

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

EL COMPONENTE BIOLÓGICO:
PLAGAS, ENFERMEDADES Y MICORRIZAS EN EL VIVERO



Departamento de Agricultura de los Estados Unidos

Secretaría de Medio Ambiente y Recursos Naturales

Servicio Forestal

Comisión Nacional Forestal

Manual Agrícola 674

Gerencia del Programa Nacional de Reforestación

Manual de Viveros para la Producción de Especies Forestales en Contenedor



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



Landis, T.D.; Tinus, R.W.; McDonald, S.E.; Barnett, J.P. 1989. The Biological Component: Nursery Pest and Mycorrhizae, Vol 5, The Container Tree Nursery Manual. Agric. Handbk. 674. Washington, DC: U.S. Department of Agriculture, Forest Service. 171p.

Departamento de Agricultura de los Estados Unidos

Servicio Forestal

Manual Agrícola 674

Publicación en Inglés: marzo de 1990

Reimpresión: Agosto de 1993

Secretaría de Medio Ambiente y Recursos Naturales

Comisión Nacional Forestal

Gerencia del Programa Nacional de Reforestación (PRONARE)

Publicación en Español: Enero de 2004



Manual de Viveros para la Producción de Especies Forestales en Contenedor

Volumen Cinco

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



COMISIÓN NACIONAL FORESTAL

Thomas D. Landis, Especialista Nacional de Viveros. Región Oeste, Departamento de Agricultura de los Estados Unidos, Servicio Forestal, 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, Departamento de Agricultura de los Estados Unidos, Director Asistente. 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, de los Estados Unidos. Servicio Forestal, Oficina de Relaciones Públicas, Washington, D.C., E.U.A.



Equipo de traducción, verificación de terminología técnica, edición, corrección de estilo, revisión final y formación de archivos electrónicos: Dante A. Rodríguez Trejo (Profesor-Investigador, DICIFO-UACH), J. Ricardo Sánchez Velázquez, Rebeca Aldana Barajas y Mauricio Mendoza Briseño. Traducción Libre del Inglés al Español.

¡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.



In Memoriam

Esta publicación en español es dedicada a la Memoria del Dr. Richard W. Tinus

Breve Biografía:

El Dr. Tinus falleció el 3 de Julio del 2001 en Flagstaff, Arizona (EUA) después de perder la batalla contra el cáncer.

Inició su carrera como Fisiólogo en el Servicio de Investigación Agrícola del Departamento de Agricultura de los Estados Unidos (USDA), en Cheyenne, Wyoming, después de haber terminado sus estudios en las Universidades de Wesleyan, Duke y Berkeley, en California.



En 1968 se integró al Servicio Forestal de los Estados Unidos (USDA-FS) en la Estación Experimental de las Montañas Rocosas en Dakota del Norte. Llegó a ser un experto internacional en la producción de planta forestal producida en viveros bajo el sistema de contenedor. Fue coautor de la publicación “Como Producir Planta Forestal en Contenedor, bajo Invernadero” la cual llegó a ser una guía mundial para producir plantas forestales en este sistema.

En 1982 fue transferido a la Estación de las Montañas Rocosas en Flagstaff, Arizona, para liderar un proyecto de investigación sobre el estrés fisiológico producido por el frío, calor e insectos, en especies forestales del suroeste de los Estados Unidos. Durante 11 años continuo como el líder del proyecto, tiempo en el cual diseño y desarrollo equipo e invernaderos en el Complejo de Invernaderos de la Estación Experimental en Flagstaff, Arizona.

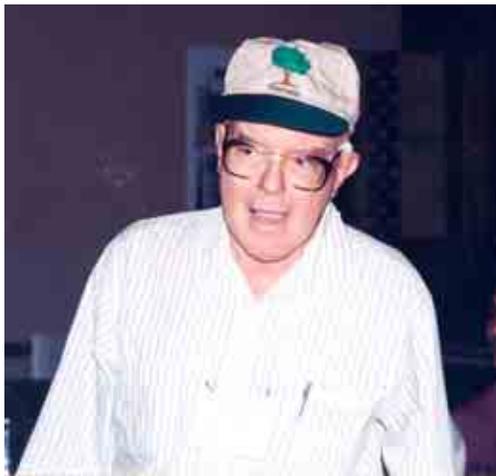
De 1993 a 1996 ejerció el puesto de Fisiólogo Forestal e Investigador para la producción de planta en el USDA-FS, en coordinación con otros investigadores de Nueva Zelanda e Israel. De 1996 al 2001 se desempeñó como Consultor Nacional de Viveros y participó como ponente en reuniones y talleres nacionales e internacionales.

Durante sus 36 años como Servidor Público desempeñó diferentes roles: Presidente de la Unión Internacional de las Organizaciones de Investigación Forestal, y Presidente del Consejo Forestal Agrícola de los Grandes Llanos. Adicionalmente apoyó a diferentes áreas en Washington para supervisar los viveros del USDA-FS. Fue invitado a compartir su experiencia en muchos países alrededor del mundo. Durante su desarrollo profesional publicó más de 140 investigaciones, artículos, memorias y reportes técnicos.

El establecimiento del Centro Virtual de Reforestación, Viveros y Recursos Genéticos será un tributo al Dr. Tinus y su dedicación a los trabajos de reforestación y desarrollo tecnológico.

Junto con el Dr. Thomas D. Landis, es coautor del presente manual “**Manual de Viveros para la Producción de Especies en Contenedor**”.

Le sobreviven su esposa Arline y sus dos hijos, Craig y Eric Tinus.



El Dr. Richard W. Tinus portando la gorra del Programa Nacional de Reforestación (PRONARE) de México, durante una Reunión Internacional de Viveristas celebrada en Hawái, EUA, en Agosto del 2000.

Manual de Viveros para la Producción de Especies Forestales en Contenedor

Volumen Cinco

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

Índice

	Pág.
Capítulo 1 – Manejo de Plagas y Enfermedades	
<i>Thomas D. Landis</i>	
5.1.1 Introducción	1
5.1.2 Diagnóstico de Problemas de Plagas y Enfermedades	10
5.1.3 Plagas y Enfermedades en Semillas y Plántulas	17
5.1.4 Plagas y Enfermedades del Sistema Radical de las Plántulas	30
5.1.5 Plagas y Enfermedades de la Parte Aérea	45
5.1.6 Plagas y Enfermedades Durante el Almacenamiento de Plántulas	62
5.1.7 Estrategias para el Manejo de las Plagas y Enfermedades	68
5.1.8 Uso de Plaguicidas	82
5.1.9 Conclusiones y Recomendaciones	86
5.1.10 Referencias	87
Capítulo 2 – Micorrizas	94
<i>Michael A. Castellano y Randy Molina</i>	
5.2.1 Introducción	96
5.2.2 Situación Actual de las Micorrizas en los Viveros Forestales que Producen en Contenedor	109
5.2.3 Como verificar la Micorrización en las Plantas	114
5.2.4 Fructificación de Hongos Micorrízicos en Viveros que Producen en Contenedor	117
5.2.5 Determinado la Necesidad de Inoculación Micorrízica	119
5.2.6 Fuentes de Inoculo y Técnicas de Inoculación	122
5.2.7 Evaluando el Éxito de la Inoculación	139
5.2.8 Factores que Afectan el Desarrollo Micorrízico	142
5.2.9 Conclusiones y Recomendaciones	149
5.2.10 Referencias	150

Prólogo

A finales del año 2000 y con el apoyo incondicional del equipo PRONARE (aun dependiendo en forma directa de la Secretaría de Medio Ambiente y Recursos Naturales-SEMARNAT), fue posible realizar la traducción e impresión de dos volúmenes del presente manual (2: Contenedores y Medios de Crecimiento y 4: Riego y Fertilización). Actualmente, gracias al convencimiento del personal técnico involucrado en el proyecto sobre la importancia que representa este tipo de información, para el mejoramiento de los procesos en la producción de planta de calidad, ha sido posible continuar con esta ambiciosa tarea.

La traducción a decir de los hechos resultó ser todo un éxito, tanto en nuestro país, donde los manuales fueron distribuidos a todo el personal técnico del PRONARE en las 32 entidades federativas y de algunos gobiernos estatales, como en algunos países latinoamericanos, de donde nos fueron solicitados los manuales traducidos al español. Entre ellos se destacan peticiones de Chile, Argentina, España, Guatemala e incluso, algunos volúmenes fueron adquiridos de los mismos Estados Unidos para atender el sur de ese país, donde el habla hispana es un tanto más común. Adicionalmente y dada la creciente necesidad de contar con esta información, se decidió incluir en el sitio de la CONAFOR (www.conafor.gob.mx), los mismos documentos en formato PDF, a fin de proveer un canal adicional para la disposición de los manuales, hacia todos aquellos interesados en contar con esta información técnica.

Actualmente el PRONARE es uno de los programas más importantes de la CONAFOR. Desde esta "trincherita" hemos mantenido el impulso en este proyecto y, gracias al invaluable apoyo constante y desinteresado del Dr. Landis y George Hernández (ambos del Servicio Forestal Estadounidense), así como de Raúl Hernández (Microseed-EEUU), Rebeca Aldana, Mauricio Mendoza y Dante A. Rodríguez Trejo (especialistas forestales mexicanos), ha sido posible la conclusión de otros dos volúmenes de esta serie: **Volumen 1:** Planeación, Establecimiento y Manejo del Vivero y **Volumen 5:** El Componente Biológico: Plagas, Enfermedades y Micorrizas.

Estas dos publicaciones adicionales permitirán reforzar e incrementar los conocimientos técnicos de los viveristas, en apartados tanto de planeación como en el manejo de plagas, enfermedades y micorrizas. En específico, estos últimos temas son un apartado de fuerte relevancia, ya que es necesario fortalecer los conocimientos que

permitan establecer programas que permitan un Manejo Integrado de Plagas (MIP), así como la puesta en marcha de esquemas para la inoculación micorrízica en los viveros. Ambas acciones son un apartado que requiere de cierto nivel de entrenamiento y capacitación, por lo cual, los conocimientos aquí establecidos son básicos para la producción de planta de calidad.

Ambos manuales vendrán a complementar fuertemente a los ya existentes, y servirán como elemento de transferencia tecnológica, ya que en estos momentos más del 50% de la producción de planta que se realiza en nuestro país, es mediante el sistema de producción en contenedor, ya sea mediante bloques de poliestireno expandido o de plástico rígido, ambos en una gran variedad de dimensiones.

Dado que esta tendencia se mantendrá en los siguientes años, estamos convencidos que este tipo de publicaciones serán de gran ayuda a todos aquellos que están involucrados con el proceso de producción de planta forestal de calidad, dirigida hacia los programas de forestación o reforestación, sean estos con fines de restauración y conservación, o de plantaciones comerciales.

Gracias a este esfuerzo sólo quedará por traducir dos volúmenes más para concluir los seis volúmenes disponibles en inglés, y estaremos en espera de que el Dr. Landis concluya el séptimo para buscar los medios y recursos que nos permitan contar con toda la serie traducida al español.

J. RICARDO SÁNCHEZ VELÁZQUEZ

Agradecimientos

La culminación de estos dos volúmenes fue posible gracias a la participación y el apoyo de gente e instituciones que en forma desinteresada y comprometida con el proyecto, lo han hecho 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.
- **Raúl Moreno**, por su invaluable participación y apoyo altruista al proyecto.
- **Oscar Estrada Murrieta** por su compromiso para lograr obtener los recursos económicos para la edición del manual, a cargo de la Comisión Nacional Forestal.
- **J. Ricardo Sánchez Velázquez, Dante Arturo Rodríguez Trejo, Rebeca Aldana Barajas y Mauricio Mendoza Briceño**, por su apoyo y participación como equipo de traducción, revisión de terminología técnica, corrección de estilo y formación de archivos magnéticos.
- **Jaime Villa Castillo**, por su fuerte apoyo para contar con los medios para concluir el proyecto de traducción.
- **Gabriela Buamscha Donegan**. Por su cooperación para la identificación y traducción de algunos nombres comunes y científicos de plagas y enfermedades en los viveros.
- **Todos los técnicos que son y han sido parte del PRONARE** en todo el país a lo largo de su corta historia, con cuyo esfuerzo no hubiera sido posible contar con los logros que el Programa tiene hasta la fecha.

Prefacio

El trabajo para elaborar el primer manual técnico referente a la producción de plantas de especies forestales en contenedor, intitulado "Cómo cultivar plantas de especies forestales en contenedor en invernaderos" ("How to grow tree 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 en 1984 una encuesta en Norteamérica acerca de las prácticas de esta índole. La encuesta fue distribuida a 135 viveros de los Estados Unidos y Canadá. La respuesta fue excelente: 78 encuestas fueron devueltas. Tal información ha sido empleada para determinar las prioridades y 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 viveros, 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 del Vivero

- 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 Control del Ambiente y Equipo para la Producción
- Capítulo 5 Manejo del Vivero

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. Dr. Francis A. Uecker, Departamento de Agricultura de los Estados Unidos, Servicio de Investigación Agrícola, Laboratorio de Micología, Beltsville, MD, quien desinteresadamente apoyó con la nomenclatura micológica. La revisión técnica de tan grande publicación representó un trabajo considerable, por

lo cual, los autores están sumamente agradecidos por el invaluable apoyo proporcionado por los siguientes especialistas en viveros y científicos para este volumen:

Capítulo 1 Manejo de Plagas y Enfermedades

- Dr. Jack R. Sutherland. Servicio Forestal Canadiense. Centro Forestal del Pacífico, Victoria, Columbia Británica, Canadá.
- Dr. Robert L. James. Servicio Forestal, Departamento de Agricultura de los Estados Unidos. Manejo de Enfermedades Forestales, Coeur d'Alene, ID, E.U.A.
- Srita. Gwen Shrimpton, Servicio Forestal de la Columbia Británica, Vivero Surrey, Surrey, Columbia Británica, Canadá.

Capítulo 2 Micorrizas

- Dr. Gary Hunt, Industrias Balco, Kamloops, Columbia Británica, Canadá
- Dr. James M. Trappe, Departamento de Ciencias Forestales, Universidad Estatal de Oregon, Corvallis, Oregon, E.U.A.
- Dr. John L. Ruehle, Instituto para la Investigación y el Crecimiento de Micorrizas, Athenas, Georgia, E.U.A.
- Dr. Robert G. Linderman, Departamento de Agricultura de los Estados Unidos, Servicio de Investigación Agrícola. Laboratorio de Investigaciones en Cultivos Agrícolas. Corvallis, Oregon, E.U.A.
- Dr. Robert K. Dixon, Universidad de Auburn, AL, E.U.A.

Contenido

	Página
5.1.1 Introducción	1
5.1.1.1 Definiciones	1
Estrés, lesiones, enfermedades y daños	1
Estrés abiótico vs. estrés biótico (plagas)	1
Síntomas y señales	2
Problemas por plagas y enfermedades	2
5.1.1.2 Plagas y enfermedades en los viveros que producen en contenedor	2
Plagas	2
Enfermedades abióticas	4
5.1.1.3 Desarrollo de las enfermedades en los viveros	5
Factores involucrados en el desarrollo de enfermedades	5
Desarrollo de enfermedades bióticas	5
La importancia del ambiente en las enfermedades del vivero	6
5.1.1.4 Discusión sobre los plaguicidas y técnicas de control químico	8
5.1.2 Diagnóstico de problemas por plagas y enfermedades	10
5.1.2.1 Identificando las plagas y enfermedades en el vivero	10
5.1.2.2 Etapas en el diagnóstico de plagas y enfermedades	10
Asistencia para los problemas de plagas y enfermedades	15
Recolección, almacenamiento y empaquetado de muestras de enfermedades	15
5.1.2.3 Evaluando el impacto de las plagas y enfermedades	15
5.1.3 Plagas y Enfermedades de Semillas y Plántulas	17
5.1.3.1 Problemas de plagas y enfermedades en la semilla	17
Problemas de siembra	18
Depredación por aves o roedores	18
Problemas de dormición de la semilla	18
Hongos de semillas	19
Chupadera ("damping-off")	20
5.1.3.2 Plagas y enfermedades de semillas en germinación y plántulas recién germinadas	24
Chupadera posemergente ("damping off")	24
Daño por calor	24
Daño químico	25
Gusanos trozadores	27
Daño por aves	28
Marchitamiento por <i>Sirococcus</i>	28
5.1.4 Plagas y Enfermedades del Sistema Radical de las Plantas	30
5.1.4.1 Plagas	30
Picudos de la raíz	30
Gusanos telarañeros (incluyendo el anillador del arándano)	33
Mosca europea	35
Mosquita fungosa de alas oscuras	36
5.1.4.2 Enfermedades fungosas de la raíz	38
Pudrición de la raíz por <i>Fusarium</i>	38
Mohos blandos (o acuosos)	40
Pudrición de la raíz por <i>Cylindrocarpon</i>	42
5.1.4.3 Sobrecrecimientos no dañinos en los sistemas radicales	42
Áfidos de la raíz	42
Micorrizas	42

5.1.4.4 Enfermedades abióticas de la raíz	43
Tensión por temperatura	43
Sustrato saturado de agua	43
5.1.5 Plagas y Enfermedades de la Parte Aérea	45
5.1.5.1 Enfermedades fungosas de la parte aérea	46
Moho gris	46
Pudrición de la raíz por <i>Fusarium</i>	49
Moho blando	49
Otras enfermedades fungosas de la parte aérea	49
5.1.5.2 Insectos que afectan la parte aérea	50
Áfidos	50
Ácaros-araña	50
Mosquitas blancas	51
Chinches <i>Lygus</i>	52
Trips	53
5.1.5.3 Problemas abióticos que afectan la parte aérea de las plantas	54
Daño por fertilizantes	54
Daño por calor o sequía	55
Daño químico	56
Contaminación del aire	56
5.1.5.4 Problemas causados por otras plantas	57
Malezas	57
Criptógamas (musgo, algas y hepáticas)	60
5.1.6 Plagas y Enfermedades Durante el Almacenamiento de Plántulas	62
5.1.6.1 Problemas durante el almacenamiento “amortiguado”	62
Daño por frío	62
Desecación invernal	63
Daño por animales	64
5.1.6.2 Problemas durante el almacenamiento en refrigeración	66
Moho del almacenamiento <i>Botrytis</i>	66
5.1.7 Estrategias para el manejo de Plagas y Enfermedades	68
5.1.7.1 Filosofía del manejo en lugar del control, manejo integrado de plagas y enfermedades	68
5.1.7.2 Exclusión: previniendo la entrada de plagas y enfermedades	69
Selección del sitio	69
Uso de semillas, plantas para trasplante y estacas certificadas	70
Tratamiento a la semilla	70
Tratamiento de los sustratos	72
Esterilización de contenedores y de las superficies en el área de cultivo	74
Tratamiento del agua de riego	76
Mantenimiento de barreras físicas	76
Siguiendo prácticas higiénicas	76
5.1.7.3 Protección: protegiendo las plántulas de plagas y factores de tensión abióticos ya existentes	76
Modificando el ambiente	76
Prácticas de cultivo	77
Manejo de microorganismos utilizando de sustratos supresivos	77
Protección química	78
5.1.7.4 Erradicación: eliminando las plagas y enfermedades luego de su desarrollo	79
Eliminación de individuos enfermos	79
Remoción de malezas	79
Quimioterapia: curación de las plántulas enfermas con productos químicos	79
Desinfección del área de cultivo	80
5.1.7.5 Resistencia: manejo de plagas mediante la genética	80

5.1.8 Uso de plaguicidas	82
5.1.8.1 Implicaciones legales	82
5.1.8.2 Técnicas de aplicación	82
Tratamientos a la semilla	82
Saturaciones al sustrato	82
Sprays líquidos	82
Cebos y aerosoles	83
5.1.8.3 Uso seguro de plaguicidas	83
5.1.8.4 Almacenamiento de plaguicidas	84
5.1.8.5 Disposición de productos químicos peligrosos	84
5.1.9 Conclusiones y Recomendaciones	86
5.1.10 Referencias	87
5.2.1 Introducción	96
5.2.1.1 ¿Qué son las micorrizas?	96
5.2.1.2 Tipos de micorrizas	97
Ectomicorrizas	97
Ectendomicorrizas	103
Micorrizas vesiculares – arbusculares	103
5.2.1.3 Principales beneficios de las micorrizas	107
5.2.2 Situación Actual de las Micorrizas en los Viveros Forestales que Producen en Contenedor	109
5.2.2.1 Resultados de la encuesta a viveros	109
5.2.2.2 Observaciones realizadas en los viveros del pacífico noroeste	111
5.2.2.3 Micorrización: ¿Por qué algunas plantas son micorrizadas y otras no?	112
5.2.3 ¿Cómo Verificar la Micorrización en las Plantas?	113
5.2.3.1 Ectomicorrizas	114
5.2.3.2 Ectendomicorrizas	115
5.2.3.3 Micorrizas vesiculares – arbusculares	116
5.2.4 Fructificación de Hongos Micorrízicos en Viveros Forestales que Producen en Contenedor	117
5.2.5 Determinando la Necesidad de Inoculación Micorrízica	119
5.2.5.1 Beneficios en el vivero	119
5.2.5.2 Beneficios en la plantación	119
5.2.6 Fuentes de Inóculo y Técnicas de Inoculación	122
5.2.6.1 Inoculación con suelo	122
5.2.6.2 Inoculación con esporas	122
5.2.6.3 Inoculación con micelios	127
5.2.6.4 Inoculación vesicular – arbuscular	128
5.2.6.5 Selección de hongos y variación ecotípica	130
5.2.7 Evaluando el Éxito de la Inoculación	139
5.2.7.1 Calificando la formación micorrízica	139
5.2.7.2 Diseñando las pruebas en campo	139
5.2.7.3 Consideraciones económicas	140
5.2.8 Factores que Afectan el Desarrollo Micorrízico	142
5.2.8.1 Desarrollo de raíces	142
5.2.8.2 Fertilización	143
5.2.8.3 Riego	144

5.2.8.4	Sustrato	145
5.2.8.5	Temperatura	145
5.2.8.6	Plaguicidas	146
	Esterilizantes	146
	Fungicidas	146
	Herbicidas	147
	Insecticidas y Nematicidas	147
	Recomendaciones generales sobre plaguicidas	147
5.2.9	Conclusiones y Recomendaciones	149
5.2.10	Referencias	



Manual de Viveros para la Producción de Especies Forestales en Contenedor

Volumen Cinco

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

Capítulo 1

Manejo de Plagas y Enfermedades

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

Landis, T.D. 1989. Disease and Pest Management.
In: Landis, T.D.; Tinus, R. W.; McDonald, S. E.;
Barnett, J. P. The Container Tree Nursery Manual,
Volume 5. Agric. Handbk. 674. Washington, D. C.:
U.S. Department Of Agriculture, Forest Service: 1-
99.

5.1.1 Introducción

Las plagas y enfermedades son una preocupación constante para los administradores de los viveros forestales que producen en contenedor. Los administradores exitosos son los que se mantienen informados de los diferentes factores que pueden dañar sus cultivos. Antes de comenzar a revisar estos agentes de daño y cómo se identifican y manejan, es necesario discutir algunos de los términos más utilizados para describir las enfermedades.

5.1.1.1 Definiciones

Estrés, lesiones, enfermedades y daños. En el manejo de los viveros que producen en contenedores, es de suma preocupación el crecimiento saludable de las plantas que podrán sobrevivir y desarrollar una vez establecidas en campo. El concepto de “salud” infiere una condición óptima de la planta tanto fisiológica como morfológicamente, y el *estrés* es cualquier factor que llega a alterar su estado óptimo. Los fitopatólogos hacen una diferenciación entre lesión y enfermedad basándose en la duración del estrés. Una *lesión* es el resultado de un daño en un momento dado, tal como una helada severa que provoca un cambio temporal en la condición normal de la planta. De acuerdo a la definición clásica de *enfermedad*, un factor de estrés puede causar un efecto negativo continuo sobre el crecimiento de la planta antes de que pueda causar una enfermedad. Por lo tanto, la diferencia entre lesión y enfermedad está determinada por la duración. Esta situación es confusa, dado que algunos factores de estrés tales como el tiempo atmosférico o daños provocados por animales, pueden causar lesiones o enfermedades (Fig. 5.1.1). Los insectos que se alimentan del follaje de las plantas constituyen una lesión (un evento único, “agudo”), mientras que otros insectos tales como los áfidos pueden causar una enfermedad, ya que se alimentan lentamente por un largo período (un problema “crónico”).

En la definición más amplia de enfermedad, cualquier daño, sea por agentes no vivos o vivos, que interfieren con el proceso para la producción de plantas sanas y vigorosas dentro de un ciclo estándar de producción en el vivero, debe ser considerado como enfermedad. Por lo tanto, una definición práctica de enfermedad es *cualquier cambio permanente de la condición fisiológica o morfológica normal que caracteriza a una planta saludable*. El *daño* difiere de una lesión en que éste provoca pérdidas económicas como resultado de enfermedades bióticas o abióticas.

Estrés abiótico vs. estrés biótico (plagas). Los factores de estrés que pueden producir enfermedades pueden ser tanto biológicos (seres vivos) como ambientales (abióticos); los factores de estrés ambientales incluyen las deficiencias de nutrientes minerales, daños provocados por eventos climáticos tales como heladas, lesiones mecánicas y daños químicos (Tabla 5.1.1). Una gran cantidad de agentes biológicos pueden provocar enfermedades, incluidos los hongos, bacterias, virus, animales y aun malezas, los cuales pueden provocar una reducción del crecimiento debido a competencia por agua, luz o nutrientes minerales.

Tabla 5.1.1 Las enfermedades en los viveros forestales que producen en contenedor pueden ser provocadas tanto por factores bióticos o por factores abióticos

Factores bióticos	Factores de estrés abióticos
Hongos	Calor
Bacterias	Frío
Virus	Deficiencia de nutrientes
Nemátodos	Toxicidad por nutrientes
Roedores	Sequía
Pájaros	Exceso de humedad
Venado /Alce	Toxicidad por químicos
Caracoles	Contaminación del aire
Malezas	Lesiones mecánicas
Algas	Carencia de luminosidad
Musgos	Excesiva luminosidad
Hepáticas	

Sin embargo, la definición de *plaga* es subjetiva, debido a que un estrés biológico llega a ser una plaga cuando tiene un efecto negativo sobre los humanos o sobre sus bienes materiales. Las plagas que producen enfermedades interfieren con los objetivos de los sistemas agrícolas; en los ecosistemas naturales no existen tales cosas como las plagas (Bomont, 1983). En los viveros que producen en contenedor, una *plaga puede ser definida como cualquier factor de estrés biótico que puede producir enfermedad*. Muchas de las plagas de los viveros no provocan problemas en los ecosistemas forestales, pero en los ambientes controlados de los viveros en contenedor, estos organismos normalmente inocuos pueden provocar enfermedades (ver la sección 5.1.1.2). Los términos *plaga* y *patógeno* son algunas veces utilizados indistintamente pero el término patógeno es acotado generalmente a los microorganismos que provocan enfermedades, tales como los hongos, bacterias y virus.

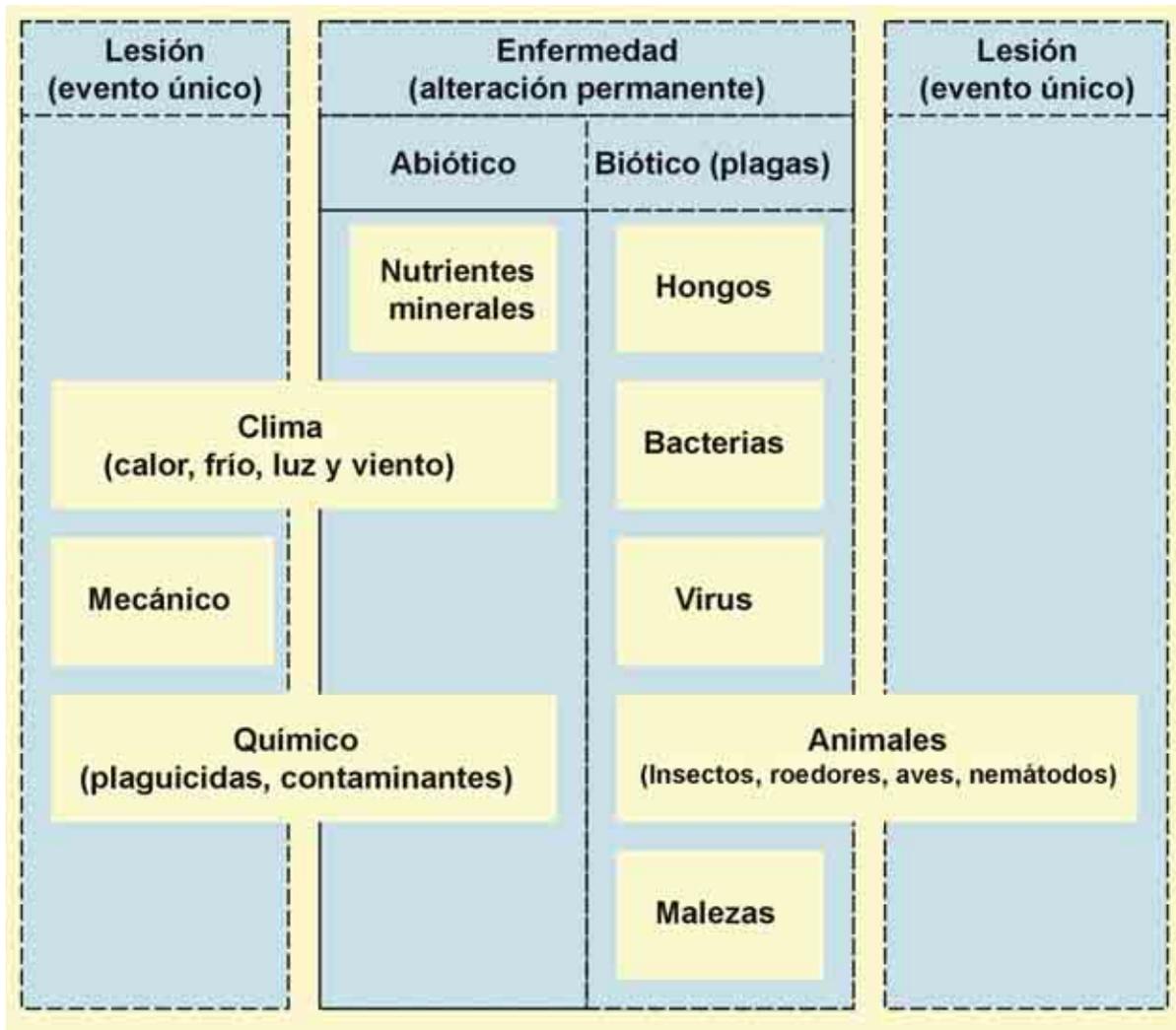


Figura 5.1.1 Las enfermedades en los viveros pueden ser definidas como el cambio permanente de la condición normal de la planta, mientras que las lesiones son el resultado de un evento de daño único. Algunos factores de estrés, tales como los insectos o el tiempo atmosférico pueden provocar tanto lesiones como enfermedades.

Síntomas y señales. Aunque el término *síntoma* es usado comúnmente para describir tanto síntomas como signos, existe una diferencia particular y significativa entre los dos términos cuando se habla de la patología de las plantas. Un *síntoma* es un término generalmente utilizado para describir la respuesta fisiológica o morfológica de la planta huésped al factor de estrés. Los síntomas por enfermedad pueden ser obvios tal como una clorosis foliar o, más sutilmente, una reducción en el crecimiento. Los síntomas están presentes tanto en las enfermedades bióticas como en las abióticas. Las *señales* son evidencias reales de un organismo causal y por lo tanto solamente son encontrados en las enfermedades bióticas. Por ejemplo, los micelios de un hongo que algunas veces son evidentes en la parte afectada de la planta por la enfermedad, son signos.

Aunque tanto los síntomas como las señales son utilizados en el diagnóstico de enfermedades, las señales son más útiles dado que implican un organismo específico o grupo de organismos, mientras que los síntomas pueden ser provocados por una gran variedad de factores bióticos o abióticos. (Ver la sección 5.1.1.3 para ejemplos de síntomas y signos).

Problemas por plagas y enfermedades. Una enfermedad o plaga llega a ser un problema cuando provoca pérdidas económicas considerables. Una plaga que provoca pérdidas insignificantes generalmente no es considerada como un problema, dado que el costo del tratamiento no excede el beneficio económico de su control. Por lo tanto, la definición de problemas por enfermedad o plagas es subjetiva, dado que involucra una evaluación del impacto económico

real o potencial por parte del viverista. Un viverista prudente deberá intentar identificar rápidamente todas las enfermedades y plagas en su cultivo antes que alcancen proporciones de daño.

5.1.1.2 Plagas y enfermedades en los viveros que producen en contenedor

Tal como se pudo apreciar en la discusión anterior, las definiciones clásicas de las diferentes causas de las enfermedades de las plantas y las distinciones entre éstas son bastante vagas y subjetivas. Desde el punto de vista práctico, muchos viveristas hacen la distinción entre *enfermedades*, causadas principalmente por patógenos microscópicos tales como los hongos y bacterias, y *plagas*, las provocadas por organismos macroscópicos tales como insectos y roedores. Siguiendo la definición clásica de enfermedad, nosotros consideraremos a los efectos dañinos de los factores de estrés abióticos como una enfermedad.

Plagas. Muchas plagas son responsables de causar enfermedades en los viveros que producen en contenedor (tabla 5.1.1): los agentes comunes incluyen a hongos, insectos y nematodos, así como ciertas plagas bien conocidas como los caracoles, algas y malas hierbas. Otras especies vegetales tales como los musgos no son considerados generalmente como plagas, pero cuando éstos compiten con el cultivo por espacio en el contenedor, provocando reducción en el crecimiento o incluso la muerte de la planta, entonces constituyen una enfermedad.

La encuesta realizada a los viveros solicitó a los viveristas de los Estados Unidos y Canadá, que reportaran sus principales plagas y problemas con enfermedades y que los catalogaran en orden de importancia. Interesantemente el 14% de las respuestas reportaron que contaban con experiencia sobre enfermedades o plagas menores; sin embargo, del resto de las encuestas se lograron enlistar 515 diferentes problemas. Las enfermedades fungosas fueron las de mayor importancia, con un 38% de las respuestas y, sorpresivamente, los insectos representaron un valor muy similar, con un 36%. El daño provocado por animales correspondió al tercer lugar, con un 16%, y las plagas de especies vegetales (incluyendo a las malas hierbas, algas, musgos y líquenes), tuvieron el cuarto sitio, con un 10% de las respuestas.

Un desglose de la categoría de hongos producto de la encuesta, reveló cuatro principales enfermedades (tabla 5.1.2). Esta categoría fue

dominada por dos enfermedades: el moho gris (39%) y la chupadera (damping-off) (25%), los cuales en forma conjunta engloban casi las dos terceras partes de los problemas de enfermedades.

Tabla 5.1.2. Enfermedades fungosas reportadas por los viveros forestales en los Estados Unidos y Canadá

Lugar	Enfermedad	% de viveros
1	Moho gris	39
2	Chupadera (damping-off)	25
3	Pudriciones de raíz	15
4	Marchitamiento de la parte aérea	10
Total		89
	Otras enfermedades fungosas	4
	Enfermedades fúngicas menos importantes	7

Fuente: Encuesta a viveros

Tabla 5.1.3. Insectos y ácaros reportados por los viveros forestales en los Estados Unidos y Canadá

Lugar	Plaga	% de viveros
1	Áfidos	16
2	Gusanos trozadores	15
3	Picudos de la raíz	10
4	Mosca europea	9
5	Mosco fungoso	8
6	Gusanos de la yema	6
7	Ácaros	4
8	Mosquitas blancas	4
9	Chinches	3
Total		75
	Otras insectos	10
	Insectos de menor importancia	15

Fuente: Encuesta a viveros

En total fueron 19 diferentes tipos de insectos y plagas relacionadas (como los ácaros) los reportados en la encuesta (Tabla 5.1.3). Los áfidos y los gusanos trozadores fueron la plaga más común, con un 16 y 15 % de ocurrencia reportada, respectivamente. El gorgojo de la raíz, la mosca europea y el mosco fungoso integran un segundo grupo con valores del 8 al 10%. 10 plagas de insectos con menos de 1% de ocurrencia también fueron reportadas, lo cual indica que muchos tipos de insectos incidentales pueden causar enfermedades en los viveros. Asimismo, un número significativo de respuestas (15%) reportó que sus problemas con insectos no eran significativos.

