 100 ppm de Ca^{2+} , este nutriente mineral puede acumularse en el sustrato y causar deficiencias de Mg^{2+} o de hierro. Más de 50 ppm de Mg^{2+} en el agua, pueden originar deficiencias de otros nutrientes minerales, como el Ca^{2+} y el potasio (cuadro 4.2.7). Estos desbalances nutricionales son complicados y particularmente difíciles de diagnosticar, pero no deberán ser un problema en los viveros forestales que producen en contenedor que emplean sustratos artificiales, así como un régimen de fertilización bien balanceado.

Residuos foliares. Ciertos compuestos, como el hierro y el carbonato de calcio, pueden causar la decoloración o manchado en puntos del follaje de las plantas (cuadro 4.2.5, fig. 4.2.14B). Aunque estos manchados no afectan directamente el crecimiento de la planta, pueden afectar el interés del cliente. Algunas aguas buenas contienen hierro disuelto en forma ferrosa; cuando estas aguas son aplicadas mediante riego con aspersores, el hierro es convertido a su forma férrica, la cual tiene un típico color óxido que puede manchar el follaje (Swanson, 1984) u obstruir las boquillas de riego (Fitzpatrick y Verkade, 1987). El agua de riego "dura" contiene elevados niveles de iones calcio, magnesio, carbonato o bicarbonato. Cuando ésta es asperjada sobre el follaje de la planta, produce depósitos blancos de carbonato de calcio o de carbonato de magnesio, después de la evaporación. Estos depósitos de carbonato también pueden acumularse en las boquillas de riego. Los estándares de calidad del agua, en relación a iones que manchan el follaje, se mencionan en el cuadro 4.2.7.

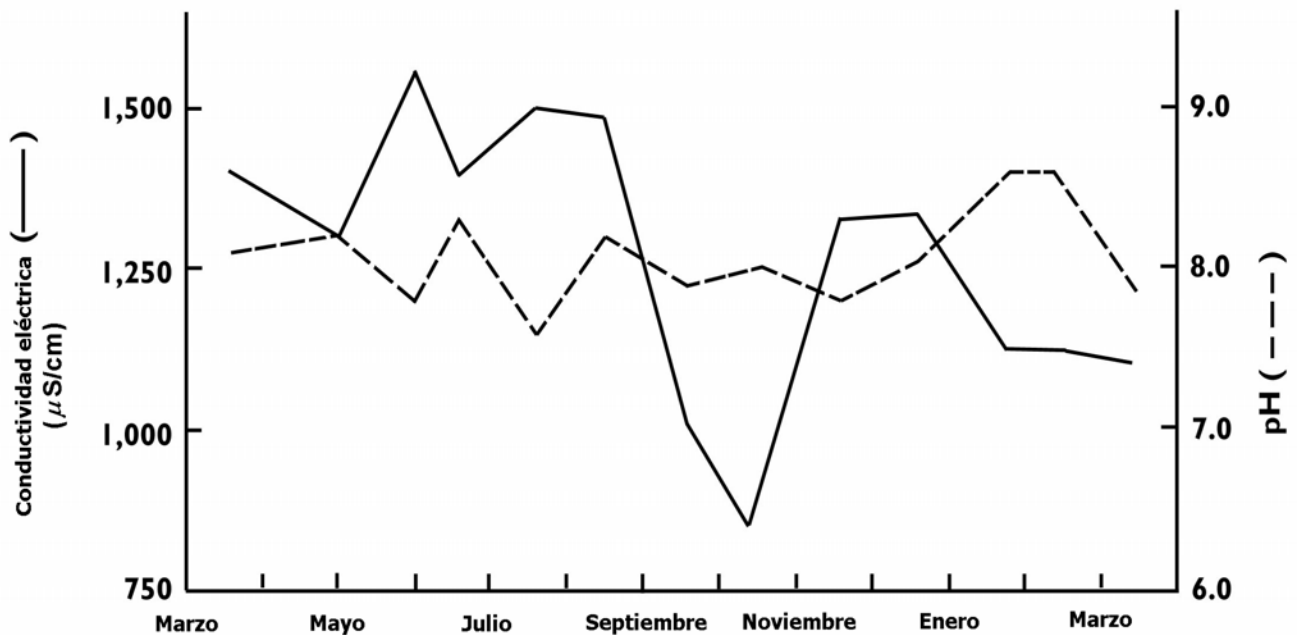


Figura 4.2.15 La calidad del agua de riego, medida en términos de conductividad eléctrica y pH, puede variar significativamente a lo largo del año, según se demuestra con estos datos de un vivero forestal de California, EUA, que produce en contenedor.

Plagas y enfermedades en el agua de riego. Los viveros que producen en contenedor que usan agua de riego de fuentes superficiales, como pozas (fig. 4.2.16), lagos, o ríos, pueden tener problemas con malas hierbas, hongos fitopatógenos, musgos, algas o hepáticas (Baker y Matkin, 1978). El agua superficial originada de otros viveros o de tierras de cultivo, es particularmente susceptible de ser contaminada con mohos del agua, como *Pythium* y *Phytophthora*, que pueden ocasionar la "chupadera" (Whitcomb, 1984). El agua de riego reciclada de viveros, podría presentar estos problemas. Este tipo de hongos pueden aislarse de las fuentes de agua de riego del vivero usando "cebos" de fruta verde como peras o manzanas (McIntosh, 1966). Muchas semillas de malas hierbas y esporas de musgos y algas, son lo suficientemente pequeñas para pasar a través del sistema de riego, y pueden originar problemas serios en los viveros que producen en contenedor. El agua de riego fue considerada como la fuente de problemas con algas azules en un vivero de Columbia Británica que produce en contenedor (Vance, 1975).

Las plantas que se desarrollan en el agua, pueden ser eliminadas mediante la cloración, y algunos sistemas de filtración especializados pueden remover muchos organismos que causan enfermedades (Ver la siguiente sección para más información acerca de la cloración y de la filtración).



Figura 4.2.16 Las fuentes de agua superficial, como esta poza, pueden ser portadoras de semillas de malezas, algas y hongos fitopatógenos.

Contaminación con plaguicidas. El agua de riego, especialmente en las áreas agrícolas, puede haber sido contaminada con plaguicidas residuales. Urbano (1987), reporta que la contaminación del agua subterránea por plaguicidas, se está volviendo un problema serio en los Estados Unidos.

En 1979, el ingrediente activo (aldicarb) del herbicida Temik® fue identificado en agua de pozo en Long Island, Nueva York, EUA; y la contaminación del agua subterránea es considerada una amenaza potencial en muchas otras áreas. Los herbicidas aplicados en áreas de cultivo adyacentes, o para el control de malezas acuáticas en reservorios, puede afectar la calidad del agua de riego. Vance (1975) reporta pérdidas sustanciales de planta en contenedor, debido al control de malezas acuáticas, mediante herbicidas, en un reservorio de agua de riego. Las fuentes potenciales de agua de riego deberán ser probadas en cuanto a contaminación con plaguicidas cuando un sitio está siendo evaluado para establecer un vivero.

Análisis de la calidad del agua. Idealmente, las pruebas de calidad del agua son llevadas a cabo durante la etapa de selección del sitio para establecer el vivero, y a intervalos regulares en lo sucesivo, pero muchos viveros forestales nunca han realizado un detallado análisis del agua. Un análisis completo de la calidad del agua de riego, deberá consistir en una evaluación de la salinidad, enlistando las concentraciones de ocho iones específicos que deberán reportarse en miliequivalentes por litro (meq/l), y en partes por millón (ppm) (cuadro 4.2.8). Por una pequeña cuota adicional, es posible probar los iones nutrientes remanentes al mismo tiempo. En adición a las concentraciones de iones, el laboratorio de análisis de agua deberá también reportar tres índices estándares de calidad del agua: conductividad eléctrica, razón ajustada de adsorción de sodio, y pH. La CE y el pH pueden ser medidos directamente, de la muestra de agua, y la RAAS puede ser calculada a partir de las concentraciones de iones específicos, en miliequivalentes por litro (cuadro 4.2.9).

El agua de riego deberá también probarse en cuanto a la presencia de hongos fitopatógenos, preferentemente durante el proceso de selección del sitio, pero también si se observara algún problema en fecha posterior. La mayoría de los laboratorios de fitopatología pueden realizar bioensayos del agua de riego. La búsqueda de herbicidas residuales también es posible, pero puede resultar onerosa, a causa de los sofisticados procedimientos de análisis requeridos. Debido a las diferentes estructuras químicas de los varios plaguicidas, se requiere de un análisis individual para cada producto sospechado. Por tanto, las pruebas especializadas para detectar plaguicidas generalmente son consideradas sólo cuando se sospecha de un problema definido.

Fitzpatrick y Verkade (1987), discuten el procedimiento adecuado para coleccionar una muestra de agua de riego para su análisis: use una botella de plástico limpia con una tapa firme, deje correr el agua durante varios minutos y enjuague bien la botella de muestra, antes de obtenerla. Chu (1986), establece que una muestra de 500 ml (aproximadamente 1 pinta) es suficiente para la mayoría de las pruebas de agua, pero que 1 000 ml (aproximadamente 1 cuarto) son requeridos para el análisis de plagas. Etiquete la botella de muestra adecuadamente, con un marcador a prueba de agua, antes de enviarla al laboratorio de análisis. La muestra deberá ser analizada tan pronto como sea posible, pero puede ser almacenada en refrigeración durante periodos cortos, si es necesario. Sin embargo, los parámetros de calidad del agua pueden cambiar con el tiempo; Chu (1986) reporta que los valores de algunos parámetros de prueba, como el pH y el cloro, pueden cambiar después de sólo unas pocas horas (cuadro 4.2.10).

Cuadro 4.2.8 Componentes de una prueba de calidad de agua de riego en cuanto a sales solubles.

Parámetro de prueba del agua	Unidades de reporte
Índices de calidad	
Conductividad eléctrica (CE)	µS/cm
Razón ajustada de adsorción de sodio (RAAS)	Ninguna
Ph	Ninguna
Concentraciones de iones específicos	meq/l y ppm
Sodio	
Calcio	
Magnesio	
Cloro	
Carbonato	
Bicarbonato	
Sulfato	
Boro	
Concentraciones de fertilizante	Ppm
Nitrógeno amoniacal	
Nitrógeno nítrico	
Fósforo	
Potasio	
Micronutrientes	

Tratamientos correctivos para el agua de riego.

Cualquier sistema de tratamiento al agua de riego requiere de un gasto inicial significativo, siendo prudente determinar la calidad del agua de riego antes de que el vivero sea establecido. No obstante, a veces no hay opción porque es menos caro tratar el agua de riego que intentar cambiar de sitio un vivero ya establecido. Existen seis procedimientos estándar para tratamiento del agua.

Acidificación. El agua de riego con frecuencia es tratada con ácido para reducir el nivel de pH hasta

un intervalo ideal de 5.5 a 6.5. Los ácidos fosfórico y sulfúrico son los comúnmente usados, aunque otros ácidos como el nítrico o el acético, también han sido empleados. La acidificación no cambiará la salinidad del agua de riego pero si puede remover los iones carbonato y bicarbonato, lo que se refleja con el menor pH. El ácido fosfórico fue utilizado para acidificar el agua de riego en viveros forestales que producen en contenedor en el Canadá; el pH fue reducido de 8.8 hasta 6.1, pero la salinidad total, según se reflejó en las lecturas de CE, no fue cambiada apreciablemente (cuadro 4.2.11) (La acidificación también es discutida en la sección 4.1.3.3).

Ósmosis inversa. Este tratamiento consiste en forzar el agua de riego a través de una membrana semipermeable, para que los iones de sal sean retenidos. Este proceso es relativamente caro, pero existen sistemas disponibles para viveros. Como ejemplo del costo involucrado, un vivero forestal de California, EUA, que produce especies forestales en contenedor, recientemente adquirió un sistema de ósmosis inversa, con un costo inicial de más de US \$50 000, diseñado para producir 40,000 galones por día de agua tratada, a un costo de operación de aproximadamente US\$0.80 por millar de galones. Este sistema está diseñado para mejorar significativamente la calidad del agua de riego, de un pH inicial de 8.1, y una CE de 2 218 µS/cm, hasta un pH de 5.8 y una CE de 312 µS/cm. Los sistemas de ósmosis inversa, requieren de mantenimiento regular, pero representan un sistema práctico para tratar el agua de riego, si los costos iniciales pueden ser justificados.

Cuadro 4.2.9 Cálculo de la razón ajustada de adsorción de sodio (RAAS).

$$RAAS = \frac{Na}{\sqrt{(Ca + Mg)/2}} * [1 + (8.4 - pHc)]$$

Na = concentración de iones sodio en miliequivalentes por litro (meq/l)
Ca = concentración de iones calcio en meq/l
Mg = concentración de iones magnesio en meq/l

pHc, es un índice relativo, calculado de las siguientes concentraciones de iones, y es la suma de **A + B + C**:

Ca + Mg + Na (meq/l)	A	Ca+Mg (meq/l)	B	CO ₃ + HCO ₃ (meq/l)	C
0.5	2.11	0.05	4.60	0.05	4.30
0.7	2.12	0.10	4.30	0.10	4.00
0.9	2.13	0.15	4.12	0.15	3.82
1.2	2.14	0.20	4.00	0.20	3.70
1.6	2.15	0.25	3.90	0.25	3.60
1.9	2.16	0.32	3.80	0.31	3.51
2.4	2.17	0.39	3.70	0.40	3.40
2.8	2.18	0.50	3.60	0.50	3.30
3.3	2.19	0.63	3.50	0.63	3.20
3.9	2.20	0.79	3.40	0.79	3.10
4.5	2.21	1.00	3.30	0.99	3.00
5.1	2.22	1.25	3.20	1.25	2.90
5.8	2.23	1.58	3.10	1.57	2.80
6.6	2.24	1.98	3.00	1.98	2.70
7.4	2.25	2.40	2.90	2.49	2.60
8.3	2.26	3.14	2.80	3.13	2.50
9.2	2.27	3.90	2.70	4.00	2.40
11.0	2.28	4.97	2.60	5.00	2.30
13.0	2.30	6.30	2.50	6.30	2.20
15.0	2.32	7.90	2.40	7.90	2.10
18.0	2.34	10.00	2.30	9.90	2.00
22.0	2.36	12.50	2.20	12.50	1.90
25.0	2.38	15.80	2.10	15.70	1.80
29.0	2.40	19.80	2.00	19.80	1.70
34.0	2.42				
39.0	2.44				
45.0	2.46				
51.0	2.48				
59.0	2.50				
67.0	2.52				
76.0	2.54				

Desionización. La desionización es un método efectivo, aunque costoso, para remover sales indeseables del agua, y sólo será práctico para cultivos de muy elevado valor (Furuta, 1978). El proceso consiste en pasar agua sobre resinas con iones intercambiables, las cuales son cargadas con cualquiera de los iones H⁺ o OH⁻; tales iones son intercambiados por el Ca²⁺, Cl⁻, u otros iones

cargados en el agua de riego, resultando agua químicamente pura. Las sales de boro no son removidas por la desionización, aunque todos los iones pueden ser removidos mediante ósmosis inversa (Hartmann y Kester, 1983). Otra desventaja de este proceso, además del costo elevado, es que resulta relativamente lento, y el agua tratada generalmente debe ser acumulada y almacenada para proveer el volumen necesario para los grandes viveros forestales.

Suavizadores de agua. Este tratamiento al agua está incluido sólo como referencia, y nunca deberá ser usado para tratar el agua de riego en los viveros forestales que producen en contenedor. Los suavizadores de agua no pueden mejorar el nivel de salinidad del agua, simplemente convierten el agua "dura", la cual contiene abundancia de iones Ca²⁺ y Mg²⁺, en agua "suave", en la cual predominan los iones Na⁺; este Na adicional, es mucho más perjudicial para las plantas que el Ca y el Mg que fueron reemplazados (Whitcomb, 1984). El beneficio primario del agua suavizada, es que hace que los jabones y los detergentes limpien más efectivamente.