Las enfermedades bióticas provocan infecciones que pueden dispersarse fácilmente de planta en planta; este efecto de multiplicación puede ocurrir rápidamente en un ambiente favorable como el de los viveros, y comúnmente llega a ser un problema serio. Muchos hongos patógenos inician como saprófitos, los cuales se alimentan del tejido muerto de las plantas y después invadir tejido vivo y causar la enfermedad. Los insectos pueden incrementar su población en las malezas y posteriormente invadir el cultivo.

Tabla 5.1.4. Problemas de enfermedades abióticas reportados por los viveros forestales en Estados Unidos y Canadá

Lugar	Factor de estrés ambiental	Clase de factor de estrés	% de viveros
1	Frío, tiempo atmosférico húmedo durante la estación de crecimiento	Temperatura	15
2	Calor	Temperatura	15
3	Baja luminosidad durante la estación invernal de crecimiento	Luz	11
4	Deficiencia de nutrientes o toxicidad	Nutriente	11
5	Frío	Temperatura	8
6	Problemas con pH	Nutriente	8
7	Distribución de agua	Agua	6
8	Daño por sales	Nutriente	6
9	Invierno seco	Agua	6
10	Contaminación del aire	Químico	3
11	Viento	Agua/mecánico	3
12	Clima variable	---	2
13	Luz solar intensa	Luz	2
14	Interrupción del fotoperíodo por la luz exterior	Luz	2
15	Agua de riego fría	Agua	2
TOTAL			100

Fuente: Encuesta a viveros

Enfermedades abióticas: Cualquier factor de estrés ambiental puede provocar enfermedades cuando afecta en forma negativa el crecimiento de la planta. En la tabla 5.1.1 se incluyen algunos de los factores abióticos de estrés más comunes. Algunos de estos factores – calor, agua y nutrientes minerales – son requeridos para el crecimiento normal de la planta, pero pueden inducir estrés fisiológico cuando alcanzan niveles extremos. Otros factores abióticos – como por ejemplo la contaminación del aire – comúnmente alteran el ambiente normal de los viveros que producen en contenedor. Los daños mecánicos pueden ocurrir durante el manejo de la planta, por lo cual es importante darse cuenta que los incidentes menores pueden provocar daños a las plantas suculentas.

En la encuesta se reportaron 15 enfermedades abióticas (tabla 5.1.4). Los problemas relacionados con la temperatura representaron cerca del 60% de los factores de estrés, y los problemas con nutrientes, incluidos daños por pH y sales también resultaron comunes. La baja intensidad de la luz solar durante el crecimiento del cultivo durante el invierno, fue el problema principal de los relacionados con la luz, especialmente en los viveros localizados en altas latitudes.

Las enfermedades abióticas no son infecciosas, dado que no pueden dispersarse de una planta a otra. Sin embargo, la mayor influencia del estrés abiótico es que puede debilitar a la planta hospedante y predisponerla al ataque de patógenos bióticos. Las prácticas culturales aplicadas inapropiadamente, como el riego o la fertilización, pueden terminar en enfermedades abióticas.

Mucha gente tiende a subestimar las enfermedades abióticas y a centrarse en los agentes más tradicionales de enfermedades biológicas, tales como los hongos o los insectos. Sin embargo, Sutherland *et al.* (1982) reportaron que, para tres de cuatro especies de coníferas, las enfermedades abióticas fueron más comunes que las bióticas, en muestras enfermas que fueron remitidas al laboratorio de fitopatología (Fig. 5.1.2). Los especialistas en plagas y enfermedades determinan que las enfermedades abióticas son muy importantes en la patología de los viveros, debido a que la mayoría de las enfermedades de las plantas o son causadas directamente por los factores abióticos o están indirectamente relacionadas a la predisposición por factores ambientales.

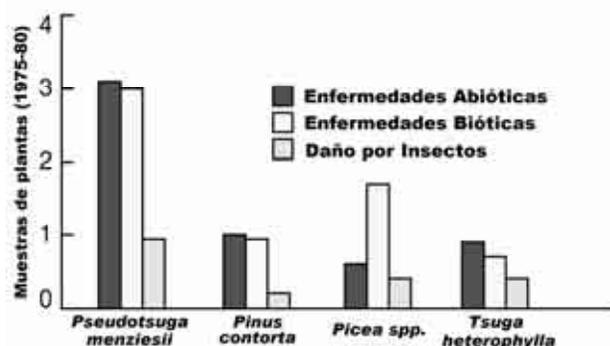


Figura 5.1.2. Las enfermedades abióticas fueron más comunes que las enfermedades bióticas (o daño por insectos) en tres de cuatro especies de coníferas, con base en muestras recibidas en un laboratorio de diagnóstico de plagas (modificado de Sutherland *et al.*, 1982)

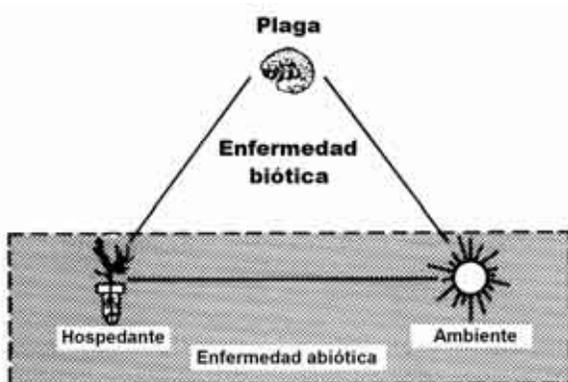


Figura 5.1.3 Las enfermedades bióticas son el resultado de la interacción de la plaga, la planta hospedante y el ambiente (el clásico “triángulo de la enfermedad”). Las enfermedades abióticas son el resultado de los efectos adversos del estrés ambiental y la planta hospedante. Nota del traductor: la figura se ha traducido tal cual de la fuente original.

5.1.1.3 Desarrollo de las enfermedades en los viveros

Los viveros forestales que producen en contenedores ofrecen una oportunidad inigualable para realizar estudios sobre el desarrollo de enfermedades. Los invernaderos cuentan con ambientes artificiales que al principio están libres de plagas, e inicialmente tampoco tienen la presencia de las enfermedades que comúnmente se encuentran en los viveros que producen a raíz desnuda, por lo que todas las plagas son introducidas. Las enfermedades bióticas provocadas por estas plagas en los ambientes controlados, carecen de los controles de población que se encuentran en los ambientes naturales. Las enfermedades abióticas incluso se llegan a desarrollar más rápidamente en los viveros que producen en contenedor, probablemente debido a la sucuencia de las plantas.

Factores involucrados en el desarrollo de enfermedades. Las enfermedades bióticas tradicionalmente han sido descritas utilizando el “triángulo de las enfermedades”, el cual ilustra las interrelaciones entre la plaga, el hospedero y el ambiente (fig. 5.1.3). Aún y cuando muchas enfermedades aparentan estar involucradas solamente con la planta hospedante y la plaga, los factores ambientales siempre están involucrados en algún grado. El estrés ambiental puede debilitar la planta y predisponerla al ataque de las plagas, o incluso un ambiente en particular puede favorecer el desarrollo de éstas, permitiéndoles desarrollarse a niveles dañinos.

Con la eliminación de las plagas biológicas, las enfermedades abióticas pueden ser vistas como

una relación “bidireccional”, entre la planta hospedero y el estrés ambiental adverso (fig. 5.1.3). Las enfermedades abióticas pueden desarrollarse repentinamente como el resultado de un daño único provocado por un incidente climático, tal como una helada, o gradualmente como la pérdida de crecimiento (difícil de detectar) derivada de una disminución de los factores óptimos ambientales, tales como una deficiencia en los nutrientes minerales.

Desarrollo de enfermedades bióticas. Dado que los viveros que producen en contenedor son ambientes artificiales, los cuales en su inicio no contienen enfermedades endémicas, los agentes potenciales para el desarrollo de enfermedades deben ser introducidos dentro del vivero. Las plagas pueden introducirse de muchas formas: en el sustrato, en el agua de riego, en los contenedores reutilizables, en el germoplasma (semillas, trasplantes, estacas, entre otros), suelo o sustrato contaminado por las herramientas, etc., y por plagas que por sus propios medios de movilidad ingresan directamente al área de crecimiento (para mayor información refiérase a la sección 5.1.7.2).

El desarrollo de las enfermedades bióticas en el vivero puede ser ilustrada de una mejor forma mediante un ejemplo, como la enfermedad del moho gris, la cual es provocada por el hongo *Botrytis cinerea* (fig. 5.1.4). Para una mejor discusión sobre esta enfermedad, refiérase a Coley-Smith *et al* (1980); Sutherland y van Eerden (1980) y James (1984).

Botrytis cinerea es un saprófito agresivo que coloniza plantas muertas o material de desecho, para posteriormente infectar a las malezas u otras plantas alrededor del área de crecimiento (fig. 5.1.4A). Este hongo produce una gran cantidad de esporas, que son transportadas por el viento hacia el interior del vivero mediante el sistema de ventilación (fig. 5.1.4B). Esta inoculación aérea se deposita sobre el follaje de las plantas para posteriormente germinar sobre el follaje seco o dañado, una vez que se presenta condiciones de humedad (fig. 5.1.4C). El hongo puede extenderse rápidamente sobre el tejido dañado o en el follaje inferior de las plantas donde existen condiciones de sombra, el cual típicamente se deseca luego del cierre de copas de las plántulas. El mayor impacto de *Botrytis cinerea* ocurre cuando el hongo invade el tallo principal de las plantas, provocando un cáncer (fig. 5.1.4D). Este cáncer eventualmente anillará el tallo provocando la muerte descendente o la muerte de la planta.

Los síntomas del moho gris son la necrosis del follaje y el cáncer en el tallo, y las señales son el micelio grisáceo y la presencia de conidiosporas en la superficie del follaje dañado (Fig. 5.1.4D). Las esporas provenientes de la planta dañada pueden llegar a ser una fuente de inoculación aerotransportada, promoviendo la dispersión secundaria de una enfermedad, que se presentará en la siguiente etapa de crecimiento (Fig. 5.1.4). El hongo es capaz de sobrevivir bajo condiciones adversas durante el invierno o entre estaciones de crecimiento, mediante la formación de estructuras latentes especiales en las plantas infectadas o en el tejido de las malezas, llamados esclerocios. Los esclerocios pueden permanecer en el sustrato o en los desechos de las plantas dentro del área de crecimiento y eventualmente son capaces de producir esporas, cuando las condiciones ambientales vuelven favorables (Fig. 5.1.4E). La producción de las esporas dispersadas por el viento, completa el ciclo de la enfermedad (Fig. 5.1.4).

El desarrollo de otras enfermedades bióticas en los viveros, conceptualmente es muy similar al del moho gris, en el sentido de que el problema es introducido al ambiente libre de los mismos, promoviendo el desarrollo de la mayoría de las enfermedades biológicas.

La importancia del ambiente en las enfermedades del vivero. Un vivero que produce en contenedor está diseñado para optimizar todos los factores ambientales que afectan el crecimiento de las plantas. Las semillas se siembran en un suelo artificial, formulado especialmente para producir un medio físico y químico ideal, el cual comúnmente se encuentra libre de patógenos. Las áreas de crecimiento son diseñadas para regular la luz solar, temperatura y viento. Los invernaderos completamente automatizados cuentan con controles que permiten mantener los niveles de humedad, temperatura, dióxido de carbono y los requerimientos de luz, en valores ideales. Los niveles de humedad y nutrientes son cuidadosamente monitoreados y mantenidos a niveles óptimos. La densidad de crecimiento de las plantas es controlada por el tamaño de los contenedores y su distribución espacial. En este tipo de viveros se puede acelerar el crecimiento de las plantas, logrando producir un cultivo en menos de un año, comparado con los viveros que producen a raíz desnuda, los cuales tienen rotaciones de cultivos que van de uno a tres años.

Desafortunadamente, un ambiente diseñado para producir plantas en forma acelerada, también favorece el desarrollo de muchas enfermedades

bióticas y abióticas. Landis (1984) discute muchos de los factores que pueden producir condiciones potenciales para la presencia de enfermedades en los viveros de contenedor, dentro de los cuales se tienen:

Clima favorable: Temperatura moderada, alto nivel de humedad y mínima incidencia de viento, son condiciones ideales para muchas enfermedades.

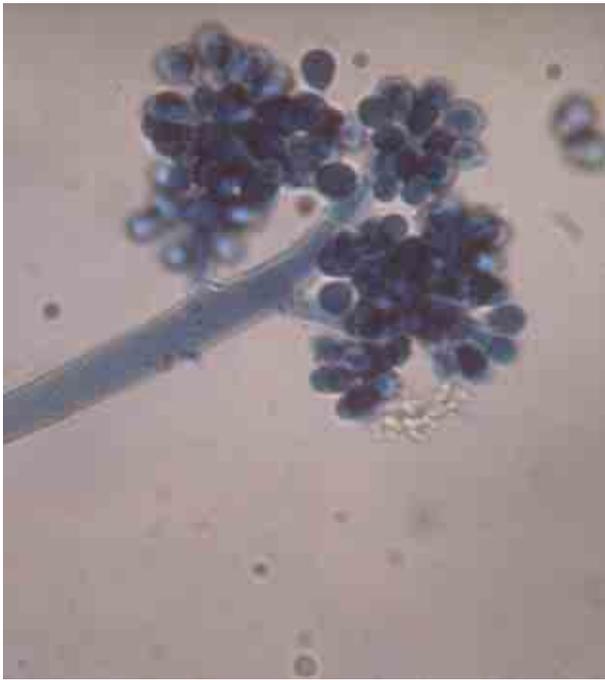
Alta densidad. Comparado con la densidad ideal de 161 a 269 plantas/m² (15 a 25 plantas/ft²) para un vivero que produce a raíz desnuda, la densidad en un vivero que produce en contenedor es mucho mayor, con 1,076 plantas/m² (100 plantas/ft²).

Monocultivo. En la mayoría de los viveros que producen en contenedor, el cultivo consiste de una o varias especies estrechamente relacionadas y, más aun, los lotes de plantas están integrados con la misma base genética. Para empeorar más esta condición, todas las semillas son sembradas al mismo tiempo y, por lo tanto, las plantas siempre tienen la misma etapa de crecimiento.

El crecimiento acelerado promueve la succulencia. El crecimiento acelerado que se obtiene en un vivero de contenedores, comúnmente promueve el desarrollo de grandes células de paredes delgadas que son muy succulentas; por lo tanto este tipo de plantas son muy susceptibles al estrés abiótico y como consiguiente al ataque de enfermedades.



Figura 5.1.4A. Las malezas en el exterior del área de crecimiento pueden ser una fuente de inoculación de *Botrytis cinerea*



5.1.4B. Las esporas diseminadas por el viento (conidios) son la principal fuente de dispersión de *Botrytis cinerea* (cortesía de L.S. Gillman, USDA Forest Service).



Figura 5.1.4C. Las infecciones de *Botrytis* usualmente inician sobre el tejido dañado de la planta en presencia de humedad libre.

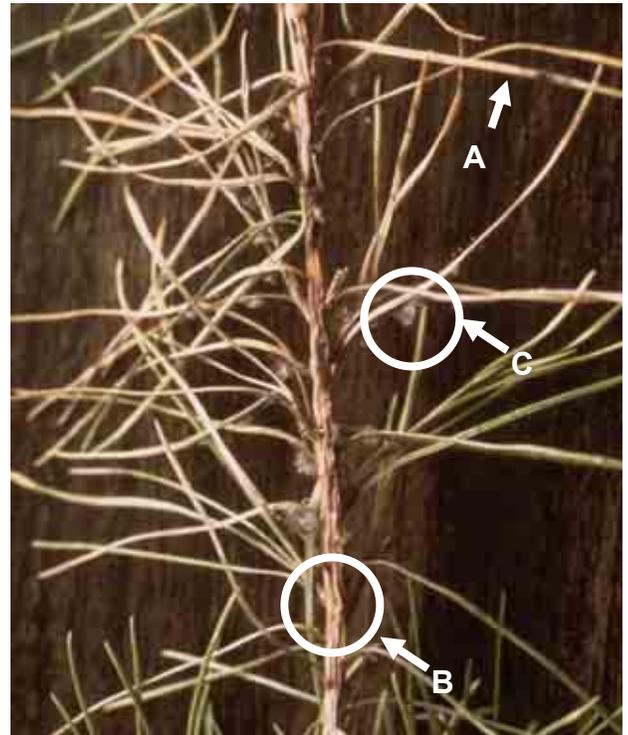


Figura 5.1.4D. Diagnóstico del moho gris: los síntomas incluyen necrosis foliar (A), cáncer del tallo (B) y como seña, la presencia del micelio grisáceo del hongo con conidiosporas.



Figura 5.1.4E. Entre cultivos, *Botrytis cinerea* forma complejas estructuras denominados esclerocios (flecha), los cuales pueden producir esporas conidiales, cuando las condiciones ambientales son favorables para su desarrollo.

Ambiente estéril. El ambiente controlado en un vivero de contenedores ha sido diseñado para la exclusión de plagas y enfermedades: el sustrato es

considerado esencialmente estéril y, tanto las superficies del área de producción como los contenedores son usualmente esterilizados entre cultivos. Estas condiciones pueden conducir a un rápido desarrollo de enfermedades y su dispersión, dado que no existe la parte complementaria de competidores, depredadores naturales o dispositivos ambientales que permitan controlar las poblaciones de plagas y enfermedades. Este efecto es conocido como “aspiradora biológica”, comentado por Baker (1957). Insectos tales como la mosca blanca cuya reproducción es potencialmente rápida, puede provocar niveles de daño en un corto tiempo, en los viveros que producen en contenedor.

El viverista deberá estar consciente de este daño potencial y mantenerse atento a la aparición de nuevas plagas o enfermedades. Asimismo, deberá establecer un adecuado programa de cultivo, que permita crecimientos vigorosos y balanceados. Las condiciones ambientales deberán supervisarse muy de cerca y utilizar sistemas de alarma para prevenir contra posibles daños por el clima.

5.1.1.4 Discusión sobre plaguicidas y técnicas de control químico.

En esta publicación son mencionados una gran variedad de plaguicidas, pero el lector deberá entender que dicha mención no debe ser interpretada como un aval o recomendación por parte del Servicio Forestal, del Departamento de Agricultura de los Estados Unidos. La información mediante control químico se presenta como revisión bibliográfica, por lo cual no se incluyen nuevos resultados de investigaciones y, por lo tanto, ningún tipo de recomendación sobre un plaguicida en específico es hecha. Marcas comerciales y nombres de ingredientes activos (o nombres comunes), de ciertos químicos, son mencionados sólo para ilustrar cuáles plaguicidas se utilizaron en el pasado de manera exitosa o no. Se espera que este tipo de información pueda auxiliar a los viveristas a fin de que puedan tomar decisiones de manera consciente, sobre los usos potenciales de los plaguicidas.

Dado que este manual puede ser utilizado en diferentes estados y países, no se incluye una relación de los productos químicos que están legalmente registrados para su uso. El registro es un proceso dinámico, por lo cual sería casi imposible mantener actualizado este tipo de información. Una lista completa de plaguicidas usados en las semillas y las plantas forestales producidas en vivero puede ser localizada en Hamel (1983). Antes de utilizar cualquier

plaguicida, los viveristas deberán contactar con los especialistas de la zona para obtener información sobre el uso y registro local. El manejo de un vivero moderno demanda la utilización responsable de plaguicidas. Los productores deberán enterarse de todas las implicaciones del uso e impacto de los plaguicidas antes de implantar su uso. Las implicaciones del uso de los plaguicidas son discutidos a detalle en la sección 5.1.8.

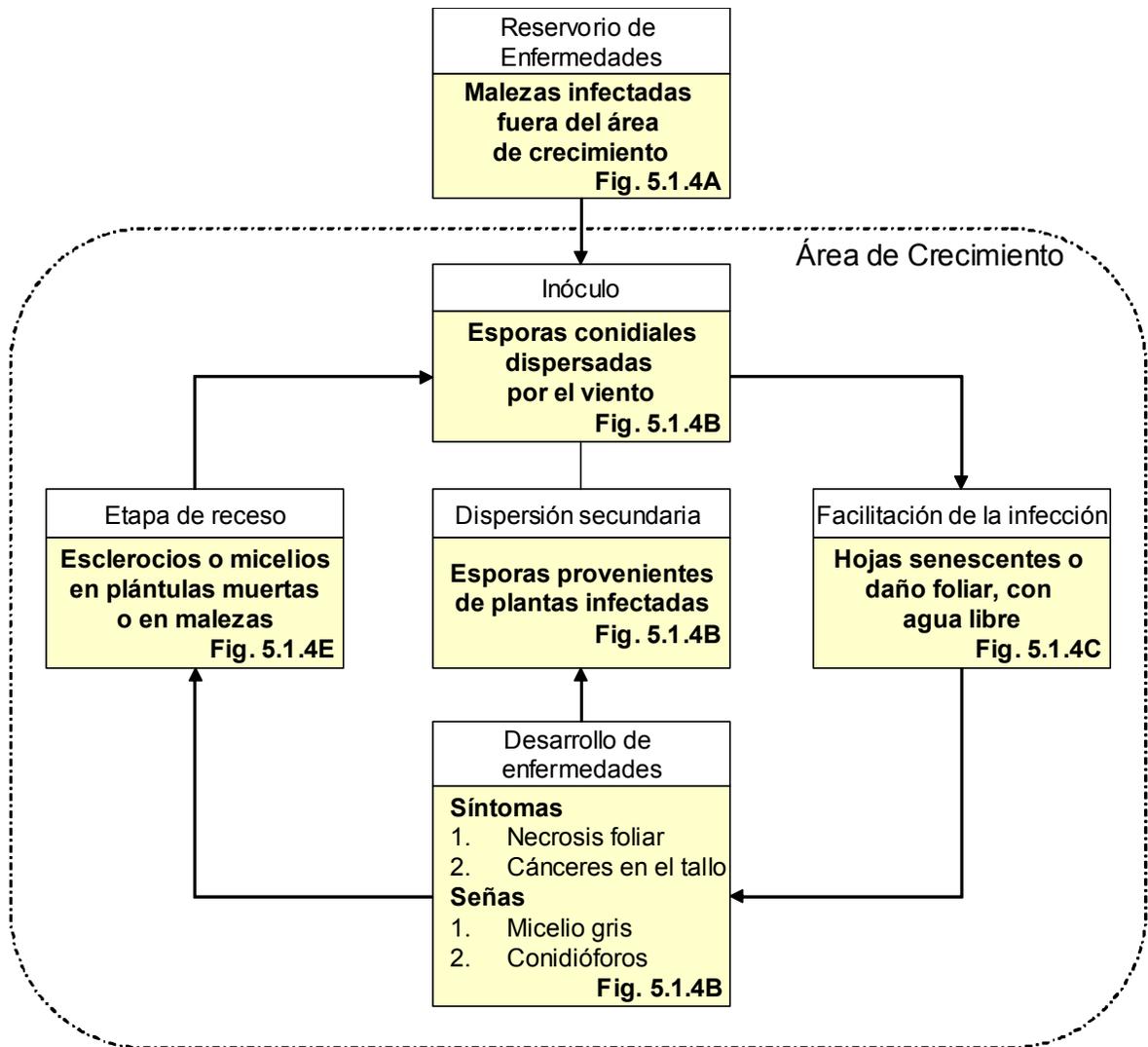


Figura 5.1.4 Un ejemplo del desarrollo de una enfermedad en un vivero que produce en contenedor: la del moho gris, provocada por el hongo *Botrytis cinerea* (Vea las figuras 5.1.4A-E).

5.1.2 Diagnóstico de Problemas de Plagas y Enfermedades

El diagnóstico consiste de una búsqueda sistemática de las causas de la enfermedad o problemas de plagas, reconociendo síntomas, señales y patrones de ocurrencia (Peterson y Smith, 1975). El diagnóstico de enfermedades en un vivero que produce en contenedores consiste de tres etapas: 1) *Identificación* de la enfermedad, 2) *Diagnóstico* de la causa real, y 3) *Determinación del impacto* de la enfermedad sobre la producción.

5.1.2.1 Identificando las plagas y enfermedades en el vivero

La identificación de plagas y enfermedades requiere un cierto grado de experiencia y entrenamiento. Los trabajadores del vivero requerirán de conocimientos básicos sobre la fisiología y morfología de las plantas, antes de que sean capaces de detectar esas pequeñas alteraciones en la condición normal de la planta, que constituyen una enfermedad. Este conocimiento puede provenir tanto de la experiencia lograda a través de los años, como de la capacitación formal, aunque una situación ideal es que los trabajadores tengan una combinación de ambas. La educación formal sobre horticultura y fisiología de las plantas proporciona un excelente respaldo conceptual, pero de ninguna manera será un sustituto de la experiencia lograda directamente en el vivero. Esta experiencia con las plantas producidas en los viveros de contenedor, en todas sus etapas, es necesaria para reconocer rápidamente cuándo las plantas presentan condiciones anormales.

Las detección temprana es extremadamente importante para controlar las plagas y enfermedades, especialmente para los programas del Manejo Integrado de Plagas (MIP). Los viveristas deberán adoptar una actitud de vigilancia y realizar inspecciones periódicas del cultivo, a fin de determinar de manera temprana posibles problemas. Muchas plagas son difíciles de erradicar una vez que se han logrado establecer. Davidson *et al.* (1988) recomiendan tres diferentes técnicas para el reconocimiento de plagas de insectos: inspección visual, uso de matamoscas y con trampas. Parrilla (1987) recomienda inspecciones de las poblaciones de insectos plaga en el vivero mediante cintas adhesivas de color amarillo, colocadas a lo largo del invernadero, para determinar si existen incrementos de poblaciones dañinas de estos insectos. Baker (1986) presenta una guía útil de identificación de insectos dañinos en invernaderos, mediante cintas adhesivas.

La mayoría de las plagas y enfermedades que afectan a las plantas producidas en viveros de contenedor, presentan síntomas que son fácilmente identificables, como la decoloración del follaje, sin embargo, muchos problemas no llegan a ser evidentes hasta que los daños provocados son irreversibles. Esto es particularmente cierto para las enfermedades o plagas de insectos que dañan a las raíces, ya que los síntomas foliares sólo se presentan después de que estas últimas han sido severamente dañadas. Un escaso manchado foliar o la reducción imperceptible de crecimiento, son factores especialmente difíciles de diagnosticar, a menos que el productor cuente con estándares de crecimiento para su comparación. La medición de la altura del tallo, diámetro y peso seco de las plantas, son actividades que tendrán que realizarse con periodicidad, a efecto de elaborar curvas de crecimiento para cada especie, de forma tal que pueda establecerse un patrón "normal" de crecimiento. De esta forma, los subsecuentes cultivos podrán ser comparados con estos estándares, para identificar problemas potenciales.

5.1.2.2 Etapas en el diagnóstico de plagas y enfermedades

Una aproximación sistemática para el diagnóstico de plagas y enfermedades es una acción muy efectiva, por lo que Bohomont (1983) y Paterson *et al.* (1975) proporcionan un procedimiento detallado. Blanchard y Tattar (1981) analizan los aspectos técnicos para el diagnóstico de enfermedades, incluyendo el manejo de especímenes. Por su parte, Streets (1972) presenta un manual completo para el diagnóstico de enfermedades de las plantas. El siguiente procedimiento es recomendado por tal autor, y requiere de contar sólo con una lupa de 5 a 10 aumentos, una navaja afilada y una actitud analítica y observadora. Streets (1972) establece que para realizar el diagnóstico de enfermedades, el atributo más importante es "la habilidad para observar cuidadosamente". Si es posible, realice el diagnóstico conjuntamente con otros trabajadores del mismo vivero, especialmente con los involucrados en las labores culturales diarias, dado que ellos pueden ser capaces de relacionar los síntomas de la enfermedad con algunos incidentes climáticos o culturales recientes.

1. **Verifique todas las partes de la planta para detectar síntomas y determinar qué partes están siendo afectadas.** Los síntomas foliares son frecuentemente un indicador de enfermedad en la raíz (Fig. 5.1.5), así que

extraiga la planta del contenedor y verifique cuidadosamente el sistema radical. Observe el patrón de los síntomas en la planta e intente responderse: ¿Está una parte del tallo o de la raíz más afectada que otra? (Fig. 5.1.6).

2. Determine si los lotes de plantas de todas las especies o de la misma especie están afectados de la misma forma.

Las enfermedades abióticas usualmente afectan a diferentes tipos de especies o plantas, mientras que las enfermedades bióticas con frecuencia se restringen a una especie (Tabla 5.1.5). El estrés ambiental no es discriminatorio, sin embargo las enfermedades bióticas comúnmente se presentan en hospederos específicos. Sin embargo, existen excepciones a esta regla general. Las bajas temperaturas pueden dañar más a ciertas especies o ecotipos, y aparentemente hay una predisposición genética para otro tipo de daños abióticos, tal como la fototoxicidad de los plaguicidas (Fig. 5.1.7). Cuando la afectación se presenta en una sola planta, de manera ocasional, el problema usualmente es genético (Fig. 5.1.8).

3. Observe el patrón de los síntomas de la enfermedad dentro del área de crecimiento.

Determine si el patrón de la enfermedad se presenta de manera aleatoria o regular (Tabla 5.1.5). ¿Que secciones del área de crecimiento están siendo afectadas?; ¿Estas áreas están relacionadas a labores culturales como el patrón de riego o a las características estructurales en el área de crecimiento? Los problemas abióticos comúnmente son expresados en un patrón regular, que puede ser correlacionado con algunos factores culturales, tales como las charolas (Fig. 5.1.9) o con la posición sobre la mesa (5.1.10). Las enfermedades bióticas con frecuencia inician mostrando una distribución aleatoria, debido a que se desarrollan de inóculos introducidos aleatoriamente por el aire o las semillas (Fig. 5.1.11). Las enfermedades en "manchones" (Fig. 5.1.12) son posibles de diagnosticar, dado que resultan usualmente de una dispersión secundaria o de una enfermedad biótica.

4. Verifique los diferentes síntomas de las plantas con la ayuda de una lupa para encontrar señales de enfermedades bióticas.

El micelio del hongo o los cuerpos reproductores algunas veces son visibles sobre el tejido afectado (Fig. 5.1.13). Sin embargo, los insectos comúnmente se ocultan en el área de crecimiento, particularmente en el sustrato. Recolecte especímenes de

cualquier plaga potencial para una identificación posterior.



Figura 5.1.5 Los síntomas foliares, tales como la "constricción" y las puntas quemadas en esta planta de *Pseudotsuga menziesii*, son con frecuencia un indicador de daño a la raíz.



Figura 5.1.6 El daño abiótico se expresa algunas veces con un patrón definido, tal como el daño por exceso de calor en el lado derecho de esta planta.

Tabla 5.1.5 Características de las enfermedades utilizadas para determinar si fueron causadas por factores bióticos o abióticos.

Características de la enfermedad	Tipo de enfermedad	
	Abiótica	Biótica
Hospedante	Con frecuencia afecta a diferentes especies y en diferentes edades de las plantas	Usualmente restringida a una especie y a una clase de edad
Síntomas		
Patrón dentro del área de crecimiento	Regular: Espacialmente relacionado a algún factor ambiental	Inicialmente localizada en forma aleatoria
Tasa de crecimiento	Rápida y uniforme	Relativamente lenta e irregular
Señales	No existen evidencias de la enfermedad	La evidencia de la enfermedad puede estar presente
Dispersión	Relacionada con un incidente, sin dispersión secundaria	La dispersión se presenta en forma paulatina si las condiciones son adecuadas

Fuente: modificado de Sutherland y van Eerden (1980).



Figura 5.1.7 El patrón de daño disperso en esta prueba de progenies de diferentes selecciones de pino blanco, demuestra que algunos tipos de daño abiótico están correlacionados con diferencias genéticas en la tolerancia al estrés.



Figura 5.1.8 Los problemas genéticos son expresados como plantas individuales, sintomáticas y dispersas.

- 5. Siempre considere la posibilidad de una enfermedad abiótica.** Verifique los antecedentes culturales y climáticos y pregunte a los trabajadores del vivero acerca de cualquier incidente fuera de lo común. Examine el sustrato para posibles evidencias de condiciones adversas tales como excesos de humedad (olores ácidos o excesivo crecimiento de algas), o presencia de salinidad (costras de sal sobre el contenedor, especialmente alrededor de los hoyos inferiores de drenaje).



Figura 5.1.9 Los problemas abióticos algunas veces provocan patrones homogéneos de la enfermedad. En este caso sólo ciertos bloques de plantas se encuentran "achaparrados".

- 6. Establezca el historial de enfermedades.**

¿Cuándo fue la primera vez que aparecieron los síntomas?, ¿Este es un problema nuevo o ha sido observado con anterioridad?. Intente correlacionar estos hechos con antecedentes culturales o climáticos. Las enfermedades abióticas con frecuencia están relacionadas con un incidente de daño en particular, y sus síntomas comúnmente se desarrollan con rapidez, mientras que las enfermedades bióticas se desarrollan más lentamente, y pueden dispersarse con el tiempo si las condiciones ambientales son favorables (Tabla 5.1.5).

- 7. Documente sus análisis de los problemas por plagas con observaciones por escrito y si es posible con fotografías a color.** Muchas veces los síntomas o señales pueden cambiar con el tiempo, u otros organismos saprofiticos pueden colonizar el tejido afectado y ocultar la verdadera causa del problema. Recolecte plantas enfermas y envíelas a un especialista en enfermedades para su confirmación.



Figura 5.1.10 Los síntomas que se restringen a un área en particular del vivero o de la cama de crecimiento, son comúnmente provocados por problemas abióticos. En este caso se muestra una sección de plantas desecadas debido a una fuga del ducto de calor, por debajo de la cama.



Figura 5.1.11 Las enfermedades bióticas comúnmente se muestran en un patrón aleatorio. En este ejemplo, las plantas sintomáticas dispersas fueron infectadas por un hongo fitopatogénico que venía con la semilla.



Figura 5.1.12 Las enfermedades en “manchones” o grupos de plantas sintomáticas, representan otro de los patrones aleatorios de la enfermedad, típico de enfermedades bióticas.

Los problemas por plagas de insectos son particularmente difíciles de diagnosticar, dado que para

el momento en que los síntomas llegan a ser obvios, el insecto se ha ido. El diagnóstico del daño a las raíces, provocado por insectos, es especialmente difícil debido a que muchos insectos que se alimentan de las raíces, tal como los picudos de la raíz tienen larvas que viven en el sustrato, y los adultos son activos durante la noche. Muchas veces estos problemas pueden ser diagnosticados mediante inspecciones de su población dentro del área de crecimiento. Dado que éstos son móviles y de actividades nocturnas, la presencia y abundancia de muchas plagas pueden ser determinadas mediante trampas con feromonas, las cuales atraen a los adultos.

Después de haber completado la investigación de enfermedades, es una buena idea contactar con otros viveristas de la zona y observar si ellos han tenido problemas similares. Pudiera ser que los problemas por plagas o enfermedades ya han sido identificados, y que los controles o medidas efectivas han sido ya probados y establecidos.

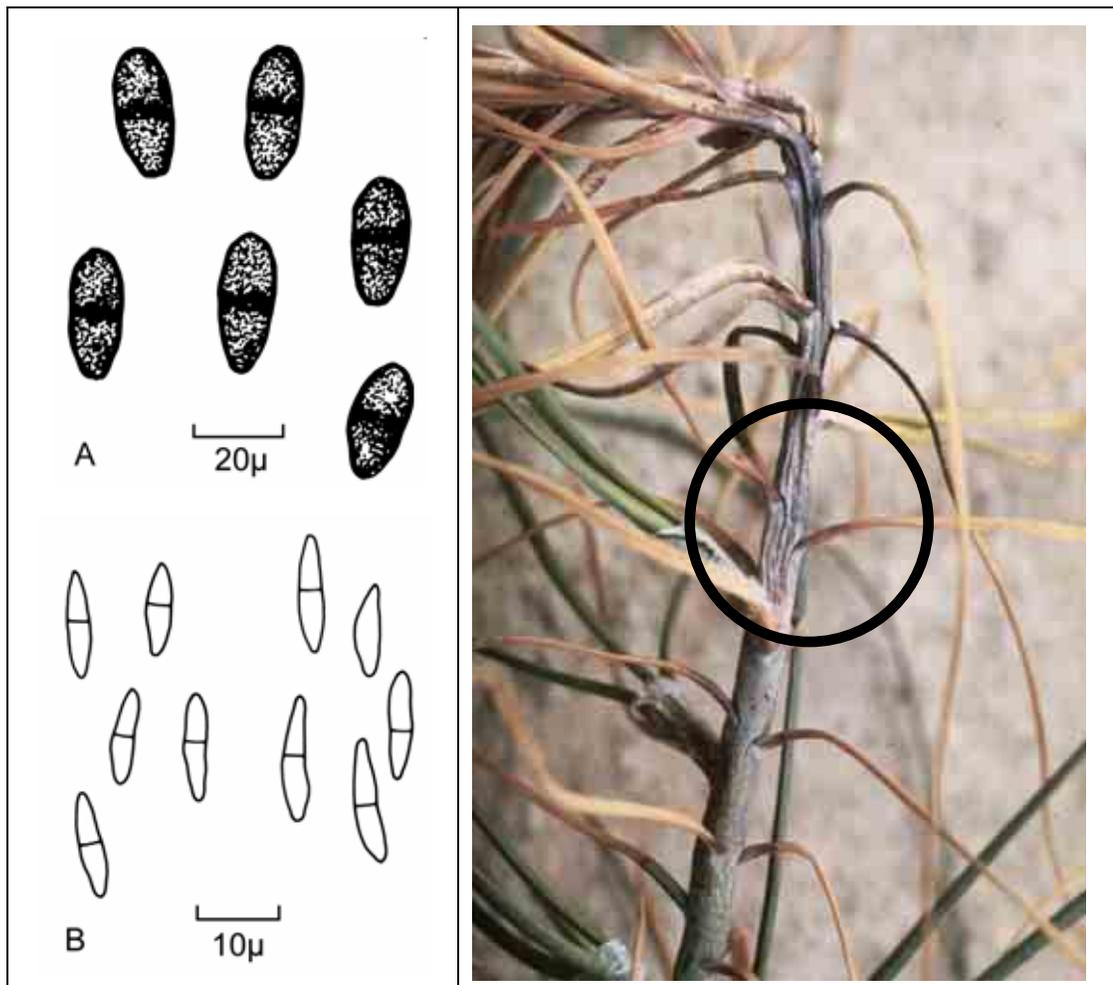


Figura 5.1.13. Las enfermedades no siempre pueden ser diagnosticadas en forma definitiva solamente por los síntomas; esta decadencia del tallo (**sintoma**) pudo haberse provocado por cualquiera de dos hongos patógenos. Un diagnóstico positivo requerirá cultivar el hongo a partir del picnidio negro (**signo** - círculo) e identificarlo, basándose en las características de las esporas ya sea de *Sphaeropsis sapinea* (**A**) o *Sirococcus strobilinus* (**B**).

Asistencia para los problemas de plagas y enfermedades. Los encargados experimentados de viveros pueden diagnosticar enfermedades comunes y problemas de plagas en sus viveros e iniciar tratamientos probados. Sin embargo, aunque es una buena idea contar con diagnósticos tentativos, se requerirá confirmarlos con un especialista, dado que la mayoría de las enfermedades de los viveros son relativamente complicadas y pueden involucrar a más de una plaga o enfermedad, o a un factor de estrés ambiental de predisposición. El diagnóstico preciso de la enfermedad es esencial para que sean diseñadas medidas de control apropiadas, ya que un diagnóstico inadecuado podría conducir a pérdidas adicionales de plantas si se aplica un tratamiento erróneo.

Muchas enfermedades fungosas no pueden ser diagnosticadas con precisión hasta que el organismo causal es aislado del tejido dañado y desarrollado en un medio artificial, debido a que los síntomas de muchas enfermedades son similares. Por ejemplo, una decadencia del tallo de coníferas en particular puede ser provocada por alguno de los dos siguientes hongos: *Sirococcus* spp. o *Sphaeropsis* spp. Estos hongos pueden ser diferenciados sólo microscópicamente mediante el examen de sus cuerpos reproductores en cortes frescos de tejido infectado o de cultivos: las esporas de *Sphaeropsis* son más grandes y oscuras que las de *Sirococcus* (Fig. 5.1.13). Este procedimiento de aislamiento e identificación taxonómica requiere de equipo de laboratorio especializado, y de técnicas de un fitopatólogo.

Existe disponibilidad de asistencia por parte de diferentes fuentes para atender problemas de plagas y enfermedades, incluyendo especialistas privados, organizaciones gubernamentales regionales y estatales, el servicio de extensión proveniente de Universidades Agrícolas Estatales, así como Organizaciones Forestales Federales. Los especialistas en plagas del Gobierno de los Estados Unidos, se encuentran localizados en las oficinas regionales de la División Forestal Estatal y Privada del Servicio Forestal del Departamento de Agricultura. Los viveros canadienses pueden contactar a los especialistas en las oficinas locales del Servicio Forestal Canadiense o al personal extensionista de cada provincia.

Recolección, almacenamiento y empaqueo de muestras de enfermedades. La mayoría de los diagnósticos de plagas y enfermedades requieren un examen cuidadoso de las plantas afectadas por un especialista, por lo que las muestras deben ser recolectadas y empaçadas para ser enviadas a un

laboratorio para su diagnóstico. La obtención de muestras y su manejo es comentado por Streets (1972) y consiste de las siguientes etapas:

1. Recolecte muestras tan pronto los síntomas sean evidentes, especialmente cuando se desarrollan señales. Si se demora la recolección, pueden llegar a establecerse organismos secundarios y disfrazar los síntomas de la enfermedad principal o problemas con insectos. Muestree plantas completas, de forma tal que el especialista pueda examinar todas las facetas de la enfermedad. Si es posible recolecte un conjunto de plantas que muestren el proceso gradual de la enfermedad, desde plantas sanas hasta severamente dañadas; esto permitirá al especialista realizar comparaciones relativas y estimar el impacto de la enfermedad. De ser posible deje las plantas en los contenedores para que las plagas en el sustrato o las evidencias en los contenedores puedan ser examinadas.
2. Proteja las muestras del deterioro provocado por el calor o desecación colocándolas en bolsas de plástico y almacenándolas en refrigeración. Los insectos deberán ser colocados en una botella con orificios para su aireación, con material vegetal en la base, que sirva como alimento. Asegúrese de que todas las muestras sean identificadas adecuadamente con la especie, lote de semilla, edad, fecha, descripción de los síntomas y señales, y cualquier otra información de utilidad, tal como la ubicación dentro del área de crecimiento, las prácticas culturales realizadas previamente y las condiciones climáticas. Utilice un lápiz en todas las etiquetas pues la tinta frecuentemente se chorrea por la humedad en la bolsa.
3. Integre una descripción escrita del problema de la enfermedad e incluya su diagnóstico tentativo, y si es posible incluya fotografías a color de los síntomas.
4. Empaque las muestras y envíelas al laboratorio tan pronto como le sea posible. El mejor procedimiento es establecer contacto con el especialista para manejo y solicitar instrucciones de embarque.

5.1.2.3 Evaluando el impacto de las plagas y enfermedades.

El hecho de que en un vivero existan plagas o enfermedades no necesariamente significa que afectarán la producción, por lo que es necesario realizar una evaluación del impacto. Los problemas

por plagas y enfermedades pueden no ser económicamente serios si se mantienen en un nivel pequeño, o si pueden ser controlados lo suficientemente temprano y si la pérdida de producción se mantiene dentro de los factores de sobre siembra previstos.

El impacto de las plagas o enfermedades se refleja en pérdidas económicas, y puede ser medido en términos de pérdida de crecimiento esperado o directamente por mortalidad de las plantas. Una forma simple es inventariar las plantas muertas, pero las reducciones en el crecimiento son más difíciles de cuantificar. Si esta pérdida es lo suficientemente severa, las plantas no alcanzarán la medida deseada dentro del ciclo de producción normal del cultivo, y por lo tanto podrán ser desechadas. Si algunas de las plantas enfermas sólo presentan “achaparramiento” pero tienen el potencial de desarrollarse, podrán ser mantenidas para un crecimiento adicional y, por lo tanto, el principal impacto de la enfermedad se deberá al costo de un mayor tiempo para lograr el crecimiento adicional. Cuando la enfermedad es contagiosa, las plantas comúnmente deberán ser desechadas aún y cuando la infección que se presente sea de menor importancia. Algunas plantas fungosas, tales como *Botrytis cinerea*, pueden derivar en mohos agresivos.

El procedimiento normal para determinar el impacto de las plagas o las enfermedades, es realizar un inventario de todos los lotes de plantas afectados y un conteo directo, o bien una estimación estadística para calcular el porcentaje de pérdida de plantas. Con la finalidad de lograr un entrenamiento de todo el personal del vivero que pueda determinar el grado de afectación y establecer categorías, será necesario consultar a un especialista en plagas y enfermedades. Dicha categorización puede ser “eliminar”, “retener” y “embarcable”. Un factor de complicación con muchas enfermedades fungosas es que las plantas pueden estar infectadas y no mostrar síntomas de afectación; esta infección latente es extremadamente difícil de diagnosticar aun por los mismos patólogos. Algunas veces es recomendable realizar una segunda revisión para identificar estas infecciones latentes.

La información proveniente del impacto por plagas y enfermedades debe ser utilizada para realizar acciones de manejo, involucrando medidas de control terapéutico para el cultivo actual, así como para apoyar un plan de medidas preventivas y de control para futuros cultivos.

5.1.3 Plagas y Enfermedades de Semillas y Plántulas

Las semillas y las plántulas son más susceptibles a las plagas y enfermedades, durante el intervalo de tiempo entre la preparación de la semilla (por ejemplo, la estratificación) y cuando las recién emergidas plántulas forman tejido leñoso en los tallos. Como es el caso para muchos organismos, las plántulas son menos resistentes a toda forma de tensión durante sus etapas iniciales de desarrollo.

La identificación de enfermedades y plagas, y su diagnóstico, puede ser difícil durante las etapas de germinación y emergencia, pues la semilla en germinación no es visible. Los problemas por plagas y enfermedades se pueden desarrollar y propagar rápidamente durante este periodo, y las plántulas suculentas pueden resultar muertas en pocos días. Durante este periodo, los viveristas deben estar particularmente alertas para detectar problemas, con el propósito de prevenir pérdidas cuantiosas de plántulas. Las semillas en germinación deben ser revisadas diariamente para detectar posibles plagas, y las condiciones ambientales deben ser revisadas cuidadosamente a efecto de prevenir tensiones abióticas innecesarias.

Debido a que los problemas por plagas y enfermedades pueden ocurrir tan rápidamente durante el periodo de germinación, el viverista necesita un método rápido para su identificación. En la figura 5.1.14 se presenta una clave de daños por plagas y enfermedades. Los viveristas pueden usar esta clave y las fotos y descripciones que se muestran a continuación (Las letras en la clave se refieren a subtítulos en secciones correspondientes del texto).

5.1.3.1 Problemas de plagas y enfermedades en la semilla

El periodo de germinación es un tiempo de ansiedad para el administrador de viveros que producen en contenedor, en tanto aguardan que la germinación se presente. En el caso de las coníferas, la germinación normalmente tarda dos a cuatro semanas; entre tanto, el viverista debe verificar algunas semillas sembradas, buscando evidencias de germinación y problemas de plagas y enfermedades que pudiera haber.

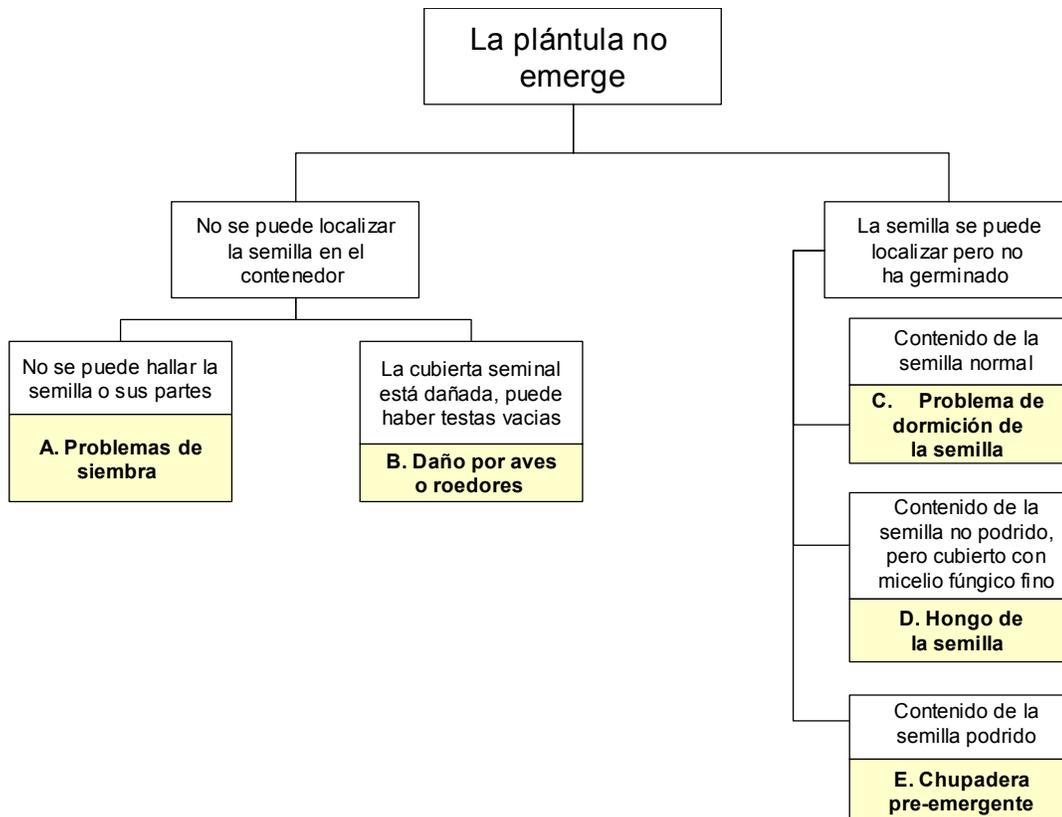


Figura 5.1.14 Clave de daños por plagas y enfermedades durante el periodo previo a la emergencia de la plántula.

Si la semilla no puede ser localizada bajo la cubierta que se le puso en la siembra, entonces hay dos posibles explicaciones (Fig. 5.1.14).

A. Problemas de siembra. La ausencia de semillas en los contenedores, indica que debe haber un problema con la operación de siembra. La calibración del equipo debe ser verificada por exactitud y precisión. Si el problema es amplio, una resiembra estará justificada.

B. Depredación por aves o roedores. Es difícil cuantificar el impacto general de daño por animales porque los incidentes son episódicos. La depredación por aves con frecuencia se debe a parvadas que están en migración, y que pueden infligir un daño severo en poco tiempo. Un vivero que participó en la encuesta de viveros, reportó que de 25 a 50% de su semilla sembrada fue comida por jilgueros.

Hospedantes. Las aves y los roedores comen las semillas de todas las especies de coníferas, pero prefieren las grandes, como *Pinus monticola* Dougl. Ex D. Don, *P. lambertiana* Dougl., y piñoneros.

Síntomas/Daño. Si la semilla no puede ser localizada en el contenedor, pero su testa aparece, entonces posiblemente fue afectada por depredación por aves o roedores. Los roedores pueden comer las semillas y dejar las testas en la parte superior del contenedor (Fig. 5.1.15) o remover las semillas y ponerlas en un escondrijo. Las aves generalmente se comen la semilla inmediatamente, y dejan la cubierta seminal. Los roedores se alimentan principalmente por la noche, mientras que las aves usualmente comen de día. La depredación por roedores puede ocurrir en áreas de cultivo abiertas o cerradas, pero la depredación por aves es más común en complejos abiertos. Las aves también causan daño por corte a las plántulas en emergencia al comerse la testa que pende de los cotiledones.

Desarrollo de la enfermedad. La depredación por semillas generalmente es terminal. A veces las plántulas se pueden recuperar del daño por corte, aunque las severamente dañadas quedan debilitadas y susceptibles a enfermedades fungosas conocidas como chupadera (“damping-off”).



Figura 5.1.15 Las cubiertas de semillas perturbadas y las testas vacías son evidencia de que los roedores se están alimentando de las semillas.

Manejo de la enfermedad. La depredación por aves y roedores es controlada de mejor manera mediante la prevención con: La exclusión, vía un apropiado diseño del área y el uso de mallas, y la eliminación de hábitat factible en el área de cultivo. Si la exclusión de las plagas no es posible, las trampas y los cebos envenenados reducirán las poblaciones. Carlson (1983) recomienda algunos tipos de trampas o cebos envenenados apropiados para la situación. Algo de semilla puede ser regada para atraer roedores y prevenir que alcancen el cultivo; si se hallan semillas rotas quiere decir que hay problemas con roedores. Las trampas o los cebos deben ser puestos en el piso, cerca de hoyos de entrada. Se han usado tratamientos químicos a la semilla para repeler aves y roedores, pero muchos de estos productos químicos son fitotóxicos y pueden reducir la germinación.

C. Problemas de dormición de la semilla. Si las semillas son localizadas en el contenedor pero aún no han germinado (Fig. 5.1.14), lo que debe hacerse es obtener una muestra de tales semillas y cada una debe ser cortada longitudinalmente para examinar el contenido seminal.

En la Figura 5.1.16 se muestra una sección longitudinal típica de semilla de conífera; el embrión debe ser visible claramente y el gametofito femenino (“endospermo”) debe ser firme y llenar la cavidad seminal. Si la semilla no parece normal, el problema podría ser baja calidad, por lo que el resto del lote debe ser muestreado para probar su germinación.

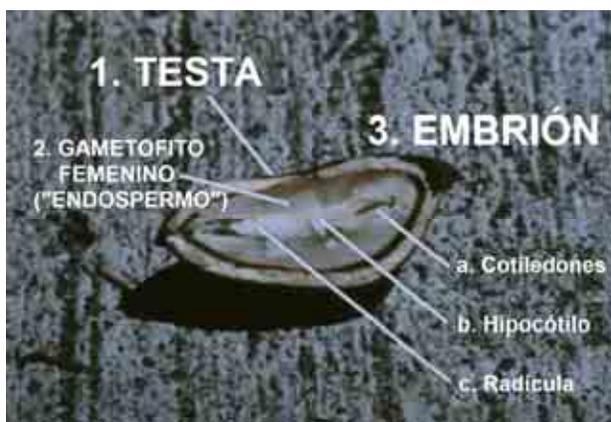


Figura 5.1.16. Esta sección longitudinal de la semilla de un *Pinus flexilis* James, ilustra los tres componentes de una semilla saludable: 1. Testa, 2. gametofito femenino, que se le suele llamar endospermo también en los pinos* (*) **Nota del traductor:** El endospermo de las angiospermas y el gametofito femenino de las coníferas son tejidos de reserva, pero su ontogenia es diferente, por lo que formalmente es erróneo denominar endospermo al tejido de reserva de las coníferas, aunque a veces se acostumbre así.

Si el contenido de la semilla parece normal, el problema puede ser dormición. Muchas especies de semilla requieren de un tratamiento de estratificación fría y húmeda, o de otro tipo, para terminar con la dormición; de otra manera la semilla no germinará. La dormición de la semilla y los tratamientos para romperla, incluyendo la estratificación, son proporcionados en el volumen seis de esta serie, y en el texto "Seeds of Woody Plants of the United States" (Semillas de Plantas Leñosas de los Estados Unidos) (Krugman *et al.*, 1974).

D. Hongos de semillas. Si las semillas bisectadas no están podridas, pero están cubiertas por un fino micelio fúngico (Fig. 5.1.17), el problema puede ser una enfermedad causada por el hongo de la semilla *Caloscypha fulgens*. Este fitopatógeno sólo ha sido reportado en viveros que producen en contenedor en Columbia Británica (Canadá) (Sutherland y van Eerden, 1980). Ha causado serios problemas en viveros que producen a raíz desnuda en Ontario (Canadá), donde las pérdidas han alcanzado hasta 95% de la semilla viable sembrada (Epnors, 1964). Sutherland (1984) refiere una incidencia de enfermedad de 1 a 5% en lotes de semilla infectados en la Columbia Británica. La razón de la mayor pérdida en viveros a raíz desnuda, probablemente se relaciona con la propagación postsiembra del hongo, que será menor en viveros que producen en contenedor, debido a que la dispersión entre cavidades es difícil (Sutherland y van Eerden, 1980). La extensión real y el impacto de esta enfermedad es muy difícil de cuantificar porque la semilla infectada no está podrida, y

fácilmente podría ser diagnosticada como semilla de calidad pobre. Sutherland *et al.* (1987), presentan una excelente discusión sobre el hongo de la semilla, así como fotografías a color.



Figura 5.1.17 El hongo de la semilla *Caloscypha fulgens*, puede ser identificado por el fino micelio sobre la testa, en combinación con la pudrición interior de la semilla (cortesía de J. R. Sutherland, Servicio Forestal del Canadá).

Hospedantes. Aparentemente, la semilla de la mayoría de las especies de coníferas son susceptibles. Este hongo ha sido aislado de la semilla de *Pinus strobus* L., *P. monticola* Dougl. Ex D. Don, *P. sylvestris* L., *P. resinosa* Ait., y *Picea glauca* (Moench) Voss, y se ha mostrado que infecta a *Pinus banksiana* Lamb., *Picea mariana* (Mill.) B.S.P., y *P. abies* (L.) Karst (Epnors, 1964). Sutherland (1979) observó el patógeno en *Pseudotsuga menziesii* (Mirb.) Franco, *Picea engelmannii* Parry ex Engelm, *P. glauca* (Moench) Voss y *Abies grandis* (Dougl. ex. D. Don) Lindl., y reportó que la semilla de otras coníferas, incluyendo *Pinus contorta* Dougl. ex. Loud. y *Tsuga heterophylla* (Raf.) Sarg., es también susceptible. Sutherland (1979) menciona que un tercio de todos los lotes de *Picea* en la Columbia Británica están infectados, pero que las semillas de especies con conos serotinos, como son algunos ecotipos de *Pinus contorta* Dougl. ex. Loud., no lo están (Sutherland, 1986).

Síntomas/Daño. Esta enfermedad es difícil de identificar, pues la semilla no germina y el problema puede ser confundido con dormición de la semilla o con chupadera ("damping-off") preemergente. No obstante, a diferencia de los hongos de la chupadera, el hongo de la semilla no pudre la simiente; en lugar de ello su contenido es firme y momificado, y la semilla puede estar cubierta por micelio (Fig. 5.1.17) (Sutherland y van Eerden, 1980). Los lotes de semilla que exhiben una germinación pobre luego de la estratificación, pueden estar infectados (Sutherland, 1986), pero la

identificación formal de esta enfermedad debe dejarse en manos de un fitopatólogo.

Desarrollo de la enfermedad. *Caloscypha fulgens* usualmente invade los conos mientras están en contacto con la materia orgánica en descomposición del piso forestal. El hongo es especialmente prevalente en lotes de semilla colectados de escondrijos de ardillas (Sutherland, 1979). Puede sobrevivir durante años en semillas almacenadas con baja humedad (Epnors, 1964), y se puede propagar entre las semillas durante la estratificación, durante el almacenamiento en frío previo a la siembra, o bien después de la siembra (Sutherland y van Eerden, 1980). Este hongo fitopatógeno mata las semillas antes de que comiencen a germinar, pero no afecta a las que recién germinan ni a las plántulas (Epnors, 1964). Aunque el hongo aparentemente se propaga en la cama de semillas de los viveros a raíz desnuda, la propagación entre cavidades es difícil en los viveros que producen en contenedor (Sutherland y van Eerden, 1980). Una buena ilustración del ciclo de vida de *Caloscypha fulgens* se proporciona en Sutherland *et al.* (1987).

Manejo de la enfermedad. Debido a que esta enfermedad usualmente es el resultado de una pobre colecta de conos o de prácticas deficientes de almacenamiento, varias acciones pueden reducir su incidencia: 1) colectar sólo los conos que no han estado en el piso forestal durante un tiempo largo, 2) no colecte las semillas de escondrijos de ardillas, y 3) asegure un apropiado secado con aire de los conos y adecuadas prácticas de manejo y almacenamiento. La colecta a mano de árboles en pie, seguida por una apropiada manipulación, debe reducir la incidencia del hongo, y la colecta de huertos semilleros debe estar libre de la enfermedad (Sutherland, 1986).

La identificación de lotes de semilla infectados, ayuda a prevenir la enfermedad, por lo que técnicas de inspección están siendo desarrolladas (Sutherland *et al.*, 1981). En el caso de lotes de semilla infectados, las siguientes prácticas culturales ayudan reducir las pérdidas en el vivero: 1) no estratifique las semillas o mantenga los periodos de estratificación tan cortos como sea posible, 2) siembre las semillas pronto, luego de la estratificación, para reducir el periodo de almacenamiento presiembrado, 3) mantenga las temperaturas del invernadero cálidas para promover una rápida germinación, y 4) siembre tan pocas semillas por cavidad como sea posible (Sutherland, 1986). Epnors (1964) sugiere encapsular la semilla con el fungicida captán, y Salt (1974) halló que tratando las semillas de *Picea* con

thiram se reducen las pérdidas. Debido a que el hongo no afecta a la semilla germinada, la temperatura y demás condiciones ambientales deberían mantenerse a niveles óptimos durante el periodo de germinación, a efecto de incrementar la velocidad de germinación (Sutherland y van Eerden, 1980).

E. Chupadera (“damping-off”). La chupadera, es una enfermedad común que afecta semillas, semillas en germinación y plántulas jóvenes de muchas especies vegetales, y las especies leñosas no son la excepción. Tradicionalmente se reconocen dos tipos de chupadera: chupadera preemergente, que afecta semillas y semillas en germinación antes de que se de la emergencia, y chupadera posemergente, que afecta plántulas jóvenes antes de que sus tallos se lignifiquen. Ambas formas de la enfermedad ocurren en los viveros que producen en contenedor, y son originadas por el mismo grupo de hongos (Fig. 5.1.18). La chupadera ha sido catalogada como la segunda en importancia de entre las enfermedades que afectan plántulas producidas en contenedor, con una ocurrencia relativa de 25%, con base en las respuestas de la encuesta a viveros que producen en contenedor (tabla 5.1.2).

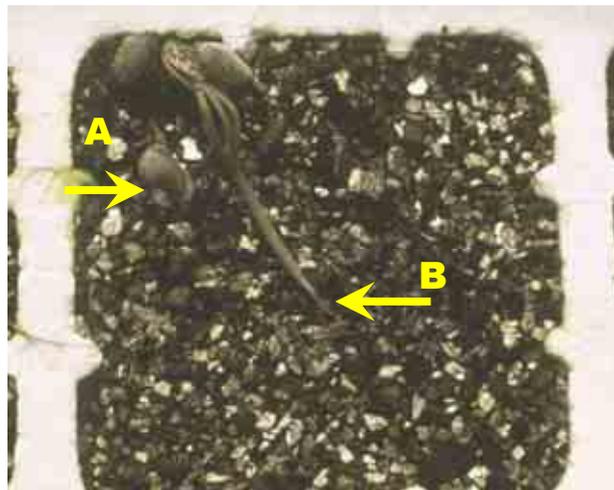


Figura 5.1.18 Tanto la chupadera preemergente (A) como la posemergente (B), pueden ocurrir en los viveros que producen en contenedor, y son causadas por el mismo grupo de hongos, en este caso *Fusarium* spp.

Hospedantes. Las semillas de todas las especies son afectadas.

Síntomas/Daño. La chupadera preemergente, es una enfermedad difícil de diagnosticar, pues las semillas afectadas no están visibles; consecuentemente con frecuencia las pérdidas son atribuidas a semilla de “baja calidad” (Baker, 1957). Si aún no se da la emergencia durante la germinación, después de un intervalo de tiempo

razonable, debería extraerse la semilla para examinarla; si su contenido está podrido, la chupadera puede estar involucrada (Fig. 5.1.14). Algunas veces, la semilla germinada es muerta luego que la radícula ha emergido de la semilla (Fig. 5.1.19).



Figura 5.1.19-La preemergencia de la chupadera con frecuencia es originada por un hongo, como es *Fusarium* spp., que puede apreciarse en esta semilla de *Pinus ponderosa* (cortesía de L. S. Gilman, Servicio Forestal de los Estados Unidos).

Los síntomas clásicos de la chupadera posemergente (Fig. 5.1.20), incluyen la pudrición del hipocótilo de la plántula al ras del sustrato, causando la postración de la misma. Otras tensiones pueden producir síntomas similares a la chupadera (ver sección 5.1.5.3), pero la característica distintiva de esta última es la presencia de tejido en pudrición.

Otra enfermedad que afecta a las semillas en germinación, que usualmente se clasifica con la chupadera posemergente, es el marchitamiento del cotiledón. Esta pudrición de los cotiledones se desarrolla cuando el hongo nacido en semillas se propaga desde la testa durante la etapa de fosforito de la germinación (Fig. 5.1.21).



A



B

Figura 5.1.20 La chupadera posemergente, causa encogimiento y pudrición del tallo de la plántula, que hace a la plántula postrarse (cortesía de L. S. Gillman, Servicio Forestal de los Estados Unidos).



Figura 5.1.21 La decadencia del cotiledón es una forma de chupadera posemergente que obviamente viene con la semilla.

Desarrollo de la enfermedad. La chupadera preemergente es una pudrición fungosa de semillas y semillas en germinación, en la que diversos hongos pueden estar involucrados. Tradicionalmente, *Rhizoctonia* ha sido considerada como la mayor causa de chupadera en viveros ornamentales que producen en contenedor (Baker, 1957); Peterson (1974) puntualiza que son cuatro los géneros de hongos (*Pythium*, *Fusarium*, *Phytophthora*, y *Rhizoctonia*) los que “están siendo encontrados” en viveros que producen en contenedor. No obstante, una revisión de literatura revela que solamente *Fusarium* spp. ha sido en realidad implicado como causa de chupadera en plantas de coníferas en contenedores: *Fusarium oxysporum* (Schlect.) para *Pseudotsuga menziesii* (Graham y Linderman, 1983); *Pseudotsuga menziesii*, *Larix occidentales* Nutt., *Abies grandis* (Dougl. ex. D. Don), *Abies lasiocarpa* (Hook.) Nutt., y *Pinus ponderosa* Dougl. ex. Laws. (James, 1985); y en plántulas de contenedores de *Pseudotsuga menziesii* y de pinos piñoneros (Landis, 1976). Aunque *F. oxysporum* es la especie más mencionada, otras especies del género también causan chupadera en viveros que producen en contenedor. James (1985a), obtuvo *F. avenaceum* de plántulas de coníferas enfermas, y Pawuk (1978) demostró que cuatro especies de hongos de *Fusarium* que nacen en las semillas, pueden producir chupadera en *Pinus palustris* Mill., las cuales son *F. moniliforme*, *F. solana*, *F. roseum*, y *F. tricinctum*. *Pythium* spp. también ha sido aislado de plántulas de contenedor enfermas, y esas enfermedades fungosas pueden ser más comunes de lo que generalmente se piensa; Peterson (1974)

concluyó que los tejidos infectados por *Pythium* generalmente son más afectados por otros hongos, como *Fusarium* spp.

La razón por la que los hongos que tradicionalmente causan chupadera no estén siendo reportados en los viveros forestales que producen en contenedores, probablemente se relaciona con el uso de medios de cultivo sin suelo, que son generalmente considerados como libres de fitopatógenos. *Rhizoctonia*, *Pythium*, y *Phytophthora* spp., primariamente son dispersados a través del sistema de riego contaminado, o agua o sustratos contaminados, especialmente en mezclas que contiene suelo (Baker, 1957). McCain (1978) reporta que el musgo turboso con frecuencia está infestado por *Pythium* y *Rhizoctonia* spp., si bien Stephens *et al.* (1983) no pudieron recuperar ningún hongo de componentes diferentes al suelo en medios de cultivo artificiales, incluyendo musgo turboso, perlita y vermiculita. Coyier (1978) ensayó muestras de perlita y musgo turboso en busca de bacterias y hongos y encontró que, aunque la perlita era estéril, el musgo turboso contenía muchas especies de hongos fitopatógenos, no fitopatógenos y bacterias. James (1987) ha aislado regularmente *F. oxysporum* de las raíces de malezas que estaban creciendo en invernaderos.

McElroy (1985) ha aislado tanto *Pythium* como *Fusarium* spp. en bolsas no abiertas de medios de cultivo; James y Giligan (1984) refieren muy elevadas poblaciones de ambos fitopatógenos en una marca comercial de medio de cultivo, y demostró que muestras aisladas de *Fusarium* podían causar chupadera. Kim *et al.* (1975), hicieron aislamientos de hongos de 52 muestras elegidas al azar, y hallaron que todas ellas contenían *Fusarium* spp., 29% contenían *Pythium* spp., pero *Rhizoctonia* spp. no fue aislado en ninguno de los medios basados en musgo turboso.

Aparentemente, los hongos de las semillas son la fuente primaria de chupadera en viveros que producen en contenedor. Pawuk (1981), halló que los lotes de semillas de cuatro especies de pinos sureños estaban infectados con *Fusarium* spp. a intensidades de 54 a 90%, y el mismo Pawuk (1978) encontró que algunas muestras de semilla de *Pinus palustris* Mill. (pino de aguja larga), causaron chupadera tanto preemergente como posemergente. Graham y Linderman (1983) reportaron que muestras de *Fusarium oxysporum* aisladas de semilla de *Pseudotsuga menziesii*, causaron pérdidas significativas por chupadera preemergente. Tres especies fitopatógenas de *Fusarium* fueron aisladas de semilla y restos de semilla de *Picea* spp. (James, 1985b). En un

estudio previo, James (1983) halló *Pythium* y dos especies de *Fusarium* en semilla de *Pseudotsuga menziesii*; Las especies de *Fusarium* fueron aisladas de dentro de la testa. *Fusarium* spp. también ha sido detectado en la semilla de varias especies de pino en viveros forestales del oeste de los Estados Unidos, incluyendo *Pinus edulis* Engelm. y *Pinus ponderosa* Dougl. Ex. Laws.

Debido a que las plántulas de contenedor están aisladas espacialmente en cavidades individuales, la propagación secundaria de la chupadera no es un problema tan severo como en los viveros a raíz desnuda. Cuando más de una semiente es sembrada por cavidad, el inóculo fúngico introducido sobre las cubiertas seminales se puede extender a celdas adyacentes y causar chupadera u otras enfermedades, como pudriciones de raíz, luego en la temporada de crecimiento. Graham y Linderman (1983) refieren que *Fusarium* spp. creció y esporuló en testas de *Pseudotsuga menziesii* y consideraron que lo anterior representaba una fuente potencial de propagación secundaria de la enfermedad. Las esporas de hongos de semillas infectadas podrían ser salpicadas de un contenedor a otro durante el riego.

Otros hongos que provocan chupadera han sido aislados de medios de cultivo, a partir de contenedores usados (Baker, 1957), y de polvo y partículas de suelo de los pisos de viveros que producen en contenedores (Stephens *et al.*, 1983). James (1987) ha aislado *Fusarium* spp., de varios tipos de contenedores reutilizables, que ya habían sido “esterilizados” mediante técnicas convencionales (Fig. 5.1.22).

Manejo de enfermedades. Cultural. La chupadera no es realmente tan común en viveros que producen en contenedor, como en aquéllos que producen a raíz desnuda, y cuando ocurre, usualmente algún factor cultural o ambiental está involucrado (tabla 5.1.6). El más importante de tales factores es la calidad de la semilla: la contaminación por hongos es más común en lotes de semilla no limpia, y una pobre calidad de semillas produce plántulas débiles que son particularmente susceptibles a la chupadera. Los contenedores reutilizables deben ser limpiados cuidadosamente para prevenir que el inóculo de los hongos pase de un cultivo al siguiente. Los sustratos contaminados son una fuente de inóculo de hongos, y las mezclas con textura fina con frecuencia se compactan y proveen un medio ideal para hongos causantes de la chupadera. Un elevado pH, tanto en el medio de cultivo como en el agua de riego, pueden favorecer la chupadera,

pero el bajo pH de la mayoría de los musgos turbosos debería inhibir esta enfermedad fungosa (Carlson, 1983). La sobresiembra lleva a plántulas débiles que son más susceptibles a enfermedades. La fertilización con elevados niveles de nitrógeno y el exceso de riego, también pueden predisponer a las plántulas a la chupadera, tanto como un ambiente de cultivo con elevada humedad, poca luz, y temperaturas extremadamente altas o bajas.



Figura 5.1.22 Los contenedores reutilizables pueden contener propágulos de enfermedades forestales que vienen de cultivos anteriores, incluyendo hongos fitopatógenos, como esta especie de *Fusarium*, que fue aislada de bloques usados del tipo “Styrofoam” (cortesía de R. L. James, Servicio Forestal de los Estados Unidos).

Tabla 5.1.6 Condiciones ambientales y prácticas de cultivo que afectan a la chupadera en los viveros que producen en contenedores.