Cloración. La cloración, es un tratamiento de agua viable para viveros que tienen problemas con hongos, bacterias, algas o hepáticas, que son introducidas mediante el sistema de riego. Las dos formas más comunes para introducir cloro en el agua de riego son:

- 1 El hipoclorito de sodio líquido (blanqueador doméstico, NaOCl) o el hipoclorito de calcio en polvo (Ca(OCl)₂), pueden agregarse al agua.
- 2 Gas de cloro presurizado (Cl₂), que puede ser inyectado dentro del sistema de riego.

El gas de cloro es la forma más común y barata de clorar el agua, pero es relativamente peligroso de utilizar, en comparación con el hipoclorito de calcio o de sodio. Cuando el cloro es agregado al agua, éste interactúa para producir hipoclorito (HOCl), e iones clorito (OCl⁻), que son agentes oxidantes en polvo, responsables de la acción desinfectante de la solución. En realidad, sólo parte del cloro aplicado (denominado el cloro residual libre) es efectivo, porque algunos de los iones cloro se combinan con sustancias orgánicas (cloro combinado) y son esencialmente inactivos (Tchobanoglous y Schroeder, 1985). Las diferentes formas de cloro usado en la cloración, no deberán confundirse con el ión cloruro (Cl⁻), el cual es un importante ión que aporta parte de la calidad del agua de riego, pero no tiene propiedades desinfectantes (Green, 1987).

Cuadro 4.2.10 Tratamientos previos, tiempo de almacenamiento, y métodos de almacenamiento para muestras de agua de riego.

Parámetro de prueba del agua	Pretratamiento	Método de almacenamiento	Tiempo máximo de almacenamiento
pH	Ninguno	Analizar de inmediato	2 h
Conductividad eléctrica	Ninguno	Refrigerar	28 días
Cloro	Ninguno	Analizar de inmediato	2 h
Boro	Ninguno	Refrigerar	28 días
Nitrógeno-total, amonio o nitrato	Agregue ácido sulfúrico para reducir bajo 2.0 el pH	Refrigerar	28 días
Fósforo	Agregue ácido sulfúrico para reducir bajo 2.0 el pH	Refrigerar	3 días
Sulfato	Ninguno	Refrigerar	30 días
Plaguicidas	Ninguno	Refrigerar	7 días

Fuente: modificado de Chu (1986).

Cuadro 4.2.11 Los efectos químicos de la acidificación del agua de riego con ácido fosfórico en los índices de calidad del agua y en iones individuales.

Parámetro de calidad del agua	Niveles en el agua de riego	
	No tratada	Acidificada
pH	8.8	6.1
CE	377	348
RAS ¹	15	15
CSR ¹	3.84	0.28
Ca (ppm)	3.4	3.8
Mg (ppm)	0.43	0.39
Na (ppm)	117	118
CO ₃ (ppm)	24	0
HCO ₃ (ppm)	198	31
B (ppm)	0.06	0.08

¹ La RAS (razón de adsorción de sodio) no es cambiada porque no puede considerarse los niveles de CO₃ o HCO₃, mientras que el índice CSR (carbonato de sodio residual), y la razón ajustada de adsorción de sodio (RAAS), que no ha sido proporcionada aquí, sí lo son.

Fuente: R. D. Hallett, Servicio Forestal del Canadá, Fredericton, NB.

Hay cinco aspectos en la cloración operativa: 1) contacto inicial, 2) tiempo de contacto, 3) forma y concentración del desinfectante, 4) especies y concentración de los patógenos, y 5) factores ambientales, particularmente pH y temperatura (Tchobanoglous y Schroeder, 1985). Por ejemplo, cuando se expone a temperaturas cálidas y a la luz del sol, el hipoclorito se descompone y pierde sus propiedades desinfectantes (Green, 1987). Los aspectos de ingeniería del sistema de cloración son muy complicados para ser discutidos aquí, pero debe mencionarse que para ser efectivo como desinfectante, debe ser mantenida durante un periodo de tiempo específico una concentración crítica de cloro residual libre. Baker y Matkin (1978), reportan que 1 ppm de cloro residual libre matará las zoosporas de *Phytophthora cinnamomi* en un minuto, pero que el micelio del hongo es mucho más resistente.

Un sistema de cloración, sea de inyección de gas de cloro o de adición de hipoclorito, deberá

diseñarse para que las sustancias químicas sean cuidadosamente mezcladas con el agua de riego, y tengan suficiente tiempo para actuar. Debido a que el cloro es desactivado por la materia orgánica en suspensión, el agua de riego deberá filtrarse antes del tratamiento. El gas cloro es también muy peligroso y corrosivo y, por lo tanto, un experto en cloración deberá ser consultado cuando se diseñe un sistema de inyección de cloro. El nivel de cloro en el agua de riego aplicada deberá supervisarse periódicamente, para tener la certeza de que el sistema de cloración está trabajando apropiadamente; esto puede ser hecho con un estuche de pruebas para agua de alberca, el cual está disponible comercialmente, o con un estuche Hach® (Frink y Bugbee, 1987).

La cloración está comenzando a usarse rutinariamente en algunos viveros forestales y ornamentales. El blanqueador doméstico estándar (5.25% de hipoclorito de sodio), en una concentración de 20.4 cm³ por 1 000 litros de agua (2.6 onzas de líquido por 1 000 galones), producirá aproximadamente 1 ppm de cloro (Baker y Matkin, 1978), y los autores recomiendan un tiempo mínimo de contacto de 4 minutos. Bunt (1976), recomienda agregar suficiente hipoclorito de sodio para producir un contenido de cloro de 5 a 20 ppm, pero establece que una concentración de cloro tan baja como 0.5 ppm puede ser efectiva si el agua tratada es almacenada. Handreck y Black (1984) recomiendan agregar suficiente blanqueador para dar 2 ppm de cloro. Daughtry (1984), discute un sistema operativo de cloración, usando inyección de gas cloro, que produce una concentración de 0.3 ppm de cloro residual libre, y un tiempo de contacto de aproximadamente 25 segundos, dentro de la línea de riego.

Muchas plantas son sensibles al cloro, y Bunt (1976) no reportó problemas con el agua que contenía 5 ppm de cloro. El cloro inyectado a 5 o 10 ppm se encontró como no fitotóxico para un

amplio intervalo de especies vegetales, y el nivel mayor controló parcialmente a las hepáticas (Scott, 1980; citado por Whitcomb, 1984). Mucha del agua doméstica está clorada, para el control de patógenos dañinos al hombre, pero este tratamiento usualmente produce un nivel bajo de cloro (aproximadamente 1 ppm), que no es dañino para la mayoría de las plantas (Frink y Bugbee, 1987).

Filtración. Los filtros pueden ser usados para remover partículas coloidales en suspensión, como es la arena muy fina, que puede dañar el equipo de riego o de fertilización, o tapar las boquillas de riego. Además de remover las partículas inorgánicas suspendidas, los filtros pueden ser usados para remover semillas de malezas o algas del sistema de riego (figura 4.2.17).

Comunmente son utilizados dos tipos de filtros para el tratamiento de aguas: filtros con medio granular, y filtros superficiales. Los filtros con medio granular, consisten de camas de partículas granulares que atrapan el material suspendido en los poros entre las partículas, mientras que los filtros superficiales, usan una pantalla porosa o malla, para colar el material suspendido del agua de riego (Tchobanoglous y Schroeder, 1985). Los filtros con medio granular, pueden ser empleados para remover arena fina o materia orgánica, y están contruidos para que puedan ser limpiados con agua en retroflujo. Los filtros superficiales incluyen pantallas o cartuchos de varios tamaños de malla, para remover el material en suspensión; las pantallas deben ser removidas físicamente y

limpiadas, mientras que los filtros con cartucho no son reutilizables y deben ser reemplazados regularmente (Sprinkler Irrigation Association, 1983).

La filtración es recomendable para el agua de riego en viveros forestales que producen en contenedor, y los filtros deberán ser instalados antes de que el agua pase a través del inyector de nutrientes para interceptar las partículas de arena que pueden originar un desgaste excesivo o taponar las válvulas. Jones (1983), recomienda los filtros de cartucho porque son fáciles de cambiar. El retroflujo de filtros con pantallas o con medio granular, no resulta práctico en muchos sistemas de riego en viveros. Se recomienda la instalación de un filtro con cartucho de 25 μm para el inyector de fertilizante Smith Measuremix®. Handreck y Black (1984), recomiendan el uso de filtros lo suficientemente pequeños para remover partículas mayores de 5 μm de diámetro, lo cual retendrá la mayoría de las partículas suspendidas (fig. 4.2.17). Los tipos de filtros usados para albercas son capaces de remover partículas suspendidas mayores de 50 μm de diámetro. Los sistemas de filtración especializados, como el Millipore®, pueden remover partículas de alrededor de 1 μm de diámetro; tal sistema es por lo tanto, capaz de remover algunos organismos que causan enfermedades, así como la mayoría de los sólidos suspendidos (fig. 4.2.17). Desafortunadamente, estos sistemas sofisticados de filtración, son relativamente caros, y requieren de mantenimiento frecuente (Jones, 1983).

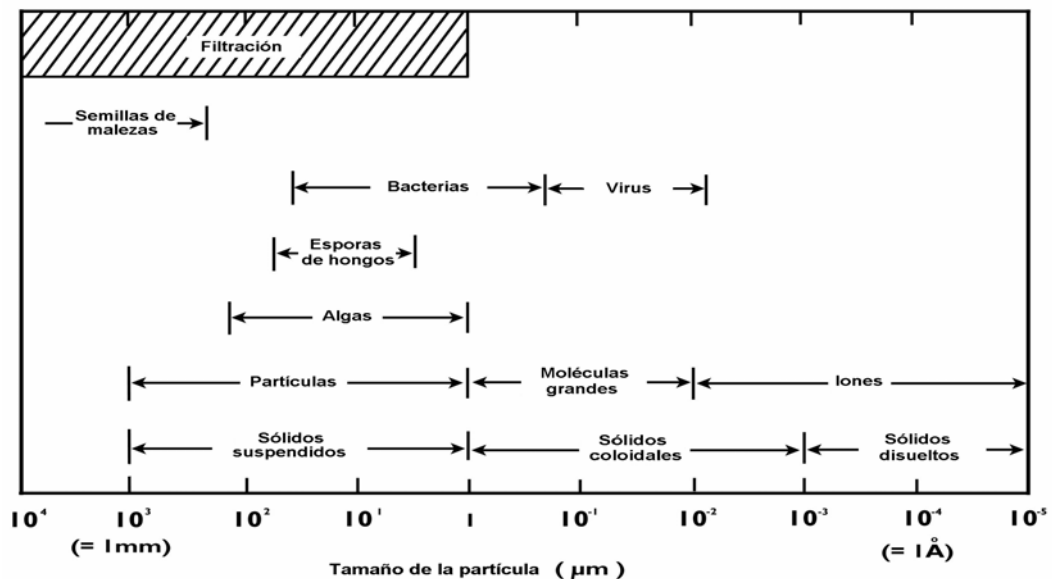


Figura 4.2.17 Partículas inorgánicas y algunos agentes bióticos de muchos tamaños pueden ir en el agua de riego para viveros forestales que producen en contenedor, por lo cual aquélla deberá ser filtrada para remover tales materiales indeseables (modificada de Tchobanoglous y Schroeder, 1985).

4.2.4.3 Temperatura del agua.

Otro aspecto de la calidad del agua que puede ser controlado en los viveros forestales, es la temperatura del agua de riego. El riego con agua fría puede reducir significativamente la temperatura del sustrato, y se ha demostrado que esto produce reducciones en el crecimiento de las plantas, en viveros que producen especies ornamentales en contenedor. Seeley y Steiner (1965), aplicaron agua de riego con diferentes temperaturas a un sustrato a base de suelo, y hallaron que el agua a una temperatura de 4.5°C (40°F), redujo en 4°C (7°F) aproximadamente la temperatura del sustrato en la capa superficial, y en 1.7°C (3°F) a la profundidad de 7.6 cm (3 pulgadas). Carpenter y Rasmussen (1970), estudiaron el efecto del agua fría en el crecimiento de dos cultivos de especies florales, y registraron bajas temperaturas en el sustrato. Estas bajas temperaturas ocasionaron reducción de la altura y peso de la planta, durante la estación de invierno. Hanan *et al.* (1978), recomiendan a los viveristas ornamentales en climas fríos, considerar el uso de agua de riego calentada al intervalo de temperatura ambiente que prevalece durante el día.

No ha sido estudiado a detalle el efecto de usar agua fría en de riego en los cultivos de especies forestales, pero definitivamente el suelo frío puede reducir la absorción de agua de los árboles. Kramer y Kozlowski (1979) reportan que la resistencia al flujo de agua a través de las raíces de los árboles, se duplica conforme la temperatura

desciende de 25 a 5°C (77 a 41°F). Kozlowski (1943), reportó que las plantas de pino sufrieron una reducción del 50% en la tasa de transpiración, y comenzaron a marchitarse a temperaturas del suelo iguales a 5°C (41°F), en comparación con una temperatura control de 30°C (86°F). Sin embargo, las plantas de especies leñosas difieren en su respuesta a las temperaturas del sustrato. Kozlowski (1943) encontró que el *Pinus taeda* (loblolly pine) fue afectado más que el *Pinus strobus* (eastern white pine), y Kaufman (1975) observó que la resistencia de las raíces a la absorción de agua se hizo más limitada en plantas de un cítrico a 13.5°C (58°F), en comparación con los 7.5°C (45°F) para *Picea engelmannii* (Engelmann spruce).

Sobre una base operativa, el efecto de agua fría en el crecimiento de especies forestales no ha sido suficientemente estudiado como para hacer recomendaciones específicas, pero este efecto puede ser significativo para cultivos de invierno, en climas del norte. El riego con agua fría puede ser más dañino durante la germinación de la semilla y durante la emergencia de la plántula. Una de las formas más prácticas de mantener el sustrato a temperaturas ideales, es el proporcionar calentamiento bajo las mesas de cultivo, el cual puede ser más económico que el calentamiento directo de la totalidad del volumen de agua de riego a aplicar.



4.2.5 Tipos de Sistemas de Riego

El método de aplicación del agua de riego en los viveros de contenedores, depende del tamaño del vivero y de las características de las especies en cultivo. La mayoría de los viveros grandes, usan algún tipo de sistema de riego mecanizado; con base en la Encuesta de Viveros que Producen en Contenedor, sólo el 2% de quienes la respondieron, usaban riego manual. El riego manual, sin embargo, es necesario frecuentemente para los viveros forestales pequeños o para los viveros que producen especies con requerimientos de agua radicalmente diferentes (fig. 4.2.18).

Furuta (1978), enlista tres tipos principales de sistemas de riego empleados en los viveros ornamentales que producen en contenedor: asperjado desde del techo, contenedor individual (incluyendo riego por goteo), y subirrigación. El asperjado desde el techo es el único sistema utilizado en los viveros forestales que producen en contenedor, porque los contenedores son muy pequeños para el riego por goteo de contenedores individuales, y la subirrigación limitará la poda de raíces por contacto con el aire, al fondo de los contenedores.



Figura 4.2.18 El riego manual es la única forma de regar pequeños lotes de plantas sensibles al agua, como es el caso de muchas especies de plantas nativas.

4.2.5.1 Sistemas de riego en la parte superior.

La consideración básica de diseño en cualquier sistema de riego empleado en los viveros forestales, es que el agua debe ser aplicada uniformemente a muchos contenedores individuales, que tienen un diámetro relativamente pequeño en relación a su volumen. Para complicar

las cosas, cada contenedor alberga una plántula en crecimiento, que eventualmente producirá suficiente follaje para interceptar una proporción significativa del agua de riego aplicada, dificultando que ésta pueda alcanzar la superficie del sustrato. Este tipo de sistemas también son muy gastadores de agua, pues sólo un porcentaje limitado del agua aplicada alcanza las raíces de las plantas.

Weatherspoon y Harrell (1980), estudiaron la eficiencia de diferentes métodos de riego para plantas ornamentales en contenedores, y hallaron que sólo del 13 al 26% del agua aplicada a través de los aspersores en el techo, fue retenida por el sustrato. Como ventaja, el sustrato artificial utilizado, tiene suficiente capacidad de infiltración, en comparación con la mayoría de los suelos agrícolas naturales, además el arrastre por el viento no es problema en los invernaderos completamente cerrados.

Existen muchos tipos de este sistema de riego, pero en los viveros forestales de contenedores, éstos pueden ser divididos en sistemas móviles y fijos. Los sistemas móviles consisten de un aguillón desplazable, y el 59% de los viveros encuestados, usan este tipo de sistema de riego. Los sistemas fijos de riego, consisten de boquillas espaciadas regularmente, y fueron usados en el 31% de los viveros encuestados, mientras que el 10% restante, usaban alguna combinación de sistemas de riego.

Sistemas de riego móviles. Este popular sistema de riego consiste de un aguillón orientado horizontalmente, el cual lleva una tubería de distribución, conteniendo una serie de boquillas regularmente espaciadas. La estructura es tirada mecánicamente a lo largo del área de cultivo por un motor eléctrico, y normalmente cubre una o más mesas (fig. 4.2.19). El aguillón se regresa mecánicamente cuando alcanza el final de la mesa y las plantas se riegan en dirección opuesta. Normalmente se requiere determinado número de pasos para saturar por completo a los contenedores. Los aguillones pueden estar sujetos por un carril en el techo, o bien estar en un carro sobre el piso; la manguera de conexión es empujada a lo largo de la parte baja del carro que la soporta o de los carriles sobre el piso.

Estos sistemas de riego distribuyen agua muy uniformemente, en comparación con los sistemas fijos, porque proporcionan una cortina móvil de agua sin ninguno de los problemas de distribución inherentes a los aspersores en círculos. Sin

embargo, son relativamente caros, y puesto que se trata de sistemas mecanizados, son susceptibles de descomponerse. Sheareer (1981), puntualiza que los aspersores móviles no son eficientes para la protección ante heladas, puesto que se mueven muy lentamente como para proporcionar una cubierta continua en todas las áreas de cultivo.



4.2.19A



4.2.19B

Figura 4.2.19 Sistemas móviles de riego con aguilón: montado en el piso y cubriendo dos mesas de invernadero (A), y una estructura montada en rieles en un complejo de cultivo al aire libre (B).

Una variedad de tipos de boquillas han sido empleados en estas estructuras de riego, incluyendo circulares, cónicas y abanico plano, aunque la mayoría de los viveros usan alguna variedad de las boquillas de abanico plano (fig. 4.2.20A). Si es posible, deberá usarse una boquilla de aspersión suave, como la empleada para plaguicidas, para minimizar la nebulización, asegurar una buena penetración a través del follaje de la planta, y para aplicar la cantidad requerida de agua de riego en poco tiempo. Algunos viveros tienen tres tipos diferentes de boquillas de riego

montadas sobre los aguilones paralelos: una boquilla en abanico plano para el riego (fig. 4.2.20A), una boquilla nebulizadora (fig. 4.2.20B), y una boquilla en cono hueco para aplicar plaguicidas.



4.2.20A



4.2.20B

Figura 4.2.20 Tipos de boquillas usadas en estructuras móviles de riego: boquilla en abanico plano, para riego de rutina (A), y boquilla nebulizadora, para riego superficial ligero y para mantener la humedad (B).

Una vez que ha sido seleccionada la boquilla de riego, la cobertura del riego es dependiente de: 1) el espaciamiento de las boquillas sobre el aguilón, 2) la distancia entre la boquilla y los contenedores, 3) la presión del agua en la boquilla, y 4) la velocidad del aguilón. El espaciamiento de las boquillas a lo largo del aguilón y la distancia adecuada encima de la cama, pueden ser determinados a partir de las especificaciones de funcionamiento proporcionadas por el fabricante. Hallett (1982a), recomienda las boquillas Teejet 8003® montadas en centros de 31 cm (12.2

pulgadas), sobre un aguilón puesto a 40 o 50 cm (15.7 a 19.7 pulgadas) por encima de las plantas. Willingdon (1987), establece que las boquillas Teejet 8008 ® son las más comúnmente usadas en estructuras de riego de este tipo, en los viveros de Columbia Británica. La presión en las boquillas puede ser medida directamente de la boquilla de riego, con un calibrador de presión, equipado con un tubo "pitot". Tenga presente que la lectura de la presión de agua en el inyector de nutrientes o en la línea superior, puede ser significativamente diferente de la presión real liberada en la boquilla; para supervisar la eficiencia de la boquilla de riego, por lo tanto, la presión del agua debe ser medida en o cerca de las boquillas. El factor final que controla la cobertura del riego, es la velocidad propia del aguilón. Una velocidad de aproximadamente 2.4 a 3.1 m/min (8 a 10 pies por minuto), ha probado ser efectiva en un vivero forestal que produce en contenedor en Idaho, EUA (Myers, 1987).

Muchas estructuras de riego comerciales están equipadas con motores de velocidad variable, para que la velocidad pueda ser ajustada a cada situación requerida en el vivero.

Aspersores fijos en la parte superior. Este tipo de sistema de riego, consiste de una serie de líneas de riego paralelas, usualmente construidas con tubería plástica de PVC, con los aspersores espaciados a intervalos uniformes para formar un modelo en cuadrícula. Los aspersores en la parte superior aplican agua a una velocidad mayor, en comparación con el sistema de riego de aguilón, y es relativamente más barato de instalar y de operar (Davidson y Mecklenburg, 1981). Los sistemas de riego fijos generalmente no aplican agua tan uniformemente como los sistemas móviles, pero harán un trabajo aceptable siempre y cuando estén apropiadamente diseñados, y se les proporcione un buen mantenimiento.

Generalmente la estructura de cultivo es dividida en "bahías" de riego, dependiendo del número de boquillas que la bomba pueda operar a la vez, y de la presión de agua deseada. Las presiones ideales para operación varían con el tipo de aspersor, y las especificaciones están disponibles por parte de los fabricantes. Algunos aspersores vienen con diferentes coberturas, como el círculo total, el medio círculo, y el cuarto de círculo, así que puede ser obtenida la total cobertura con traslapes mediante la colocación de líneas de riego alrededor del perímetro de la bahía de riego. Cada bahía deberá ser controlada en forma individual con una válvula selenoide, la cual puede ser conectada a un reloj medidor del riego, para que la duración y

secuencia del mismo pueda ser programado. El tamaño de cada bahía de riego puede ser diseñado para que las especies con diferentes requerimientos de agua puedan ser cultivadas dentro de una estructura grande. Cuando se diseña un nuevo sistema de riego, es una buena idea obtener ayuda de un especialista en irrigación, para asegurarse de que el sistema está balanceado, en términos de cobertura y de presión del agua.

Varios tipos de boquillas de riego son usadas en los sistemas de riego fijos en la parte superior. Los aspersores en hileras giratorias, que tienen boquillas de compensación al término de la estructura de rotación, forman hileras de agua en círculo cuando se aplica la presión del agua (fig. 4.2.21A). Las boquillas estacionarias (fig. 4.2.21B), no tienen partes móviles pero distribuyen agua en un patrón circular; estas boquillas también vienen en modelos de medio círculo y de cuarto de círculo. Las boquillas nebulizadoras a veces también son instaladas en líneas de riego en la parte superior. Las boquillas nebulizadoras son primeramente utilizadas durante el periodo de germinación, y para control de enfriamiento y de humedecimiento, porque éstas no proporcionan agua lo suficientemente rápido, como el riego normal.

Algunas de las desventajas de los sistemas de riego fijos en la parte superior son:

- 1 Carencia de uniformidad en la cobertura: este problema puede ser evitado mediante un apropiado diseño del sistema de riego, asegurando un adecuado traslape entre las boquillas (ver la sección 4.2.5.2 para consideraciones relacionadas con el diseño del riego).
- 2 Desperdicio del agua de riego: puesto que el agua es aplicada a toda el área de cultivo, incluyendo pasillos y paredes, se desperdicia bastante más que con los sistemas de aguilones. No obstante, en climas áridos esto no representa gran problema, pues este exceso agrega humedad dentro de la estructura de cultivo.
- 3 Goteo de la boquilla: Una cantidad de agua residual se mantiene en las líneas después de que la válvula selenoide ha cerrado, y ésta gotea por las boquillas sobre las mesas de producción, sacando la semilla fuera de los contenedores o favoreciendo problemas de enfermedades al mantenerse saturado el sustrato y el follaje constantemente húmedo. Las líneas de riego deben ser localizadas sobre los pasillos para que las boquillas

drenen sobre el piso. Existen válvulas especiales antigoteo (fig. 4.2.21A), las cuales cierran cuando la presión del agua se reduce, y también pueden ser fijadas unas líneas de goteo en el fondo de la boquilla, para drenar el exceso de agua. El agua residual que se mantiene en las líneas de riego, también puede ser un problema durante el invierno, cuando su congelamiento puede romper las tuberías.



4.2.21A



4.2.21B

Figura 4.2.21 Tipos de boquillas de riego empleadas en sistemas fijos en la parte superior: boquilla tipo giratoria (spinner-type), equipada con válvula antigoteo (A), y boquilla de riego estacionario (B).

Furuta (1978), Langhans (1980), y Davidson y Mecklenburg (1981), presentan una buena discusión en relación al diseño y operación de los sistemas de riego enclavados en la parte superior.

Aspersores basales fijos. Estos sistemas son comúnmente usados en áreas de cultivo a la intemperie, o en áreas de carga; éstos son similares a los sistemas en la parte superior, por cuanto toca a diseño y operación, pues usan una cuadrícula regular de líneas de riego permanentes o móviles, con aspersores espaciados regularmente (fig. 4.2.22A). El tipo principal de boquilla aspersora es la de impacto rotatorio (fig. 4.2.22B); esta boquilla gira lentamente debido al impacto de un brazo saltador recargado que se mueve hacia dentro y fuera del chorro de la boquilla. Los aspersores de impacto rotatorio están disponibles con muchos proveedores en una gran variedad de tamaños de boquilla y coberturas. Debido a que el brazo de impacto es conducido por la presión del agua fuera del chorro de la boquilla, el patrón de distribución del agua de estos aspersores, es particularmente dependiente de la apropiada presión del agua. Los aspersores estacionarios pueden también usarse en sistemas basales de riego.

Una gran ventaja de los sistemas de riego basales, es que los aspersores de impacto tienen áreas de cobertura relativamente grandes, lo cual significa que se requerirá de menos boquillas y de menos tubería de riego. Los aspersores de impacto, típicamente tienen mayor tamaño de gota, en comparación con los sistemas de aguilón o los enclavados en estructuras aéreas, y pueden ocasionar daños por salpicadura sobre la semilla en germinación. El agua residual drena por un desagüe, aunque aún así ésta puede seguir siendo un problema (fig. 4.2.22B). Sin embargo, todas las líneas de riego deben correr a lo largo de o bajo el piso, creando obstáculos para los trabajadores, y haciendo difícil de operar la maquinaria. Los sistemas de riego basales comúnmente no son tan efectivos como los sistemas móviles en la aplicación uniforme del agua; no obstante, un adecuado diseño y un buen mantenimiento, pueden dar como resultado un sistema aceptable.

4.2.5.2 Principios en el diseño de sistemas de riego fijos.

La eficiencia de un sistema de riego, en primer término depende de su diseño original, y habrá pocos procedimientos operativos que puedan mejorar un sistema pobremente diseñado. Las consideraciones ingenieriles básicas, como la pérdida por fricción en las tuberías o uniones, y su

efecto en la presión del agua para la función de los aspersores, deben ser incorporados como parte del diseño del sistema de riego. Por tanto, es importante consultar a un ingeniero en irrigación durante las etapas de planeación. Una excelente referencia general para el diseño de sistemas de riego con aspersores, está disponible en la Asociación de Irrigación (Irrigation Association) (Pair *et al.*, 1983).



4.2.2A



4.2.2B

Figura 4.2.22 Los sistemas de riego basales, consisten de líneas de riego fijas o móviles (A), ajustadas con boquillas enclavadas a espacios regulares, como las de tipo de impacto rotatorio (B).

La aplicación uniforme del agua esta en función de cinco factores:

1. Diseño de la boquilla
2. Tamaño del orificio de la boquilla
3. Presión del agua en la boquilla
4. Espaciamiento y patrón de distribución de las boquillas
5. Viento

El tamaño de la boquilla aspersora y su patrón de cobertura resultante, puede ser determinado

mediante la consulta de especificaciones de funcionamiento que proporcionan los fabricantes. Los viveristas que producen en contenedor, deberán seleccionar un tamaño de boquilla que sea lo suficientemente grueso para penetrar el follaje de las plantas, y para minimizar el arrastre por el viento, pero no tan grande como para crear problemas de salpicado.

La presión del agua en la boquilla tiene un mayor efecto en la función del aspersor y en su eficiencia, y debe ser considerada durante la planeación inicial. Las especificaciones de funcionamiento para cada tipo de aspersor, pueden obtenerse con los fabricantes. La presión del agua deberá ser supervisada regularmente con un calibrador montado permanentemente cerca de la boquilla (fig. 4.2.23), o con un calibrador de presión equipado con un tubo "pitot", directamente del orificio de la boquilla aspersora. La presión deberá verificarse en varias boquillas, incluyendo la más alejada de la bomba. La importancia de las verificaciones regulares en la presión del agua, no debe ser subestimada, porque muchos factores pueden originar cambios en la presión de la boquilla. La presión del agua que sea muy alta o muy baja, puede causar patrones de distribución erráticos, como los mostrados en la figura 4.2.24 (Compare el patrón de la figura 4.2.24A, con el diagrama de distribución de agua obtenido en computadora, que se muestra en la figura 4.2.28A).



Figura 4.2.23 La presión del agua deberá verificarse regularmente en o cerca de la boquilla de riego.

Tanto el tipo de boquilla como la presión del agua, afectan el tamaño de la gota de riego, y el tamaño promedio de ésta disminuye conforme se reduce el tamaño de la boquilla, y conforme aumenta la presión del agua. Las gotas que son muy grandes pueden causar daño físico por salpicado entre las semillas en germinación, mientras que las gotas muy pequeñas de boquillas "nebulizadoras", están sujetas a arrastre por el viento, y a pérdidas por evaporación en las áreas de cultivo a la intemperie. Handreck y Black (1984), estiman que hasta el 90% del agua de una boquilla nebulizadora puede ser perdida durante un día cálido y con vientos. Las boquillas de riego por nebulización pueden ser corregidas reduciendo la presión del agua o cambiando el tamaño del orificio de la boquilla. Un procedimiento simple para medir el tamaño de la gota, consiste en poner un plato con aceite SAE 90 bajo el chorro de riego, y medir el tamaño de las gotas. Una gota de riego con un diámetro en el intervalo de 1.0 a 1.5 mm (0.04 a 0.06 pulgadas), es recomendable para la mayoría de las situaciones en viveros que producen en contenedor (Handreck y Black, 1984).

El espaciamiento y el patrón de distribución de los aspersores en los sistemas de riego fijos, está relacionado con la función de los aspersores, y con el efecto del viento. Independientemente del tipo de aspersor usado, la distribución del agua nunca es del todo uniforme sobre el área de cobertura, así que los sistemas de riego deberán diseñarse para proporcionar un traslape adecuado entre los aspersores. Esto es especialmente importante en las "casas de sombra" o en las áreas de cultivo al la intemperie, donde el arrastre del viento puede representar un problema (figs. 4.2.19B y 4.2.25). Furuta (1978), establece que el máximo espaciamiento entre aspersores de impacto rotatorio, deberá ser desde el 65% del diámetro del asperjado, sin viento, hasta 30% con vientos superiores a 13 kilómetros por hora (8 millas por hora). Los aspersores fijos no deberán espaciarse más allá del 50 a 65% del diámetro de cobertura del aspersor. El espaciamiento de un aspersor giratorio no deberá ser superior al 40% del diámetro del asperjado en la hilera, ni mayor al 60% del diámetro entre hileras (fig. 4.2.26), y deberá producir una eficiente cobertura en las condiciones de viento que normalmente se tienen en los viveros forestales. Con mucha frecuencia, los aspersores están espaciados a intervalos mayores que los referidos, en un esfuerzo de costo/eficiencia, pero esto es una falsa economía, considerando el alto efecto del agua y de los nutrientes inyectados en el crecimiento de las plantas.