Condición ambiental o práctica de cultivo	Efecto en el desarrollo de la enfermedad	
	La promueve	La dificulta
Calidad de la semilla	Sucia o contaminada; lenta germinación y plántulas débiles	Limpia y estéril; Germinación vigorosa
Sustrato	Contaminado	Libre de fitopatógenos
	Textura fina	Mezcla de tamaños de partículas
	Sobrecompactado	Buena porosidad
pH	Alto (>6.5)	Ácido (4.5-6.0)
Densidad del cultivo	Sobresiembrá	Una plántula por cavidad
Nutrición	Nitrógeno elevado	Fertilización bien balanceada, particularmente fósforo, potasio y calcio
Riego	Frecuente, pesado	Frecuente, aplicaciones ligeras
Ambiente de cultivo	Humedad alta	Humedad moderada
	Poca luz	Luz adecuada
	Temperaturas extremas	Temperaturas ideales

Químico. Debido a que muchos de los hongos responsables de la chupadera nacen en las semillas, éstas pueden ser saneadas antes de la siembra. Los tratamientos a la semilla incluyen remojos en agua, enjuagues en agua corriente, y tratamientos químicos con blanqueador, peróxido de hidrógeno, o fungicidas. Si se sospecha que un medio de cultivo está contaminado, se puede intentar la fumigación química o la pasteurización (ver sección 5.1.7.2 para una mayor discusión de tratamientos a la semilla y a sustratos). Las saturaciones con fungicidas pueden ser aplicadas una vez que los síntomas de la enfermedad se hacen evidentes. Esta práctica raramente es curativa: la mayor parte del daño ya habrá acontecido para cuando se apliquen los productos químicos. Sin embargo, este tratamiento puede detener la propagación secundaria de la enfermedad. Sutherland y van Eerden (1980), concluyen que las saturaciones con fungicida rara vez son efectivas contra la chupadera, además de ser caras y potencialmente dañinas para el ambiente (ver la sección 5.1.7.4 para mayor información sobre fungicidas para el control de la chupadera).

5.1.3.2 Plagas y enfermedades de semillas en germinación y plántulas recién germinadas

Una vez que las plántulas han emergido, los síntomas y señas de enfermedad o daño por plagas se hacen más evidentes. La figura 5.1.23 proporciona una clave de daños de enfermedades y problemas con plagas comunes en semillas en germinación y plántulas jóvenes (Las letras en la clave se refieren a subtítulos en la sección correspondiente del texto).

A Chupadera posemergente (*damping-off*). Ver la sección 5.1.3.1 para ver una discusión sobre la chupadera.

B. Daño por calor. Se pueden presentar síntomas muy similares a los de la chupadera postemercente cuando prevalecen altas temperaturas en la superficie del sustrato. Levitt (1980) revisó la literatura sobre enfermedades de plántulas causadas por tensión por elevadas temperaturas, y refirió que el daño al tallo de plántulas de coníferas, puede ser el resultado de exposiciones a temperaturas del sustrato tan bajas como 45°C (113°F). Seidel (1986), expuso plántulas de *Pinus ponderosa* Dougl. ex. Laws, *Pseudotsuga menziesii* (Mirb.) Franco y *Picea engelmannii* Parry ex. Engelm., de dos a cuatro semanas de edad, a una serie de tratamientos de temperatura, y halló que las plántulas de todas las especies murieron a temperaturas en el intervalo de 48 a 68°C (118 a 154°F), dependiendo del tiempo de exposición.

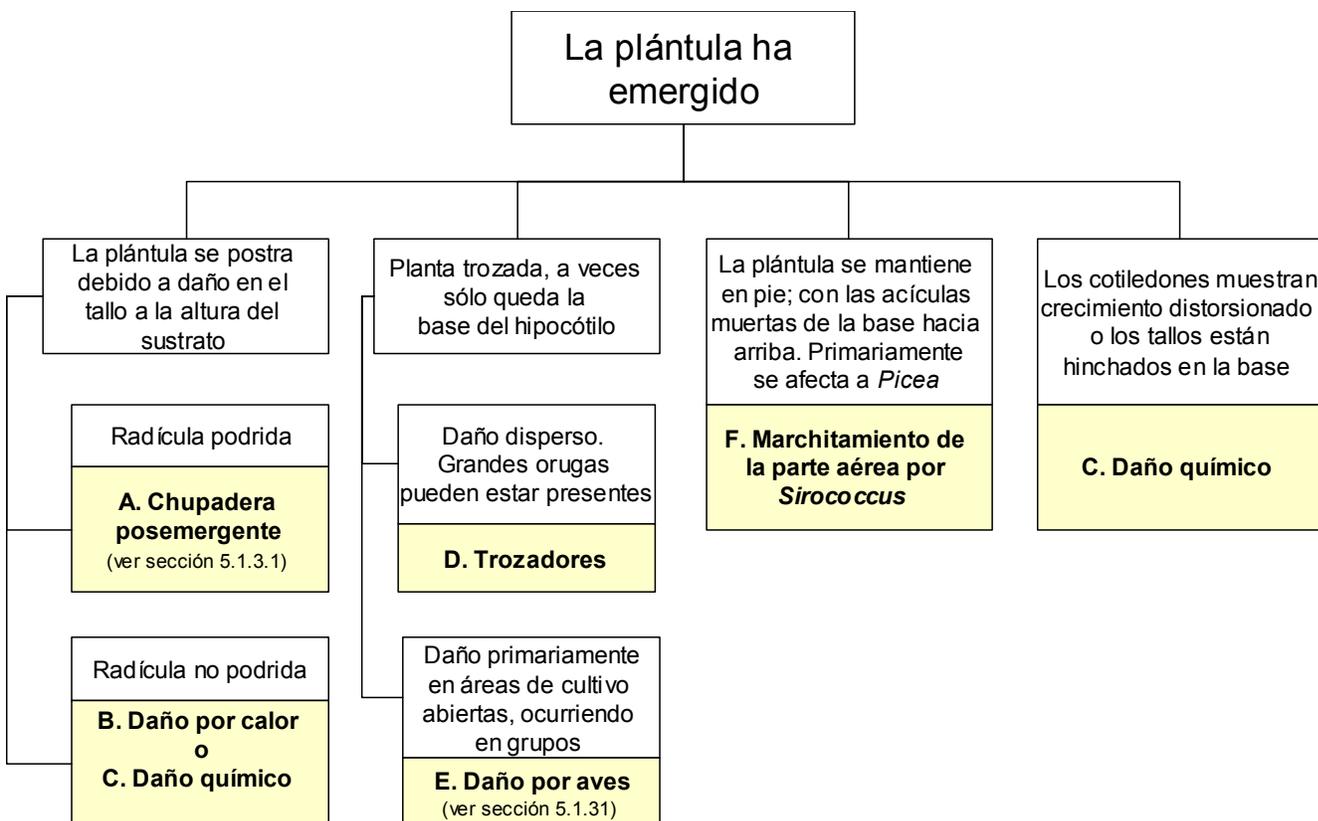


Figura 5.1.23-Clave de daños por problemas de plagas y enfermedades en semillas en germinación y plántulas jóvenes.

El daño por calor, que a veces solamente ocurre sobre el lado de la plántula que recibe la radiación solar directamente, es promovida por testas de color oscuro, pues absorben más calor que los colores más claros. Óbice (1961) describe una enfermedad, denominada “mancha blanca”, caracterizada por la aparición de lesiones blancas, encogidas y acusas, sobre el lado sur de del tallo de la plántula, justo por encima del nivel del suelo. James (1987) establece que las semillas en germinación de *Larix occidentalis* Nutt. son especialmente susceptibles al daño por calor, que puede ser identificado por encogimientos del tallo a la altura en el cuello de la radícula. Aparentemente, este síntoma se desarrolla cuando el meristemo lateral es muerto y los fotosintatos translocados basipétalmente causan un aumento en el crecimiento del tallo por encima del área dañada. La diferencia entre la chupadera causada por hongos y el daño por calor, es que la radícula de la plántula no muestra seña de pudrición luego de ser dañada por el calor (Fig. 5.1.24).

C. Daño químico. Los plaguicidas también pueden causar síntomas similares a los de la chupadera. Varios productos químicos, incluyendo los surfactantes, pueden causar tales síntomas y por ende es imposible identificar qué productos

químicos son los responsables de un daño específico. Como en el caso del daño por calor, el daño químico puede ser distinguido de la chupadera debido a la falta de pudrición de la radícula de la plántula.

Ciertos plaguicidas pueden causar clorosis, quemadura de puntas, cotiledones distorsionados (Fig. 5.1.25), o reducciones de crecimiento en plántulas jóvenes y suculentas. La fitotoxicidad por captán es mencionada con frecuencia en la literatura. Kozlowski (1986) aplicó captán en concentraciones de 250 a 2 500 ppm a *Pinus resinosa* Ait., y halló que aunque la germinación de las semillas no fue afectada, las concentraciones con dicho producto tan bajas como 500 ppm, retardaron tanto la elongación del hipocótilo como de la radícula, siendo esta última la más afectada. Un tratamiento con captán a la semilla causó hipocótilos enrollados, cotiledones retorcidos y cloróticos y reducciones de crecimiento en *Pinus resinosa* Ait. y *Pinus banksiana* Lamb. (Carlson y Nairn, 1975). Denne y Atkinson (1973) probó el efecto del fungicida captán en varias plántulas de coníferas y encontró que incluso una sola aplicación tuvo un efecto medible de achaparramiento en la parte aérea y en la raíz. Sin embargo, en un vivero de Colorado, que produce

en contenedores, el captán no dañó semillas en germinación de *Picea pungens* Engelm., en tanto que el diclorán originó hinchamiento del tallo, que debilitó mecánicamente a las plántulas (Fig. 5.1.26).



Figura 5.1.24 La plántula de la izquierda muestra daño en el tallo debido a elevadas temperaturas al nivel de la superficie del sustrato. La planta de la derecha está saludable.

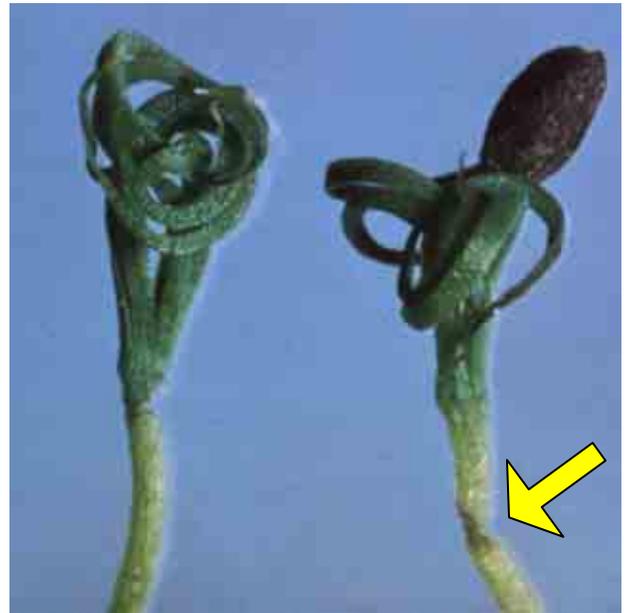


Figura 5.1.25 Daño químico a los cotiledones e hipocótilo (flecha) de plántulas de coníferas, causado por fungicida captán aplicado en un día cálido (cortesía de R. D. Hallett, Servicio Forestal del Canadá).

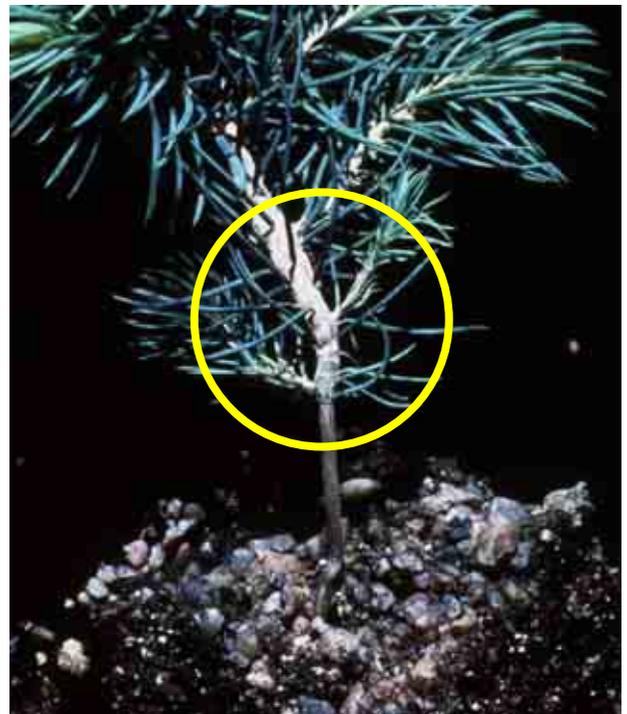


Figura 5.1.26 Un síntoma de daño químico es el hinchamiento del tallo, el cual ocurre justo por encima del nivel del sustrato. En este caso, una aplicación temprano en la temporada de diclorán, causó daño al tejido del cambium del tallo, pero el real hinchamiento no se desarrolló sino hasta avanzada la temporada de crecimiento.

Incluso los productos químicos que no son aplicados directamente a las plántulas causan daño. Los humos de preservativos utilizados para

proteger la madera ante la pudrición, como el pentaclorofenol, causaron retorcimiento y clorosis de cotiledones y eventualmente la muerte a plántulas de *Pinus resinosa* Ait., *Pinus banksiana* Lamb. y otras plántulas de coníferas (Carlson y Nairn, 1975). La toxicidad por arsénico fue diagnosticada como la causa de quemadura de hojas, achaparramiento, y ocasionalmente mortalidad de *Pinus resinosa* Ait. y otras plántulas de coníferas en un vivero de contenedores en Minnesota. La fuente del arsénico fue arsenato de cobre cromado, utilizado como preservativo para la madera en las estructuras de bancos, y aparentemente el producto químico se lixivió en macetas de papel (paperpot) alrededor del perímetro (Croghan, 1984). Los vapores de herbicida en el aire o el agua de riego contaminada con plaguicida, también puede causar quemadura de hojas o distorsiones. Hanan *et al.* (1978) proporciona síntomas específicos para varios tipos de daño por herbicida en cultivos hortícolas.

D. Gusanos trozadores. En realidad se trata de larvas de palomillas que se alimentan de la parte aérea succulenta de plántulas jóvenes. Sutherland y van Eerden (1980) refieren tres especies de gusanos trozadores que causan daño a plántulas de contenedor, y Matthews (1983) considera que el gusano trozador, *Peridroma saucia*, es la especie más común en los viveros que producen en contenedor en Columbia Británica. No hay referencias publicadas relativas al nivel de daño real, pero los gusanos trozadores fueron clasificados como el segundo más importante insecto plaga en la encuesta de viveros que producen en contenedor (tabla 5.1.3).

Hospedantes. Los gusanos trozadores no son específicos a ningún hospedante, y se alimentan de sus plántulas de la mayoría de las especies forestales (Sutherland y van Eerden, 1980).

Síntomas/Daño. Los gusanos trozadores dañan plántulas jóvenes al alimentarse de sus hojas y tallos succulentos ("trozado") (Fig. 5.1.27), consumiendo por entero la parte aérea con frecuencia, dejando sólo la base. Los gusanos trozadores pueden causar daño por masticación en el tallo, resultando en áreas undidas o deprimidas que recuerdan lesiones por hongos. Las plántulas cortadas al nivel del sustrato pueden ser confundidas con plántulas afectadas por chupadera (Palmer y Nicholls, 1981).

La mayoría de los trozadores son larvas grandes, de colores variables y cuerpo grueso, de hasta unos 4 cm (1.6 pulgadas) de longitud (fig 5.1.27). Se alimentan principalmente por la noche y se

esconden durante el día; las orugas pueden ser halladas a veces bajo la superficie del sustrato o bajo los contenedores. Shrimpton (1987) refiere que los contenedores con gusanos trozadores pueden ser fácilmente detectados: los gusanos trozadores en el sustrato causan que el nivel del cepelloncillo se eleve por encima del de contenedores vecinos. Las palomillas adultas, con frecuencia denominadas "molineras", son lanudas, con motas grises o café, y con unos 2 cm (0.8 pulgadas) de longitud. A veces son vistas volando alrededor del área de cultivo (Sutherland y van Eerden, 1980).



Figura 5.1.27 Los trozadores son larvas de cuerpo grueso, que cortan el follaje de la plántula y que eventualmente pueden consumir toda la parte aérea (cortesía de J. R. Sutherland, Servicio Forestal del Canadá).

Ciclo de vida. El ciclo de vida de los gusanos trozadores consiste de las etapas de huevecillos, larva, pupa y adulto, y presentan de una a varias generaciones por año, variando con el clima. Las palomillas adultas ponen huevecillos en el sustrato o en los desechos de plantas; tan pronto como los huevecillos eclosionan, las larvas comienza a alimentarse del tejido de las plantas y continúan creciendo hasta la pupación. Unos pocos gusanos trozadores pueden causar pérdidas significativas

debido a que se pueden mover de plántula en plántula, y a que consumen cantidades considerables de material vegetal. Los trozadores probablemente pasan el invierno en etapa de pupa (Sutherland y van Eerden, 1980).

Manejo de la plaga. Las áreas de cultivo deben ser inspeccionadas para excluir a las palomillas adultas. Las larvas pueden ser retiradas manualmente de los contenedores y ser destruidas, pero lo anterior resulta impráctico a gran escala. Debido a que los adultos son atraídos a ciertos tipos de malezas para poner sus huevecillos, el mantener el área de cultivo libre de malezas ayudará a reducir la incidencia de esta plaga (Shrimpton, 1987). Los controles químicos, como cebos envenenados conteniendo atrayentes, y la aspersión de insecticidas o saturaciones de sustrato (ver sección 5.1.7.4), son normalmente dirigidos a las larvas. Los insecticidas de contacto y los cebos son más efectivos que los insecticidas protectores, pues las larvas consumen muy poco del tallo y es difícil aplicar este tipo de insecticidas en la parte baja del mismo (Shrimpton, 1987). Las aspersiones para controlar palomillas adultas fueron más efectivas cuando se aplicaron avanzado el día (Sutherland y van Eerden, 1980).

E. Daño por aves. Ver sección 5.1.3.1

F. Marchitamiento por *Sirococcus*. El marchitamiento es un término descriptivo para una enfermedad que causa una rápida muerte descendente, o muerte al tejido vegetal (Peterson y Smith, 1975). La decadencia por *Sirococcus*, causado por el hongo *Sirococcus strobilinus*, afecta primariamente plántulas de *Picea* en el noroeste de los Estados Unidos y zona costera de Columbia Británica. Esta enfermedad viene de la semilla y se propaga debido a prácticas deficientes de colecta de conos, y los conos viejos son los más susceptibles de estar enfermos (Sutherland, 1986). En lotes de semilla afectados, 1 a 3% de la semilla puede estar infectada, y una propagación secundaria entre plántulas emergidas en el vivero ha resultado en pérdidas tan altas como 40% (Sutherland y van Eerden, 1980). James y Gilligan (1985) refieren que este hongo causó enfermedad en 18 de 19 lotes de semilla, y representó la enfermedad más dañina en las plántulas de *Picea* en los viveros de contenedores del norte de Idaho. El marchitamiento por *Sirococcus*, fue la cuarta causa más importante de enfermedad reportada por administradores de viveros en la encuesta de viveros que producen en contenedores (tabla 5.1.2). Sutherland *et al.* (1987) presenta una revisión excelente del marchitamiento por *Sirococcus*.

Hospedantes. Aunque el marchitamiento por *Sirococcus* puede afectar tanto a *Picea* como a *Pinus* en los viveros que producen en contenedor, ha sido más dañino en *Picea sitchensis* (Bong.) Carr. y *Picea glauca* (Moench) Voss en el noroeste de los Estados Unidos y zona costera de Columbia Británica (Sutherland y van Eerden, 1980). La enfermedad mostró venir de la semilla en *Picea sitchensis* (Bong.) Carr., *Picea glauca* (Moench) Voss y *Picea engelmannii* Parry ex Engelm. en Columbia Británica (Sutherland *et al.*, 1981), y se sospecha que viene de la semilla en *Picea engelmannii* Parry ex Engelm. en Idaho (James y Gilligan, 1985).

Síntomas/Daño. El hongo ataca semillas en germinación y plántulas muy jóvenes, y mata primariamente acículas de la base hacia arriba; las acículas afectadas se desecan y se trocan color café claro a café rojizo (Fig. 5.1.28). Las plántulas usualmente mueren y se mantienen erectas (Sutherland y van Eerden, 1980). Esta enfermedad puede ser confundida con la pudrición de raíz por *Fusarium* (ver sección 5.1.4.2), pero puede ser diferenciada observando el característico "caramelo" o los oscuros picnidios en el hipocótilo o en la base de los cotiledones. En plántulas viejas (cuatro meses), *S. strobilinus* puede causar una decadencia a la parte aérea o una muerte descendente que a veces lleva a mortalidad de la plántula (James y Gilligan, 1985).

Desarrollo de la enfermedad. El hongo es introducido primordialmente al vivero en la semilla, aunque las esporas pueden arribar de fuera del área de cultivo. Una vez introducido dentro del vivero, el hongo aparentemente se puede propagar a plántulas adyacentes mediante esporas diseminadas por salpicamiento del agua de riego o lluvia. Los manchones con la enfermedad que se va desarrollando, con frecuencia enmascaran la distribución aleatoria característica de hongos fitopatógenos que nacen en la semilla. La enfermedad es favorecida por condiciones frías y húmedas, así como bajas intensidades lumínicas que con frecuencia ocurren en viveros de contenedor en el noroeste (Sutherland y van Eerden, 1980). Una buena ilustración del ciclo de la enfermedad de la decadencia por *Sirococcus*, se presenta en Sutherland *et al.* (1987).



Figura 5.1.28 El marchitamiento por *Sirococcus*, es un hongo que nace en las semillas y que afecta plántulas jóvenes de *Picea*. Se puede diagnosticar con base en síntomas (follaje cafésoso, blancuzco) y señales (picnidios oscuros en la base de la parte aérea, ver flechas en la foto) (fotografía cortesía de R. L. James, Servicio Forestal de los Estados Unidos).

Manejo de la enfermedad. Químico. Se pueden realizar ensayos a la semilla para detectar si está infestada por *Sirococcus* (Sutherland *et al.*, 1981), y un ensayo de anticuerpos monoclonal, recientemente desarrollado, puede probar ser un procedimiento de diagnóstico simple, rápido y preciso (Mitchell, 1986). Si los lotes de semilla pueden ser identificados, pueden ser tratados químicamente antes de ser sembrados, o las semillas en germinación de lotes infectados pueden ser inspeccionadas. La pronta identificación permitirá la aplicación de fungicidas (sección 5.1.7.4) tan pronto como la enfermedad se haga evidente, para prevenir la propagación secundaria de la misma (Sutherland y van Eerden, 1980). Saturaciones de los fungicidas benomyl o daconil, aplicados a lotes de semilla infectados, han producido resultados diversos (Matthews, 1987). Los fungicidas deben ser aplicados regularmente para proteger las hojas nuevas, pues el riego o la lluvia pueden lavar los productos químicos del follaje de las plántulas.

Cultural. Se debe cuidar que las semillas que se elijan de huertos semilleros estén libres de *Sirococcus* (Sutherland *et al.*, 1982). En el vivero, las plántulas enfermas deben ser eliminadas tan pronto como sean evidentes, para prevenir una

propagación secundaria. La manipulación del ambiente de cultivo vía la reducción de la humedad relativa, y el aumento de la temperatura y luz, pueden ser de utilidad para minimizar la intensidad de la enfermedad (Sutherland *et al.*, 1980).

5.1.4 Plagas y Enfermedades del Sistema Radical de las Plantas

Las plagas y enfermedades de la raíz son por lo menos tan comunes como las que afectan a la parte aérea de las plántulas, y con frecuencia son más dañinas. La importancia relativa de las plagas y enfermedades de la raíz puede ser subestimada, dado que no están a la vista; los problemas en la raíz con frecuencia se expresan en síntomas foliares. Los especialistas con experiencia consideran que muchos síntomas foliares frecuentemente indican daño avanzado en las raíces.

Como en las secciones anteriores, se proporciona una clave de daños para las plagas y enfermedades de la raíz de plantas en contenedor establecidas (Fig. 5.1.29). Las descripciones de esta clave pueden ayudar al viverista a identificar tentativamente el problema; se proporciona más información en las secciones referidas por la clave (las letras en la clave corresponden a los subtítulos en las secciones correspondientes del texto).

5.1.4.1 Plagas

Aunque algunos insectos causan daño incidental cuando accidentalmente son introducidos en los viveros que producen en contenedor, algunas especies son plagas específicas para la planta forestal.

A. Picudos de la raíz. Varios picudos dañan la planta producida en contenedor en el vivero, pero el picudo negro de la vid (*Otiorhynchus sulcatus*) es uno de los más dañinos (Sutherland y van Eerden, 1980). Tanto este último como el gorgojo de la raíz de la fresa (*O. ovatus*) fueron reportados en viveros de los Estados Unidos y Canadá en la encuesta de viveros que producen en contenedor. Sutherland *et al.* (1982), consideran a los picudos como los insectos más comunes, destructivos y difíciles de controlar en los viveros que producen en contenedor de la Columbia Británica. Los picudos de la raíz fueron la tercera causa más importante de plagas de insectos, con base en las respuestas de la encuesta de viveros que producen en contenedor, con una ocurrencia relativa del 10% (tabla 5.1.3).

Hospedantes. Los picudos atacan las plántulas de todas las especies, si bien *Tsuga heterophylla* (Raf.) Sarg. (Matthews, 1983) y *Picea* (Shrimpton, 1986) son especialmente susceptibles.

Síntomas/Daño. La identificación de picudos adultos puede ser confusa, y Carmean (1986) proporciona una clave para las especies comunes.

Los adultos de las dos especies mencionadas anteriormente son pequeños, de 0.3 a 1.2 cm de longitud (0.1 a 0.5 pulgadas), pero *O. sulcatus* es más largo. El color de los adultos varía de bronceado a oscuro, y tienen la forma típica de los picudos (Fig. 5.1.30A).

Los picudos adultos pueden provocar un claro anillo de 6 mm (0.25 pulgadas) en el tallo de las plántulas, justo por debajo del punto donde comienza el follaje. Usualmente sólo es atacada una plántula a la vez. Este daño normalmente acontece al inicio del verano, debido a que los adultos se alimentan antes de que el tallo se lignifique. Las plántulas del exterior de un bloque de contenedores, o del perímetro del área de crecimiento, son atacadas con mayor frecuencia (Shrimpton, 1986). Los picudos adultos de la raíz de la fresa pueden causar un daño más significativo que los adultos del picudo negro de la vid, que originan sólo daños menores. Los adultos pueden pasar desapercibidos, puesto que se alimentan de noche y se esconden durante el día, pero algunas veces pueden ser hallados bajo los contenedores o algún material, en el área de cultivo.

Las larvas de los picudos son más destructivas que los adultos. Las larvas de ambas especies tienen color crema, pequeñas cabezas café y carecen de patas; las larvas del picudo de la raíz de la fresa son más pequeñas que las de la otra especie (Fig. 5.1.30B) (Sutherland y van Eerden, 1980). Las larvas del picudo a veces pueden ser encontradas dentro del medio de cultivo, donde mastican la corteza de las raíces de mayor tamaño, y consumen por completo las raíces más finas (Fig. 5.1.31A). Debido a que las larvas comen más tejido conforme crecen, el suplemento de agua y nutrientes minerales para la parte aérea de la planta se reduce gradualmente. Los síntomas foliares generalmente son sólo visibles hasta avanzada la temporada de crecimiento, cuando la planta puede ser extraída con suma facilidad del contenedor; la inspección de estas plantas revela que la totalidad de la sección inferior del sistema radical ha sido consumida (Fig. 5.1.3B) (Sutherland y van Eerden, 1980). Dado que el cepellón debe ser disecado para la búsqueda de larvas, sus poblaciones no son examinadas rutinariamente.



A



B

Figura 5.1.30 Los picudos adultos (A) dejan una marca en forma de anillo en las plántulas de contenedor; sus larvas (B) causan daño por masticación a las raíces. El picudo negro de la vid (izquierda) es de mayor tamaño y considerado más dañino que el picudo de la raíz de la fresa (derecha) (Cortesía de J. R. Sutherland, Servicio Forestal de Canadá).

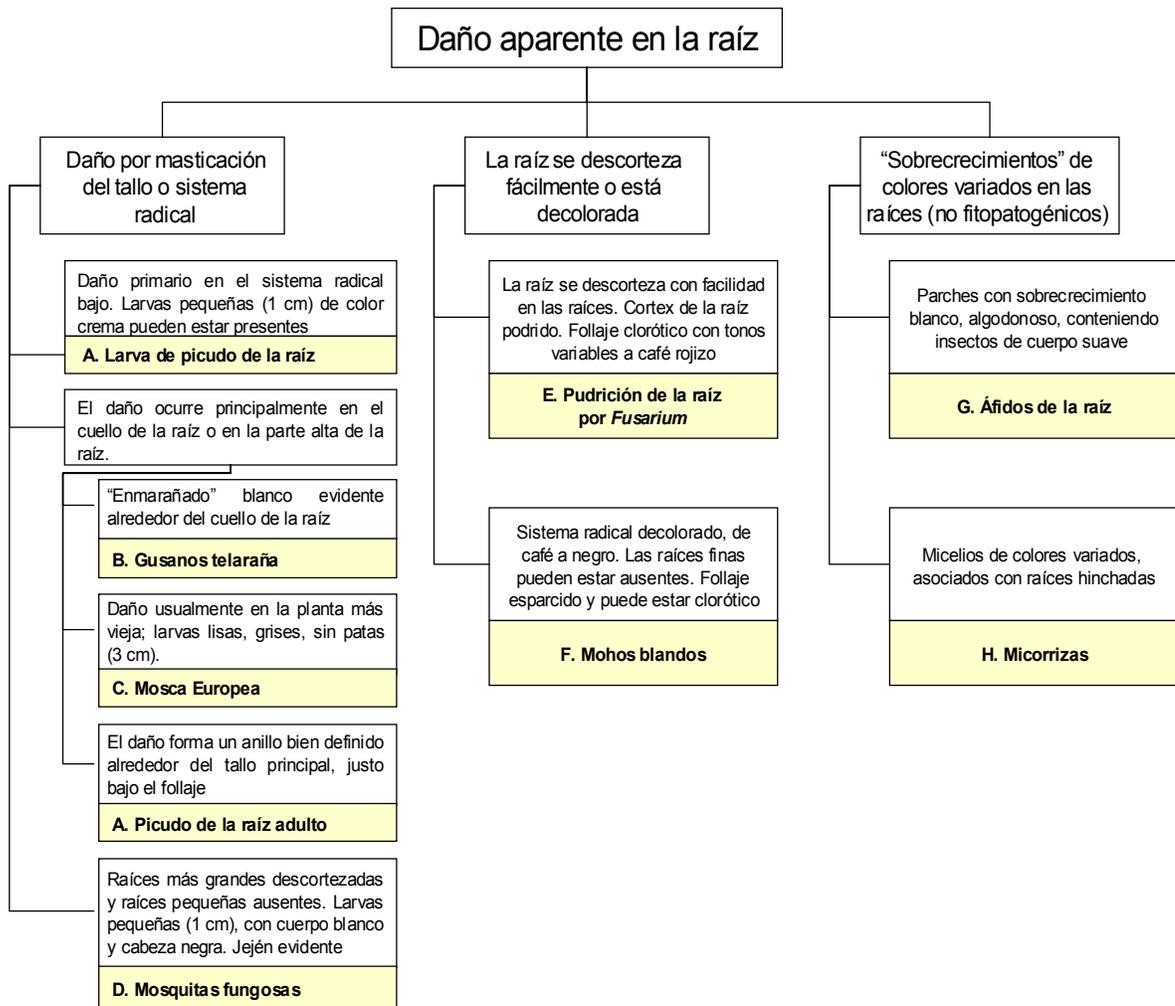
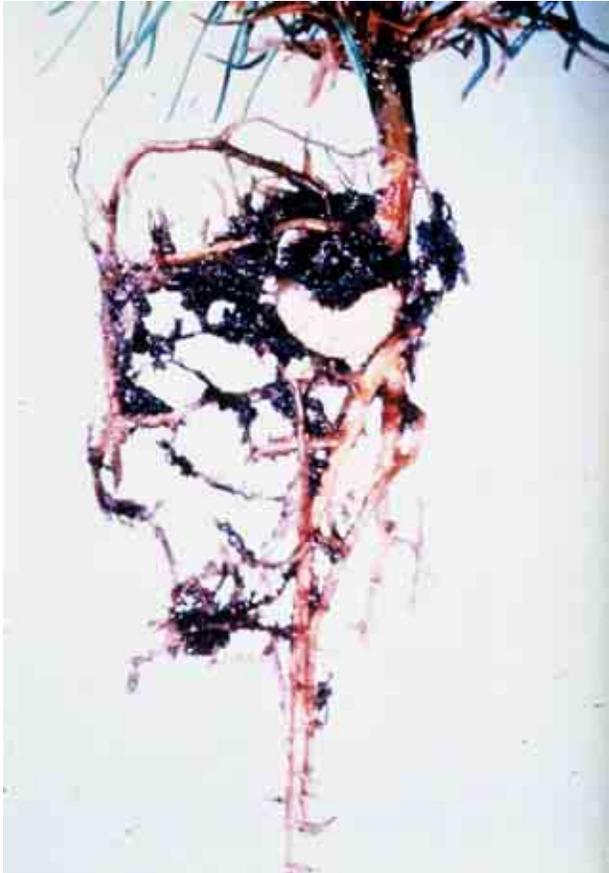


Figura 5.1.29 Clave de daños por plagas y enfermedades del sistema radical de las planta. Téngase en cuenta que las micorrizas no son enfermedades, aunque con frecuencia se les toma por sobrecrecimientos fitopatogénicos.

Ciclo de vida. El ciclo de vida de todos los picudos que afectan planta en contenedor es semejante, pero la velocidad de desarrollo y el número de generaciones por año puede ser incrementado por las condiciones favorables, como la mayor temperatura de los invernaderos. Los adultos ponen sus huevecillos dentro o sobre del sustrato durante el verano. Cuando eclosionan, comienzan su alimentación con el sistema radical; pueden pasar el invierno como larvas o pupar a adultos. Es interesante señalar que todos los picudos adultos de este género son hembras (Shrimpton, 1987).



A



B

Figura 5.1.31 La larva del picudo negro de la vid, a veces puede ser hallado en el cepelloncillo de la plántula, donde descortezas las raíces (A), y con frecuencia consume la porción baja del sistema radical (B) (A, cortesía de G. Shrimpton, Ministerio de Bosques de Columbia Británica; B, cortesía de J. R. Sutherland, Servicio Forestal del Canadá).

Manejo de la plaga. Químico. Los insecticidas pueden ser aplicados para controlar larvas o adultos, aunque los plaguicidas foliares que matan a los adultos son los más efectivos. Debido a que la época de aplicación de tales productos es crítica, la inspección para determinar los periodos de actividad de los adultos, es esencial. Los plaguicidas foliares (cuadro 5.1.7), deben ser aplicados al follaje de las plantas tan pronto como se detectan adultos, de tal manera que sean controlados antes de que las hembras pongan huevecillos (Sutherland y van Eerden, 1980). Bajo condiciones de traslape de generaciones, como puede pasar en los invernaderos, las aspersiones foliares pueden ser aplicadas a intervalos de tres a cuatro semanas, pues la toxicidad de estos insecticidas dura sólo unos pocos días. La aspersión debe llevarse a cabo cuidadosamente, para cubrir por completo el follaje de la planta, pues los picudos con frecuencia se alimentan fuera de la luz solar directa (Capizzi y Green, 1984).

Debido a que no todos los picudos adultos son muertos mediante tratamientos foliares protectivos, una saturación química (tabla 5.1.7) puede requerirse para controlar larvas en el medio de cultivo. Capizzi y Green (1984), recomiendan la aplicación de varias saturaciones en la primavera o el otoño. Las saturaciones son difíciles de

administrar operativamente, pues el producto químico debe penetrar uniformemente el sustrato para obtener un control completo.

Cultural. No existen medidas de este tipo para el control del insecto en la literatura especializada.

Tabla 5.1.7 Insecticidas para el control de picudos de la raíz adultos e inmaduros, en plantas ornamentales producidas en contenedores

Ingrediente activo	Nombre comercial	Formulación (onzas/100 galones)
Aspersiones foliares para picudos adultos		
Acefato	Orthrene 755®	16
Azinfo-metil	Guthion 50WP®	16
Permethrin	Pounce 3.2 EC®	8
Fenvalerato	Pydrin 2.4 EC®	5.3-10.6
Fluvalinato	Mavrik Aquaflow 2E®	9.6
Bendiocarb	Turcam® o Dycarb 76WP®	21
Saturaciones para picudos inmaduros		
Carbofurán	Furadán 4F®	1-2
Acefato	Orthene Tree y Ornamental Spray®	16

Esta lista no constituye recomendación alguna: estos productos específicos son aquellos listados en la fuente consultada y es posible que en la actualidad no cuenten con registro. Otros productos también pueden estar disponibles. Consulte con un especialista en plagas y enfermedades y verifique la etiqueta para información sobre usos registrados y dosis de aplicación.

Fuente: Capizzi y Green (1984).

B. Gusanos telarañeros (incluyendo el anillador del arándano). Estos insectos, las larvas de un grupo de insectos similares a las palomillas, y que incluye al anillador del arándano (*Chrysoteuchia topiaria*), han sido un problema en los viveros que producen a raíz desnuda durante muchos años, pero sólo recientemente han sido implicados como causa de daños en planta producida en contenedores. Los adultos (Fig. 5.1.32A) no son dañinos, pero sus larvas (Fig. 5.1.32B) se alimentan del tallo y parte superior del sistema radical de plantas producidas en contenedor. La cantidad de daño causada por estos insectos no es bien conocida, aunque una infestación severa resultó en la pérdida de varios miles de plantas 2 + 0 de *Picea* en un vivero de la zona interior de Columbia Británica (Shrimpton, 1986). En la actualidad, sólo viveros en Idaho, Montana y Columbia Británica han sido infectados por esta plaga.

agosto en Columbia Británica (Shrimpton, 1986). La característica más distintiva del daño por el gusano telarañeros, es la presencia de una maraña blanca, sedosa, conteniendo pedacitos de sustrato en el cuello de la raíz (Fig. 5.1.33B).



A

Hospedantes. *Picea* y *Pseudotsuga* son los únicos hospedantes reportados, si bien el anillador del arándano ataca a otras coníferas en viveros que producen a raíz desnuda.

Síntomas/Daño. El daño por masticación de las larvas de estos insectos, es similar al causado por los anilladores, como los picudos de la raíz. Sin embargo, los gusanos telarañeros hacen tiras la corteza exterior del cuello de la raíz y de raíces laterales, mientras que los picudos consumen la parte inferior del sistema radical (Fig. 5.1.33A). El daño acontece principalmente durante el mes de



B

Figura 5.1.32 Los gusanos telarañeros, son plagas recientemente reconocidas para los árboles producidos en contenedores. La palomilla adulta (A), tiene un aparato bucal distintivo, pero no es dañina; la larva (B) causa anillamiento de la parte superior del sistema radical (cortesía de G. Shrimpton, Ministerio de Bosques de Columbia Británica).

Ciclo de vida. Las palomillas del gusano telarañero, están activas a fines de la primavera, y ponen sus huevecillos en masas densas de plantas, así que las plántulas en contenedor proporcionan un hábitat ideal. Las palomillas, color café pálido, con un aparato bucal distintivo que se proyecta desde la cabeza, miden de 1.3 a 2.5 cm (0.5 a 1.0 pulgadas) de longitud (Fig. 5.1.32A). Poseen una trayectoria de vuelo caracterizada por un zig-zag irregular. La eclosión se da en unos pocos días, y las larvas se alimentan hasta la pupación en el otoño; las larvas son cortas (0.6 a 1.9 cm, 0.23 a 0.75 pulgadas), de cuerpo grueso, y con pilosidades. Las larvas pasan el invierno en capullos sedosos, justo bajo la superficie del sustrato, y pupan en la primavera siguiente (Metcalf y Flint, 1962). Algunos gusanos telarañeros tienen más de una generación por año, lo cual puede ser un factor significativo en el favorable ambiente del invernadero.



A



B

Figura 5.1.33 Daño por gusano telarañero a una *Picea* producida en contenedor. La corteza ha sido reducida a tiras en el tallo y parte superior del sistema radical (A). Note los restos que se asemejan a una maraña de seda en la superficie del sustrato (círculo), los cuales son señal de la presencia de este insecto (B).

Manejo de la plaga. Las medidas específicas de control para esta plaga, no han sido establecidas para viveros que producen en contenedor. Sin embargo, los siguientes controles, que han sido utilizados para el anillador del arándano en viveros que producen a raíz desnuda, tienen alguna aplicabilidad. El pasto actúa como reservorio del gusano telarañero, por lo que algunas poblaciones pueden ser reducidas eliminando el pasto alrededor de los viveros mediante su corte o aplicando herbicidas. Las plantas susceptibles deben ser cultivadas tan lejos como se pueda de campos abiertos (Shrimpton, 1983). El poner mosquiteros en las aberturas del invernadero excluirá las palomillas adultas del área de cultivo. Los insecticidas pueden ser usados en larvas o adultos. El diazinón ha sido aplicado a la parte aérea de las plantas para controlar las palomillas, y contra las larvas se han aplicado saturaciones al sustrato, con productos como chlorpirifos. Las trampas de feromonas pueden ser usadas para determinar la ocurrencia del gusano telarañero y para establecer los periodos de actividad de la palomilla (Tunnock, 1985).

C. Mosca europea. Este insecto, también conocido como mosca europea del pantano (*Tipula paludosa*), es una plaga introducida que sólo ha sido reportada en el pacífico noroeste. El intervalo de distribución de este insecto, aparentemente es limitado por el clima; su límite al sur actualmente está limitado alrededor de los 45° de latitud (Oregón a Nueva Escocia) (Anónimo, 1983). Las larvas de la mosca europea, llamadas ("sacos de cuero") (Fig. 5.1.34), se alimentan del tallo del arbolito y de la parte superior del sistema radical. Al alimentarse se causa anillamiento del tallo y se corta el flujo de agua y nutrientes minerales del sistema radical, provocando marchitez y achaparramiento. Este insecto fue clasificado en cuarto lugar en la encuesta de viveros que producen en contenedor, con una ocurrencia relativa de 9.8%, con base en las respuestas de administradores de viveros que producen en contenedores (tabla 5.1.3). Debido al ciclo de vida de *Tipula paludosa*, el daño estará restringido a las plantas más viejas, especialmente de la etapa 2 + 0 o plantas remanentes (Sutherland y van Eerden, 1980). Los viveros en climas húmedos, son más susceptibles de ser afectados, pues los huevecillos y las larvas jóvenes son susceptibles a la desecación (Anónimo, 1983). Esta plaga puede ser introducida a nuevas áreas, pues la larva con frecuencia permanece en el cepelloncillo después de que la planta es retirada del vivero (Shrimpton, 1985).

Hospedantes. No hay reportes publicados de especificidad en hospedantes, pero la única infestación seria se presentó en *Picea sitchensis* (Bong.) Carr., en un vivero que produce a raíz desnuda, en Columbia Británica (Sutherland y van Eerden, 1980).

Síntomas/Daño. Este insecto es difícil de detectar durante la temporada de cultivo, pues las larvas se alimentan bajo la superficie del sustrato, y el daño usualmente no se nota hasta que las plántulas son extraídas para ser embarcadas. Las larvas crean un anillo bien definido donde se alimentan, de unos 2.5 cm (1 pulgada) de ancho, en el cuello de la raíz, consumiendo sólo la corteza. Usualmente anillan por completo el tallo, y eventualmente pueden consumir algo de la parte superior del sistema radical. El daño se presenta en manchones, ya que la larva generalmente ataca pequeños grupos de 1 a 7 árboles en un área dada (Shrimpton, 1986).

Ciclo de Vida. Bajo condiciones normales, en el Pacífico Noroeste la mosca europea pasa durante un año, por las cuatro etapas de su ciclo de vida (huevo, larva, pupa y adulto). Los adultos no dañan a las plántulas, pero dejan sus huevecillos en la superficie del sustrato, desde finales del verano y hasta principios del otoño. La larva se alimenta durante el otoño e invierno, y pasa a la etapa de pupa en el verano siguiente. Los adultos emergen, se aparean inmediatamente y vuelven a colocar sus hevecillos, completando así su ciclo de vida (Sutherland y Van Eerden, 1980).

Manejo de la plaga. La decisión de utilizar un control ambiental deberá basarse en la magnitud y constancia del daño, y la presencia de adultos en el vivero. El adulto puede excluirse del invernadero mediante mallas. Aunque los controles biológicos han provado ser eficientes en pruebas de laboratorio, ninguno de éstos han sido implantados de manera operativa (Anónimo, 1983). Los sprays repelentes de la mosca no son efectivos ya que el adulto no se alimenta de las plántulas. Las saturaciones con insecticidas y los cebos para el control de las larvas pueden ser medidas que valen la pena (Sutherland y Van Eerden, 1980) (vea la sección 5.1.7.4). En los viveros de la Columbia Británica que producen en contenedor, se ha aplicado diazinon durante el otoño, cuando los insectos se alimentan cerca de la superficie del sustrato. La estimación del control puede realizarse siguiendo estas aplicaciones, ya que la larva comunmente se arrastra sobre la superficie del sustrato antes de morir. Este insecto es en realidad una plaga de pastos, por lo que el césped alrededor del vivero deberá ser tratado apropiadamente para eliminar fuente de plagas.



A



B

Figura 5.1.34 Las larvas de la mosca europea (A), denominadas "sacos de cuero", anillan el tallo de las plantas, mientras el adulto (B) es un insecto grande, parecido a un mosquito (cortesía de J. R. Sutherland, Servicio Forestal del Canadá).

D. Mosquita fungosa de alas oscuras. Estas pequeñas moscas (*Bradysia* spp.) son problemas comunes en los invernaderos, pero su importancia como plagas dañinas sólo se ponderó hasta recientemente. En realidad, los adultos de la mosquita fungosa de alas oscuras son inofensivos. Sin embargo, las larvas se pueden alimentar de las succulentas radículas de plántulas jóvenes, de estacas, o de semillas carnosas cuando las condiciones son favorables. Estos insectos fueron clasificados en quinto lugar entre los insectos mencionados en la encuesta de viveros que producen en contenedor (tabla 5.1.3). Shrimpton (1986) considera a las mosquitas fungosas de alas oscuras como plagas secundarias, usualmente sólo atacan plántulas debilitadas por otros problemas, como la pudrición de la raíz por *Fusarium*. Siempre se ha sospechado el papel de estos insectos en la transmisión de enfermedades, lo cual ha sido recientemente confirmado con la marchitez por verticillium en los invernaderos (Kalb y Millar, 1986).

Hospedantes. Las larvas normalmente se alimentan de hongos del suelo y de materia orgánica, pero las más grandes pueden atacar el tejido radicular sano de muchas plantas, incluyendo plántulas de pino (Mead, 1978). Las semillas y estacas de especies de latifoliadas, y las plántulas de muchas especies leñosas, han sido dañadas en los viveros que producen en contenedor del oeste de los Estados Unidos.

Síntomas/Daño. La primera evidencia de infestación por mosquita fungosa de alas oscuras, es la presencia de los adultos en torno a las plantas hospedantes, que vuelan cuando son perturbados. Los adultos son pequeñas moscas, oscuras, parecidas a mosquitos (Fig. 5.1.35A), semejantes a muchas otras moscas presentes en los invernaderos. Shrimpton (1986), atrapó pequeñas moscas en viveros que producen en contenedores en Columbia Británica, e identificó 11 especies diferentes. Puede ser difícil para el aficionado diferenciar entre las mosquitas fungosas de alas oscuras y las moscas de playa, que también son comunes, pero inofensivas (tabla 5.1.8).

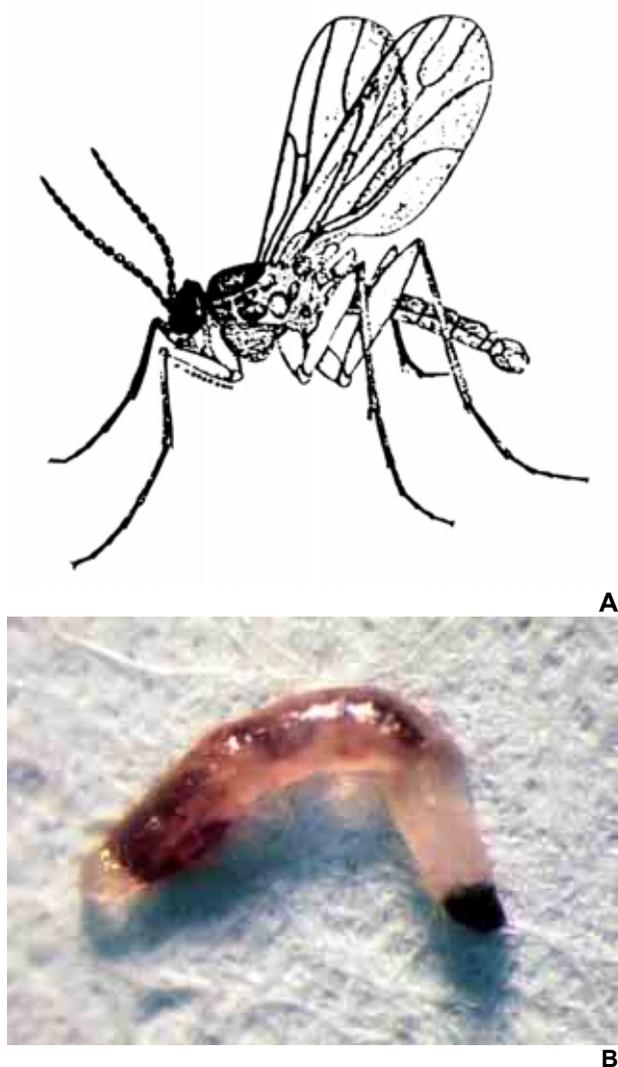


Figura 5.1.35 Las mosquitas fungosas adultas (A) son una molestia común en viveros forestales que producen en contenedores, pero no dañan a las plántulas; las larvas (B) pueden causar daños serios por masticado al sistema radicular de plántulas producidas en contenedor (A, cortesía de J. R. Baker, Servicio de Extensión de Carolina del Norte).

Los síntomas de las plantas dañadas incluyen marchitez y pérdida repentina de vigor. La inspección de las plantas afectadas con una lupa de mano, puede revelar la presencia de larvas en la capa superior del sustrato (Peck, 1982). Las larvas no tienen patas, son semitransparentes y poseen

cabezas negras, además de tener una longitud de hasta 0.5 cm (0.2 pulgadas) (Nelson, 1978) (Fig. 5.1.35B). Las larvas pueden consumir por completo pequeñas raíces, o solamente el exterior de las raíces más grandes, dejando sólo el tejido vascular en tiras. Para cuando los síntomas se hacen evidentes, el daño es tan severo que el control de las larvas ya no es práctico. En su lugar, los adultos deben ser controlados en cuanto son notados.

Ciclo de vida. Las hembras de la mosquita ponen huevecillos sobre superficies húmedas, prefiriendo sustratos que sean ricos en materia orgánica. Las infestaciones parecen ser más severas en contenedores que tienen algas o musgos, los cuales se desarrollan como respuesta a un riego excesivo. Los huevecillos eclosionan en unos 6 días, y las larvas se alimentan por un par de semanas y luego pupan en el medio de cultivo. Luego de 5 a 6 días, los insectos adultos emergen, completando el ciclo de vida (Nelson, 1978). Debido a su corto ciclo de vida, las poblaciones de la mosquita fungosa de alas oscuras pueden aumentar rápidamente en los ambientes de invernadero, donde los recursos alimenticios de materia orgánica están presentes, además de las condiciones cálidas y húmedas que ahí prevalecen (Peck, 1982).

Manejo de la plaga. Químico. Los insecticidas pueden ser usados para controlar larvas o adultos. Muchos insecticidas comunes son efectivos contra los adultos (ver sección 5.1.7.4), pero algunas veces es difícil alcanzar áreas donde los adultos pueden estarse escondiendo. Los insecticidas pueden ser aplicados como saturaciones de sustrato, para controlar las larvas, pero todas las superficies donde las mosquitas se están propagando deben ser tratadas (Peck, 1982). Hamlen y Mead (1979) probaron 12 insecticidas comunes sobre mosquitas fungosas y hallaron que todos fueron efectivos; pero los insecticidas fueron más efectivos que los reguladores de crecimiento, y los plaguicidas aplicados en la superficie fueron tan efectivos como las saturaciones sustrato.

Tabla 5.1.8 Características distintivas de dos insectos de invernadero comunes: moscas de playa y mosquitas fungosas de alas oscuras

Característica	Moscas de playa	Mosquitas fungosas de alas oscuras
Familia	Ephydriidae	Sciaridae
Cuerpo	Se asemejan a la mosca de la fruta	Se parecen a pequeños mosquitos
Tamaño	2-4 mm (0.08-0.16 pulgadas)	2-4 mm (0.08-0.16 pulgadas)
Alas	Con puntos pálidos	Grises, con venas en forma de "Y"
Antenas	Cortas, con una cerda	Largas, parecidas a un collar
Larvas	No se distingue la cabeza	Delgadas, con una cabeza pequeña y lustrosa

Fuente: modificado de Kennedy y Helgesen (1973) y Shrimpton (1986).

Cultural. Los métodos culturales de control, involucran asepsia general del invernadero, removiendo los contenedores infestados, evitando el riego excesivo, y esterilizando los contenedores y superficies en el área de cultivo (Peck, 1982). Lindquist *et al.* (1985), refieren que el tipo de medio de cultivo afecta las poblaciones de la mosquita fungosa y también la eficacia de los insecticidas: más mosquitas adultas emergieron y los insecticidas fueron menos eficientes, cuando se tenía un sustrato compuesto de corteza. Shrimpton (1986), describe un método de monitoreo para mosquitas fungosas, y para su control potencial, el cual involucra cintas adhesivas amarillas, colgando del invernadero. Los adultos son atraídos a las cintas y se quedan pegados. Parrella (1987), discute el uso de tarjetas adhesivas amarillas, en invernaderos ornamentales, y recomienda colgar una tarjeta cada 929 m² (10 000 pies²), para el monitoreo de poblaciones de insectos plaga. Shrimpton (1986), apunta que los invernaderos hortícolas han reducido exitosamente las poblaciones de moscas en los invernaderos colgando las referidas cintas adhesivas amarillas, a una densidad de una por cada 0.93 m² (10 pies²). Baker (1986), presenta una excelente guía para identificar los insectos de invernadero atrapados en tarjetas adhesivas amarillas.

5.1.4.2 Enfermedades fungosas de la raíz

Los hongos pueden causar muchas enfermedades en las raíces de las plántulas de viveros que producen en contenedor. Aunque el advenimiento de sustratos sin suelo ha reducido la cantidad de daño, los hongos que causan pudrición en la raíz aún representan problemas para los administradores de viveros que producen en contenedores. Varias especies de hongos pueden ocasionar pudriciones en la raíz, y aunque la pudrición de raíz por *Rhizoctonia* es una de las principales enfermedades en las raíces de plantas ornamentales (Baker, 1957), *Rhizoctonia* spp. no ha sido reportada ampliamente en los viveros que producen en contenedor. En su lugar, *Fusarium* spp. son los fitopatógenos de la raíz más comúnmente reportados (Pawuk, 1981; James, 1985a). La pudrición de la raíz por *Phytophthora*, causada por varias de sus especies, rara vez ha sido identificada en árboles de viveros que producen en contenedor. Su ocurrencia puede ser generalmente atribuida a aireación pobre del sustrato.

Las plántulas afectadas por pudriciones de la raíz, pueden mostrar una variedad de síntomas en la parte aérea. Uno de los primeros indicadores de enfermedad de la raíz, es una pérdida general de

vigor, seguida por una muerte descendente de puntas de acículas, enrollado de acículas, o clorosis, y marchitamiento. Inclusive, relativamente bajos niveles de fitopatógenos en las raíces, pueden reducir severamente el crecimiento de la plántula al dañar las puntas de las raíces finas, interfiriéndose entonces con la absorción de agua y nutrimentos. Si se sospecha de la presencia de pudriciones de raíz, los viveristas deberán remover varias plántulas de los contenedores para examinar sus raíces. Las plantas vigorosas deben tener numerosas puntas blancas de raíces, mientras que las raíces enfermas muestran varios grados de humedecimiento, y lucen café o negras (Cline, 1985).

E. Pudrición de la raíz por *Fusarium*. La pudrición de la raíz por *Fusarium*, es una de las enfermedades más comunes en plántulas de coníferas en el planeta, y está ampliamente dispersa en los viveros norteamericanos (Bloomberg, 1981; Smith, 1975). La marchitez por *Fusarium* afecta muchas plantas hortícolas distintas, y representa el problema fitopatológico más importante de las plantas que crecen en sustratos artificiales (Couteaudier y Alabouvette, 1981). Puesto que este hongo prefiere temperaturas cálidas, el ambiente cálido en viveros que producen en contenedor, es ideal para propagar esta enfermedad.

Hospedantes. La mayoría de las plántulas de coníferas, incluyendo *Picea*, *Abies*, *Pinus* y *Larix*, son susceptibles a este problema, pero la enfermedad aparentemente es más seria en *Pseudotsuga*.

Síntomas/Daño. Los síntomas foliares de la pudrición de la raíz por *Fusarium* son variables: las plántulas recientemente infectadas, típicamente tienen acículas esparcidas y cloróticas o acículas retorcidas (Fig. 5.1.36), seguidas por muerte descendente de las puntas, síntomas de marchitamiento, y achaparramiento, conforme la enfermedad progresa. El follaje de la plántula frecuentemente se pone café-rojizo justo antes de que ésta muera. Los sistemas radicales enfermos muestran carencia de desarrollo de raíces finas, y extensiva pudrición cortical, así que la epidermis puede retirarse en tiras con facilidad (Fig. 5.1.37). Uno de los principales signos de diagnóstico de esta enfermedad, es la producción de estructuras de fructificación (esporodoquios) sobre el tallo de las plántulas (Fig. 5.1.38A), donde masas de esporas amarillo-anaranjadas son exudadas (James, 1985a, Landis, 1976). Estas esporas típicamente son multicelulares, tienen forma de

hoz, y pueden ser usadas para identificar al hongo (Fig. 5.1.38B).

Desarrollo de la enfermedad. Aparentemente, varias especies de *Fusarium* pueden causar pudrición de la raíz de plántulas producidas en contenedor, incluyendo *F. oxysporum* (Graham y Linderman, 1983), *F. solana* (James, 1983, Landis, 1976), y *F. avenaceum* (James, 1985a). Una de las principales fuentes de inóculo de *Fusarium*, en los viveros que producen en contenedores, es la semilla, aunque el hongo ha sido aislado de sustratos, contenedores usados, malezas y agua de riego. Pawuk (1981), aisló sólo bajos niveles de *Fusarium* spp. de muestras de aire y agua de alrededor de invernaderos, pero recuperó el hongo de la semilla de cuatro especies de pinos del sur de los Estados Unidos, con intensidades de infección de 54 a 91%. Graham y Linderman (1983), aisló *F. oxysporum* de la semilla de *Pseudotsuga menziesii* (Mirb.) Franco, y James (1983) obtuvo *F. oxysporum* y *F. solani* del interior y del exterior de semillas de coníferas. La semilla de conos colectados de escondrijos de ardillas, con frecuencia está infestada por *Fusarium* spp., y otros hongos potencialmente fitopatógenos (James, 1986). El ampliamente distribuido hongo fitopatógeno también ha sido aislado a partir de contenedores reutilizables que habían sido esterilizados (Fig. 5.1.22).

Aunque las infecciones iniciales son usualmente aleatorias, la dispersión secundarias es probablemente debida a las esporas salpicadas desde semilla o plántulas contaminadas durante el riego (Graham y Linderman, 1983), y los manchones de enfermedad aparentemente se desarrollan como resultado de esta dispersión secundaria. Bloomberg (1981), discute enfermedades debidas a *Fusarium* en detalle, y señala que las altas temperaturas (25 a 35°C, 77 a 93°F), estimulan el crecimiento del hongo y que la elevada fertilización con nitrógeno parece incrementar las pérdidas por la enfermedad. Normalmente las plántulas están infectadas con el hongo, pero no desarrollan síntomas foliares. *Fusarium* es un habitante común de la rizósfera, y la enfermedad sólo se desarrolla cuando la plántula está en tensión, debida a la sequía o al calor, por ejemplo. La práctica cultural de estresar por humedad a las plántulas para endurecerlas, puede entonces promover el desarrollo de la enfermedad (James, 1986).



Figura 5.1.36 Los síntomas iniciales de pudrición de la raíz incluyen acículas retorcidas, cloróticas, cerca de la punta de la plántula.



Figura 5.1.37 Síntomas avanzados de la enfermedad de la pudrición de la raíz por *Fusarium*, mostrando el follaje retorcido, clorótico, y la falta de desarrollo de raíces finas.

Manejo de la enfermedad. Químico. Los métodos de control químico pueden ser divididos en saneamiento de los contenedores y superficies en el área de cultivo, tratamientos a la semilla, tratamientos al sustrato, y saturaciones con fungicidas. Puesto que *Fusarium* spp. puede ser introducido a los viveros de contenedores en la semilla, los viveristas deben considerar

tratamientos a la misma antes de sembrarla. El sustrato debe ser analizado para tener la seguridad de que está libre de fitopatógenos, y los contenedores deben ser cuidadosamente limpiados y tratados con calor o esterilizantes químicos. Las saturaciones con fungicidas (ver sección 5.1.7.4), comúnmente son utilizadas para controlar pudrición de la raíz por *Fusarium*, pero tales tratamientos funcionan principalmente para limitar su propagación, más que para curar la enfermedad.



A



B

Figura 5.1.38 *Fusarium* spp. con frecuencia produce cuerpos de fructificación (esporodocios, indicados por la flecha) sobre el tallo de plántulas infectadas (A). Las muestras frescas teñidas de este tejido, revelan las características esporas multicelulares (macroconidios), con forma de banana, de este hongo (B).

Cultural. Los viveristas pueden reducir el impacto de la pudrición de la raíz debida a *Fusarium* utilizando un sustrato que estimule un saludable crecimiento de la raíz, y que limite a los fitopatógenos (Couteaudier y Alabouvette, 1981), así como eliminando con prontitud plantas enfermas para prevenir una propagación secundaria.

F. Mohos blandos (o acuosos). Los hongos del moho blando, que constan de especies de *Pythium* y *Phytophthora*, son fitopatógenos que ocurren comúnmente y que causan serias enfermedades de la raíz en muchas plantas. Aunque ambos géneros han sido relacionados consistentemente con pudrición de la raíz de plantas de contenedores ornamentales, sólo *Pythium* es una enfermedad seria de especies forestales producidas en contenedor. Peterson (1974) predijo que la pudrición de la raíz por *Phytophthora* no sería una enfermedad seria para los viveros forestales que producen en contenedor, pues la mayoría de los viveros usan sustratos con buen drenaje.

Hospedantes. Todas las plántulas son susceptibles a pudriciones de la raíz causadas por mohos blandos.

Síntomas/Señales. Los hongos del moho blando causan síntomas de marchitez, seguidos por clorosis y achaparramiento. Las raíces infectadas por *Pythium*, son negras, acuosas, y con frecuencia

están huecas y colapsadas (Nelson, 1978). Debido a que los síntomas se desarrollan desde las puntas de las raíces, las plántulas de contenedor afectadas por la pudrición de la raíz por *Pythium* con frecuencia tienen un sistema radical con pocas raíces laterales (Fig. 5.1.39). La pudrición de la raíz por *Phytophthora*, está caracterizada por una decoloración café rojiza de la región cambial en la raíz infectada; en algunas especies de latifoliadas, el teñido es azul negruzco o color tinta (Kuhlman y Smith, 1975).

Desarrollo de la enfermedad. Los mohos blandos son tan nombrados debido a que tienen esporas móviles que nadan en el agua y prosperan en suelos anegados. A diferencia de muchos otros hongos, carecen de la etapa de transporte de esporas por el aire. Ambos, *Pythium* y *Phytophthora* son favorecidos por sustratos húmedos, pobremente drenados, y temperaturas bajas. Son capaces de tolerar periodos de sequía formando esporas en reposo con paredes gruesas (Baker, 1957).

Manejo de la enfermedad. Estas pudriciones de la raíz son más fácilmente prevenidas que controladas. Aunque los mohos de agua pueden ser transportados por el aire, con mayor frecuencia son introducidos en agua de riego o sustratos contaminados. Por ende, los viveristas deben verificar sus fuentes de agua y sustratos. El agua de riego puede ser probada para detectar *Pythium* y *Phytophthora*, mediante un procedimiento con “cebos” de fruta no madura (manzanas o peras) que son suspendidos cerca de la superficie del agua (Fig. 5.1.40). Estos “cebos” atraen zoosporas móviles, las cuales penetran la fruta y pueden ser subsecuentemente aisladas e identificadas en un medio selectivo (McIntosh, 1966). Los mohos blandos prosperan en condiciones húmedas, por lo que el sustrato debe de ser formulado para proporcionar buenas aireación y drenaje. Las saturaciones de fungicida (ver sección 5.1.7.4), pueden ser usadas para controlar el moho de agua, pero muchos de estos productos químicos (por ejemplo, metalaxyl), son sólo fungiestáticos, meramente detienen la propagación de la enfermedad, pero no la erradican.



Figura 5.1.39 Uno de los síntomas característicos de la pudrición de la raíz por *Pythium*, es la ausencia de raíces laterales finas.



Figura 5.1.40 La presencia de hongos de moho blando (*Pythium* spp. o *Phytophthora* spp.) puede ser probada suspendiendo una manzana o una pera (“cebos”) en el agua de riego. Las esporas móviles de los hongos atacan los cebos, causando daños visibles que pueden ser llevados a cultivo para identificar los hongos (cortesía de S. J. Campbell, Servicio Forestal de los Estados Unidos).

Pudrición de la raíz por *Cylindrocarpon*. Varias especies de *Cylindrocarpon* han sido aisladas de las raíces de los árboles, pero sólo recientemente esos hongos han sido asociados con enfermedades serias de la raíz en especies forestales producidas en contenedores. *Cylindrocarpon* spp. ha sido aislado de las semillas y raíces de coníferas, tanto de plántulas enfermas como de otras aparentemente sanas (James, 1988); este hongo también ha sido hallado en medios de cultivo basados en musgo turboso (Carter, 1988). La pudrición de la raíz por *Cylindrocarpon* puede afectar muchas plántulas de distintas especies de coníferas del noroeste de los Estados Unidos: los síntomas de la enfermedad incluyen raíz que se torna cafésosa, pérdida de puntas finas de raíces, y pudrición del exterior de la raíz (figura 5.1.41). Sin embargo, los síntomas del tallo se desarrollan lentamente, por lo que las plantas en los primeros estadios de la enfermedad no pueden ser eliminadas durante una selección de planta. Dennis (1988) aisló consistentemente especies de *Cylindrocarpon* de las raíces de *Pseudotsuga menziesii* enfermos, tarde en la temporada de crecimiento, durante el almacenamiento de los árboles, y también después de ser plantados. Aparentemente este hongo funciona de manera oportunista, como *Fusarium* spp., que es un habitante normal de la rizósfera, y se hace patogénico cuando la planta es estresada (James, 1988). Debido a que se conoce tan poco de esta enfermedad, las estrategias de control no habían sido desarrolladas al momento de escribir estas líneas, si bien varias pruebas operativas estaban siendo desarrolladas en Columbia Británica (Dennis, 1988). El control cultural que resulta eficiente para otros hongos de la raíz, incluyendo el uso de un sustrato bien drenado, y la minimización de tensiones innecesarias, podría ser efectivo también contra *Cylindrocarpon*.

5.1.4.3 Sobrecrecimientos no dañinos en los sistemas radicales

Con frecuencia, hay varios sobrecrecimientos que son visibles en el exterior de los cepelloncillos, y que no indican enfermedad.

G. Áfidos de la raíz. Una especie de áfido, *Rhizomaria piceae*, se alimenta de las micorrizas de plántulas de *Picea* producidas en contenedor. Las pequeñas colonias de estos insectos están cubiertas con una sustancia algodonosa y pueden ser vistos en el exterior de los cepelloncillos de las plántulas (Fig. 5.1.42A). Aparentemente no dañan a la planta (Sutherland y van Eerden, 1980), por lo que no se requiere de tratamiento alguno.

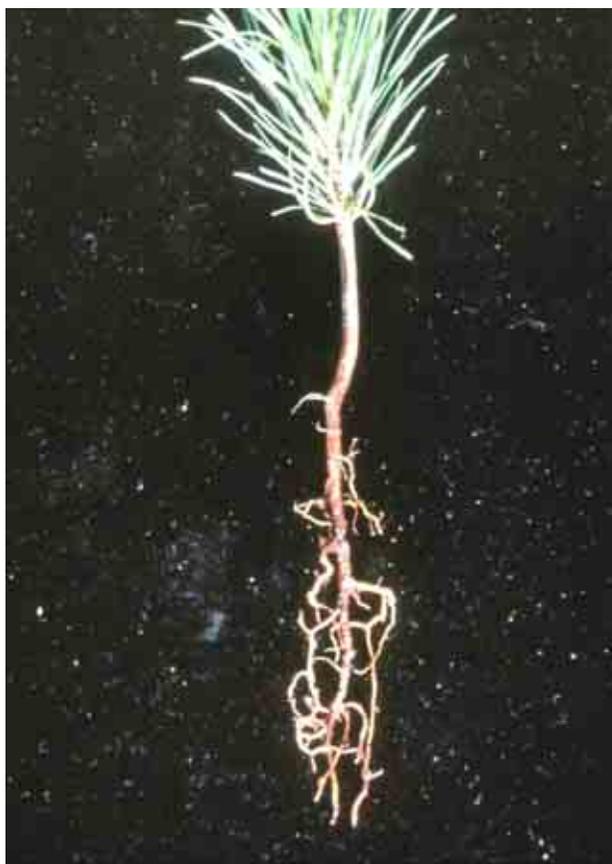


Figura 5.1.41 La pudrición de la raíz por *Cylindrocarpon*, es una enfermedad recientemente reconocida en las plántulas de especies forestales producidas en contenedor, como este *Pinus monticola* Dougl. ex. D. Don (cortesía de R. L. James, Servicio Forestal de los Estados Unidos).

H. Micorrizas. La palabra micorrizas, significa literalmente “hongos en las raíces”, y se trata de complejas estructuras que se desarrollan como una relación simbiótica entre un hongo y las raíces de la planta. Estas estructuras pueden ser vistas macroscópicamente en el exterior del cepelloncillo del contenedor, y tienen la apariencia de una raíz hinchada, con micelios vellosos externos, de varios colores, que se extienden al sustrato (Fig. 5.1.42B). Es fácil distinguir entre hongos dañinos que causan pudrición de la raíz, y las benéficas micorrizas, pues estas últimas nunca han sido asociadas con pudriciones. Para una discusión detallada de las micorrizas y su manejo en los viveros que producen en contenedor, refiérase al capítulo dos del presente volumen.

5.1.4.4 Enfermedades abióticas de la raíz

Las raíces de plántulas de especies forestales en contenedor, están sujetas a varias tensiones ambientales que pueden causar la enfermedad.

Tensión por temperatura. Los sistemas radicales de plantas en contenedor, están más expuestas a temperaturas extremas que los de aquellas producidas a raíz desnuda. La luz solar directa puede incrementar las temperaturas de la raíz a niveles dañinos en contenedores expuestos. El daño por calor es difícil de diagnosticar. El uso de contenedores blancos para reflejar la luz solar, y el enfriamiento mediante irrigación, puede reducir este peligro.

El daño por frío es un problema serio en los viveros que producen en contenedor, pues un daño sustancial puede acontecer durante el almacenamiento invernal (ver sección 5.1.6 para una mayor discusión).

Sustrato saturado de agua. Una de las desventajas de utilizar contenedores, es que los modelos de drenaje natural hallados en los suelos del campo, no están presentes. Los contenedores desarrollan una tabla de agua que crea una capa de sustrato saturado, al fondo del contenedor (ver volumen cuatro de esta serie). El medio de cultivo de musgo turboso y vermiculita, usado en la mayoría de los viveros forestales que producen en contenedores, son particularmente responsables de la compactación, que eventualmente puede agravar el problema. El medio de cultivo saturado reduce el necesario intercambio gaseoso entre las raíces y la atmósfera, y puede llevar a una deficiencia de oxígeno.