4.2.24A



4.2.24B

Figura 4.2.24 La baja presión del agua, o las boquillas inadecuadamente ajustadas, pueden originar patrones de distribución de agua irregulares, como el denominado en "buñuelos", de los sistemas fijos (A), o en hileras, característico de sistemas de riego móviles (B).

Los dos patrones de distribución comunes de aspersores para los sistemas de riego fijo, son la caja (rectangular), y el diamante (triangular). Shearer (1981), concluye que no hay diferencia real entre el patrón de rociado rectangular estándar y el patrón triangular, bajo condiciones normales.



Figura 4.2.25 Cualquier sistema de riego deberá diseñarse para proporcionar traslape entre las cabezas individuales de rociado, particularmente en las áreas de cultivo a la intemperie, donde la interferencia del viento es probable.

4.2.5.3 Probando la eficiencia de los sistemas de riego.

Tanto los sistemas nuevos como los ya establecidos, deberían ser probados periódicamente, para ver si están funcionando apropiadamente. Muchos viveristas asumen que los sistemas nuevos funcionarán acorde con las especificaciones de ingeniería, pero esto deberá verificarse bajo condiciones normales de operación. Fischer (1987), encontró que los patrones de riego teóricos, diferían de los patrones reales, y atribuye esta discrepancia a dos factores:

1. Los patrones de distribución teóricos asumen que la presión del agua será idéntica en cada boquilla, lo cual es imposible porque la presión se reduce dentro de las líneas de distribución laterales.
2. La colisión de las gotas entre aspersores adyacentes, afectará su distribución.

Los sistemas de riego necesitan verificarse cada cierto tiempo porque las boquillas pueden taponarse o deteriorarse, hasta el punto en que no puedan operar más adecuadamente.

Los sistemas de riego pueden verificarse fácilmente corriendo una "prueba de copa", la cual consiste en medir el agua de riego captada en una serie de copas (recipientes), colocadas sobre un sistema regular en cuadrícula a través del área de cultivo (fig. 4.2.27). Los recipientes para la prueba de copas deberán tener una abertura circular que cuente con un borde angosto; la forma del recipiente bajo la abertura no es importante, siempre que éste sea estable y con suficiente altura para almacenar varios centímetros de agua sin pérdidas por salpicado. La cantidad de agua colectada en cada recipiente, puede ser convertida a tasa de precipitación en pulgadas por hora, con el uso de la siguiente fórmula (Furuta, 1978):

$$P = (C \times 7620) / (D^2 \times T)$$

Donde:

P = agua de riego aplicada por hora (cm)

C = agua recogida en el recipiente (ml)

D = diámetro interior de la abertura del recipiente (mm)

T = tiempo del periodo de riego (min).

Especificaciones para la boquilla Roberts® # 4

Presión de la boquilla	(Mpa) (psi)	0.11 16	0.14 20	0.16 24	0.19 28	0.22 32	0.25 36	0.28 40	0.30 44
Diámetro de asperjado	(m) (pies)	7.9 26	8.2 27	8.5 28	9.2 30	9.4 31	9.8 32	10.1 33	10.4 34
Descarga de agua	(lpm) (gpm)	2.72 0.72	3.18 0.84	3.60 0.95	3.97 1.05	4.28 1.13	4.54 1.20	4.81 1.27	5.07 1.34

Espaciamiento recomendado:

En hileras 40% del diámetro del asperjado
 Entre hileras 60% del diámetro del asperjado

Ejemplo:

Presión de la boquilla (medida) = 0.19 MPa
 Diámetro del asperjado (gráfico) = 9.2 m

$9.2 \text{ m} \times 0.40 = 3.7 \text{ m}$ en hileras (124% de traslape)
 $9.2 \text{ m} \times 0.60 = 5.5 \text{ m}$ entre hileras (84% de traslape)

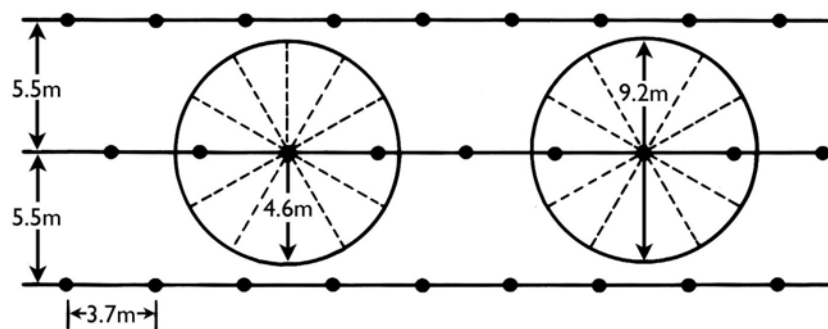


Figura 4.2.26 Muestra de los cálculos para determinar el adecuado traslape entre aspersores, con sistemas de riego fijos, usando las especificaciones para un tipo de boquilla de riego.

El método clásico para determinar la variabilidad en la aplicación del agua de riego, fue desarrollado por Christensen (1942), mediante el cálculo de un índice numérico que él llamó coeficiente de uniformidad (CU). El CU es calculado mediante la ejecución de la prueba de copas, y empleando los datos en la siguiente fórmula (Furuta, 1978):

$$CU = 100 [1.0 - (B/A)]$$

Donde:

CU = coeficiente de uniformidad (%)

B = suma de las desviaciones de los valores individuales, con respecto al valor promedio

A = suma de los valores individuales.

Un patrón de distribución completamente uniforme, producirá un CU de 100%, y tanto menor sea el CU, más variable el riego. El objetivo estándar para la mayoría de los sistemas agrícolas de riego, es un CU de 85% (Zimmerman, 1966), el cual también representa el valor mínimo aceptable que Shearer (1981) sugiere para cultivos de especies forestales en vivero.

distribución del agua alrededor del perímetro del área de cultivo.

4.2.5.4 Sistemas de riego automáticos.

Varios tipos de controladores automáticos están disponibles, algunos usan relojes y uno utiliza el peso de los contenedores, de modo que el riego puede ser aplicado automáticamente (Hanan *et al.*, 1978). Este equipo permite al viverista programar previamente periodos de riego, y representa un gran ahorro de trabajo. El viverista prudente, sin embargo, nunca se confiará del todo a los sistemas automáticos, y continuará supervisando directa y regularmente la eficiencia en el riego, y su efecto en el crecimiento de las plantas.

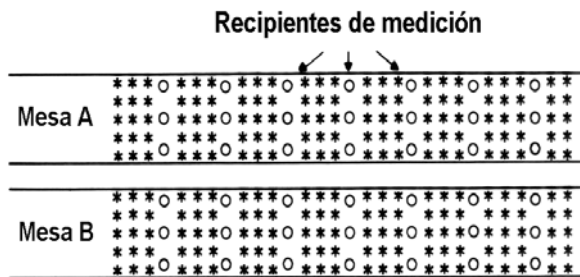


Figura 4.2.27 La eficiencia real de un sistema de riego, deberá verificarse periódicamente, con la "prueba de copas", la cual consiste en medir el agua captada en una serie de copas graduadas, arregladas en un patrón de distribución regular, sobre las mesas de producción.

En la Universidad de California, en Davis, recientemente ha sido desarrollado un programa de cómputo para modelar el riego con aspersores, utilizando como información la altura del agua obtenida en la prueba de copas para generar gráficas tridimensionales (Fischer, 1987). Usando esta información, los problemas de distribución del agua pueden ser fácilmente identificados, como en el caso de los "buñuelos" derivados de baja presión del agua en una boquilla (fig. 4.2.28A), o el patrón en "barra de pan" (fig. 4.2.28B), el cual es característico cuando se hace una pobre

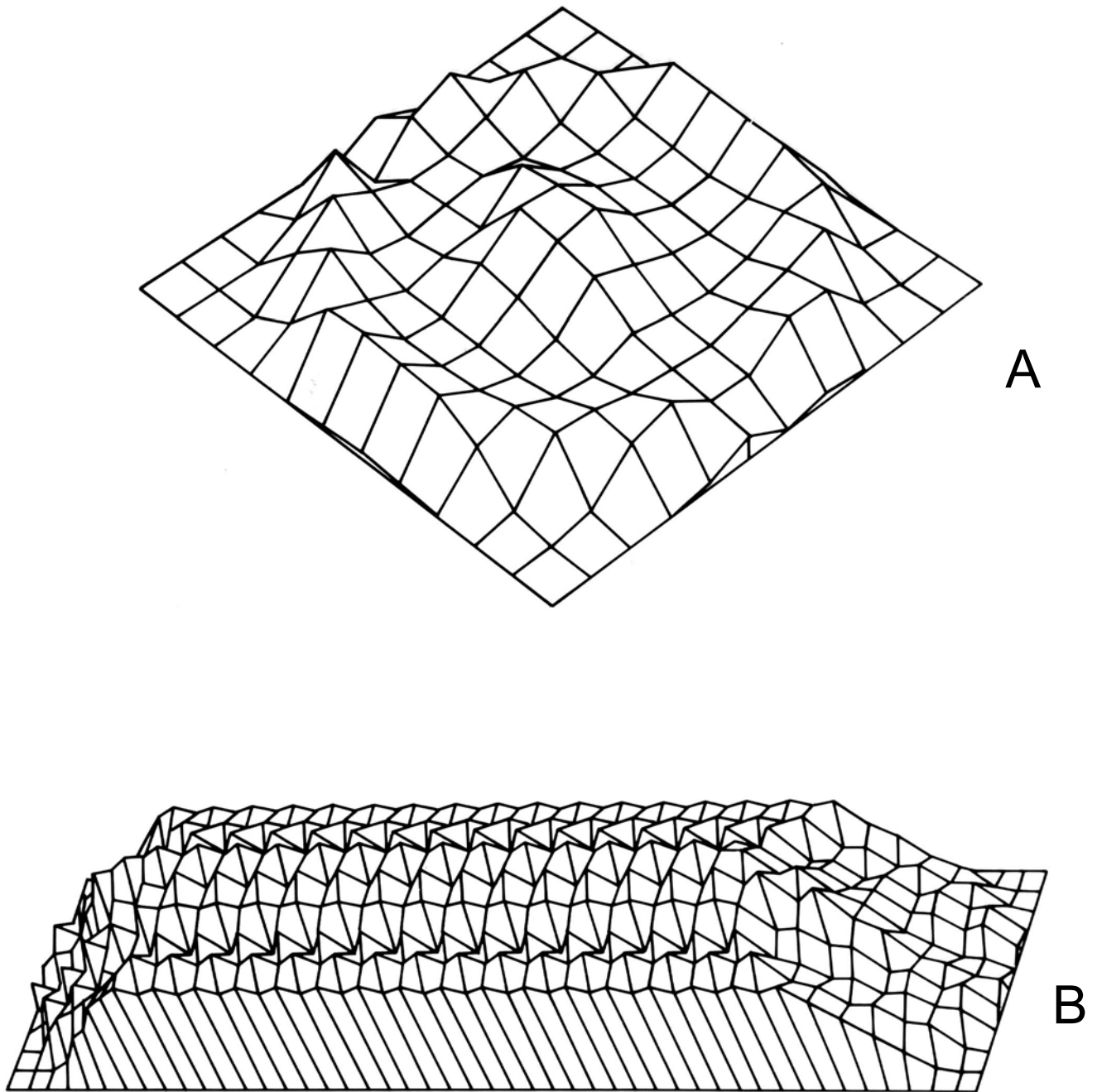


Figura 4.2.28 Los patrones de distribución de los aspersores, pueden ser modelados con el uso de computadoras, empleando los datos de la denominada prueba de copas. Estas gráficas tridimensionales ilustran dos problemas comunes, encontrados en los sistemas de aspersión fijados en la parte superior: un patrón en "buñuelos", resultante de una baja presión del agua en una boquilla (A), y un patrón de "barra de pan", el cual es característico cuando hay un pobre traslape entre rociadores, y efectos del viento alrededor del perímetro del área de cultivo (B) (Fisher, 1987).



4.2.6 Supervisando el Agua en los Contenedores- Determinando Cuándo Regar.

El determinar el estado de la humedad del sustrato, en la mayoría de los contenedores usados en los viveros forestales, es un problema porque es difícil observar o muestrear el sustrato en los contenedores pequeños. Algunos contenedores, como el tipo "libro", pueden ser abiertos y permiten hacer observaciones directas del contenido de humedad del medio, definitivamente una ventaja. A reserva de las dificultades operativas, es absolutamente necesario supervisar regularmente el nivel de humedad del medio de crecimiento en el contenedor, a causa del volumen limitado de las reservas de humedad en los pequeños contenedores, lo que significa que pueden desarrollarse rápidamente tensiones hídricas críticas.

Hanan *et al.* (1978) y Furuta (1978) discuten varias técnicas para la revisión de la humedad, las cuales pueden ser usadas en los viveros ornamentales que producen en contenedor. White (1964), evaluó dos métodos estándares, con tensiómetros e instrumentos electrométricos (bloques de yeso), para cultivos en contenedor, y concluyó que éstos no fueron apropiados por tres razones: 1) falta de respuesta por arriba de la capacidad de campo, 2) deterioro debido a la fertilización frecuente, y 3) su relativo gran tamaño, que limita su uso en contenedores pequeños. Hanan *et al.* (1978) concluyeron que no hay instrumento económico, ni preciso, que pueda medir el contenido de humedad del sustrato en contenedores; cualquier método debe estar basado en observaciones reales y en la experiencia de los viveristas.

Dos investigaciones sobre supervisión del riego han sido dirigidas en los años recientes. McDonald (1978), investigó sobre plantas producidas en contenedor en viveros forestales en el oeste de los Estados Unidos, y encontró que el 60% usó una revisión táctil y visual del medio de crecimiento y de la condición de la planta, 22% supervisó el peso del contenedor, y el 18% restante usó otros métodos, incluyendo la cámara de presión. La Encuesta de Viveros encontró que la mayoría de los viveros forestales que producen en contenedor en los Estados Unidos y Canadá, usaron algún tipo de sistema de supervisión del riego, incluyendo: peso del contenedor (48%), métodos táctiles y visuales (33%), medidores de humedad comerciales (8%), y una combinación de métodos, incluyendo la cámara de presión (11%); 13% de los viveros reportaron no usan sistema de seguimiento del riego.

4.2.6.1 Revisión visual y táctil.

Esta técnica consiste en las observaciones directas del sustrato y en la condición de la planta, para determinar las necesidades de riego. McDonald y Running (1979), describen un sistema para estimar el contenido de humedad en suelos de viveros que producen a raíz desnuda, usando la "palpación" o la "apariencia" del suelo, pero estas guías no son aplicables para los medios de crecimiento artificiales. La mejor técnica es observar la relativa facilidad con que el agua puede ser exprimida del medio, e intentar correlacionar esta condición de humedad con la apariencia y crecimiento de la planta; este proceso requiere mucha experiencia, y es muy subjetivo. A reserva de sus obvias limitaciones, la técnica visual y táctil aún es ampliamente utilizada, y puede resultar muy efectiva cuando es usada por un viverista con experiencia y conocimientos.

4.2.6.2 Mediciones del peso del contenedor.

Con base en los resultados de la Encuesta en Viveros, actualmente la medición del peso del contenedor es la técnica más popular. El principio básico detrás de esta técnica es simple: dado que el agua es relativamente pesada en relación a otros componentes de los contenedores, el contenido de humedad de una charola o bloque de contenedores puede ser determinado mediante el peso. El peso del contenedor disminuye entre riegos conforme el agua de riego se pierde a través de la evaporación y la transpiración, y el cultivo de plantas es regado cuando el peso del contenedor alcanza un nivel determinado (fig. 4.2.29).

El peso de una charola varía por muchos factores, como el tipo del contenedor, el tipo de sustrato, el grado de compactación del sustrato, la especie cultivada, y la etapa de desarrollo de la planta, pero uno de los factores más significativos es el contenido de humedad. Matthews (1983b) reporta que un contenedor "Styroblock 2A ®", saturado, conteniendo sustrato compactado a una densidad promedio de 0.1 g/ml (peso anhidro), pesará entre 7.00 y 8.25 kg. Desarrollando una serie de pesadas a contenedores, correspondientes al contenido de humedad disponible y a la condición de la planta, un viverista puede usar ésta información para determinar cuándo regar, y aún para manipular el crecimiento y desarrollo de la planta.