Un medio de cultivo que ha sido regado en exceso, puede desarrollar con frecuencia un crecimiento excesivo de musgos y algas, y puede oler agrio cuando se remueve del contenedor. Unos crecimientos con forma de coliflor pueden estar presentes en las raíces (Fig. 5.1.43A); estas estructuras hipertróficas son lenticelas hinchadas, que se desarrollan en respuesta a bajos niveles de oxígeno en el suelo (Boyce, 1961). Lieffers y Rothwell (1986), señalan que las plántulas de *Picea mariana* (Mill.) B.S.P. que fueron cultivadas en un medio de cultivo saturado, produjeron un número elevado de lenticelas hinchadas, lo cual se considera una respuesta adaptativa a condiciones de saturación. Plántulas de *Tamarix* cultivadas en las mismas condiciones, no desarrollaron las lenticelas hinchadas, lo cual puede señalar que algunas especies tienen mayor tolerancia a condiciones de saturación de humedad que otras



A



B

Figura 5.1.42 No todos los sobrecrecimientos visibles son causados por organismos fitopatógenos. Los áfidos de la raíz forman colonias blancas, algodonosas (A) en el exterior del cepelloncillo, pero aparentemente no son dañinos para la planta. Las micorrizas benéficas, que pueden variar en color, con frecuencia son vistas en el exterior del cepellón en las raíces (B), y a veces son confundidas con hongos fitopatógenos (A, cortesía de J. R. Sutherland, Servicio Forestal del Canadá).

(Tripepi y Mitchell, 1984). Otro síntoma común de daño por saturación de agua, son raíces oscuras, hinchadas, suaves y esponjosas al tacto (Fig. 5.1.43B); estas raíces con frecuencia están infectadas por hongos fitopatógenos.



A

B

Figura 5.1.43 Los árboles cultivados en medios de cultivo compactos o saturados de agua, a veces desarrollan sobrecrecimientos anormales: hinchazones semejantes a coliflores (A), o bien raíces hinchadas, oscuras, de consistencia semejante al corcho (B). La plántula en B también fue infectada por *Fusarium* spp., un hongo oportunista que frecuentemente ataca plántulas ya debilitadas.

5.1.5 Plagas y Enfermedades de la Parte Aérea

Las plagas y enfermedades de la parte aérea, son relativamente más importantes en los viveros que producen en contenedor, que en los que lo hacen a raíz desnuda, primariamente debido al ambiente húmedo y cálido que puede conducir al desarrollo de enfermedades. Como ejemplo, el moho gris requiere de humedad libre para la germinación de sus esporas y para la infección, es mucho más devastador en plántulas de contenedor que en las producidas a raíz desnuda. Sutherland *et al.* (1982), atribuye la importancia de las enfermedades de la parte aérea en viveros de contenedor, a los cambios en prácticas de cultivo, especialmente al uso de sustratos artificiales, que reducen la incidencia de enfermedades de la raíz procedentes del suelo, estas últimas tan dañinas en los viveros a raíz desnuda. Las respuestas de los viveristas en la encuestas de viveros que producen

en contenedor, muestra que el moho gris y los marchitamientos del tallo representan 49% de los reportes de enfermedades en los viveros de contenedor en los Estados Unidos y Canadá (tabla 5.1.2).

Las enfermedades del tallo y los problemas de plagas, pueden ser causados por hongos, insectos, o tensiones abióticas. Los síntomas de muchos de tales problemas son similares, así que una guía de daños puede resultar útil (Fig. 5.1.44). Con frecuencia los síntomas son causados por problemas de la raíz, de modo que el sistema radical de plantas sintomáticas también debe ser revisado (Las letras en la clave se refieren a subtítulos en la sección correspondiente del texto).

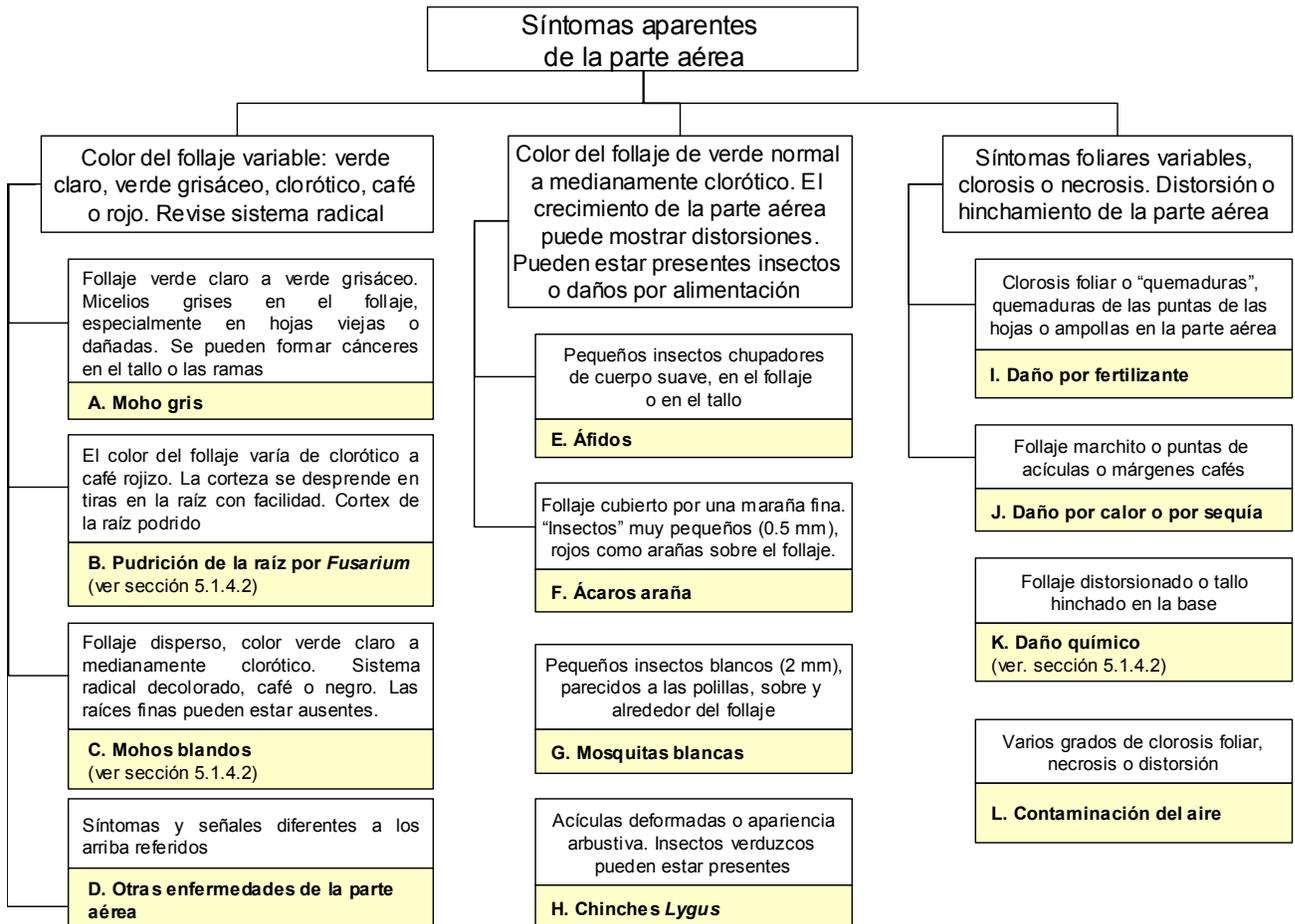


Figura 5.1.44 Clave de daños por plagas y enfermedades en la parte aérea de las plántulas.

5.1.5.1 Enfermedades fungosas de la parte aérea

A. Moho gris. El hongo que causa el moho gris (*Botrytis cinerea*), es la enfermedad más dañina de las plantas ornamentales producidas en contenedor (Nelson, 1978), así como la enfermedad más perjudicial de especies forestales producidas en contenedores en los viveros (James, 1984). La importancia de *B. cinerea* fue confirmada en la encuesta de viveros que producen en contenedor, en la cual los viveristas de los Estados Unidos y el Canadá, clasificaron a este problema como el más serio, con 39% de las respuestas en total (tabla 5.1.2). Mittal *et al.* (1987), han revisado la enfermedad del moho gris.

Hospedantes. El moho gris afecta la mayoría de las especies de plántulas que crecen en contenedores, pero ciertas especies son particularmente susceptibles: *Sequoia sempervirens* (D. Don) Endl. y *Sequoiadendron giganteum* (Lindl.) (Peterson, 1974); *Larix occidentalis* Nutt., *Pinus contorta* Dougl. ex. Loud., *Picea engelmannii* Parry ex Engelm., y *Pinus ponderosa* Dougl. ex Laws (James y Woo, 1984); *Tsuga heterophylla* (Raf.) Sarg. and *Pseudotsuga menziesii* (Mirb.) Franco (Sutherland and van Eerden, 1980); *Pinus sylvestris* L. and *Picea pungens* Engelm. (Gilman and James, 1980); *Tsuga mertensiana* (Bong.) Carr, *Abies procera* Rehd., y *Chamaecyparis nootkatensis* (D. Don) (Matthews, 1983). El moho gris es también un serio problema en viveros de contenedores del este, donde la mayoría de las especies son afectadas.

Síntomas/Daño. Como el nombre implica, esta enfermedad puede ser identificada por el micelio gris, algodonoso, y por las masas de esporas sobre la superficie del tejido afectado, especialmente sobre acículas senescentes de la parte baja (Fig. 5.1.45). El examen del hongo con una lupa revelará estructuras con una apariencia vellosa, que producen esporas (Fig. 5.1.46). Conforme la enfermedad progresa, el tejido infectado de la parte aérea comienza a ser acuoso y con frecuencia se desarrollan lesiones color café. El hongo se puede propagar al tallo principal, donde los cánceres eventualmente anillan y matan la punta (Fig. 5.1.47) (Sutherland y van Eerden, 1980). Debido a que el hongo es un agresivo saprófito, los síntomas usualmente aparecen primero en el follaje sombreado, senescente, en la base del brote. La enfermedad es más común en el otoño, cuando la copa de las plántulas se cierra, los niveles naturales de luz son bajos, y la humedad con frecuencia se condensa en el follaje (Sutherland *et*

al., 1982). Bajo condiciones favorables, *B. cinerea* puede propagarse rápidamente de una plántula a otra, y manchones de la enfermedad pueden desarrollarse en las copas de las plántulas. Peterson (1974) estima que las pérdidas por esta enfermedad han excedido 20% en algunos invernaderos. Mittal *et al.* (1978), apuntan que el 40% de un cultivo de pinos en contenedores (52,000) fue muerto por el moho gris.



Figura 5.1.45-El moho gris, que es causado por el hongo *Botrytis cinerea*, puede ser identificado por los micelios grises y algodonosos que normalmente se desarrollan en acículas senescentes en la base del brote. *B. cinerea* se puede propagar rápidamente en un ambiente idóneo, y formar manchones con la enfermedad.

Desarrollo de la enfermedad. El ciclo de la enfermedad del moho gris, es presentado en la sección introductoria 5.1.1.3 (Fig. 5.1.4A-F). Las esporas de *B. cinerea* pueden ser introducidas en un vivero de contenedores por el aire, en las semillas, o en el agua de riego (Sutherland y van Eerden, 1980). Peterson *et al.* (1988), refieren que la posibilidad de esporas entre cultivos es baja; en su lugar, las esporas de *Botrytis* se originan fuera del invernadero y son llevadas dentro por los ventiladores de enfriamiento. Tales autores suponen que las infecciones con *Botrytis* se pueden desarrollar en julio o agosto, varios meses antes de lo que se creía anteriormente. El hongo usualmente invade follaje debilitado o dañado. James (1984) revisó la literatura sobre *B. cinerea* y refiere a las superficies con humedad libre, la elevada humedad, y las bajas temperaturas, como conducentes a una infección. Cuando las condiciones ambientales se hacen desfavorables, las estructuras de descanso llamadas esclerocios, se forman (Fig. 5.1.48) y pueden persistir en el suelo o restos de plantas; estas estructuras producen esporas cuando se presentan nuevamente condiciones favorables.



Figura 5.1.46 Los conidióforos, parecidos a pilosidades, son señal de que *Botrytis* spp., y pueden ser vistos con una lupa de mano.

Manejo de la enfermedad. La reducción del daño por moho gris, requiere una combinación de métodos de control culturales y químicos. Los administradores de viveros que producen en contenedores deben esforzarse por hacer las condiciones menos favorables para el crecimiento de *Botrytis*, y aplicar fungicidas protectivos para limitar las infecciones iniciales (Sutherland *et al.*, 1983). El tipo de invernadero en realidad puede influenciar el desarrollo del moho gris: las estructuras de fibra de vidrio, produjeron un ambiente unas 14 veces más favorable para el moho gris que el ambiente en invernaderos cubiertos con plástico (Peterson *et al.*, 1988). Aparentemente, las estructuras de fibra de vidrio producen plántulas más altas y suculentas, las cuales son los huéspedes primarios para las infecciones con *Botrytis*.



Figura 5.1.47 La infección con *B. cynera* con frecuencia se propaga de la infección foliar inicial, al tallo principal, donde se forman cánceres que eventualmente pueden matar la punta.



Figura 5.1.48 Los esclerocios son estructuras en reposo resistentes al estrés, de *B. cinerea* (flecha), que permiten al hongo sobrevivir el periodo entre cultivos en el vivero.

Cultural. Varias prácticas culturales pueden ser usadas para reducir la incidencia y la extensión de infecciones por moho gris (Sutherland *et al.*, 1983; Cooley, 1981):

1. Mantenga las plántulas saludables y vigorosas, y evite daños al follaje. El follaje quemado por fertilizantes, o dañado por las heladas, es particularmente susceptible a infecciones por *Botrytis*.
2. Evite densidades demasiado altas seleccionando un contenedor que permita un adecuado espaciamiento para el desarrollo de las plántulas. Los contenedores también pueden ser puestos a mayores espaciamientos, para permitir mejor circulación del aire durante los periodos en que las plántulas son especialmente vulnerables.
3. Reduzca el tiempo en que el follaje de la plántula está húmedo promoviendo la circulación del aire, regando temprano en la mañana, usando surfactantes en el agua de riego, proporcionando calentamiento bajo las mesas, o forzando el secado del follaje con ventiladores.
4. Siga una estricta política sanitaria, que incluya la remoción y destrucción de todos los restos de

plantas, una pronta eliminación de plántulas infectadas, y la esterilización de contenedores en las superficies del área de cultivo entre cosechas.

Químico. Todos los fungicidas registrados para el control del moho gris, son protectores que deben ser aplicados antes de que la infección tenga lugar. Existen diversos productos químicos registrados para el control de *B. cinerea* en plantas ornamentales, pero no todos ellos están registrados para especies forestales. Nuevos productos químicos son desarrollados continuamente, así que los viveristas deben revisar publicaciones comerciales y verificar con un especialista certificado en plaguicidas, para recibir actualización. McCain (1987) refiere los últimos productos químicos utilizados para el control de *Botrytis cinerea*. Una lista parcial de los fungicidas utilizados para el control de *B. cinerea* en viveros forestales que producen en contenedores (tabla 5.1.9), revela tres cosas: primero, hay una considerable diferencia en la efectividad de seis productos; segundo, las plántulas de algunas especies son mucho más susceptibles a la infección por *B. cinerea* que otras; y tercero, ciertos fungicidas (por ejemplo, diclorán en esta tabla), proveen mejor protección a algunas especies que otros.

Tabla 5.1.9 Efectividad de algunos fungicidas usados para prevenir infecciones del moho gris (*Botrytis cinerea*) en plántulas de contenedor de *Larix occidentalis* Nutt. y de *Pinus contorta* Dougl. ex Loud.

Fungicida		Tasa de aplicación (por 100 galones de agua)	Porcentaje de infección	
Ingrediente activo	Nombre comercial		<i>Larix occidentalis</i>	<i>Pinus contorta</i>
Ninguno (testigo)	---	---	96.2a	27.6a
Diclorán	Botran®	1.33 libras	58.5b	0.5c
Benomyl	Tersan 1991®	1.00 libras	54.8c	12.8b
Captán	Captán®	2.00 libras	29.7d	0.1c
Clorotalonil	Daconil 2787®	1.50 libras	8.4e	1.7c
Clorotalonil	Bravo 500®	2.75 libras	5.9e	0.2c
Iprodione	Chipco 26019®	1.00 libras	6.8e	0.2c

Esta lista no constituye recomendación alguna: estos productos específicos son aquellos proporcionados en la fuente consultada y es posible que en la actualidad no cuenten con registro. Otros productos pueden también estar disponibles. Consulte con un especialista en plagas y enfermedades, y verifique la etiqueta para información sobre usos registrados y dosis de aplicación. En cada columna, los valores seguidos por la misma letra, no tuvieron diferencias estadísticamente significativas a un nivel de $P=0.05$.

Fuente: James y Woo (1984).

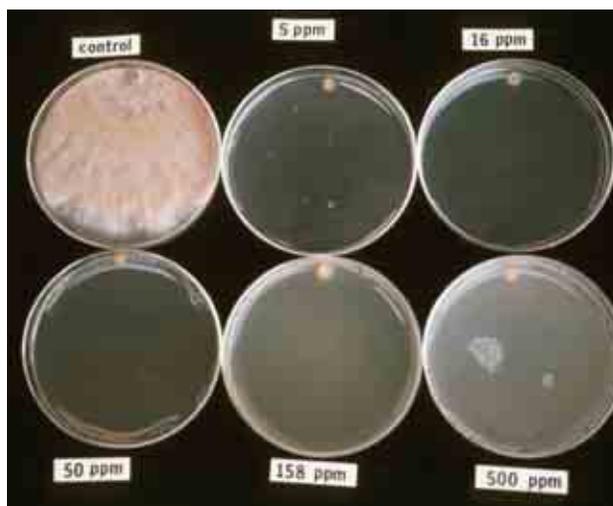
El tiempo de aplicación de fungicidas protectivos es importante. Estos productos deben cubrir el tejido vegetal susceptible ante de que las esporas de *Botrytis* germinen y penetren en el follaje. Debido a que las infecciones con este hongo son más comunes en el otoño, las aplicaciones de fungicida deben comenzar a fines del verano. Peterson *et al.* (1988), hallaron que las condiciones ambientales que favorecen la germinación de esporas fueron más prevalecientes en julio y agosto en viveros forestales de la Columbia Británica, antes de lo que se pensaba. Debido al efecto del nuevo follaje y al

efecto enjuagante del riego, los fungicidas protectores deben ser aplicados a intervalos regulares (uno a dos semanas) durante el periodo susceptible.

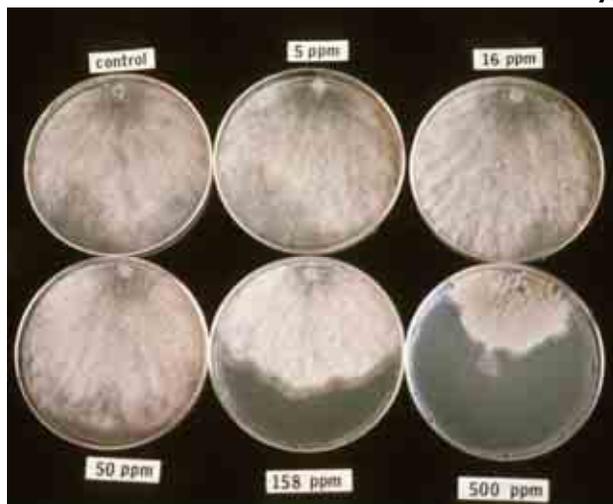
Botrytis spp., puede desarrollar tolerancia a fungicidas que son usados repetidamente (Cooley, 1981; James and Woo, 1984; Gillman y James, 1980), así que los fungicidas deben ser usados en rotación durante la temporada de cultivo. La tolerancia de *B. cinerea* al fungicida benomyl ha sido demostrada *in vitro* mediante el cultivo de

muestras del hongo en láminas de agar conteniendo varias concentraciones del fungicida. La figura 5.1.49 proporciona una buena ilustración de la tolerancia al fungicida: crecimiento micelial de muestras 78-38 de *B. cinerea* muestran tolerancia a varias concentraciones de benomyl, mientras que las muestras 78-18 están bien controladas por el fungicida.

Independientemente de la efectividad de los plaguicidas, el control químico del moho gris es virtualmente imposible sin el correspondiente programa coordinado de prácticas culturales de control.



A



B

Figura 5.1.49 Tolerancia del hongo del moho gris (*Botrytis cinerea*) al fungicida benomyl *in vitro*. El crecimiento micelial de la muestra de *B. cinerea* # 78-18 (A), es completamente inhibido por el fungicida en el medio de cultivo, mientras que la muestra # 78-38 (B) crece en todas las concentraciones del fungicida (Cortesía de L. S. Gillman, Servicio Forestal, Departamento de Agricultura de los Estados Unidos).

B. Pudrición de la raíz por *Fusarium*. Ver la sección 5.1.4.2 para la discusión de esta enfermedad.

C. Moho blando. Ver la sección 5.1.4.2 para la discusión de esta enfermedad.

D. Otras enfermedades fungosas de la parte aérea. Aunque el moho gris es con mucho la mayor enfermedad foliar en las plántulas de contenedores, existen otras enfermedades foliares causadas por hongos.

Tizón fusiforme. Los tizones fusiformes (causados por *Cronartium fusiforme*), son el más severo de los problemas de enfermedades en viveros a raíz desnuda en los Estados Unidos, y representan una amenaza a los pinos del sur que son cultivados en contenedores en complejos al aire libre. Esta enfermedad puede ser controlada con aplicaciones cuidadosamente programadas del fungicida sistémico triadimefón, que pueden ser aplicadas como tratamiento a la semilla, saturación de sustrato, o rociado foliar (Rowan, 1983). También puede ser controlada culturalmente: retrasando la siembra hasta después de mediados de junio, evitándose así el periodo de dispersión de esporas (Barnett, 1987).

Marchitamiento de la parte aérea por *Sirococcus*. Esta enfermedad afecta principalmente a semillas en germinación (ver sección 5.1.3.2), pero puede originar un cáncer de tallo y muerte descendente de puntas en plántulas más viejas, ya más avanzada la temporada de cultivo. Las esporas de *Sirococcus* spp. aparentemente son transportadas por las semillas, pero también se pueden originar de los árboles adyacentes al vivero o en cortinas rompevientos cercanas (Sutherland y van Eerden, 1980).

Rhizoctonia. *Rhizoctonia* es un fitopatógeno común de plantas ornamentales, pero aparentemente es raro en los viveros forestales. Se ha observado en *Pinus palustris* Mill., donde causa marchitamiento del follaje; el micelio es fácilmente visible y se propaga de plántula en plántula cuando el follaje se mantiene húmedo por periodos de tiempo largos (Pawuk, 1981).

Tizón *Melampsora*. *Melampsora* spp., que requiere tanto de una conífera como de un *Populus* para completar su ciclo de vida, ha causado daños menores a plántulas de *Pseudotsuga menziesii* (Mirb.) Franco y de *Pinus contorta* Dougl. ex Loud. en viveros de Columbia Británica (Sutherland y van Eerden, 1980).

Colletotrichum acutatum. *Colletotrichum acutatum* es un fitopatógeno recientemente reportado que causa muerte descendente de los brotes terminales y laterales de plántulas en contenedor de *Tsuga heterophylla* (Raf.) Sarg. Esta enfermedad era desconocida anteriormente en los Estados Unidos y Canadá, y su daño potencial no ha sido establecido (Hopkins *et al.*, 1985).

5.1.5.2 Insectos que afectan la parte aérea de la planta

Muchos insectos se alimentan del follaje y de brotes de plantas de especies forestales producidas en contenedores, causando diferentes tipos de daños (Fig. 5.1.44). La diagnosis de daño por insectos puede ser difícil, pues estas plagas son muy móviles, y por ende no fácilmente asociadas con el daño.

E. Áfidos. Varias especies de áfidos han sido identificadas en los viveros forestales, incluyendo áfidos gigantes de coníferas (*Cinara* spp.). Los áfidos fueron listados como la plaga más común de viveros que producen en contenedor, en los Estados Unidos y Canadá, con base en la encuesta de viveros que producen en contenedores (tabla 5.1.3). Aunque Sutherland y van Eerden (1980) consideran mínimo el daño por áfidos en los viveros de Columbia Británica, Jonson (1965) refirió pérdidas de crecimiento tan altas como 70% en plántulas a raíz desnuda de *Pseudotsuga menziesii* (Mirb.) Franco, afectadas por áfidos gigantes de coníferas. Estos áfidos también causaron una significativa distorsión de los brotes terminales de plantas de *Pinus sylvestris* L. ya plantadas (Holopainen y Soikkeli, 1984). Los áfidos gigantes de coníferas, con frecuencia son atraídos a planta injertada en material que está siendo mejorado genéticamente (Shrimpton, 1987). Además de los efectos en crecimiento, la mera presencia de áfidos en plántulas de contenedor, implica prácticas de manejo pobres para el usuario de las plantas.

Hospedantes. Las plántulas de muchas especies pueden ser afectadas.

Síntomas/Daño. Los áfidos gigantes de coníferas (Fig. 5.1.50), son relativamente grandes, con largas patas y cuerpos oscuros, y usualmente son visibles en las ramillas de los árboles (Sutherland y van Eerden, 1980). Sus huevecillos son negros, de aproximadamente 1 mm (0.04 pulgadas) de largo, usualmente uno por acícula (Shrimpton, 1987). La clorosis foliar es el síntoma más obvio de infestación; otro síntoma es la secreción dulce que

los áfidos producen, la cual atrae otros insectos, como las hormigas y las avispas.

Ciclo de vida. El ciclo de vida de la mayoría de los áfidos es muy complejo, y la reproducción puede ser tanto sexual como asexual. Debido a que los áfidos producen muchas generaciones por año, sus poblaciones pueden aumentar rápidamente. Cuando las condiciones se hacen desfavorables, a los áfidos les salen alas o ponen huevecillos que sobreviven el invierno (Nelson, 1978).



Figura 5.1.50 Varias especies de áfidos, como el áfido gigante de coníferas (*Cinara* spp.), ocurren en especies forestales en contenedores (cortesía de J. R. Sutherland, Servicio Forestal del Canadá).

Manejo de la plaga. Es imposible excluir los áfidos de los viveros que producen en contenedor, pero pueden ser manejados para identificarlos prontamente y para tratarlos con insecticidas (ver sección 5.1.7.4). Si los áfidos no son controlados en el vivero, pueden poner huevecillos que pasan el invierno sobre el follaje. Los áfidos son muy difíciles de controlar en la etapa de huevecillo, por lo que plantas infestadas podrían ser enviadas al sitio de plantación (Shrimpton, 1987).

F. Ácaros araña. Los ácaros son artrópodos, pero no insectos, pues tienen ocho patas en su forma

adulta. Hay muchas especies de ácaros que pueden dañar cultivos en contenedores, pero el de los dos manchas o ácaro araña rojo, es una de las plagas más dañinas de invernadero (Nelson, 1978). Los ácaros araña no son comunes sobre las coníferas, pero son una plaga seria en muchas especies de latifoliadas, especialmente en condiciones cálidas y secas (Matthews, 1983; Sutherland y van Eerden, 1980).

Hospedantes. Los ácaros no tienen huéspedes específicos, y han sido registrados tanto en plántulas de latifoliadas como de coníferas.

Síntomas/Daño. Los ácaros araña rojos son difíciles de detectar debido a que son muy pequeños. La primera evidencia de una infestación es el punteado clorótico en el follaje de las plántulas, pero la mejor señal de su presencia es la fina maraña (como telaraña) que ellos producen. Esta maraña puede cubrir el follaje eventualmente (Fig. 5.1.51). Cuando las infestaciones por ácaros se hacen intensas, las hojas parecen quemadas. Los pequeños ácaros rojos, con frecuencia son visibles con una lupa de mano, en el envés de las hojas.



Figura 5.1.51 Aunque los ácaros araña apenas y son visibles a simple vista, pueden ser diagnosticados con facilidad por la maraña (como telaraña) que construyen en el follaje infestado.

Ciclo de vida. El ciclo de vida completo de los ácaros araña puede tomar sólo de 10 a 20 días, y es acelerado por una humedad baja, así como por temperaturas cálidas. Los ácaros forman varias etapas de reposo que, junto con la etapa de

huevo, son resistentes a las tensiones ambientales (Nelson, 1978).

Manejo de la plaga. Los ácaros son muy pequeños como para ser excluidos de las áreas de cultivo, y usualmente son notados por vez primera cerca de las ventanas, por donde ellos han sido introducidos. Los acaricidas, como los que contienen dicofol, pueden ser aplicados como aerosoles o sprays, pero son sólo parcialmente efectivos, pues el huevecillo y los estadios de reposo son resistentes a los plaguicidas. La aplicación de acaricidas debe ser hecha con una frecuencia de cada dos días, pues muchas etapas diferentes de ácaros pueden estar presentes a la vez. Una buena discusión de acaricidas es proporcionada por Nelson (1978).

G. Mosquitas blancas. La mosquita blanca de invernadero, *Trialeurodes vaporariorum*, es un pequeño insecto (2 mm, 0.08 pulgadas) con cuatro alas que se parece a una polilla en miniatura (Fig. 5.1.52). Aunque estos insectos son una plaga mayor en cultivos ornamentales en los viveros, fueron clasificados en octavo lugar en comparación con otras plagas reportadas en la encuesta de viveros que producen en contenedor (tabla 5.1.3). Parella (1988) presenta una discusión detallada sobre la biología y taxonomía de la mosca blanca de invernadero.

Hospedantes. Muchas plántulas son afectadas, pero las infestaciones en especies latifoliadas son más comunes.

Síntomas/Daño. La primera señal de problemas con la mosquita blanca, son los adultos, que vuelan cuando la planta es movida. Los insectos inmaduros recuerdan insectos escama, que son de forma oval y se aplanan contra el envés de la hoja. Tanto los adultos como los individuos inmaduros de la mosquita blanca chupan jugos a la planta, causando un punteado amarillo en las hojas; también excretan una sustancia dulce, que con frecuencia promueve el crecimiento de mohos tiznados negros (Nelson, 1978).

Ciclo de vida. Dependiendo de la temperatura, el ciclo de vida de este insecto toma de cuatro a cinco semanas. Los huevecillos eclosionan en individuos con apariencia de escama, que son de transparentes a verde amarillentos. Luego de varias etapas de crecimiento, las ninfas pupan en adultos alados (Nelson, 1978).

Manejo de la plaga. Puesto que las moscas blancas prosperan en el ambiente cálido y húmedo de los invernaderos, no hay controles culturales

efectivos, excepto la remoción de las plantas infestadas. Las aspersiones de productos químicos, particularmente resmethrin y kinopreno, fueron efectivas contra la mosquita blanca, pero tuvieron que ser aplicadas dos o tres veces, en secuencia, para controlar generaciones traslapadas (Nelson, 1978).

H. Chinchas *Lygus*. Hasta recientemente estos insectos han sido identificados como una seria plaga en plántulas de coníferas (Overhulser *et al.*, 1986). Aunque hay varios tipos presentes en cultivos agrícolas, sólo *Lygus hesperus* y *L. lineolaris*, han sido identificados en viveros forestales. Las chinchas *Lygus* son chupadores que se alimentan del tejido de plantas jóvenes, succulentas, como los brotes terminales y las yemas, y causan reducción del crecimiento y brotes líderes múltiples.

Hospedantes. Muchas especies de coníferas son hospedantes potenciales de esta plaga, y Shrimpton (1985) refiere que prefieren plántulas de pinos. El daño más serio en los Estados Unidos, ha sido sobre *Pseudotsuga menziesii* (Mirb.) Franco en Óregon (Overhulser *et al.*, 1986), y la reciente afectación de plántulas de *Pinus taeda* L. en viveros que producen a raíz desnuda en el sur de los Estados Unidos, también ha sido atribuida a las chinchas *Lygus* (South, 1986).

Síntomas/Daño. Las chinchas *Lygus* adultas son insectos verdaderos, con moteados verde amarillento a café rojizo, con 7 mm (0.25 pulgadas) de longitud, cuerpos ovales planos (Fig. 5.1.53A); las ninfas sin alas (Fig. 5.1.53B) son de menor tamaño, variando de 1 a 6 mm (0.04 a 0.24 pulgadas), parecidas a los áfidos (Shrimpton, 1985). Los adultos y las ninfas se alimentan chupando los jugos de las plantas e introducen una saliva tóxica en las plantas, que causa acículas distorsionadas, lesiones en el tallo, y puntas deformadas (Fig. 5.1.53C). Este daño frecuentemente origina aborte de yemas, puntas múltiples, y plántulas con apariencia de arbusto (Fig. 5.1.53D) (Overhulser *et al.*, 1986). Hasta el 20% de las plántulas de coníferas producidas a raíz desnuda han sido afectadas en viveros de la Columbia Británica (Shrimpton, 1985).



Figura 5.1.52 Las moscas blancas son plagas comunes en los invernaderos que semejan a pequeñas polillas blancas.



A



B



C



D

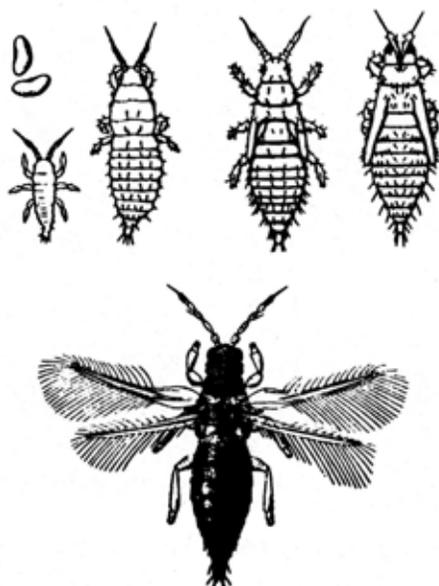
Figura 5.1.53 Tanto los adultos (A) como las ninfas (B) de la chinche *Lygus*, pueden causar crecimiento distorsionado del brote (C) o que la yema terminal sea abortada, lo cual puede originar plántulas con puntas múltiples (D) (cortesía de la Universidad del Estado de Óregon, Corvallis).

Historia de vida Las chinches *Lygus* pasan el invierno como adultos y se alimentan con y ponen sus huevecillos en las plantas tan pronto como el tiempo atmosférico se hace más cálido. Los huevecillos eclosionan luego de 10 a 14 días, y las ninfas, que no pueden volar, comienzan a alimentarse del tejido vegetal. Los insectos adultos

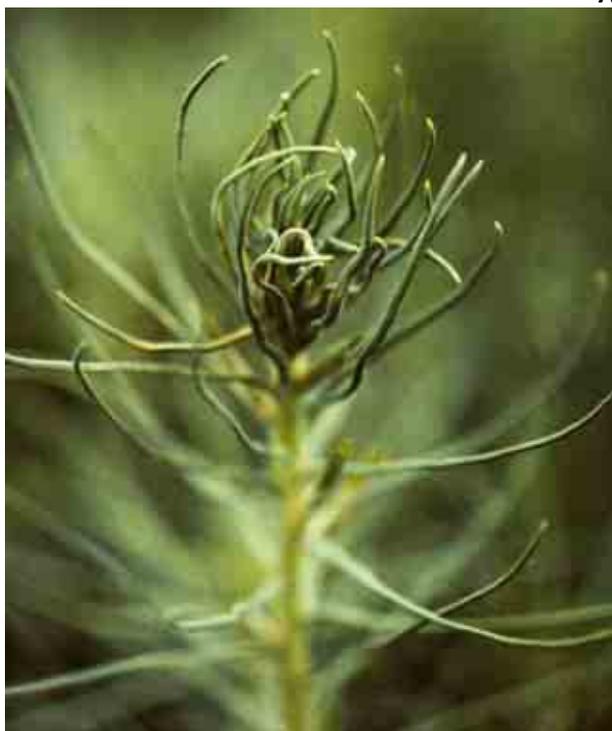
son voladores activos, y se mueven con facilidad de un cultivo a otro. Son posibles de tres a cuatro generaciones por año en climas cálidos (Overhulser *et al.*, 1986).

Manejo de la plaga. La presencia de estos insectos con frecuencia es difícil de confirmar; el trampeo se ha utilizado en cultivos agrícolas, pero una prueba de varias trampas en Columbia Británica, atrapó pocos insectos (Shrimpton, 1985). El control químico es más efectivo en las ninfas, debido a que los adultos son altamente móviles y, por ende, difíciles de controlar con insecticidas. En Columbia Británica, las aplicaciones foliares de diazinon y cypermethrin, durante los meses de verano, resultaron efectivos (Shrimpton, 1985). Overhulser *et al.* (1986), hallaron que las aplicaciones múltiples de fenvalerato, acefato, y endosulfán entre julio y septiembre, redujeron el daño en 80 a 90% en viveros que producen a raíz desnuda.

Trips. Estos muy pequeños insectos (1 mm, 0.04 pulgadas), se alimentan de una variedad de cultivos de invernadero, incluyendo especies forestales. Los trips pueden pasar por los varios estadios de su ciclo de vida (figura 5.1.54A) en tan sólo dos semanas, y sus poblaciones pueden incrementar rápidamente en el ambiente del invernadero. Los adultos son llevados pasivamente adentro del área de cultivo mediante el sistema de ventilación, y ponen sus huevecillos en el follaje de las plántulas (Nelson, 1978). Las ninfas tienen un aparato bucal con estructuras picadoras-chupadoras, y al alimentarse causan pequeños puntos necróticos en el follaje, seguidos por el enrizamiento de los brotes en las puntas (figura 5.1.54B). Es difícil ver estos insectos plaga, y el follaje sintomático debe ser cuidadosamente examinado con una lupa de mano, o bien pueden ser detectados golpeando el follaje dañado sobre papel blanco (Nelson, 1978). Se desconoce la extensión del daño por trips en los viveros que producen en contenedor, pero en un vivero enclavado en Idaho fue lo suficientemente severo sobre plántulas de *Pseudotsuga menziesii* (Mirb.) Franco, como para implicar medidas de control. Los insecticidas comunes son eficientes para el control de esta plaga (ver sección 5.1.7.4).



A



B

Figuras 5.1.54 El trip de invernadero (A), es un insecto plaga de cultivos ornamentales, el cual ocasionalmente inflige daño a especies forestales en contenedores (B). (A, cortesía de J. R. Baker, Servicio de Extensión de Carolina del Norte).

5.1.5.3 Problemas abióticos que afectan la parte aérea de las plantas

Como se discutió en la sección 5.1.1.2, las enfermedades abióticas con frecuencia son más comunes que las originadas por plagas. Debido a que las partes aéreas de las plántulas están

directamente expuestas a prácticas de cultivo, así como al ambiente, con frecuencia resultan estresadas por factores abióticos.

1. Daño por fertilizantes. Químicamente, los fertilizantes son sales, por lo que pueden causar daño por sales al follaje o a las raíces de las plántulas. Aunque la quema de la raíz por fertilizantes es común, los síntomas normalmente se expresan como síntomas foliares. El daño directo al follaje de las plántulas puede ocurrir en ocasiones, particularmente cuando el fertilizante granular se aplica en la parte superior de los contenedores (Sutherland y van Eerden, 1980), o cuando fertilizantes líquidos concentrados son aplicados sin un enjuague de agua limpia. Sutherland *et al.* (1982), consideran a la quema por fertilizantes como la enfermedad abiótica más común en plántulas de contenedores en los viveros de Columbia Británica, primariamente debido a que con frecuencia predispone a las plántulas al ataque de *Botrytis* spp.

Hospedantes. Las plántulas de todas las especies son susceptibles, y las plántulas jóvenes y suculentas, son particularmente sensibles a este daño.

Síntomas/Daño. Hallett (1982) describe los siguientes síntomas de daño por fertilización:

1. La mortalidad de acículas en coníferas, ya sea que se trate de puntas de acículas dispersas aleatoriamente entre la copa de las plántulas, o de las acículas enteras en la zona media (fig. 5.1.55A). Las plántulas de latifoliadas exhiben un chamuscado de hojas marginal (fig. 5.1.55B).
2. Clorosis, quema de las puntas de las acículas, o mortalidad de plántulas que corresponde a los patrones de irrigación.
3. Ampollas sobre los tejidos suculentos de la parte aérea.



A



B

Figura 5.1.55 La "quema por fertilizantes" con frecuencia está caracterizada por una muerte descendente de puntas de acículas en las coníferas (A), o por márgenes de la hoja chamuscados en las latifoliadas (B).

Las condiciones ambientales son muy importantes en el desarrollo de la quema por fertilizantes: es más probable que el daño ocurra durante

condiciones cálidas y secas, que aceleran la evapotranspiración y concentran las sales en el sustrato o en el follaje.

Manejo de la enfermedad. La quema por fertilizantes puede ser reducida por las siguientes prácticas de cultivo:

1. Use técnicas de fertilización apropiadas:

Aplice fertilizantes líquidos en lugar de incorporaciones de fertilizantes secos, o de su aplicación en la parte superior del contenedor.

Use aplicaciones frecuentes de fertilizantes líquidos diluidos, más que unas pocas aplicaciones de fertilizante concentrado.

Luego de las aplicaciones de fertilizantes líquidos, enjuague la planta con agua limpia.

2. Evite tensión hídrica innecesaria, particularmente luego de la fertilización.

3. Use sustratos que estén amortiguados mediante una elevada capacidad de intercambio catiónico, y que tenga buena porosidad para promover la lixiviación.

J. Daño por calor o por sequía. Estas dos tensiones son consideradas juntas debido a que frecuentemente acontecen bajo condiciones ambientales similares, esto es, elevadas temperaturas que causan transpiración excesiva (el daño por calor a las plántulas se discute en la sección 5.1.3.2).

Hospedantes. Todas las plántulas de especies forestales en contenedor son afectadas, aunque las especies tolerantes a la sombra son más susceptibles.

Síntomas/Daño. Los síntomas comunes del daño por sequía, incluyen color blancuzco del follaje y color café o secado de las puntas y márgenes de las hojas (fig. 5.1.56). El daño por sequía es con frecuencia difícil de distinguir de la quema por fertilización, aunque la última normalmente afecta acículas individuales, mientras que la tensión por sequía puede afectar toda la parte aérea. El follaje de latifoliadas se hace senescente con mayor rapidez cuando tiene tensión por sequía, y las hojas individuales sufren abscisión de la base a la punta de la parte aérea (Tinus, 1987). El calentamiento directo también puede causar daño al tejido de las plántulas. Se pueden presentar elevados niveles de calor en la superficie del sustrato, a partir de la luz del sol directa o reflejada.

El intenso calor con frecuencia causa un daño tipo enroscamiento en el tejido succulento. Aunque este daño normalmente ocurre en plántulas jóvenes, antes de la lignificación del tallo, los síntomas pueden no manifestarse sino hasta tarde en la temporada de cultivo, cuando el crecimiento cambial normal no ocurre. El cambio abrupto entre tejido del tallo saludable y dañado produce un encogimiento justo por encima del medio de cultivo (fig. 5.1.57).



Figura 5.1.56 Los síntomas foliares de daño por calor o por sequía, son causados por niveles extremos de tensión hídrica. La tensión hídrica es el resultado de elevadas temperaturas o poca humedad del suelo, o una combinación de ambos.

Manejo de la enfermedad. El daño por calor o por sequía, puede ser minimizado mediante apropiados diseño del vivero y prácticas de cultivo;

1. Evite temperaturas excesivamente elevadas o altos niveles de luz solar, especialmente con plantas succulentas. Las especies tolerantes a la sombra, como *Tsuga heterophylla* (Raf.) Sarg., pueden sufrir daño en su follaje si son movidas de la sombra a la luz directa del sol sin un periodo de aclimatización (Matthews, 1987).



A



B

Figura 5.1.57 Los elevados niveles de calor directo o reflejado, pueden causar daño al tejido del tallo de la plántula, resultando en una lesión al tallo (A) o en un encogimiento al nivel de la superficie del sustrato (B).

2. Use un medio de cultivo que contenga una mezcla de partículas de distintos tamaños, para suplementar una humedad adecuada, y que a la vez cuente con buena aireación y propiedades adecuadas para la lixiviación.

K. Daño químico. Ver la sección 5.1.32.

L. Contaminación del aire. Esta categoría de daño, incluye todos los tipos de daño químico inducidos a través del aire. Los viveros forestales que producen en contenedor, normalmente no están establecidos en áreas que estén sujetas a fuentes tradicionales de contaminación industrial del aire, aunque más y más áreas urbanas están siendo seriamente contaminadas. Los daños por contaminación con frecuencia ocurren en valles, donde los contaminantes quedan atrapados por inversiones térmicas, y se acumulan hasta alcanzar niveles dañinos. Hanan *et al.* (1978), discuten

fuentes y tipos de daños por contaminación del aire sobre plantas hortícolas, y también refieren especies indicadoras que pueden ser utilizadas para documentar exposición a contaminantes mayores.

El tratamiento más reciente y completo sobre contaminación del aire en viveros forestales que producen en contenedor, es proporcionado por Scarratt (1985), quien establece que las fuentes más comunes de polución se originan dentro del mismo vivero. Los hornos de calentamiento, generadores diesel o que trabajan con gasolina, y vehículos del vivero, producen varios contaminantes gaseosos, incluyendo monóxido de carbono, dióxido de carbono, dióxido de azufre, óxidos de nitrógeno, y etileno. El dióxido de azufre y el etileno son considerados las amenazas más serias para las plantas en contenedor, y pueden resultar dañinas a concentraciones de 1 ppm o menos (Mastalerz, 1977).

Hospedantes. La susceptibilidad varía entre especies de plántulas. En invernaderos de Ontario, *Pinus banksiana* Lamb. fue el más severamente dañado; el *Larix laricina* (Du Roi) Koch, el *Pinus strobus* L., y el *Pinus resinosa* Ait. sufrieron daño inmediato; y *Thuja occidentalis* L., *Larix kaempferi* (Lambert) Carr., y *Picea mariana* (Mill.) B.S.P., fueron los menos afectados (Scarratt, 1985).

Síntomas/Daño. El daño por contaminantes aéreos, siempre ocurre en el follaje debido a que los gases entran a la planta por los estomas. Los síntomas varían con el tipo de polutante y la especie de plántula. En viveros de Ontario, las plántulas de coníferas exhibieron varios niveles de necrosis en el cotiledón y la punta de las acículas, además de enrizamiento, mientras que las plántulas de *Betula* mostraron clorosis y necrosis en los márgenes y entre las nervaduras. Sin embargo, el síntoma más insidioso es la pérdida de crecimiento. Scarratt (1985), reportó pérdidas de crecimiento mayores a 40% en altura y 85% en producción de materia seca en plántulas de *Pinus banksiana* Lamb.

Desarrollo de la enfermedad. El daño por contaminantes aéreos puede ser tanto crónico como agudo. Los incidentes individuales de exposición a elevados niveles de polutantes, pueden causar un daño agudo, con un desarrollo inmediato de síntomas. El daño crónico, en el que pérdidas de crecimiento no detectadas son causadas por continuas exposiciones subletales a contaminantes aéreos, probablemente es más común. Scarratt (1985), demostró que las plántulas expuestas a contaminación crónica no exhibieron

síntomas visibles, pero sufrieron reducciones en su crecimiento.

Manejo de la enfermedad. No hay tratamientos que puedan aliviar los efectos de la contaminación del aire una vez que han ocurrido, pero varias prácticas de cultivo pueden ayudar a prevenir pérdidas por esta causa (Scarratt, 1985):

1. No ponga los hornos dentro de, o en estructuras adyacentes a, las áreas de cultivo.
2. Instale las unidades de calentamiento y generadores de dióxido de carbono de tal forma que tengan un abastecimiento adecuado de aire para una combustión eficiente y ventanas selladas para los gases de escapes. Los sistemas de calentamiento que utilizan combustibles deben ser localizados a sotavento, con respecto a las áreas de cultivo, y lejos de depresiones en las que los humos de escapes se pueden acumular.
3. Haga inspecciones periódicas de los sistemas de calentamiento en busca de fugas de gases, y ajuste los quemadores para que tengan la eficiencia en la combustión.
4. Nunca opere vehículos diesel o de gasolina en las áreas de cultivo, o donde sus gases puedan ser introducidos dentro de las estructuras de cultivo por las ventilas.

5.1.5.4 Problemas causados por otras plantas

Generalmente las plantas no son consideradas como agentes que causan enfermedades, pero manteniéndose dentro de la estricta definición de enfermedad, las plantas como las malezas o hepáticas compiten con el cultivo de plántulas por luz, agua y nutrientes minerales, y pueden originar reducciones en el crecimiento e incluso la muerte.

Malezas. Biológicamente, no existe lo que se pueda considerar como maleza. Sobre una base de manejo, sin embargo, cualquier planta que crece donde no es deseada, es una maleza (Bohmont, 1983). En un vivero forestal de contenedores, cualquier planta ajena al cultivo y que crece en los contenedores, o incluso en el piso del área de cultivo, es considerada una maleza.

Las malezas son consideradas un problema porque:

1. Reducen el crecimiento de las plántulas, o incluso las matan, al competir con ellas por luz, agua y nutrientes minerales. Debido a que las

malezas germinan y crecen mucho más rápidamente que la mayoría de las especies de plantas leñosas, pueden competir ventajosamente contra las plántulas del cultivo por el limitado espacio de crecimiento en el contenedor.

2. Sirven como reservorio para plagas y enfermedades. Whitcomb (1988), refiere que los áfidos rápidamente incrementan sus poblaciones en las malezas como *Cardamine pennsylvanica*, y que los ácaros araña pueden ser hallados en *Oxalis* spp.
3. Su presencia en los viveros forestales da la impresión general de un manejo pobre.

El control de malezas es más crítico en las instalaciones que producen en contenedor, en comparación con las que lo hacen a raíz desnuda, pues las malezas pueden dominar con facilidad el volumen del medio de cultivo en los pequeños contenedores. Las malezas son un problema serio en viveros de contenedores, en donde las plántulas son germinadas en áreas cerradas, y luego tomadas para ser puestas en complejos al aire libre por el resto del ciclo de cultivo.

Hospedantes. Todas las especies de plántulas son susceptibles.

Síntomas/Daño. Las malezas germinan generalmente mucho más rápido que las plantas leñosas, y son fácilmente reconocidas una vez que desarrollan hojas verdaderas, aunque puede haber alguna confusión durante la etapa de cotiledón. Los viveristas deben familiarizarse con las especies de malezas, comunes en su área, de tal manera que puedan ser removidas con prontitud.

Existen unos pocos reportes publicados que cuantifican los efectos detrimentales de las malezas en plántulas de especies forestales producidas en contenedor, si bien Whitcomb (1988) revisa la literatura y refiere que se reportan pérdidas en crecimiento de 24 a 44% debido a la competencia con malezas, en plantas ornamentales de contenedor.

Desarrollo de las malezas. Debido al predominante uso de sustratos artificiales, en los viveros que producen en contenedor, las malezas normalmente no son un problema serio en áreas de cultivo cerradas. Sin embargo, el sustrato a veces está contaminado, cuando las semillas de las malezas son llevadas por el viento dentro de las bolsas abiertas de medio de cultivo, o llevadas dentro de bolsas cerradas por los ratones. Las

semillas también pueden ser introducidas dentro del área de cultivo por el viento, o en la tierra que haya en el equipo o en el calzado de los trabajadores. Puesto que algunas malezas tienen semillas muy pequeñas, éstas pueden ser distribuidas por el sistema de riego, en viveros de contenedores con fuentes de agua superficial.

Las malezas que están presentes en el sustrato, germinan pocos días después que los contenedores son puestos en el área de cultivo y se desarrollan con rapidez. Las semillas de malezas que llegan dentro del invernadero por el viento u otro medio, pueden aparecer en cualquier tiempo durante la temporada de cultivo, pero generalmente no son un problema serio en los contenedores luego que se da el cierre de copas de las plántulas. Las malezas crecen extremadamente bien en el favorable ambiente del vivero, y se pueden convertir en un serio problema en complejos de crecimiento sin pavimentar.

Manejo de malezas. Cultural. El control cultural de las malezas, incluye mallas en ventilas y tomas de agua para excluir semillas de malezas, así como la limpieza de tierra o medio de cultivo del calzado y equipo antes de que sean llevados al área de cultivo, así como el deshierbe manual. Esta última opción es la más práctica y económica cuando las malezas aún son pequeñas, por ejemplo, durante la operación de aclareo. Una vez que las plántulas quedan establecidas en el contenedor, sus raíces dominan el medio de cultivo y el deshierbe manual puede desarraigar las plántulas de árboles. La población de malezas produce un reservorio de semillas alrededor del vivero, el cual puede ser reducido quemando o extrayendo las malezas antes de que semillen. Todas las malezas deben ser removidas físicamente de las áreas de cultivo entre cosechas; los complejos de cultivo con pisos pavimentados o con cubiertas de otros materiales, tendrán menores problemas con las malezas. Whitcomb (1988), concluye que los herbicidas sólo deben ser usados como parte de un programa general de control de malezas que enfatiza la sanidad.

Químico. El control químico de las malezas en viveros que producen en contenedor, puede ser dividido en dos categorías: herbicidas selectivos que son aplicados directamente a los contenedores, y productos químicos no selectivos, que son usados para eliminar las malezas alrededor del área de cultivo.

Los herbicidas no son tan comúnmente utilizados en los viveros que producen en contenedores, como en los que producen a raíz desnuda, debido

a que el elevado contenido de materia orgánica de la mayoría de los sustratos, inactiva a muchos productos químicos, y a que las plántulas suculentas son más susceptibles a daño fitotóxico. La pasteurización con calor o la fumigación química del medio de cultivo (ver sección 5.1.7.2), eliminará la contaminación con semillas de malezas, aunque la mayoría de los sustratos comerciales deben ser libres de malezas. Los herbicidas preemergentes no son usados en los viveros que producen en contenedor, si bien los herbicidas posemergentes o de contacto, están siendo probados en plántulas en área de cultivo al exterior. Hallett y Burns (1983), probaron una variedad de productos químicos posemergentes, y encontraron que sólo el glifosato, aplicado ya avanzada la temporada de cultivo, proporcionó un aceptable nivel de control de malezas sin daño para las plántulas (tabla 5.1.10). Ahrens (1985) refiere fototoxicidad por glifosato en medios de cultivo basados en musgo turboso, así que los viveristas deben ser cautos al usar este producto. Uno de los problemas reales con los herbicidas posemergentes, es que el cultivo de plántulas varía en su susceptibilidad al daño por fitotoxicidad. Gilreath y Gilreath (1986), probaron cuatro herbicidas posemergentes en 17 diferentes especies de plantas leñosas, y encontraron que cada herbicida fue fitotóxico a por lo menos una especie cultivada.

El control químico de las malezas alrededor del área de cultivo, usualmente se lleva a cabo entre cosechas, pues es difícil aplicar herbicidas uniformemente bajo las mesas de cultivo, además de que algunos herbicidas se pueden volatilizar y causar daño a las plántulas. Se pueden usar tres tipos de herbicidas sobre las áreas de no cultivo: preemergencia, posemergencia (contacto), y esterilizantes de suelo (tabla 5.1.10). Debido a que los herbicidas preemergentes sólo son efectivos en las malezas en germinación, y no matan a plantas establecidas, todas las malezas existentes deben ser removidas antes de la aplicación. Los herbicidas de contacto generalmente son no selectivos, esto es, que matan todas las plantas al contacto. Los esterilizantes de suelo son herbicidas preemergentes que son efectivos durante largos periodos de tiempo, pero algunas especies de malezas son tolerantes a estos productos (tabla 5.1.10).

El uso de cualquier producto químico en el ambiente cerrado de un vivero que produce en contenedores, es potencialmente riesgoso, y los administradores de viveros deben leer cuidadosamente la etiqueta del herbicida, además de realizar pruebas a pequeña escala antes de intentar un control químico de malezas a gran escala.

Tabla 5.1.10 Herbicidas de bajo riesgo que han resultado ser efectivos en plántulas de especies forestales producidas en contenedor.

Acción del herbicida	Ingrediente activo	Nombre comercial	Fuente
En áreas no de cultivo (bajo las mesas y alrededor del perímetro)			
Esterilizante del suelo	Diurón	Karmex®	Whitcomb (1988)
	Bromacil	Hyvar X®	Whitcomb (1988)
Preemergencia	Oryzalin	Surflan®	Peck (1984)
	Diquat	Diquat®	Peck (1984)
Contacto	Glifosato	Roundup®	Peck (1984)
En contenedores con plántulas*			
Contacto	Glifosato	Roundup®	Hallett y Burns (1983)

Esta lista no constituye recomendación alguna: estos productos específicos son aquellos señalados en la fuente consultada y es posible que en la actualidad no cuenten con registro. Otros productos pueden también estar disponibles. Consulte con un especialista en plagas y enfermedades, y verifique la etiqueta para información sobre usos registrados y dosis de aplicación.

*El control de malezas con cualquier herbicida que se aplique "sobre la plántula", variará en función de la especie de plántula forestal: algunas especies, como *Tsuga heterophylla* (Raf.) Sarg., y *Larix occidentalis* Nutt., son muy sensibles.

Criptógamas (musgos, algas y hepáticas).

Criptógamas, es un término colectivo para un grupo de plantas que se reproducen por esporas en lugar de semillas. Estas plantas bajas prosperan en el ambiente del vivero de contenedores, y originan problemas serios en contenedores cuando cubren por completo la superficie del sustrato e interfieren con la infiltración de agua y nutrientes. Las hepáticas (fig. 5.1.58A) y los musgos (5.1.58B), de mayor tamaño que las primeras, también pueden superar físicamente a plántulas pequeñas y competir con ellas por luz. La cantidad exacta de daño causado por estas plantas es difícil de determinar, y varía de vivero en vivero, si bien Ross y Puritch (1981) establecen que el daño está en aumento, especialmente en instalaciones de crecimiento viejas. Las hepáticas han probado ser especialmente problemáticas en plantas de mayor edad, como las 2 + 0; las hepáticas se establecen durante el primer año, y entonces aventajan en competencia a las plantas durante el segundo año. El problema es más serio en viveros de contenedores costeros, donde el clima frío y húmedo favorece el establecimiento y crecimiento de hepáticas (Shrimpton, 1987).



A



B

Figura 5.1.58 Las criptógamas, como las hepáticas (A) y los musgos (B), pueden ser problema en los viveros cuando cubren la parte superior de la cavidad del contenedor, y restringen la infiltración de agua o de soluciones fertilizantes.

Hospedantes. Todas las especies de plántulas pueden ser afectadas, pero las coníferas de lento crecimiento, como las *Picea* y los *Abies*, parecen ser particularmente vulnerables.

Síntomas/Daño. Todas estas plantas pueden ser vistas a simple vista. Ross y Puritch (1981), identifican cinco briofitas (musgos verdaderos y hepáticas), y nueve especies de algas, de los viveros de contenedor en Columbia Británica, y refieren algunas claves para el cultivo e identificación de especies. Haglund *et al.* (1981), señalan que los musgos pueden “ahogar” eventualmente pequeñas plántulas, y causar menor crecimiento y clorosis. A menos que tales especies de malezas se establezcan temprano en la temporada de cultivo, progresivamente son sombreadas y eliminadas tan pronto como las plántulas crecen a un tamaño suficiente para generar sombra sobre la superficie de cultivo. Los musgos y las hepáticas son más de un problema en las áreas de cultivo abiertas y en las casas de sombreado, probablemente debido a la dificultad para lograr un completo saneamiento entre cosechas.

Desarrollo de criptógamas. Los musgos y las algas se desarrollan a partir de material residual en

contenedores reutilizados y de esporas transportadas por agua o viento. Ross y Puritch (1981), encontraron algas, pero no esporas de musgos ni de hepáticas, en el agua de riego; y no lograron aislar ninguna criptógama a partir de muestras de musgo turboso o sustrato. Estos autores apuntan que las mayores fuentes de contaminación fueron contenedores reutilizados, así como inóculo transportado por el aire, que se dispersa con facilidad por el sistema de ventilación; algunas especies son capaces de propagarse vegetativamente, además de hacerlo mediante esporas. Las criptógamas se pueden desarrollar rápidamente sobre la superficie del sustrato, bajo el húmedo ambiente de cultivo de un vivero que produce en contenedores. Las algas y los musgos se desarrollan rápidamente, mientras que las hepáticas y líquenes tienen un crecimiento mucho más lento.

Manejo de criptógamas. Cultural. Las criptógamas pueden ser controladas promoviendo un vigoroso crecimiento inicial de la plántula, y limitando las fuentes de inóculo con las prácticas sanitarias adecuadas. Varias prácticas de cultivo inhiben el desarrollo de criptógamas. El uso de una cubierta color claro para la semilla, que cubra por completo la superficie del medio de cultivo, inhibe el crecimiento de estas plantas problema. Muchos viveros de contenedores de la Columbia Británica usan una "arena forestal" especial para cubrir la semilla, práctica que ha reducido drásticamente el problema por hepáticas y musgos (Sutherland, 1987). Hallett y Burns (1983), mencionan específicamente una cubierta granular basada en limo, además de que la perlita también ha resultado efectiva. La promoción de una rápida germinación y el crecimiento de la plántula temprano en la temporada, asegurarán que las criptógamas no se establezcan en los contenedores. La reducción de la frecuencia de riego permitirá a la cubierta secarse y reducir la humedad en la superficie del medio de cultivo, lo cual dificultará el crecimiento de las criptógamas (Hallett, 1982). Los pisos con grava de las áreas de cultivo, son particularmente susceptibles al desarrollo de estas plantas, las cuales deben ser removidas físicamente o muertas con productos químicos, antes de que el cultivo sea sembrado.

Químico. Varios productos químicos han sido usados para el control de criptógamas, incluyendo fungicidas y surfactantes, pero pocos materiales están registrados específicamente para tal propósito. Existen diversos productos que han controlado algas en las superficies de los invernaderos, incluyendo el sulfato de cobre y el hidróxido de calcio; un compuesto con bromo

(Agribrom®) resultó eficiente para el control de algas en invernaderos, y aparentemente no es fitotóxico para los cultivos ornamentales (Anónimo, 1987). Ross y Puritch (1981), recomiendan filtrar el aire usado para enfriamiento, y la eliminación de criptógamas de las superficies del invernadero y de los contenedores. Las mesas y los pisos del área de cultivo deben ser perfectamente limpiados entre rotaciones, y los contenedores reutilizables deben ser desinfectados también entre rotaciones (ver sección 5.1.7.2).

La mayoría de los herbicidas que controlan efectivamente a las criptógamas, también son fitotóxicos para las plántulas de especies forestales. Pawuk (1983), probó 11 diferentes productos para el control de algas, y concluyó que los fungicidas maneb y dichlone fueron los más efectivos, además de no resultar fitotóxicos para plántulas de *Pinus echinata* Mill. Haglund *et al.* (1981), iniciaron una prueba de control de musgos con tratamientos químicos, incluyendo fungicidas y surfactantes, solos o en combinación. X77® fue el menos fitotóxico de los ocho surfactantes probados, y una mezcla de tanque con el surfactante X77® y el fungicida captán, proporcionaron un control "virtualmente completo" de musgos. Esta solución fue aplicada a una tasa que humectó totalmente al musgo, y los autores sugieren que las aplicaciones se hagan por la tarde en días nublados, debido a que el daño fitotóxico es más severo bajo la luz directa del sol. El dodine (Ciprés®), es un fungicida utilizado para el control de hepáticas en viveros de Columbia Británica; es aplicado para cubrir las hepáticas y penetrar la capa superficial del medio de cultivo (Shrimpton, 1987). Obviamente, cualquier control químico potencial debe ser revisado cuidadosamente y probado antes de que se intente aplicarlo operativamente.

Muchos de los desinfectantes comunes, como el blanqueador cloro, pueden ser empleados para el control de criptógamas en áreas de no cultivo (ver sección 5.1.7.2). Matthews (1983) señala que los viveros de contenedores en Columbia Británica, usan jabones especialmente formulados para reducir el crecimiento de musgos y algas en pisos, paletas, y contenedores utilizados. Peck (1984), refiere un jabón criptocida (Saber's De Moss®), que controla musgos en las superficies del invernadero, además de retardar infestaciones subsecuentes.

5.1.6 Plagas y Enfermedades Durante el Almacenamiento de Plántulas

El tipo de condiciones de almacenamiento determinará los tipos de problemas de enfermedades que se enfrentarán. Originalmente, todas las plántulas de contenedor fueron embarcadas directamente del área de cultivo, o fueron retenidas en áreas de sombra u otras estructuras de almacenamiento “amortiguadas” hasta su embarque. Muchas de las mismas enfermedades que ocurrieron en el área de cultivo, pueden ser llevadas al área de sombreado. Sin embargo, con el advenimiento del almacenamiento en refrigeración, las enfermedades fungosas como los mohos del almacenamiento, se trocaron en un problema más serio.

5.1.6.1 Problemas durante almacenamiento “amortiguado”

Muchas de las enfermedades discutidas en la sección precedente, también pueden ser encontradas en las áreas de sombreado, aunque la severidad de la enfermedad normalmente disminuye debido al ambiente menos favorable. Las plántulas de especies forestales en contenedor, deben estar endurecidas y dormantes si han de ser almacenadas durante el invierno, teniendo que realizarse entonces prácticas de cultivo para inducir la rusticidad y la crucial dormancia (ver el capítulo sobre rusticidad en el volumen seis de esta serie). Las plántulas en ambientes “amortiguados” son susceptibles a dos tipos principales de daño durante el invierno: daño por frío y desecación durante el invierno.

Daño por frío. Donde quiera que las plántulas de especies forestales son mantenidas durante el invierno, son susceptibles al daño por frío, y las plántulas en contenedores son particularmente vulnerables, debido a su extendido periodo de suculencia. Uno de los mayores problemas con las rápidas tasas de crecimiento que se logran en los viveros de contenedores, es la dificultad para reducir tal crecimiento e inducir la dormancia y la rusticidad ante el frío. *El daño por frío está directamente relacionado con la dormancia de la plántula y su rusticidad ante el frío.* Los sistemas radicales de las plántulas en contenedor, son particularmente vulnerables al daño por frío debido a que las raíces son menos resistentes que otros tejidos del árbol, y están expuestas en contenedores.

Hospedantes. Todas las especies de plántulas en contenedor son susceptibles, pero las especies o ecotipos de bajas altitudes, áreas de la costa, y

latitudes más al sur, son más probables de ser dañadas.

Síntomas/Daños. El daño foliar por frío se expresa inicialmente como un tejido pálido, que eventualmente se troca de color paja a café o rojo brillante (fig. 5.1.59A), dependiendo de la especie de la plántula y del nivel de daño. Los síntomas se desarrollan relativamente pronto luego de la exposición a temperaturas de congelamiento, generalmente en no más de dos semanas, y los tejidos meristemáticos como las puntas del tallo son las primeras en mostrar daños. Esta característica ayuda a distinguir el daño por frío de la desecación en invierno, que usualmente afecta a todo el follaje expuesto, y se desarrolla sobre un mayor periodo de tiempo. Las yemas en ocasiones pueden ser muertas por heladas que no lesionan hojas más viejas (fig. 5.1.60A). La forma más insidiosa de daño por frío es el daño cambial, que fácilmente puede ser pasado por alto, pues la corteza tiene que ser removida para dejar expuestos los síntomas. El daño por frío en el tejido cambial, está caracterizado por varios tonos de café, y este daño puede ocurrir en manchones intermitentes a lo largo del tallo (fig. 5.1.60B). Las raíces son particularmente susceptibles al daño por frío, debido a que no “endurecen” tanto como los tallos, así que este tipo de daño en las raíces de especies forestales en contenedores puede ser común durante el almacenamiento invernal. Las pérdidas durante el invierno pueden ser severas. Hallett (1984), señala que 11.8 millones de plántulas en contenedores (38% del cultivo total), fueron perdidas en las Provincias Marítimas en el invierno de 1982-83.

Desarrollo del problema. El daño por frío puede desarrollarse a partir de una sola helada, o durante un periodo largo de tiempo atmosférico frío. El daño es más común a fines del otoño, o temprano en la primavera, cuando las plántulas están entrando o saliendo de la dormancia. Unas plántulas jóvenes de *Pinus sylvestris* L. mostraron una amplia variación individual en tolerancia al frío luego de ser expuestas a heladas simuladas. Algunas plantas exhibieron daño luego de 2 horas a -4.5°C (24°F), mientras que otras se mantuvieron tolerantes a -7.5°C (20°F) (Holopainen, 1988). La expresión de síntomas puede ser retardada durante un periodo extendido de tiempo atmosférico frío, pero puede ser acelerada poniendo a las plántulas en un ambiente cálido. El daño al cambium o a las raíces puede causar un rompimiento de yemas retardado, o marchitamiento del follaje, luego que

las plántulas son regresadas a un ambiente que promueva el crecimiento.

Manejo del problema. Las pérdidas debidas a daños por frío, pueden ser reducidas significativamente si se planifica y ejecuta cuidadosamente las siguientes prácticas de cultivo:

1. Desarrollo de esquemas de cultivo que incluyan un adecuado periodo de endurecimiento.
2. Evitar mover plántulas fuera de las estructuras de cultivo cerradas, hasta que adquieran suficiente rusticidad ante el frío, o hasta que haya pasado todo peligro de helada.
3. Proteger plántulas no “endurecidas” con riego, suplementando calor, o mediante cubiertas protectoras.
4. Tratar de cultivar plántulas que estén adaptadas al ambiente local; las especies exóticas u otras fuentes de semilla, requerirán de especiales manejo y protección.
5. Examinar la rusticidad de las plántulas con pruebas de resistencia al frío, para determinar cuándo están listas para almacenamiento. Glerum (1985), resume la última tecnología en pruebas de resistencia al frío.



A



B

Figura 5.1.59 Los síntomas por daño por frío y desecamiento invernal algunas veces son confusos, pero pueden ser distinguidos por el tipo de tejido afectado. El daño por frío generalmente afecta al tejido meristemático joven, tal como el meristemo apical (A), mientras que el desecamiento invernal afecta a todas las acículas maduras de las ramas expuestas (B), aun si éstas han formado yema. (A, cortesía de R.D. Hallet, Servicio Forestal Canadiense).

Desecación invernal. La desecación invernal, es en realidad daño por desecación, y ocurre dondequiera que las plántulas sean expuestas a condiciones de secado, generalmente el viento o luz solar directa; el daño es más severo cuando el sustrato y las raíces permanecen helados por largos periodos de tiempo. Las plántulas pueden incluso desecarse cuando están almacenadas en refrigeración libre de congelación, si no son empacadas cuidadosamente. *La desecación invernal no está directamente relacionado con la dormancia o con la rusticidad ante el frío.*

Hospedantes. Las plántulas de coníferas son más susceptibles, aunque las de latifoliadas pueden ser dañadas en circunstancias extremas (Boyce, 1961).

Síntomas/Señas. El secado invernal con frecuencia es referido como quema invernal, debido a que el follaje afectado con frecuencia se torna rojo brillante, y parece chamuscado (fig. 5.1.59B). Todo el follaje expuesto es susceptible, pero generalmente las puntas de las acículas son más comúnmente dañadas; las yemas junto al follaje sintomático pueden no estar dañadas, y con frecuencia producen brotes normales luego de plantar los árboles. La muerte descendente de puntas o incluso la mortalidad de las plantas pueden acontecer en casos extremos. El secado invernal puede ser distinguido del daño por frío gracias al color del follaje, y al momento en que se expresan los síntomas.



A

Figura 5.1.60 Los síntomas de daño por frío (tejido café, decolorado) en las yemas (A), o en el cambium del tallo (B), son menos visibles que el daño foliar. El daño por frío a la yema, afecta sólo al crecimiento potencial del brote, mientras que el daño al tallo, usualmente es fatal (B, cortesía de R. Timmis, Compañía Weyerhaeuser, Centralia, Washington).

Desarrollo del problema. En comparación con la producción a raíz desnuda, los árboles en contenedores son más susceptibles al secado invernal, debido a la limitada cantidad de reservas de humedad en contenedores pequeños. La desecación puede hacerse severa cuando las plántulas en sustratos congelados son expuestas a la luz del sol o a vientos desecantes. El secado invernal es más lento para desarrollarse que el daño por frío, generalmente requiere de semanas para presentarse, en lugar de días. Las plántulas que están expuestas alrededor del perímetro del área de almacenamiento, son las más severamente afectadas, particularmente cuando su raíz no está apropiadamente aislada. En áreas con nieve, los brotes que sobresalen por encima de la nieve con frecuencia muestran quemaduras invernales.



B

Manejo del problema. Un apropiado diseño de la estructura y algunas prácticas culturales preventivas, pueden reducir las pérdidas por secado invernal:

1. Proteja las plántulas de la exposición directa al sol y viento con estructuras protectoras.
2. Agrupe plántulas sobre el piso, con algún tipo de material aislante alrededor del perímetro.
3. Cubra el follaje de las plántulas con acolchados u otro material; una cubierta total con nieve proveerá un tipo de protección ideal.