La única pieza de equipo necesaria para determinar los pesos de los contenedores, es una báscula de precisión (fig. 4.2.30); algunos viveros usan más de una báscula, dejando los contenedores sobre éstas en el área de cultivo, para que puedan hacerse lecturas rápidamente. Los contenedores deberán pesarse inmediatamente después del riego, para que los resultados puedan ser comparados con precisión. El procedimiento de pesado del contenedor debe ser también ajustado en relación al peso de la planta. Conforme la planta se hace más grande, ésta tendrá cada vez una mayor influencia en el peso del contenedor (tanto como 10 a 15% del peso total del contenedor). Los pesos recientes en húmedo de los contenedores, tomando en consideración los pesos de las plantas, deberán ser calculados a intervalos regulares durante la estación de cultivo.

Los pesos de contenedores regados variarán significativamente entre especies, debido a la respuesta fisiológica de cada una a la tensión hídrica. Matthews (1983b) desarrolló una detallada escala de pesos de contenedores para viveros forestales que producen en contenedores en Columbia Británica, para tres diferentes "grupos de

plantas" (cuadro 4.2.12). Él ha distinguido tres tipos diferentes de contenedores y tres "niveles" de tensión hídrica: baja tensión para la fase de crecimiento rápido, tensión moderada para la reducción del crecimiento, y tensión mediante sequía para inducir dormición durante la fase de endurecimiento. El tensionamiento mediante sequía es efectivo en algunas especies, como *Pseudotsuga menziesii* (Douglas fir), *Picea sitchensis* (Sitka spruce), *Larix occidentalis* (western larch) y *Thuja plicata* (western redcedar) (grupo 3), las cuales son muy sensibles al riego excesivo, y producirán un excesivo crecimiento en altura, a expensas del crecimiento en diámetro y del crecimiento de la raíz. Otras especies, como *Tsuga heterophylla* (western hemlock), *Tsuga mertensiana* (mountain hemlock), *Abies spp.*(fir), *Picea glauca* (white spruce) y *P. engelmannii* (Engelmann spruce) (grupo 1), pueden ser dañadas permanentemente por la tensión con sequía indiscriminada (cuadro 4.2.12). Krizek (1985) concluyó que el procedimiento de contención del agua para inducir tensión hídrica en la planta es muy difícil de controlar operativamente, a causa de la dificultad para alcanzar y mantener el nivel especificado de humedad disponible en el sustrato.

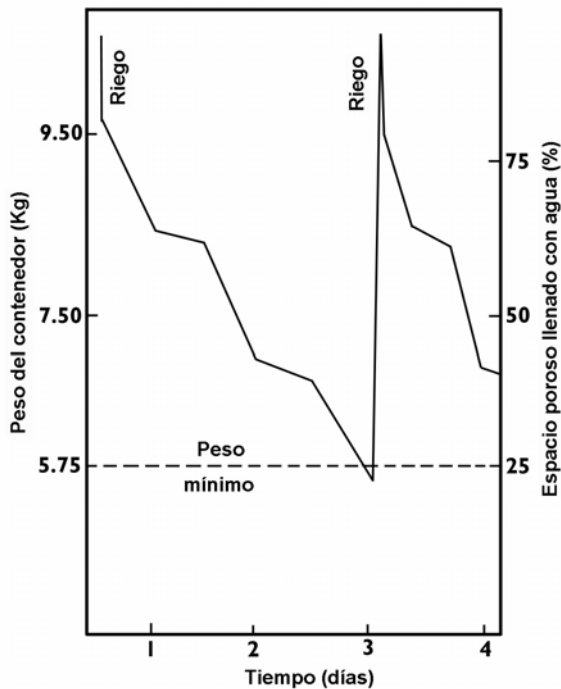


Figura 4.2.29 El peso del contenedor disminuye después del riego hasta que alcanza algún valor mínimo predeterminado, punto en el cual deberá aplicarse riego (cortesía de Tony Willingdon, Surrey Nursery, BC).



Figura 4.2.30 A causa del relativamente gran peso del agua, el riego puede ser supervisado a través de pesadas repetidas en contenedores seleccionados, para determinar la pérdida de agua en peso.

Existen dos formas para desarrollar una escala que relacione pesos de contenedores con demanda de riego: 1) a través de la experiencia y 2) usando mediciones del potencial mátrico del sustrato. Antes de desarrollar una escala de peso para el contenedor, deben ser definidos ciertos términos:

Peso húmedo = el peso de un contenedor llenado y sembrado, después de que ha sido saturado, y después de que se le ha permitido drenar libremente. El medio estará a "capacidad de contenedor", que conceptualmente es lo mismo que la capacidad de campo del suelo natural.

Peso de riego = el peso del contenedor cuando la irrigación es requerida. Este valor variará con el tamaño de la planta y con los objetivos de cultivo.

Desarrollo de una escala de pesos para los contenedores a través de la experiencia. El primer paso consiste en medir los pesos de los contenedores en varios momentos después del riego, y en intentar correlacionar estos pesos con el contenido de humedad disponible del sustrato, y

con la condición de la planta. El método visual y táctil de observar directamente la cantidad de humedad en el medio de crecimiento, puede ser usado para estimar los niveles de humedad disponible, y el punto de marchitez puede ser establecido mediante la observación de la turgencia de las plantas durante los periodos de medición.

Cuando se ha recabado suficiente información de pesos de contenedores, los datos pueden ser convertidos a una escala de peso de contenedores, la cual muestra el peso del riego como un porcentaje del peso húmedo. McDonald y Running (1979), sugieren que el peso del riego está alrededor del 75 u 80% del peso en húmedo. Con suficiente experiencia, una escala puede ser desarrollada para que el momento de riego pueda ser programado en varias etapas de cultivo, durante la etapa de crecimiento, e incluso durante el empaque y el almacenamiento (cuadro 4.2.13). Cada vivero deberá desarrollar sus propias escalas de peso de los contenedores, pues puede existir variación entre tipos de sustratos, características de los contenedores, además de la respuesta individual de la planta.

Cuadro 4.2.12 Pesos de contenedores para especies arbóreas^a de Columbia Británica, con base en la pérdida de peso del agua.

Tipo de contenedor	Peso del contenedor (Kg)								
	Plantas Grupo 1			Plantas Grupo 2			Plantas Grupo 3		
	Tensión hídrica escasa	Tensión hídrica moderada	Tensión hídrica severa	Tensión hídrica escasa	Tensión hídrica moderada	Tensión hídrica severa	Tensión hídrica escasa	Tensión hídrica moderada	Tensión hídrica severa
Styroblock 2A ®	1.50	1.75	2.25	1.75	2.00	2.50	2.00	2.25	2.75
Styroblock 4A ®	2.00	2.50	3.00	2.25	2.75	3.15	2.75	3.00	3.25
Spencer-Lemaire 5 ®	---	---	---	0.80	0.90	1.00	0.90	1.00	1.10

^a Grupo de plantas 1 = *Abies amabilis* (Pacific silver fir), *Tsuga mertensiana* (mountain hemlock); grupo de plantas 2 = *Pseudotsuga menziesii* (Douglas fir) de la franja interior seca, *Pinus contorta* (lodgepole pine), *Pinus ponderosa* (ponderosa pine), *Chamaecyparis nootkatensis* (Alaska-cedar), *Abies grandis* (grand fir), *Tsuga heterophylla* (western hemlock), *Picea glauca* (white spruce), *Picea engelmannii* (Engelmann spruce); grupo de plantas 3 = *Pseudotsuga menziesii* (Douglas fir) de la costa, *Pseudotsuga menziesii* (Douglas fir) de la franja húmeda interior, *Larix occidentalis* (western larch), *Picea sitchensis* (Sitka spruce), *Thuja plicata* (western redcedar). Fuente: Matthews (1983b).

Cuadro 4.2.13 Escala de pesos de contenedores, desarrollada para plantas de coníferas en el Pacífico Noroeste.

Etapas de cultivo de la planta	Peso del riego (% del peso húmedo)
Germinación	90
Crecimiento rápido	80
Endurecimiento	65-70
Posterior al desarrollo de yema	75
Empaque y almacenamiento	80-85

Fuente: James Sedore, Washington Department of Natural Resources, Webster Forest Nursery, Olympia, Wa.

Desarrollando de una escala de pesos de los contenedores usando el potencial mátrico del sustrato. Un método más científico y menos consumidor de tiempo, para determinar el peso del riego de un contenedor, está fundamentado en el potencial mátrico del sustrato (PMMC), el cual es una medida de la energía requerida para absorber humedad del medio de crecimiento. Los valores de PMMC, pueden ser obtenidos de curvas de retención de humedad del suelo, que ilustran la relación entre porcentaje de humedad del suelo, por peso, y el PMMC (Ver sección 4.2.2, para mayor discusión acerca de la terminología

relacionada con el potencial hídrico, y la sección 4.2.3.1 para mayor información sobre las curvas de retención de humedad del suelo). Aunque esta técnica no es posible ajustarla por compactación del sustrato, y por el efecto del contenedor, es el medio más empírico para estimar el PMMC en los contenedores pequeños en la actualidad. La tecnología del futuro puede producir sensores lo suficientemente pequeños para supervisar directamente el PMMC, dentro del contenedor.

Una curva típica de retención de humedad en el suelo, para un sustrato formulado con 50% de turba de musgo y 50% de vermiculita, se muestra en la figura 4.2.8. Una vez que la curva está estable, los valores de PMMC que tiene significancia biológica ("valores objetivo") pueden ser leídos de la curva, junto con los contenidos de humedad del sustrato correspondientes; los contenidos de humedad exactos para valores específicos de PMMC pueden también ser determinados con pruebas de laboratorio, mientras se desarrolla la curva. Los valores objetivo de PMMC dados en el cuadro 4.2.14, fueron tomados de la literatura. Day (1980) proporciona una excelente discusión acerca del seguimiento del riego en viveros que producen a raíz desnuda, y recomienda mantener un PMMC de entre -0.010 a -0.075 MPa para asegurar un buen balance de aireación y humedad. McDonald y Running (1979), recomiendan que el sustrato sea irrigado entre -0.050 y -0.080 MPa, en comparación con la recomendación de -0.055 MPa para un sustrato grueso con vermiculita (Puustjarvi *et al.*, 1972; citado por Hallett, 1982b). Con base en estas recomendaciones, los límites de la irrigación objetivo fueron establecidos en -0.010 MPa para el peso húmedo, y -0.050 MPa para el peso de riego (cuadro 4.2.14).

Una vez que los valores objetivo de PMMC y de contenido de humedad del medio de crecimiento han sido establecidos (cuadro 4.2.14), las pérdidas de agua en peso del contenedor en cada uno de los puntos pueden ser calculados usando la siguiente relación, la cual es también la base para la curva de retención de humedad:

$$\% \text{ Contenido de humedad} = \frac{\text{peso del agua}}{\text{peso anhidro del sustrato}}$$

En cuanto las pérdidas de agua en peso han sido calculadas para cada uno de los valores objetivo, una escala sensible de pesos en contenedor puede ser desarrollada, de modo que sea específica para cada tipo de contenedor (cuadro 4.2.14). Para las super celdas (Super Cells), las plantas en la fase de crecimiento rápido deberán ser mantenidas

entre -0.01 y -0.05 MPa de PM del sustrato, que equivale a pérdidas de peso en agua de entre 4.04 y 5.77 kg. Para inducir la tensión hídrica (-0.10 MPa) durante el periodo de endurecimiento, se puede permitir que los pesos del contenedor desciendan por debajo de las condiciones ideales de humedad, aproximadamente 6.26 kg para las super celdas (Super Cells) (cuadro 4.2.14). Sin embargo, es imposible prescribir con precisión un PM del medio de crecimiento para la fase de endurecimiento, porque la tensión hídrica de la planta es una función de la demanda evaporativa y de la fisiología de la misma, en adición a los niveles de humedad del suelo (ver sección 4.2.7.3).

El desarrollo de una escala de peso para los contenedores, requiere de un gran esfuerzo y de mucha toma de datos, pero el peso de los contenedores es una de las pocas técnicas objetivas, no destructivas y repetibles, para la revisión del riego en los viveros que producen en contenedor. El peso del contenedor es también la mejor manera para determinar las necesidades de riego temprano en la etapa de crecimiento, antes que las plantas sean lo suficientemente grandes para mostrar tensión hídrica, o para usar la cámara de presión.

4.2.6.3 Supervisando el potencial hídrico de la planta con la cámara de presión.

Las lecturas de potencial hídrico de la planta (PHP), representan la forma más precisa para determinar el estado de la humedad de una planta y las mediciones con una cámara de presión (fig. 4.2.5), antes del alba, pueden dar una excelente indicación de las necesidades de riego (ver la sección 4.2.2.3 para obtener información básica del PHP). Day (1980), recomienda que en cada vivero obtenga y use la cámara de presión; McDonald (1978) reporta que las cámaras de presión comenzaron a ser usadas en un 10 a 15% de los viveros forestales en el oeste de los Estados Unidos.

La principal limitante de esta técnica es que es destructiva, y que las plantas deben ser lo suficientemente grandes para ajustarse en el orificio de la cámara, lo cual significa que no puede ser usada al inicio del ciclo de cultivo. Cuando se trata de plantas de mayor tamaño, pueden ser usadas acículas individuales o fascículos de acículas; Ritchie (1984), ilustra una modificación a la cámara de presión que acomoda acículas individuales de coníferas y que permite realizar mediciones de PHP en la misma planta. McDonald y Running (1979), describen un método para relacionar lecturas en la cámara de presión con

requerimientos de humedad, y la dificultad para interpretar valores de PHP realizados al medio día.

Day y Walsh (1980), desarrollaron un manual para el uso de cámaras de presión en viveros y trabajos de reforestación, el cual incluye procedimientos para obtener material de muestra, y para operar la cámara:

1. Los tallos u otras partes de la planta a ser probadas, deben ser obtenidas con un corte limpio, y no deben ser vueltas a cortar.
2. La corteza alrededor del tallo de la planta debe ser removida, antes de la prueba; se recomienda una longitud estándar de 2 cm (0.8 pulgadas).
3. La parte de la planta no debe sobresalir de la tapa de la cámara de presión más de 1 ó 2 cm (0.4 a 0.8 pulgadas).
4. Las mediciones de PHP deben ser hechas no más de 5 minutos después del corte del tallo de la planta.
5. El gas comprimido debe ser aplicado a una tasa constante de 0.04 a 0.07% MPa (5 a 10 psi) por segundo.
6. Las partes de la planta deben ser medidas sólo una vez, para luego ser desechadas.

A reserva de la conveniencia de la técnica con cámara de presión, para el seguimiento del riego en los viveros, existen pocos estándares publicados para su uso por los viveristas. Un esquema generalizado de respuesta de la planta a un intervalo de valores de PHP tomados antes del alba, se proporciona en el cuadro 4.2.15. Las lecturas de la cámara de presión deberán ser obtenidas siempre que sea posible, antes del alba, pues éstas representan la más estable indicación del estado de humedad que guarda la planta. Algunos científicos recomiendan lecturas al medio día, pero estos valores son muy variables como para ser usados con fines operativos (ver figura 4.2.4, para observar un patrón diurno típico de PHP). Aunque existen algunas diferencias significativas entre especies, una regla general puede ser el regar cuando los valores de PHP, tomados antes del alba, excedan de -0.5 MPa. Cleary *et al.* (1978), establece que los periodos de tensión hídrica escasa (alrededor de -0.5 MPa), promueven la robustez y un mejor acondicionamiento de las plantas, en comparación con las sobreirrigadas. Nunca debe permitirse que la tensión hídrica en las plantas exceda de -1.0 MPa, a menos que se desee inducir una reducción en el crecimiento o la dormición.

Cuadro 4.2.14 Escala de peso para contenedores de dos tipos, desarrollada de una curva de retención de humedad para el suelo, para un sustrato formulado con 50% de turba de musgo y 50% de vermiculita.

Valores objetivo		Pérdida de agua en la bandeja de contenedores (kg)		Guías de condición de la planta y de riego
Potencial mátrico del sustrato (Mpa)	Contenido de humedad del sustrato (%)	Ray Leach Pine Cells ®	Ray Leach Super Cells ®	
0.00	482	0.00	0.00	Medio saturado-muy húmedo
-0.01	235	3.49	4.04	Límite superior para la fase de crecimiento rápido-peso húmedo
-0.05	130	4.94	5.77	Límite inferior para la fase de crecimiento rápido-peso de riego
-0.10	98	5.40	6.26	Fase de endurecimiento-tensión hídrica
---	0	6.76	7.89	Medio anhidro

Fuente: Burr (1982).

Cuadro 4.2.15 Respuesta en crecimiento e implicaciones de cultivo al inducir tensión hídrica en plantas de coníferas del oeste, en viveros del noroeste.

Potencial hídrico de la planta (antes del alba)		Calificación de tensión hídrica	Respuesta de la planta / implicaciones de Cultivo
Mpa	Bars		
0.0 a -0.5	0-5	Somera	Crecimiento rápido
-0.5 a -1.0	5-10	Moderada	Crecimiento reducido/bueno para endurecimiento en general
-1.0 a -1.5	10-15	Alta	Crecimiento restringido /resultados variables en el endurecimiento
-1.5 a -2.5	15-25	Severa	Potencial de daño
< -2.5	>25	Extrema	Daño o mortalidad

Fuente: modificado de Cleary *et al.* (1978).



4.2.7 El Riego como Tratamiento de Cultivo - Determinando qué tanto Regar

Una vez que se ha tomado la decisión de regar, el siguiente paso es determinar qué tanta agua deberá aplicarse por evento de riego. La cantidad de agua puede ser descrita en términos de profundidad (centímetros) o de volumen de agua (litros) por unidad de área, y las estimaciones sobre qué tanta agua aplicar, se dan en la sección 4.2.4.1. No obstante, sobre una base operativa, los eventos de riego normalmente son controlados por relojes, en el caso de sistemas de riego fijos, o por el número de pasos, en el de sistemas móviles. Ambos necesitan ser determinados empíricamente para las condiciones de cada vivero.

El concepto más importante en el riego de contenedores, es aplicar suficiente agua durante cada evento, un poco más de lo necesario para saturar el medio, de modo que ocurra una poca de lixiviación. Debido a las propiedades únicas de los sustratos en contenedores (ver sección 4.2.3.2), debe ser aplicada suficiente agua en la superficie, para forzar al aire a salir de los poros del sustrato. Ya que el riego en los viveros forestales que producen en contenedores sólo es aplicado desde arriba, este "frente" de agua se mueve hacia abajo, a través sustrato, tanto como continúe el riego; si el periodo de riego es muy breve, el agua nunca alcanzará el fondo del contenedor, y resultará una tabla de agua suspendida, con una capa de sustrato seco. A causa de esto, es importante no regar parcialmente el cultivo de plantas en contenedores, porque sólo la parte superior del sustrato será humedecida (Nelson, 1978).

Si el sustrato de los contenedores no está completamente saturado después de cada riego, la planta nunca desarrollará raíces en el sustrato seco en el fondo del contenedor, resultando un cepellón pobremente formado. Otro peligro es que las sales fertilizantes se acumularán en el sustrato, y originarán daños por salinidad, o "quema por fertilizantes". La regla general es aplicar aproximadamente 10% de agua adicional, con respecto a la requerida para saturar el perfil entero del medio de crecimiento, en cada riego. El mejor procedimiento es verificar, para estar seguros, que el drenaje esté ocurriendo durante o inmediatamente después del riego, esto mediante inspección directa, o fijando un frasco o una bolsa de plástico al fondo del contenedor, para coleccionar el lixiviado (Para obtener más información acerca de la salinidad y de un procedimiento para determinar el lixiviado adecuado, ver las secciones 4.1.3.4 y 4.1.9.2).

La cantidad de riego a aplicar varía durante la etapa de cultivo, debido a las diferentes etapas de desarrollo de la planta, y a los objetivos de cultivo del viverista. Puesto que el agua es tan esencial para el crecimiento de la planta, el régimen de riego puede ser manipulado para controlar el crecimiento de la misma.

4.2.7.1 Regando durante la fase de establecimiento.

Inmediatamente después que los contenedores ya sembrados son colocados en el área de crecimiento, el sustrato deberá estar completamente saturado. Antes de la germinación de la semilla, la mayor pérdida de humedad es por evaporación de la parte superior del contenedor (fig. 4.2.12A). El riego durante este período, sin embargo, debe ser aplicado para rehumedecer esta delgada capa superficial, lo cual se cumplirá de mejor forma a través de las frecuentes nebulizaciones o de los riegos ligeros. Los riegos poco frecuentes, facilitarán que la semilla se seque y que pueda reducirse la germinación, mientras que el riego excesivo puede causar condiciones excesivamente húmedas alrededor de la semilla, y promover la "chupadera".

El riego puede ser también usado para controlar la temperatura alrededor de las semillas en germinación. Éstas, particularmente aquellas con cubiertas seminales de color oscuro, pueden ser dañadas por elevadas temperaturas en el sustrato. Matthews (1983b) recomienda riegos si las temperaturas superficiales exceden los 30°C (86°F).

4.2.7.2 Regando durante la fase de crecimiento rápido.

Una vez que el sistema radical de la plántula se ha establecido, el patrón de uso del agua cambia y la transpiración gradualmente reemplaza a la evaporación como la principal fuente de pérdida de agua (fig. 4.2.12B). Cuando la planta se hace lo suficientemente grande para sombrear completamente la parte superior del contenedor, la superficie de evaporación declina y se hace insignificante, en comparación con la transpiración. Debido al "efecto de contenedor" (ver sección 4.2.3.2), una pequeña zona con medio de crecimiento saturado puede existir al fondo del contenedor, la profundidad dependerá de la porosidad del sustrato (fig. 4.2.9) y de la longitud del contenedor (fig. 4.2.10). Puesto que el agua

disponible será removida de la parte superior del contenedor en primer término, la salinidad se hará mayor en el reservorio pequeño de solución del sustrato en el fondo, lo cual remarca la necesidad de un frecuente lixiviado. En efecto, uno de los signos aparentes de problemas de salinidad, es la costra de sal alrededor de la perforación de drenaje del contenedor.

La mayoría de los manuales de contenedores existentes (Carlson, 1983; Tinus y McDonald, 1979), recomiendan mantener el sustrato a "capacidad de campo" para maximizar las tasas de crecimiento. Sin embargo, algunos especialistas de vivero, creen que los periodos regulares con ligera tensión hídrica resultarán en un crecimiento más robusto de las plantas. Cleary *et al.* (1978), recomienda inducir periodos con una "moderada tensión hídrica" entre riegos para las plantas de *Pseudotsuga menziesii* (Douglas fir) costero, permitiendo que el PHP alcance más de 0.5 MPa antes del riego. Este concepto está reflejado en los intervalos de PHP recomendados en el cuadro 4.2.15. Matthews (1983b) es partidario de un programa de riego con periodos alternos húmedos-secos, para minimizar la proliferación de musgos, algas y hepáticas. No obstante, los viveristas deberán estar conscientes de que cada especie reacciona de manera diferente a cualquier práctica de cultivo, así que deberán ser conducidas unas pruebas operativas antes de adoptar la aplicación de tensión hídrica como una práctica estándar.

Otro factor que debe ser considerado cuando se programa la irrigación, es el efecto de la intercepción del follaje. Aunque el follaje de una plántula joven está limitado en cobertura, las hojas de plantas más grandes, especialmente de especies de latifoliadas, pueden causar una reducción significativa en la cantidad de riego que alcance la superficie del sustrato. La duración del periodo de riego debe, por tanto, ser ajustada periódicamente durante la estación de cultivo, para compensar las pérdidas debidas a intercepción.

4.2.7.3 Regando durante la fase de endurecimiento.

Se ha encontrado que la manipulación del régimen de riego es una de las formas más efectivas para iniciar el endurecimiento de plantas antes de su almacenamiento o embarque. Dado que el crecimiento de las plantas está tan críticamente relacionado con los niveles de tensión hídrica, un viverista puede reducir el crecimiento en altura, inducir desarrollo de yemas, o iniciar el desarrollo de resistencia al frío, en muchas especies producidas en contenedor, mediante la práctica de

cultivo de inducir tensión hídrica (fig. 4.2.31). Este procedimiento de "tensionamiento por sequía" consiste en retener el riego durante periodos cortos de tiempo, hasta que las plantas comiencen a mostrar marchitez, o hasta que se alcance alguna tensión hídrica predeterminada. Después de este tratamiento tensionante, el cultivo es reincorporado a su programa de riego. Matthews (1983b) recomienda un tratamiento de tensión hídrica para inducir el desarrollo de yemas después de que se alcanza un adecuado crecimiento en altura (cuadro 4.2.12); este periodo de tensión hídrica puede durar hasta 14 días, dependiendo de la especie. Timmins y Tanaka (1976), encontraron que las plantas sometidas a tensión hídrica fueron más pequeñas en diámetro y que tuvieron menores pesos anhidros de la raíz y de la parte aérea, en comparación con las plantas sin tensión, pero que también tuvieron significativamente más yemas terminales, las cuales también se formaron más temprano. Estos autores concluyen que los niveles moderados de tensión hídrica incrementaron la capacidad de endurecimiento de las plantas ante el frío.



Figura 4.2.31 La tensión hídrica puede ser usada para controlar el crecimiento de la parte aérea de algunas plantas producidas en contenedor, aunque esta práctica de cultivo puede ser difícil de ser aplicada uniformemente.

En una revisión reciente acerca de los efectos de la tensión hídrica en la calidad de las plantas, Joly (1985) enlista dos efectos fisiológicos y morfológicos del déficit de humedad en plantas producidas a raíz desnuda, que pueden ser de utilidad para los viveristas que producen en contenedor:

1. Un incremento en la tensión hídrica puede ser usada para inducir dormición en la planta durante el inicio del verano, hasta mediados de éste (Zaerr *et al.*, 1981).
2. Los valores medios de PHP (-0.5 a -1.0 MPa), durante mediados del verano, iniciarán la

secuencia de eventos que conduzcan a la adquisición de resistencia ante el frío (Blake *et al.*, 1979).

Pueden ser agragados dos efectos más:

3. Los niveles moderados de tensión hídrica (-1.0 a -1.5 MPa), pueden ser usados para retardar el inconveniente crecimiento tardío de la parte aérea, aunque este tratamiento reduzca el endurecimiento ante el frío (Blake *et al.*, 1979).
4. Christenson (1976), demostró que tanto las plantas de Pino como de Picea, producidas en contenedor, podían ser endurecidas gracias a la imposición de un periodo de tensión hídrica, y que estas plantas endurecidas podían tolerar una más severa tensión hídrica (-3.5 MPa), en comparación con las plantas no endurecidas (-2.5 MPa).

La tensión hídrica, como tratamiento de cultivo, puede ser afectada por otras condiciones ambientales. Blake *et al.* (1979), puntualizan que los efectos de los tratamientos de tensión hídrica sobre el endurecimiento de las plantas, están afectados por el fotoperíodo. Las tensiones hídricas moderadas sólo resultaron efectivas bajo los largos días del verano, o el equivalente fotoperíodo extendido en el ambiente de un invernadero.

También es importante considerar que los tratamientos de cultivo mediante riego pueden tener resultados detrimentales. La irrigación frecuente prolongada hasta finales del verano, puede retrasar el desarrollo normal de la resistencia a las heladas (Lavender y Cleary, 1974). La aplicación de un tratamiento de tensión hídrica bajo un fotoperíodo corto, puede inhibir el desarrollo de la resistencia ante heladas (van den Driessche, 1969).

Un problema con el establecimiento operativo de la tensión hídrica como práctica de cultivo, es el que puede ser considerable la variación en la humedad del sustrato entre contenedores adyacentes. Debido a las diferencias en la aplicación del riego, y en el uso del agua por la planta, es difícil alcanzar un nivel promedio uniforme de potencial hídrico en las plantas, en un invernadero. Otro problema operativo, es que si se permite que el sustrato se seque en exceso, puede hacerse hidrofóbico y dificultar así su rehumedecimiento, aún con el empleo de agentes humectantes.

La mayoría de las investigaciones acerca de estas técnicas han sido realizadas con *Pseudotsuga menziesii* (Douglas fir) de la costa, o con otras

especies costeras, así que los viveristas deberán considerar este hecho al interpretar los resultados. Matthews (1986), reportó recientemente que la tensión hídrica puede no funcionar bien con las especies de *Picea* (spruce) del interior, en los viveros de Columbia Británica, y concluye que esta importante práctica de cultivo aún debe ser considerada "más un arte que una ciencia". Los viveristas deberán conducir sus propias pruebas de tensionamiento hídrico a escala operativa, para determinar el efecto sobre sus propias especies, en sus respectivos ambientes de cultivo. A reserva de estas advertencias, la inducción de tensiones hídricas moderadas, como las presentadas en el cuadro 4.2.15, deberán ser consideradas como una técnica de cultivo para manipular la fisiología y la morfología de la planta. Una discusión posterior del proceso de endurecimiento, incluyendo la tensión hídrica, se proporciona en el capítulo de endurecimiento, en el volumen seis de esta serie.

4.2.7.4 Regando como protección ante heladas.

Las plantas en contenedor que son producidas en áreas de cultivo a la intemperie, o almacenadas bajo cubiertas, pueden requerir protección contra las temperaturas congelantes durante el otoño o primavera, en los climas con temperaturas de endurecimiento, ayudará a proteger la parte aérea contra el daño por helada, aunque un tiempo atmosférico inusualmente frío a veces puede ocurrir repentinamente, antes que la planta haya tenido tiempo de adquirir suficiente rusticidad. Las raíces no pueden alcanzar un alto grado de resistencia ante el frío, y siempre deberán ser aisladas cuando las plantas van a ser almacenadas bajo condiciones expuestas (más información sobre el proceso de endurecimiento puede ser encontrada en el capítulo de endurecimiento, en el volumen seis de esta serie).

Una excelente discusión sobre el uso de riego con aspersores, para protección ante heladas en viveros forestales que producen a raíz desnuda, es proporcionada por McDonald (1984), y los mismos principios básicos se aplican a los viveros que producen en contenedor. El riego mediante aspersores protege contra el daño por frío porque se libera calor cuando el agua se congela sobre el follaje de la planta, y la capa de hielo proporciona algún grado de aislamiento. Sin embargo, la principal protección viene del calor liberado por el agua en congelación, y este efecto protector dura sólo tanto como el riego continúe siendo aplicado. El riego deberá comenzar tan pronto como la temperatura descienda bajo el punto de congelación, y continuar hasta que el hielo se

derrita. En algunos viveros, se prueba a las plantas en cuanto a resistencia contra heladas, y se basan en estas pruebas para determinar cuándo debería comenzar la protección. La protección ante heladas mediante riego con aspersores, no puede proteger contra las severas heladas "duras", pero se han logrado salvar cultivos agrícolas sometidos a temperaturas tan bajas como -8°C (17°F). La cantidad de agua a aplicar como protección ante heladas, varía con la temperatura y con la velocidad del viento. Algunas sugerencias respecto a tasas de riego a aplicar, son proporcionadas en el cuadro 4.2.16 (Hansen *et al.*, 1979).

Cuadro 4.2.16 La cantidad de riego necesario como protección ante heladas, varía con la temperatura y con la velocidad del viento (se muestran tres intervalos de 0 a 5 km/h)

Temperatura de la planta ($^{\circ}\text{C}$)	Tasa de riego (mm/h)		
	0-0.05 km/h	1.0-2.5 km/h	3.0-5.0 km/h
-3	2.5	2.5	2.5
-4	2.5	3.5	5.5
-5	3.0	5.0	--
-6	3.5	6.5	--
-8	5.0	--	--

Fuente: Hansen *et al.* (1979).



4.2.8 Disposición del Agua de Riego Residual

4.2.8.1 Eficiencia del riego con aspersores.

El riego con aspersores que es comúnmente usado en la mayoría de los viveros forestales que producen en contenedor, es muy ineficiente. Handreck y Black (1984), estimaron que menos de un tercio del agua de riego aplicada con aspersores, alcanza el sustrato. No existen datos publicados para viveros forestales, pero Weatherspoon y Harrell (1980) compararon aspersión desde arriba y riego por goteo en un vivero ornamental: los aspersores de impulso tuvieron una eficiencia de riego (esto es, el porcentaje de agua aplicada retenida por el sustrato) de 26%, y los aspersores giratorios tuvieron una eficiencia todavía menor de 13%. El riego móvil de aguilonos puede ser más eficiente que los sistemas de riego fijos, pues el agua es aplicada sólo a las plantas, más que a toda el área de cultivo. La eficiencia del riego gradualmente disminuirá durante la etapa de crecimiento, conforme las copas de las plantas intercepten y derramen una cada vez mayor cantidad del agua aplicada. Muchos viveros ornamentales que producen en contenedores, han adoptado el riego por goteo o subirrigación, para incrementar sus eficiencias de riego, pero los pequeños contenedores usados en los viveros forestales, y la necesidad de podar raíces mediante contacto con el aire, hacen imprácticos a estos sistemas de riego.

4.2.8.2 Manejando agua residual de un vivero.

El problema de una pobre eficiencia de riego, involucra más que simplemente agua de desecho, porque en muchos viveros que producen en contenedor aplican algunos o todos sus fertilizantes y plaguicidas mediante los sistemas de riego. El fertilizante líquido usualmente es aplicado en exceso, con respecto a la cantidad de agua requerida para saturar el sustrato y para estimular el lixiviado del exceso de sales. La mayoría de los plaguicidas son aplicados en el agua a través del sistema de riego, y algunos de estos productos químicos inevitablemente finalizan en el agua de desecho; los sustratos empapados resultan particularmente serios en este aspecto.

Pruebas recientes han revelado que los nutrientes de las excesivas fertilizaciones y los plaguicidas, se lixivian y contaminan las fuentes de agua subterráneas. Originalmente se pensaba que el suelo filtraba estas impurezas, y que por tanto las

aguas subterráneas se mantenían puras, pero esta teoría recientemente ha sido refutada. Una investigación de la "Organización de Contabilidad Gubernamental (GAO)" (Government Accounting Organization), encontró que el 29% de los 65 000 sistemas de agua comunitarios en los Estados Unidos, eran incapaces de cumplir con los estándares federales mínimos de calidad del agua potable. La "Agencia de Protección Ambiental (EPA)" (Environmental Protection Agency), actualmente está conduciendo una investigación nacional sobre plaguicidas en el agua potable, que cuando sea concluida proporcionará buenos datos para visualizar este problema (Urbano, 1987).

Dos elementos fertilizantes, el nitrógeno y el fósforo, han sido identificados como particularmente peligrosos para el ambiente o para la salud del ser humano. El nitrógeno nítrico (NO_3^-) es particularmente peligroso: el agua conteniendo más de 10 ppm de NO_3^- puede causar una enfermedad en los niños, denominada metemoglobinemia (methemoglobinemia), la cual involucra la incapacidad de usar el oxígeno (Rosen *et al.*, 1986). El agua de desecho de los viveros forestales que producen en contenedor, indudablemente contendrá cantidades significativas de fertilizante nitrogenado, si el anión NO_3^- no es absorbido por el sustrato y se lixivia de los contenedores con el agua de riego. Mucha de la solución de fertilizante líquido aplicada, es derramada por el follaje de las plantas grandes, o cae fuera del área de cultivo y va directamente al agua de desecho. Urbano (1987), reporta que de un tercio a un medio de los nitratos aplicados como fertilizantes, están finalizando en las fuentes de agua subterránea. El fósforo lixiviado en los lagos puede causar un proceso de incremento de algas y malas hierbas acuáticas, denominado eutroficación. Se desconoce qué tan serio es el problema de la cantidad de fertilizante con P lixiviado de los viveros, porque el P se fija e inmoviliza en el suelo. En un estudio sobre escorrentía de tormentas hacia uno lagos en Minneapolis, MN, se encontró que el contenido de P no se podía incrementar con el P de la fertilización (Roser *et al.*, 1986).

Urbano (1987), reporta que la cantidad de herbicidas y plaguicidas que alcanzan el agua subterránea, es mucho más pequeña (0.1%) que la cantidad de nutrientes de fertilizantes, aunque se desconoce la toxicidad de muchos de estos productos químicos. El problema no es hipotético, porque en 1979 se encontró una extensiva

contaminación de pozos de riego con el herbicida Temik® (aldicarb) en Long Island, NY, y se sospecha la contaminación de aguas subterráneas con este plaguicida en otros estados (Urbano, 1987).

Las implicaciones del exceso de fertilizante y plaguicidas en el agua de desecho son obvias, pero no se han establecido estándares aceptables para muchos plaguicidas. Algunos estándares de calidad para aguas de descarga han sido establecidos en el sur de California (cuadro 4.2.17). Florida tiene uno de los programas más rigurosos de supervisión de aguas subterráneas en los Estados Unidos, haciendo pruebas para 129 productos químicos distintos. La acción del estado más reciente que afectará a los viveristas, es la Propuesta 65 en California (la "iniciativa de tóxicos"), la cual requerirá la regulación de más de 200 sustancias químicas potencialmente peligrosas (Urbano, 1987).

Al aceptar el hecho de que existe una considerable cantidad de agua de desecho, los viveristas están comenzando a considerar las formas para enfrentar el problema. El enfoque de cualquier programa de control deberá fundamentarse en la prevención, porque no hay manera de retirar los productos químicos una vez que han contaminado el agua subterránea (Urbano, 1987). Skimina (1986), estudió tres alternativas para manejar el agua de desecho de riegos en un vivero de California que produce en contenedores: descargarla en alcantarillas, desnitrificarla, y reciclarla. Dicho autor encontró que el reciclamiento fue la única opción práctica, y diseñó una infraestructura de tratamiento de aguas (fig. 4.2.32), que produce agua "lo suficientemente pura para beberla". El agua reciclada fue probada en 106 plantas ornamentales, y la mayoría de las plantas de prueba tuvieron un mejor crecimiento que las plantas cultivadas con el agua de riego original; sin embargo, no es empleada operativamente en estacado ni con otras especies sensibles. El costo de construcción de la planta de tratamiento es de US \$1.3 millones, y los costos de operación son de US\$ 0.08 por kl (US\$ 0.30 por galón) (Skimina, 1986). El programa de tratamiento también ha producido varios beneficios colaterales, como la recuperación de fertilizante, pero uno de los beneficios más significativos, ha sido el de las buenas relaciones comunitarias que han resultado del proyecto de reciclamiento (Urbano, 1987).

La mayoría de los viveros forestales no están enclavados en áreas muy pobladas, y la disposición de las aguas de desecho puede no ser una preocupación seria en la actualidad. Sin

embargo, indudablemente, el problema de la disposición del agua de desecho se hará más significativo en el futuro, y los viveristas deberán estar preparados para lidiar con él.

Cuadro 4.2.17 Estándares de calidad del agua, para desechos de riego, establecidos por la Directiva del Control de Calidad del Agua de Los Ángeles ("Los Angeles Water Quality Control Board").

Parámetros de calidad del agua	Límite*
Sólidos disueltos totales	750 ppm
Nitrógeno nítrico	10 ppm
Cloro	175 ppm
Cloro y sulfato	500 ppm
Cromo	0.01 ppm
Sólidos en suspensión	75 ppm
Demanda biológica de oxígeno	30 ppm
Aceites y grasas	15 ppm
Surfactantes	0.50 ppm
Hidrocarburos clorados	0.004 ppm
Turbidez	75 ntu
Sólidos estabilizables	0.2 ml/l

*1 ppm = 1 mg/l; ntu = unidad de turbidez nefrotometro.
 Fuente: Skimina (1986).

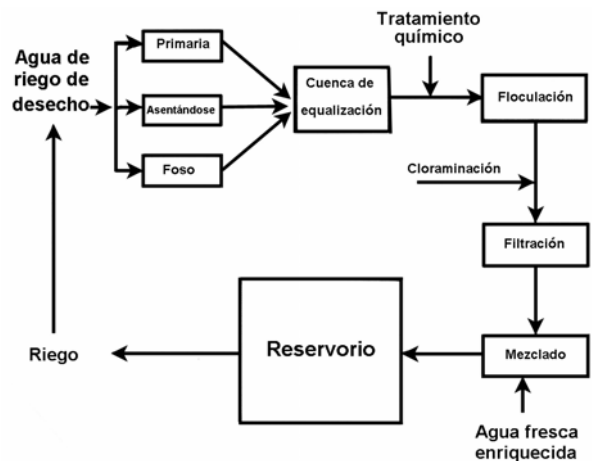


Figura 4.2.32 Esquema del tratamiento de aguas de riego y de la planta de reciclamiento que está en uso en un vivero en California (Skimina, 1986).



4.2.9 Conclusiones y Recomendaciones

A causa de la importancia preponderante del agua para el crecimiento de la planta, el manejo del agua mediante el riego es una de las operaciones de cultivo más críticas en los viveros forestales que producen en contenedor. La comprensión de las relaciones básicas entre planta y agua, es de utilidad en el manejo de los viveros; el estado del agua de una planta forestal puede describirse mejor en términos del potencial hídrico. El potencial hídrico es la forma más práctica para describir el estado del agua en la planta, porque los principios y unidades se mantienen iguales en el sustrato, a través de la planta, y en la atmósfera. El potencial hídrico en el sustrato o en la misma planta, pueden ser separados en componentes que el viverista puede manejar para alcanzar la apropiada cantidad y calidad de crecimiento de la misma.

El agua debe ser manejada diferencialmente en los viveros forestales que producen en contenedores, en comparación con una operación a raíz desnuda. El "suelo artificial", compuesto por materiales como la turba de musgo y la vermiculita, tiene diferentes propiedades físico químicas, en comparación con el suelo natural, incluyendo una mayor capacidad de retención de humedad. El contenedor también tiene un efecto en las propiedades del agua del sustrato, porque el agua no puede drenarse por completo del contenedor, lo cual resulta en una capa saturada en el fondo del medio de crecimiento. La profundidad de esta capa está en función de la longitud del contenedor, y de las propiedades del sustrato.

La cantidad y la calidad del agua de riego es probablemente la consideración más importante en la selección y operación de un vivero forestal que produce en contenedor. Deben estar disponibles suficientes cantidades de agua a través del año para abastecer todos los diferentes usos en el vivero. La calidad del agua de riego en el vivero, primariamente está en función de la concentración y de la composición de las sales disueltas, aunque la presencia de hongos fitopatógenos, semillas de malezas, algas y plaguicidas, también debe considerarse. A causa de que los tratamientos de agua son imprácticos y costosos la mayoría de las veces, las fuentes de agua para riego deberían ser probadas cuidadosamente durante la selección del sitio para instalar el vivero. Las plántulas de especies forestales son muy sensibles a las sales solubles, así que el agua deberá ser probada durante todas las etapas del proceso de riego, a intervalos regulares, durante el periodo de cultivo.

Las plantas forestales en contenedores comúnmente son regadas con algún tipo de sistema de riego con aspersores aéreos, tanto fijos como sobre una estructura móvil. El riego móvil proporciona una cobertura más uniforme, pero está sujeto a fallas mecánicas. Diferentes tipos de aspersores estacionarios están disponibles y funcionarán satisfactoriamente si son adecuadamente diseñados y mantenidos. Cualquier sistema de riego debe ser probado periódicamente, para estar seguros de que funciona adecuadamente.

La determinación de cuándo y qué tanto regar, es una de las decisiones más importantes que cotidianamente toma el viverista. Debido a las limitaciones físicas de los pequeños contenedores empleados en los viveros forestales, actualmente no hay una forma de verificar directamente el potencial hídrico del sustrato dentro del contenedor. Los viveristas con experiencia, desarrollaron una habilidad intuitiva para determinar cuándo se requiere riego, usando la apariencia y el tacto del sustrato, y el peso relativo del contenedor. Cuando las plantas son más grandes, una cámara de presión puede ser usada para medir directamente el potencial hídrico de las mismas. Debido a las restrictivas características del drenaje en los contenedores, los viveristas deben aplicar suficiente agua durante cada evento de riego, para saturar todo el volumen del sustrato, y que fluya el exceso de sales por el fondo del contenedor. La cantidad de agua proporcionada en cada riego, es función de la etapa de crecimiento de las plantas y de las condiciones ambientales. Además de promover una rápida germinación y crecimiento de la planta, el agua puede ser utilizada como una herramienta de cultivo para ayudar a que las plantas adquieran resistencia y para inducir la dormición. En climas fríos y en cultivos al aire libre, el riego también puede ser usado como protección de las plantas ante las heladas.

Debido a las excesivas cantidades de riego requeridas y a la baja eficiencia de los sistemas aspersores, la disposición del agua de desecho representa una consideración importante en el manejo de los viveros que producen en contenedor. Los fertilizantes inyectados, como el nitrógeno nítrico y el fósforo, y los plaguicidas aplicados con el sistema de riego, pueden afectar la calidad del agua subterránea, y podrían representar un problema en aquellos viveros ubicados en áreas urbanas.



4.2.10 Referencias

- Ayers, R.S. 1977. Quality of water for irrigation. *Journal of the Irrigation and Drainage Division* 103(IR2): 135-154.
- Ballard, T.M.; Dosskey, M.G. 1985. Needle water potential and soil-to-foilage flow resistance during soil drying: a comparison of Douglas-fir, western hemlock, and mountain hemlock. *Canadian Journal of Forest Research* 15: 185-188.
- Baker, K.F.; Matkin, O.A. 1978. Detection and control of pathogens in water. *Ornamentals Northwest Newsletter* 2(2): 12-14.
- Blake, J.; Zaerr, J.; Hee, S. 1979. Controlled moisture stress to improve cold hardiness and morphology of Douglas-fir seedlings. *Forest Science* 25(4): 576-582.
- Bunt, A.C. 1976. *Modern potting composts: a manual on the preparation and use of growing media for pot plants.* University Park, PA: The Pennsylvania State University Press. 277 p.
- Burr, K. 1982. Personal communication. USDA Forest Service, Rocky Mountain Forest and Range Experiment Station, Flagstaff, AZ.
- California Fertilizer Association, Soil Improvement Committee. 1985. *Western Fertilizer Handbook.* Danville, IL: Interstate Printers and Publishers, Inc. 288 p.
- Carlson, L.W. 1983. Guidelines for rearing containerized conifer seedlings in the Prairie Provinces. Inf. Rep. NOR-X-214E. Edmonton, Alberta: Canadian Forestry Service, Northern Forest Research Centre. 64 p.
- Carpenter, W.J.; Rasmussen, H.P. 1970. Temperature effect of greenhouse water on rose and chrysanthemum turgidity, stomate behavior, growth and flowering. *Journal of the American Society of Horticultural Science* 95(5): 578-582.
- Christersson, L. 1976. The effect of inorganic nutrients on water economy and hardiness of conifers. II. The effect of varying potassium and calcium contents on water status and drought hardiness of pot-grown *Pinus silvestris* L. and *Picea abies* (L.) seedlings. *Studia Forestalia Suecica* 136: 1-23.
- Christiansen, J.E. 1942. *Irrigation by sprinkling.* Bull. 670. Berkeley, CA: University of California, College of Agriculture, Agricultural Experiment Station. 124 p.
- Chu, P.C.H. 1986. Your irrigation water sample. *International Plant Propagators Society Combined Proceedings* 35: 682-684.
- Cleary, B. D. 1971. The effect of PMS on the physiology and establishment of planted Douglas-fir and ponderosa pine seedlings. Corvallis, OR: Oregon State University. 85 p. PhD Thesis.
- Cleary, B.D.; Greaves, R. D.; Owsten, P.W. 1978. Seedlings. In: Cleary, B.D.; Greaves, R.D.; Hermann, R.K., comps., eds. *Regenerating Oregon's forests: a guide for the regeneration forester.* Corvallis, OR: Oregon State University Extension Service: 63-97.
- Daughtry, B. 1984. Chlorination of irrigation water. *International Plant Propagators Society Combined Proceedings* 33: 596- 599.
- Davidson, H.; Mecklenburg, R. 1981. *Nursery management: administration and culture.* Englewood. Cliffs, NJ: Prentice-Hall, Inc. 450 p.
- Day, R.J. 1980. Effective nursery irrigation depends on regulation of soil moisture and aeration. In: *Proceedings North American forest tree nursery soils workshop; 1980 July 28-August 1; Syracuse, NY.* Syracuse, NY: State University of New York, College of Environmental Science and forestry: 52-71.
- Day, R.J.; Walsh, S.J. 1980. A manual for using the pressure chamber in nurseries and plantations. *Silv. Rep.* 1980-2. Thunder Bay, ON: Lakehead University, School of forestry. 49 p.
- Dixon, M.A.; Tyree, M.T. 1984. A new stem hygrometer, corrected for temperature gradients and calibrated against the pressure bomb. *Plant, Cell and environment* 7:693-697.
- Fischer, G. 1987. Personal communication. University of California, Davis.
- Fitzpatrick, G.E.; Verkade, S.D. 1987. Monitor your irrigation supply. *American Nurseryman* 165(2): 108-111.

- Frink, C.R.; Bugbee, G.J. 1987. Response of potted plants and vegetable seedlings to chlorinated water. *HortScience* 22(4): 581-583; 1987.
- Fuller, W.H.; Halderman, A.D. 1975. Management for the control of salts in irrigated soils. *Bull. A-43*. Tucson, AZ: University of Arizona. 11 p.
- Furuta, T. 1978. Environmental plant production and marketing. Arcadia, CA: Cox Publishing Company. 232 p.
- Gartner, J.B. 1981. Container nurseries need proper water sources. *American Nurseryman* 153(2): 10, 82.
- Green, J.L. 1987. Personal communication. Corvallis, OR: Oregon State University Horticulture Department.
- Hallett, R.D. 1982a. Contrasting approaches to containerized seedling production. 3. the maritimes provinces. In: Scarratt, J.B.; Glerum, C.; Plexman, C.A., eds. Proceedings of the Canadian containerized tree seedling symposium; 1981 September 14-16; Toronto, Ontario. COJFRC Symposium Proceedings O-P-10. Sault Ste. Marie, Ontario: Canadian Forestry Service, Great Lakes Forest Research Center: 129-138.
- Hallett, R.D. 1982b. Monitoring crop development during the rearing of containerized seedlings. In: Scarrett, J.B.; Glerum, C.; Plexman, C.A., eds. Proceedings of the Canadian containerized tree seedling symposium; 1981 September 14-16; COJFRC Symposium Proceedings O-P-10. Toronto, Ontario. Sault Ste. Marie, Ontario: Canadian Forestry Service, Great Lakes Forest Research Centre: 245-253.
- Hallett, R.D. 1987. Personal communication.
- Hanan, J.J.; Holley, W.D.; Goldsberry, K.L. 1978. Greenhouse - management. Berlin: Springer-Verlag. 530 p.
- Handreck, K.A.; Black, N.D. 1984. Growing media for ornamental plants and turf. Kensington, NSW, Australia: New South Wales University Press. 401 p.
- Hansen, V.E.; Israelsen, O.W.; Stringham, G.E. 1979. Irrigation principles and practices. New York: John Wiley and Sons. 417 p.
- Hartmann, H.T.; Kester, D.E. 1983. Plant propagation, principles and practices. Englewood Cliffs, NJ: Prentice-Hall, Inc. 727 p.
- Joly, R.J. 1985. Techniques for determining seedling water status and their effectiveness in assessing stress. In: Duryea, M.L. ed. Evaluating seedling quality: principles, procedures, and predictive abilities of major tests. Proceedings of the Workshop; 1984 October 16-18; Corvallis, OR. Corvallis, OR: Oregon State University, Forest Research Laboratory; 1985: 17- 28.
- Jones, J.B. Jr. 1983. A guide for the hydroponic and soilless culture grower. Portland, OR: Timber Press. 124 p.
- Kaufmann, M.R. 1975. Leaf water stress in Engelmann spruce: influence of the root and shoot environments. *Plant Physiology* 56: 841-844.
- Kozlowski, T.T. 1943. Transpiration rates of some forest tree species during the dormant season. *Plant Physiology* 18: 252- 260.
- Kramer, P.J. 1983. Water relations of plants. New York: Academic Press. 489 p.
- Kramer, P.J.; Kozlowski, T.T. 1979. Physiology of woody plants. New York: Academic press. 811 p.
- Krizek, D.T. 1985. Methods of inducing water stress in plants. *HortScience* 20(6): 1028-1038.
- Landis, T.D. 1982. Irrigation water quality in tree nurseries in the inland west. In: Proceedings of the 1981 Intermountain Nurserymen's Meeting; 1981 August 11-13; Edmonton, Alberta. Inf. Rep. NOR-X-241. Canadian Forestry Service, Northern Forest Research Centre: 60-67.
- Langhans, R.W. 1980. Greenhouse management, second ed. Ithaca, NY: Halcyon Press. 270 p.
- Lavender, D.P.; Cleary, B.D. 1974. Coniferous seedling production techniques to improve seedling establishment. In: Tinus, R.W.; Stein, W.I.; Balmer, W.E. eds. Proceedings of the North American containerized forest tree seedling symposium; 1974 August 26-29; Denver, CO. Great Plains Agricultural Council Publication No. 68: 177-180.

- Matthews, R.G. 1986. Irrigation management. Presented at the Forest Nursery Association of British Columbia Annual Meeting; Harrison, BC; Sept. 15-18.
- Matthews, R.G. 1983a. Seedling production for crown lands in British Columbia: guidelines for commercial container nurseries. Victoria, BC: British Columbia Ministry of Forests, Silviculture Branch: 45 p.
- Matthews, R.G. 1983b. Quality control procedures for container nurseries. Rep. 955-21-1-2. Victoria, BC: British Columbia Ministry of Forests, Silviculture Branch; 36 p.
- Matthews, R.G. 1982. Contrasting approaches to containerized seedling production. 1. British Columbia. In: Scarratt, J.B.; Glerum, C.; Plexman, C.A. eds. Proceedings of the Canadian containerized tree seedling symposium; 1981 September 14-16; COJFRC Symposium Proceedings O-P-10. Toronto, ON. Sault Ste. Marie, ON: Canadian Forestry Service, Great Lakes Forest Research Centre: 115-122.
- McDonald, S.E. 1978. Irrigation monitoring in western forest tree nurseries. In: Proceedings of Western Forest Nursery Council and Intermountain Nurseryman's Association Combined Nurseryman's Conference and See Processing Workshop. 1978 August 7-11; Eureka, CA. San Francisco, CA: U.S. Department of Agriculture, Forest Service, State and Private Forestry: B-16 to B-49.
- McDonald, S.E.; Running, S.W. 1979. Monitoring irrigation in western forest tree nurseries. Gen. Tech. Rep. RM-61. Ft. Collins, CO: U.S. Department of Agriculture, Forest Service, Rocky Mountain Forest and Range Experiment Station. 8 p.
- McDonald, S.E. 1984. Irrigation in forest-tree nurseries: monitoring and effects on seedling growth. In: Duryea, Mary L.; Landis, Thomas D., eds. Forest nursery manual: production of bareroot seedlings. The Hague: Martinus Nijhoff/Dr W. Junk for Forest Research Laboratory, Oregon State University, Corvallis, OR: 107-121.
- McIntosh, D.L. 1966. The occurrence of *Phytophthora* spp. in irrigation systems in British Columbia. Canadian Journal of Botany 44(12): 1591-1596.
- Myers, J. 1987. Personal communication.
- Nelson, Paul V. 1978. Greenhouse operation and management. Reston, VA: Reston Publishing Company, Inc. 518 p.
- Newman, E.I. 1965. Relationship between root growth of flax (*Linum usitatissimum*) and soil water potential. New Phytologist 65: 273-283.
- Pair, C.H.; Hinz, W.H.; Frost, K.R.; Sneed, R.E.; Schiltz, T.J. 1983. Irrigation. Arlington, VA: The Irrigation Association. 686 p.
- Richards, L.A., comp. 1969. Diagnosis and improvement of saline and alkali soils. Agric. Handb. 60. Washington, DC: U.S. Department of Agriculture. 160 p.
- Ritchie, G.A. 1984. Assessing seedling quality. In: Duryea, M. L.; Landis, T.D. eds. Forest nursery manual: production of bareroot seedlings. The Hague: Martinus Nijhoff/Dr W. Junk Publishers, for Forest Research Laboratory, Oregon State University, Corvallis, OR. 243-259.
- Rosen, C.J.; Taylor, D.H.; White, D.B. 1986. Use fertilizer wisely to combat groundwater pollution. American Nurseryman 164(12): 41-45.
- Seeley, J.G.; Steiner, J.R. 1965. Soil temperature and the growth of greenhouse carnations. Proceedings of the American Society for Horticultural Science 86: 631-639.
- Shearer, M.N. 1981. Requirements for quality irrigation. In: Proceedings of Intermountain Nurseryman's Association and Western Forest Nursery Council Combined Meeting; 1980 August 12- 14; Boise, ID. Gen. Tech. Rep. INT-109 U.S. Department of Agriculture, Forest Service, Intermountain Forest and Range Experiment Station. 107-112.
- Skimina, C.A. 1986. Recycling irrigation runoff on container ornamentals. HortScience 21(1): 32-34.
- Slatyer, R.O. 1967. Plant-water relationships. New York: Academic Press. 366 p.
- Spomer, L.A. 1985. Techniques for measuring plant water. Hort Science 20(6): 1021-1028.
- Swanson, B.T. 1984. Irrigation water quality effects a plant's health and salability. American Nurseryman 159(10): 67-69.

- Tchobanoglous, G.; Schroeder, E.D. 1985. Water quality: characteristics, modeling, modification. Menlo Park; CA: Addison-Wesley Publishing Co. 768 p.
- Timmis, R.; Tanaka, Y. 1976. Effects of container density and plant water stress on growth and cold hardiness of Douglas-fir seedlings. *Forest Science* 22(2): 167-172.
- Tinus, R.W.; McDonald, S.E. 1979. How to grow tree seedlings in containers in greenhouses. Gen. Tech. Rep. RM-60. Ft. Collins, CO: U.S. Department of Agriculture, Forest Service, Rocky Mountain Forest and Range Experiment Station. 256 p.
- Urbano, C.C. 1987. Toxic water: it could be the most pressing problem facing your business and your family. *American Nurseryman* 165(2): 38-44, 48-53.
- Vance, B.F. 1975. Water quality and plant growth. *International Plant Propagators Society Combined Proceedings* 25: 136-141.
- van den Driessche, R. 1969. Influence of moisture supply, temperature, and light on frost-hardiness changes in Douglas-fir seedlings. *Canadian Journal of Botany* 47: 1765-1772.
- Vetanovetz, R.P.; Knauss, J.F. 1988. Water quality. *Greenhouse Manager* 6(2): 64-66, 68-69, 72.
- Weatherspoon, D.M.; Harrell, C.C. 1980. Evaluation of drip irrigation for container production of woody landscape plants. *HortScience* 15(4): 488-489.
- Whitcomb, C.E. 1984. Plant production in containers. Stillwater, OK: Lacebark Publications. 638 p.
- White, J.W. 1964. The concept of "container capacity" and its application to soil-moisture-fertility regimes in the production of container-grown crops. The Pennsylvania State University. PhD Dissertation.
- Willingdon, T. 1986. Irrigation management. Presented at the Forest Nursery Association of British Columbia. Annual Meeting; Harrison, BC; Sept. 15-18, 1986.
- Willingdon, T. 1987. Personal communication.
- Zaerr, J.B.; Cleary, B.D.; Jenkinson, J.L. 1981. Scheduling irrigation to induce seedling dormancy. In: *Proceedings of Intermountain Nurseryman's Association and Western Forest Nursery Association Combined Meeting*; 1980 August 12-14; Boise, ID. Gen. Tech. Rep. INT-109. Ogden, UT: U.S. Department of Agriculture, Forest Service, Intermountain Forest and Range Experiment Station: 74-79.
- Zimmerman, J.D. 1966. *Irrigation*. New York: John Wiley and Sons, Inc. 516 p.



Índice de Nombres Científicos y Comunes

Árboles

	Páginas
Fresno	
<i>Fraxinus pennsylvanica</i> Marsh (green ash)	90
<i>F. americana</i> L. (white ash)	12
Abedul	
<i>Betula papyrifera</i> Marsh (paper birch)	11,12,14
Casuarina	
<i>Casuarina cunninghamiana</i> Miq (river-oak, casuarina, "beefwood")	90
"Cedro"/Junipero	
<i>Chamaecyparis nootkatensis</i> (D. Don) Spach (Alaska cedar)	111
<i>Juniperus virginiana</i> L. (eastern redcedar)	90
<i>Thuja plicata</i> Donn ex D. Don (western redcedar)	110,111
Cítricos	
<i>Citrus</i> spp. (citrus)	98
Pseudotsuga	
<i>Pseudotsuga menziesi</i> (Mirb.) Franco (Douglas fir)	23,24,29,63,64,85,89,90,110,111,115,116
Abetos	
<i>Abies balsamea</i> (L.) Mill (balsam fir)	63
<i>A. grandis</i> (Dougl. ex D. Don) Lindl. (grand fir)	111
<i>A. amabilis</i> Dougl. ex Forbes (pacific silver fir)	111
Abeto americano	
<i>Tsuga mertensiana</i> (Bong.) Carr (mountain hemlock)	110,111
<i>T. heterophylla</i> (Raf.) Sarg. (western hemlock)	110,111
Alerce	
<i>Larix occidentalis</i> Nutt. (western larch)	23,110,111
Magnolia	
<i>Magnolia grandiflora</i> L. (southern magnolia)	90
Maple	
<i>Acer saccharum</i> L. (sugar maple)	12
<i>A. rubrum</i> L. (red maple)	12,63,68
Pinos	
<i>Pinus halepensis</i> Miller (Aleppo pine)	90
<i>P. strobus</i> L. (eastern white pine)	98
<i>P. banksiana</i> Lamb. (jack pine)	13,15,23,25,38,61,64
<i>P. thunbergiana</i> Franco (Japanese black pine)	29
<i>P. radiata</i> D. Don (Monterey pine)	15,70
<i>P. taeda</i> L. (loblolly pine)	51,52,62,63,70,98
<i>P. contorta</i> Dougl. ex Loud. (lodgepole pine)	63,111
<i>P. ponderosa</i> Dougl ex Laws. (ponderosa pine)	62,63,90,111
<i>P. sylvestris</i> L. (Scotch pine)	23,63,67,68,121
<i>P. echinata</i> Mill. (shortleaf pine)	63
<i>P. resinosa</i> Ait (red pine)	59,70

	Páginas
Alamo	
<i>Populus tremuloides</i> Michx. (quaking aspen)	23
Olivo ruso	
<i>Eleagnus angustifolia</i> L. (Russian olive)	90
Atriplex	
<i>Atriplex</i> spp. (saltbush)	90
Piceas	
<i>Picea mariana</i> (Mill.) B.S.P. (black spruce)	12,14,59,64,65
<i>P. pungens</i> Engelm. (blue spruce)	89,90
<i>P. engelmannii</i> Parry ex Engelm. (Engelmann spruce)	98,111
<i>P. abies</i> (L.) Karst. (Norway spruce)	23,68,121
<i>P. rubens</i> Sarg. (red spruce)	10
<i>P. sitchensis</i> (Bong.) Carr. (Sitka spruce)	110,111
<i>P. glauca</i> (Moench) Voss (white spruce)	10,11,15,52,61,63,64,110,111
Hongos y Micorrizas	
<i>Botrytis cinerea</i> Pers. Fr. (grey mold)	51
<i>Phytophthora cinnamomi</i> Rands	93,96,123
<i>Pythium</i> spp.	93
Otras Plantas	
Algas	87,93,95,97,115,118,120
Hepáticas	93,95,97,115
Musgo	83,93,112,113,115,120
Animales	
Venado	64
Ante	64



Esta publicación contó con la **autorización y apoyo correspondiente** del Servicio Forestal, del Departamento de Agricultura de los Estados Unidos.



La edición e impresión de este manual corrió a cargo de la **Dirección General del Programa Nacional de Reforestación**

Tiraje: 1,000 ejemplares

Octubre del 2000