Daño por animales. Las plántulas almacenadas en áreas exteriores de espera, están sujetas a depredación animal por roedores y animales de mayor tamaño, como conejos y venados. Irónicamente, las estructuras donde pasan el invierno las plantas en contenedor, son un ambiente ideal que protege a los animales pequeños de sus enemigos naturales.

Hospedantes. Todas las especies de plántulas son susceptibles.

Síntomas/Daño. Los roedores dejan pequeñas marcas de dientes (fig. 5.1.61A) en la parte baja del tallo, mientras que los conejos normalmente cortan todo el tallo en un ángulo de 45°. El venado generalmente ramonea las plántulas, cortando la parte aérea; puesto que el venado no tiene incisivos superiores, el tejido afectado por este animal, tiene los extremos roídos (Byford, 1987). Las huellas y heces fecales ayudan a identificar al animal de que se trate.

Manejo de los animales. La protección de plántulas de contenedores en sitios bajo techo es muy difícil. Byford (1987) presenta una serie de cuestiones para determinar si el control de animales en el vivero se justifica:

1. ¿Vale el esfuerzo un programa de control? ¿Es la pérdida económica o el trabajo que implicará mayor al costo del control?
2. ¿Hay alguna forma de mantener a las plántulas fuera del alcance de los animales, por ejemplo, con mallas o alambradas?
3. ¿Pueden los animales ser repelidos del sitio? ¿Pueden los productos químicos, auyentadores visuales, o sonido ser usados para alejar a los animales del área de cultivo?

Si ninguna de las acciones anteriores resulta efectiva, el paso final es remover los animales problema mediante trampas o venenos químicos. Hay controles específicos para algunos animales problema.

Venado. Los perros guardianes pueden alejar al venado en áreas de almacenamiento pequeñas, pero una alambrada será una aproximación más común. Aunque las altas alambradas de exclusión a veces son utilizadas, el venado es capaz de saltar por encima de muchas de tales estructuras. El mejor sistema es una cerca eléctrica, de baja impedancia, permanente, pero un diseño más adecuado es más importante. Byford (1987) describe una cerca para venados de 5 hileras, con un cargador eléctrico de baja impedancia, que es tanto efectivo como costoeficiente. Las cercas temporales a veces son empleadas; consisten de una cerca eléctrica de una hilera que repela el venado dándole una descarga eléctrica, luego de ser atraídos a un cebo cargado eléctricamente.

Los repelentes químicos son otra opción para el control del venado, los hay en dos tipos básicos: repelentes de contacto y repelentes de área. Los repelentes de contacto son aplicados directamente a las plántulas, el venado es repelido por el sabor

desagradable del producto. Las frecuentes aplicaciones del repelente de contacto son necesarias, pues los productos químicos son lavados del follaje y cualquier nuevo crecimiento de las plantas está desprotegido. Los repelentes de área son aplicados en o cerca de las plántulas, y repelen al venado solamente por su olor. En una completa prueba en Connecticut, una amplia variedad de repelentes para venado fueron probados, incluyendo cabello humano, salsa picante, y algunos productos químicos convencionales (thiram, Magic Circle Deer Repellent®, Big Game Repellent®, y Hinder®). Los resultados fueron variables entre áreas de estudio, pero los investigadores hallaron que, bajo elevada presión de ramoneo, ninguno de los repelentes fue muy exitoso (Byford, 1987).

Conejos. Los controles para estos comunes animales plaga, incluyen trampas, cercas, o repelentes químicos. Las cercas de tres pies (0.9 m) de malla de alambre para pollos, son muy efectivas para excluir a los conejos, pero debe ser fijada al piso, para evitar que estos animales pasen bajo la cerca. La mayoría de los repelentes para conejos (por ejemplo, thiram), están basados en sabor, pero tienen las mismas limitaciones que los repelentes para venado (Byford, 1987).

Roedores. Los gatos son usados con frecuencia en los invernaderos para controlar a los pequeños roedores, pero son menos efectivos en las grandes áreas de almacenamiento de plántulas al exterior. El cercado es obviamente ineficiente para los roedores; es difícil y caro construir una estructura completamente a prueba de roedores. Las trampas para ratones a veces son usadas para controlar las poblaciones de roedores, si bien los cebos químicos son normalmente más baratos y efectivos para combatir grandes números de estos animales (Carlson, 1983). Byford (1987) discute dos tipos de venenos para roedores: roedoricidas de una dosis (a base de zinc), que mata al animal luego de una ingestión, y los anticoagulantes (warfarin, coumafuryl), que sólo son efectivos luego de continuas ingestiones del veneno. Los anticoagulantes son más seguros cuando existen animales que no se desea matar, y con frecuencia resultan más efectivos, debido a que no se desarrollará "timidez ante los cebos". Los venenos anticoagulantes deben ser proporcionados en gran cantidad durante varias semanas para resultar efectivos. Byers y Carbaugh (1987), probaron la eficacia de varios roedoricidas en pruebas de laboratorio y de campo, y encontraron que las píldoras a base de zinc, ZP Rodent Bair AG®, proporcionaron el mejor control de los ratones *Microtus pinetorum* y *M. pennsylvanicus*, que otros

productos similares. De ser posible, ponga los cebos tanto bajo los contenedores y sobre la superficie de los mismos, especialmente alrededor del perímetro de un grupo de plántulas (fig. 5.1.61B). Cualquier plaguicida debe ser cuidadosamente colocado para minimizar la posibilidad de envenenamiento accidental de otros animales, particularmente mascotas.



Figura 5.1.61 El daño de roedores pequeños al alimentarse, puede ser diagnosticado por las pequeñas marcas de dientes en el tallo de las plántulas (A, círculo), y frecuentemente ocurre durante el almacenamiento invernal al exterior. Los roedores pequeños pueden ser controlados con varias clases de trampas o cebos envenenados (B).

5.1.6.2 Problemas durante el almacenamiento en refrigeración

Así como con las plantas producidas a raíz desnuda, el moho que se presenta durante el almacenamiento de plántulas a raíz desnuda es una preocupación principal durante el almacenamiento en refrigeración. Dondequiera que los árboles sean almacenados en condiciones de refrigeración, el moho del almacenamiento es inevitable; la pregunta no es tanto si el moho se va a presentar, sino cuándo ocurrirá, pues la probabilidad de que dicha complicación se presente aumenta con el tiempo de almacenamiento. Muchos tipos de hongos originan moho en la planta producida a raíz desnuda, la mayoría de los cuales son introducidos en partículas de tierra, y dado que las plántulas forestales de contenedor son producidas en sustratos artificiales, esta fuente principal de hongos que provocan el moho del almacenamiento, ha sido eliminada. El principal hongo de este tipo, para los árboles producidos en contenedor, es *Botrytis cinerea*, el mismo fitopatógeno que es responsable del moho gris en las plántulas en cultivo.

Moho del almacenamiento *Botrytis*. Este moho puede representar un problema en plantas almacenadas, puesto que se puede propagar sin ser notado en el frío y húmedo ambiente de almacenamiento de la planta producida en contenedor. Con frecuencia el problema no es identificado sino hasta que los árboles son embarcados hacia el sitio de plantación, y para ese momento todas las plantas posiblemente estarán afectadas, y tendrán que ser destruidas. Los mohos de almacenamiento resultan particularmente costosos, pues la planta almacenada está a su máximo valor, y el administrador del vivero ya la habrá comprometido con algún cliente la mayoría de las veces.

Hospedantes. Las mismas especies que son susceptibles al moho gris en el vivero, son vulnerables al moho del almacenamiento *Botrytis*: *Sequoia sempervirens* (D. Don) Endl., *Sequoiadendron giganteum* (Lindl.), *Larix occidentalis* Nutt., *Pinus contorta* Dougl. ex Loud., *Pinus ponderosa* Dougl. ex Las, *Picea engelmannii* Parry ex Engelm., *Tsuga heterophylla* (Raf.) Sarg., *Pseudotsuga menziesii* (Mirb.) Franco, *Pinus sylvestris* L., *Picea pungens* Engelm., *Tsuga mertensiana* (Bong.) Carr., *Abies procera* Rehd, y *Chamaecyparis nootkatensis* (D. Don).

Síntomas/Daño. Los mohos del almacenamiento normalmente se desarrollan en el interior de los atados que son almacenados, de manera que

varios contenedores almacenados deben ser abiertos e inspeccionados cuidadosamente. El micelio gris, algodónoso y los cuerpos de fructificación (fig. 5.1.62), pueden ser vistos en las hojas o el tallo; en casos avanzados, el follaje infectado se hace suave, remojado y esponjoso.



Figura 5.1.62 Cuando las plántulas de especies forestales son almacenadas en refrigeración, se puede desarrollar el moho del almacenamiento, *Botrytis cinerea*, ya que tiene afinidad por las condiciones frías, húmedas y oscuras.

Desarrollo de la enfermedad. El moho del almacenamiento *Botrytis*, casi siempre es el resultado de una infección preexistente, que se originó durante el periodo de vivero, particularmente en especies como *Pseudotsuga menziesii* (Mirb.) Franco y *Tsuga heterophylla* (Raf.) Sarg. Las plántulas que tienen daños de quemaduras por fertilizante, frío o daños mecánicos, son particularmente vulnerables (Sutherland *et al.*, 1982). La humedad superficial acelera la propagación de *B. cinerea*, la severidad del moho está relacionada directamente con la temperatura y el tiempo de almacenamiento. Puesto que *B. cinerea* prospera con bajas temperaturas, crece

bien bajo condiciones de almacenamiento en refrigeración.

Manejo de la enfermedad. Cultural. Sutherland *et al.* (1982), refieren los siguientes controles culturales para el moho del almacenamiento *Botrytis*:

1. Prevenga que las infecciones de moho gris se desarrollen en el vivero.
2. Inspeccione cuidadosamente las plantas durante la clasificación previa al almacenamiento, y elimine individuos enfermos.
3. Almacene las plántulas por el menor tiempo posible, especialmente aquellas con cualquier porción de su follaje muerto o dañado.
4. Cerciórese de que el follaje de las plantas esté seco antes del almacenamiento.
5. Almacene las plántulas a la menor temperatura posible. Cuando sea factible, se recomienda el almacenamiento en congelación (-1 a -2°C, aproximadamente 30°F), pues toda la humedad libre en el follaje es convertida en cristales de hielo, lo que aparentemente suprime la propagación de *B. cinerea*.
6. Inspeccione con frecuencia la planta almacenada, particularmente los lotes con follaje muerto o dañado, para que los árboles enfermos puedan ser eliminados antes de que la enfermedad de propague por todas las plantas almacenadas.
7. Asegúrese de que los árboles fueron "endurecidos" adecuadamente antes del almacenamiento (ver capítulo sobre endurecimiento en el volumen seis).

Químico. Los fungicidas protectivos, que son aplicados a las plántulas antes del almacenamiento, pueden ser de algún valor, si bien Sutherland y van Eerden (1980), refieren que los resultados pueden ser variados. Los fungicidas que son registrados para el moho gris (tabla 5.1.9) pueden ser aplicados como asperjado tarde en la temporada de crecimiento, o como spray o goteo inmediatamente antes del almacenamiento. Puesto que muchos fungicidas persisten en el follaje durante el manejo, embarque y plantación, el personal de vivero y el de campo pueden estar expuestos a un contacto prolongado con tales productos. Por ende, tales sustancias deben ser usadas con cuidado, y solamente como un último recurso.

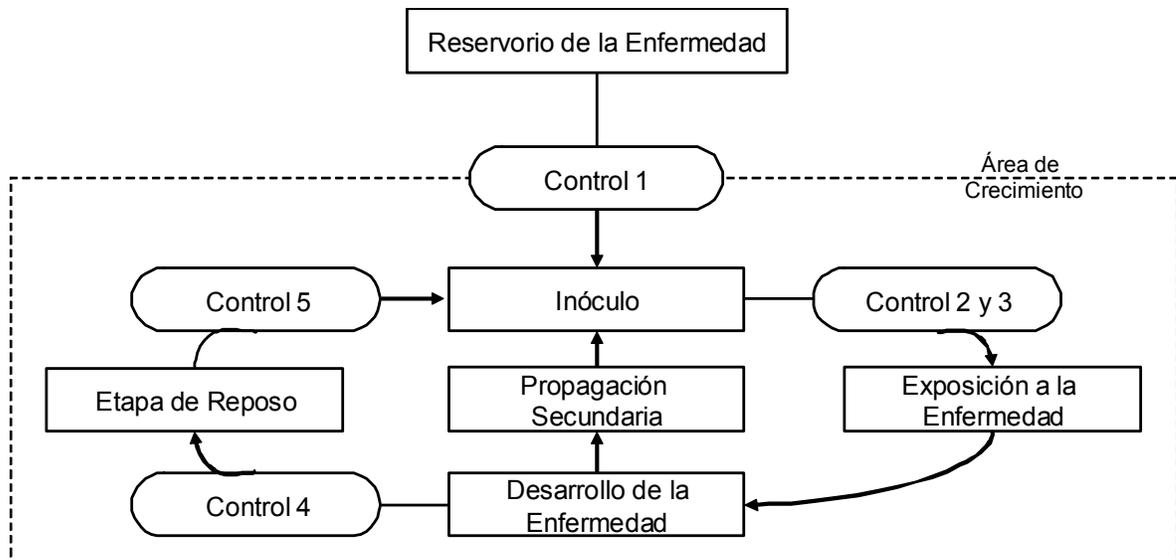
5.1.7 Estrategias para el Manejo de Plagas y Enfermedades

El manejo de las plagas y enfermedades en el vivero, es cubierto en dos lugares en la presente publicación: lo que sigue aquí, es una discusión general de las enfermedades de vivero y del manejo de este tipo de problemas, mientras que las medidas específicas de control, son incluidas en la discusión de plagas y enfermedades individuales.

5.1.7.1 Filosofía de manejo en lugar de control, manejo integrado de plagas y enfermedades

Los administradores de viveros, tradicionalmente han hablado de "controlar" una enfermedad. Esto normalmente involucra una espera para que la enfermedad ocurra, y entonces aplicar algún producto tóxico a las plántulas ya muertas o casi muertas. En la actualidad, nosotros tomamos una

aproximación más científica para el control de enfermedades forestales, que implica una variedad de medidas de cultivo y químicas diseñadas para el manejo de la enfermedad (fig. 5.1.63). El manejo de enfermedades de vivero, debe ser una serie de procesos interrelacionados, que son incorporados dentro de un esquema entero de cultivo en contenedores en viveros, más que una reacción ante una plaga o enfermedad específicas. Con frecuencia, una sola medida de control no será efectiva, pues la mayoría de las enfermedades en los viveros son muy complejas y requieren de una aproximación de manejo integrado, usando distintas medidas de control. Los productos químicos (fig. 5.1.64), deben ser sólo una parte de un programa de manejo completo, que integre tanto las medidas químicas como las de cultivo.



Técnicas de control de la enfermedad

1. Mantenga los alrededores limpios de malezas
2. Aplique fungicidas protectores
3. Use técnicas culturales para mantener seco el follaje
4. Elimine las plántulas enfermas
5. Limpie y desinfecte el área de cultivo entre cosechas

Figura 5.1.63 Un programa de control integrado de enfermedades para el moho gris (*Botrytis cinerea*), consiste de medidas tanto culturales (1, 3, 4, 5) como de medidas químicas (2, 5) de control.



Figura 5.1.64 Los plaguicidas deben ser parte de un programa completo de manejo, que integre tanto las medidas de control químicas como las culturales.

El manejo integrado de plagas (MIP), es un concepto que ha sido propuesto durante algún tiempo, pero sólo recientemente ha sido implementado en algunos viveros de contenedores (Davidson *et al.*, 1988). El MIP puede ser definido como la selección, integración, e implementación de un programa de control de plagas y enfermedades que está basado en consecuencias económicas, ecológicas y sociales predichas (Botrell, 1979). Los administradores de viveros reconocerán que la mayoría de los componentes de un programa de MIP no son nuevas: El MIP incluye control cultural estándar, y también los controles mecánico, químico, y también biológico, así como resistencia genética del huésped. La mayor diferencia es que la organización de diferentes estrategias de control de plagas y enfermedades en un solo programa completo, el MIP es un sistema de aproximación, más que una aproximación ante un incidente.

Quizás el punto que mejor puede vender un programa de MIP, es el aspecto social y político. Todas las formas de agricultura, incluyendo los viveros forestales de contenedores, están siendo sujetos de un mayor escrutinio en relación a las actividades de control de plagas y enfermedades, particularmente el uso de plaguicidas. Los administradores de vivero progresistas, deben comenzar a integrar sus tratamientos actuales de manejo de plagas y enfermedades, dentro de un esquema de MIP, además de considerar las más recientes opciones de manejo de plagas y enfermedades, como el uso sustratos supresivos (ver sección 5.1.7.3).

El concepto de manejo de enfermedades, ha sido presentado en varias distintas maneras; la siguiente sección se basa en las cuatro fases del manejo de enfermedades presentado por Smith (1970) y Bohmont (1983): exclusión, protección, erradicación, y resistencia. Esta aproximación es preferible a la división tradicional de manejo de enfermedades en controles químico y cultural, que separan estas dos opciones, más que integrarlas. La aproximación en cuatro etapas, permite que los dos tipos de controles señalados sean discutidos en conjunto, y también es aplicable tanto para enfermedades bióticas como abióticas. La exclusión y la erradicación sólo pueden ser aplicadas a agentes de enfermedades bióticas, mientras que la protección y la resistencia pueden ser utilizadas ante problemas bióticos y abióticos.

5.1.7.2 Exclusión: previniendo la entrada de plagas y enfermedades

El ambiente del vivero que produce en contenedores, inicialmente es libre de plagas y enfermedades, por lo que la principal aproximación lógica al manejo de enfermedades, es intentar prevenirlas, excluyendo los agentes de enfermedad del área de cultivo. Las enfermedades son más fáciles de prevenir que de curar. Moody (1984), establece bien el caso cuando expresa que todos los controles de enfermedades están basados en un criterio: la prevención. Unas excelentes discusiones sobre la prevención de enfermedades a través de sólidas prácticas sanitarias, son proporcionadas por Nelson (1978), y por Hanan *et al.* (1978).

Selección del sitio. La prevención de enfermedades, comienza con la elección del sitio para el vivero. Sutherland *et al.* (1982), puntualizan que la localización del vivero es uno de los dos factores más críticos que determinan la incidencia de enfermedades. McCain (1978), recomienda que los viveros de contenedores no sean establecidos en localidades donde los fitopatógenos con huéspedes específicos, como los tizones fusiformes o de agallas sean un problema. Otra solución es remover los hospedantes primarios o alternativos a una distancia razonable del vivero durante el establecimiento del mismo. Matthews (1983) anota que para controlar la propagación de la palomilla europea del brote de pino, en Columbia Británica, las regulaciones requieren que los pinos infestados sean eliminados hasta 100 m (328 pies) alrededor de los viveros. El mismo autor menciona que los arbustos y pastos alrededor del invernadero, pueden albergar plagas de insectos, incluyendo trips, áfidos, trozadores, y la mosca europea. Cualquier estructura innecesaria o vegetación en

torno al vivero, debe ser removida, pues representa cobijo para roedores y aves que se pueden comer las semillas.

Sin embargo, en viveros de contenedores ya establecidos, se necesita identificar cómo las plagas y enfermedades potenciales generalmente acceden al área de cultivo:

1. *Viento*. Especies transportadas por el aire, semillas o insectos, pueden ser introducidos por el sistema de ventilación.
2. *Agua*. Las esporas de hongos y criptógamas, y semillas de malezas, pueden ser introducidas por el sistema de riego.
3. *Sustratos*. Las mezclas comerciales más comunes son consideradas “esencialmente estériles”, pero hongos potencialmente dañinos han sido aislados de algunos tipos de sustratos o de sus componentes.
4. *Contenedores*. Los contenedores reutilizables, pueden contener medio de cultivo que albergue propágulos de enfermedades o de musgos o algas del cultivo anterior.
5. *Superficies en la estructura de cultivo*. Los pisos, camas y otras superficies en el área de cultivo, pueden albergar enfermedades del cultivo anterior.
6. *Materiales de propagación*. Las semillas, plantas de trasplante, o estacas, a veces están infectadas desde antes de llegar al vivero.
7. *Suelo o sustrato transportados*. Materiales infectados pueden ser llevados dentro de las áreas de cultivo en herramientas, equipo, o calzado de trabajadores o visitantes.
8. *Plagas móviles*. Los insectos, aves y roedores, pueden entrar al área de cultivo directamente.

Uso de semilla, plantas para trasplante y estacas certificadas. Una de las formas más eficientes para excluir plagas y enfermedades de los viveros, es el uso de semilla, trasplantes y estacas que estén certificados como libres de tales problemas. Hanan *et al.* (1978), discute algunas de las prácticas hortícolas que son empleadas para prevenir la propagación de plagas y enfermedades a través de materiales de propagación; tales prácticas no son aplicables para semilla de especies forestales y trasplantes, pero se cuenta con algunos ejemplos. En Columbia Británica, ciertos viveros están en la zona de infestación del

adélgido algodonoso bálsamo “áfido”, así que las plántulas de *Abies* spp. que crecen en tales viveros deben ser tratadas con insecticidas, y certificadas libres de plagas y enfermedades antes de que sean embarcadas a otros viveros fuera de la zona (Matthews, 1983). Para superar este problema, los *Abies* spp. normalmente son cultivados fuera de la zona de infestación.

Aunque no hay un programa de certificación de semilla libre de plagas y enfermedades a escala operativa al momento de escribir este trabajo, ciertas precauciones durante la colecta de la semilla y su manejo pueden reducir la incidencia de la enfermedad. Cualquier práctica de colecta de conos o semillas que mantenga limpia la semilla, reducirá la posibilidad de introducir fitopatógenos en el vivero. Los conos colectados del piso, y de escondrijos de ardillas en particular, son considerados más impuros que aquéllos colectados directamente de los árboles. Sutherland (1979) muestra que la incidencia del hongo de la semilla *Caloscypha fulgens*, es significativamente mayor en conos colectados de escondrijos de ardillas. Especies fitopatógenas de *Fusarium*, se observó fueron más comunes en lotes de semilla colectados del piso, en el norte de Idaho y el oeste de Montana (James, 1986).

Tratamientos a la semilla. Muchos organismos fitopatógenos diferentes, incluyendo hongos, bacterias, virus y nemátodos, pueden ser transportados en semillas. Andersen y Leach (1961), proporcionan una buena discusión sobre pruebas de semillas para detectar fitopatógenos. La semilla de árboles ha sido sembrada sólo para ser infectada por varios hongos fitopatógenos, e incluso los hongos no fitopatógenos pueden causar problemas de manejo de la semilla durante la estratificación. Kliejunas (1985), reportó que, aunque ninguno de los hongos fueron reconocidos como fitopatógenos, las bolsas con semilla de *Pinus jeffreyi* Grev. & Balf. en estratificación, tuvieron un extensivo desarrollo de moho, mostrando grupos de semillas pegados por los micelios. Varios tipos distintos de tratamientos a la semilla están disponibles.

Remojos en agua fría. Los remojos en agua son un tratamiento común previo a la siembra o preestratificación, pero tal práctica redujo grandemente la germinación y no removió todos los contaminantes de la testa, en una prueba con *Pseudotsuga menziesii* (Mirb.) Franco (James, 1983).

Enjuague con agua. Un enjuague de 48 horas en agua corriente, ha sido considerado una forma para

remover de la testa contaminaciones por hongos. Las semillas pueden ser puestas en bolsas de malla y colocadas en un tanque de agua, con ésta en vigorosa circulación, con lo que se lavan de la superficie los contaminantes. James y Genz (1981), comparan este tratamiento a la semilla con

el remojo estándar en agua, y refieren un aumento significativo en la germinación y una reducida contaminación por hongos y bacterias, en semillas de *Pinus ponderosa* Dougl. ex Laws (tabla 5.1.11).

Tabla 5.1.11-Efectos de cuatro tratamientos a la semilla de *Pinus ponderosa* Dougl. ex Laws de lotes contaminados por hongos, colectados de escondrijos de ardillas.

Tratamientos a la semilla	Periodo de tratamiento	Germinación (%)	Testas limpias (%)	Plántulas enfermas (%)
Remojo en agua	24 h	21.5a	22.3a	95.3a
Remojo en agua corriente	48 h	28.2b	38.3b	77.0a
Blanqueador casero al 5.25%	5 min	22.5a	53.9c	60.0b
Peróxido de hidrógeno al 3%	5 h	36.3c	54.5c	76.6a
Promedio	---	27.1	41.7	77.0

Los valores con la misma letra en cada columna, no tuvieron diferencias significativas estadísticamente (P=0.05).

Fuente: James y Genz (1981).

Remojos en agua caliente. Los enjuagues en agua caliente han sido recomendados como un tratamiento a la semilla de especies ornamentales. Las semillas son colocadas en una bolsa de algodón o de malla de plástico e inmersas en agua caliente, a 49-53°C (120 a 127°F) durante 30 minutos, y entonces enfriados en agua corriente de tubería (Handreck y Black, 1984).

Esterilización química. La esterilización química de semillas con hipoclorito de sodio o con peróxido de hidrógeno ha mostrado resultados variables. La concentración de la solución química y el tiempo de tratamiento, son los factores más importantes que influyen en el tratamiento químico a las semillas. El mayor problema con las semillas tratadas con soluciones desinfectantes, es que las soluciones lo suficientemente potentes para matar patógenos superficiales, con frecuencia resultan fitotóxicas para las semillas. La efectividad de los tratamientos químicos también varía entre diferentes tipos de semillas: las especies con cubiertas seminales delgadas pueden resultar dañadas con mayor facilidad que las que tienen testas gruesas, además, las semillas con superficies rugosas, como las de *Abies* spp., son particularmente difíciles de ser tratadas.

Peróxido de hidrógeno. Un remojo de 40 minutos en peróxido de hidrógeno al 30%, resultó efectivo para esterilizar la superficie de semillas de *Pseudotsuga menziesii* (Mirb.) Franco con propósitos de investigación, aunque los propágulos de *Fusarium* spp. algunas veces sobreviven el tratamiento, pues son transportados internamente por las semillas (Graham y Linderman, 1983). Barnett (1976) recomienda el uso de peróxido de hidrógeno* al 30%, para semillas de pinos del sur de los Estados Unidos, con tiempos de remojo de

15 minutos para *Pinus echinata* Mill., a una hora para *Pinus palustris* Mill. Varios estudios refieren resultados variables para otras especies: *Pinus palustris* Mill. (Campbell, 1982), *Pinus contorta* Dougl. ex Loud., *Pinus ponderosa* Dougl. ex Laws., y *Picea engelmannii* Parry ex Engelm. (Fuller y Hildebrand, 1985). James (1983) halló que un tratamiento de 3% con peróxido de hidrógeno durante 64 horas, redujo la mayoría de la contaminación de la cubierta seminal con sólo un efecto minúsculo sobre la germinación de semilla de *Pseudotsuga menziesii* (Mirb.) Franco. James y Gerz (1981), hallaron que la semilla de *Pinus ponderosa* tratada con peróxido de hidrógeno por 5 minutos para luego enjuagar, mostró un significativo aumento de la germinación y una reducción de la contaminación de la testa (tabla 5.1.11). Carlson (1983), recomienda un remojo con agitación, durante 15 minutos, en peróxido de hidrógeno al 3%, seguido por un enjuague con agua fría limpia.

Hipoclorito de sodio (blanqueador casero). Saeur y Burroughs (1986), proporcionan una excelente discusión de los varios aspectos de tratar semilla de maíz con hipoclorito de sodio. Refieren que la concentración de las marcas comerciales de blanqueador casero, puede variar de 5.25 a 6.00% y que la desinfección efectiva de la superficie depende del pH, la formulación, y la concentración de la solución. También hallaron que la efectividad del tratamiento a la semilla con hipoclorito de sodio, es influenciada por la concentración del fitopatógeno y por las propiedades de la testa; las esporas atrapadas en rajaduras de las testas o en burbujas de aire, pueden no ser alcanzadas por el desinfectante.

Para semilla de coníferas, James (1983) señala que un remojo de 2 horas en una solución de blanqueador al 5.25%, removió efectivamente hongos fitopatógenos de la testa, pero también

* Nota del traductor: Agua oxigenada

redujo también marcadamente la germinación de *Pseudotsuga menziesii* (Mirb.) Franco. James y Genz (1981) hallaron que un remojo de cinco minutos en blanqueador al 5.25% seguido de un profuso enjuague, redujo significativamente la contaminación en semillas de *Pinus ponderosa* Dougl. ex Laws., sin afectar su germinación (tabla 5.1.11). Wenny y Dumroese (1987) recomiendan un remojo de 10 minutos en una solución de blanqueador en agitación, con dos partes de blanqueador de lavandería (hipoclorito de sodio al 5.25%) y tres partes de agua, seguido por un profuso enjuague en agua corriente de la tubería. Este tratamiento a la semilla redujo pérdidas de hongos que provocan chupadera, como *Fusarium* sp., en muchas semillas de coníferas con testa gruesa, como son *Pseudotsuga* y *Pinus*, pero no es empleado en semillas con cubiertas seminales más delgadas, como *Abies*, *Larix* y *Picea*. Kliejunas (1985), trató semillas de varias coníferas del oeste, con una solución diluida de blanqueador (0.525%), y puntualiza que redujo la germinación y que tuvo un pobre control del moho de la semilla.

Mertiolate. Jobidon y Thibault (1980), señalan que el blanqueador y el peróxido de hidrógeno no funcionaron bien con semillas papiráceas, porosas, como las de *Alnus crispa* (Ait.) Pursh, y encontró que un tratamiento de 15 minutos en mertiolate acuoso al 1%, dio muy buenos resultados.

Obviamente, se necesita más trabajo con diferentes concentraciones de las soluciones, y con diferentes intervalos para los tratamientos. Los viveristas deben probar cualquier tratamiento potencial a la semilla a pequeña escala, antes de intentar aplicarlo operativamente.

Tratamientos a las semillas con fungicida. La literatura muestra resultados contradictorios en relación a los beneficios del uso de fungicidas para controlar hongos que vienen en las semillas. Bloomberg (1981), revisó la literatura relativa a tratamientos a la semilla para controlar *Fusarium* spp., y menciona captán, thiram, y benomyl como fungicidas para la semilla, pero debe tenerse precaución, pues la fitotoxicidad puede ser mayor que los beneficios derivados del control de la enfermedad. Pawuk (1979) probó la efectividad de 15 fungicidas distintos para tratar las semillas de tres especies de pinos del sur, y halló que el captán y el thiram fueron los menos fitotóxicos de los productos, y que la fitotoxicidad varió entre especies, con *Pinus elliotii* Engelm. como la especie más sensitiva. Belcher y Waldrip (1972), anotan que el thiram redujo la contaminación por hongos sin reducir la germinación del pino mencionado anteriormente, incluso en tratamientos

tan largos como 30 minutos en una solución de thiram al 6%. James (1983), encontró que el captán elimina efectivamente a los hongos en semilla de *Pseudotsuga menziesii* (Mirb.) Franco, pero resultó severamente fitotóxico. Kliejunas (1985), trató semillas de varias coníferas del oeste con captán o thiram, y apunta que ningún producto redujo significativamente la germinación, con excepción del thiram en *Abies concolor* (Gord. & Glend.) Lindl. ex Hildebr. y en *Libocedrus decurrens* Torr. Carlson (1983) concluyó que aunque el thiram y el captán pueden reducir las pérdidas por la chupadera, pueden también inhibir la germinación o causar distorsiones en el crecimiento (ver sección 5.1.3.2 para mayor información sobre daño químico causado por fitotoxicidad).

Los tratamientos a la semilla con fungicidas pueden ser ineficientes, debido a que el espectro de actividad de muchos de estos productos es angosto, a que pueden desarrollarse cepas resistentes del fitopatógeno, y a que los plaguicidas pueden ser lavados de las semillas con la frecuente irrigación. Los efectos perniciosos de los tratamientos a las semillas, pueden ser más serios en viveros de contenedores, pues las capacidades de amortiguamiento biológico y químico de los sustratos artificiales, son muy bajas (Sutherland y van Eerden, 1980).

Tratamiento de los sustratos. Una muy efectiva forma para excluir organismos fitopatógenos del vivero de contenedores, es eliminarlos del medio de cultivo. La pasteurización mediante calor o la fumigación química, fueron operaciones de vivero comunes cuando el suelo era usado como parte del medio de cultivo, pero tales prácticas son menos comunes ahora que la falta de suelo en el sustrato es el estándar. De acuerdo con la encuesta de viveros que producen en contenedores, sólo 5% de los viveros de contenedores en los Estados Unidos y el Canadá tratan rutinariamente sus medios de cultivo.

Aunque la mayoría de los viveristas asumen que el sustrato, como las mezclas de musgo turboso y vermiculita, son estériles, existe evidencia reciente de que esto puede ser no cierto siempre. Los componentes inorgánicos de la mayoría de las mezclas como la vermiculita o la perlita, son inicialmente estériles porque son expuestas a elevadas temperaturas durante su procesamiento. Sin embargo, los componentes orgánicos de los medios de cultivo pueden contener a veces hongos fitopatógenos, por ejemplo, *Fusarium* o *Pythium* spp. en el musgo turboso (ver sección 5.1.3.1).

Muchos manufactureros de sustratos comerciales tratan sus productos antes de empaarlos, pero es juicioso el especificar que se requiere de medio de cultivo libre de enfermedades cuando se compra comercialmente. Los administradores de viveros que producen en contenedor, deben analizar su sustrato para detectar hongos fitopatógenos luego de hacer la mezcla o antes de comprar productos comerciales. La mayoría de los laboratorios especializados o las firmas de procesamiento de semillas, pueden proporcionar ensayos para la búsqueda de fitopatógenos a un costo razonable. En comparación con las pérdidas potenciales por sustrato infestado, el costo de los análisis o del tratamiento es bastante razonable. Mastarlez (1977) estima que el costo de la pasteurización representa sólo de 1 a 2% de los costos de producción del cultivo.

El tratamiento de los sustratos para eliminar organismos fitopatógenos, se denomina *esterilización*, aunque la *pasteurización* es un mejor término debido a que ningún tratamiento operativo de sustratos elimina por completo todos los organismos vivos. Básicamente, hay dos métodos para el tratamiento de medios de cultivo: calor y fumigantes químicos. Unas excelentes descripciones de este proceso son proporcionadas en Baker y Roistacher (1957), Bunt (1976), Mastarlez (1977), Ball (1985), y Lawson y Horst (1987).

Tratamientos con calor. Varias fuentes de calor pueden ser empleadas para pasteurizar sustratos: calor húmedo de vapor, vapor aireado, agua caliente y hornos de microondas; o calor seco de flama o pasteurizadores eléctricos. Independientemente del método de calentamiento, es importante mantener la masa entera del medio de cultivo a una temperatura uniforme, que exceda la temperatura letal para varios organismos que causan plagas y enfermedades. Estos últimos varían en su capacidad para tolerar temperaturas elevadas (fig. 5.1.65), pero la mayoría pueden ser eliminados siendo sometidos a temperaturas de 60 a 82°C, durante por lo menos 30 minutos (tabla 5.1.12). las temperaturas excesivas pueden originar problemas al eliminar organismos benéficos y al producir compuestos químicos tóxicos. El calor con tratamiento requiere de un equipo de aplicación caro, pero es costo efectivo si el equipo generador de vapor está disponible con facilidad (fig. 5.1.66).

Fumigantes químicos. Una variedad de productos químicos están disponibles para el tratamiento de medios de cultivo, pero varían en su efectividad contra diferentes organismos que originan enfermedades (tabla 5.1.12). Todos estos

productos son biocidas, esto es, extremadamente tóxicos para todos los organismos; la mayoría también son plaguicidas de uso restringido, y deben ser manejados con precaución extrema. McCain (1978) concluye que el bromuro de metilo es el más útil de los fumigantes para tratar medios de cultivo para contenedores, y recomienda el uso de un plástico relativamente grueso (4 mil) para contener completamente el gas. La mayor ventaja de los fumigantes químicos, es su bajo costo, además de que pueden ser aplicados sin equipo caro; sin embargo, deben ser aplicados bajo una cubierta, y el sustrato tratado debe ser ventilado durante un periodo de tiempo largo, antes de utilizarlo (tabla 5.1.12). Una buena discusión de este tipo de productos, usados en viveros ornamentales que producen en contenedores, se proporciona en el "Ball Redbook" ("El libro rojo de Ball") (Ball, 1985), y McCain (1987) presenta una excelente discusión de fumigantes químicos utilizados en invernaderos ornamentales de California.

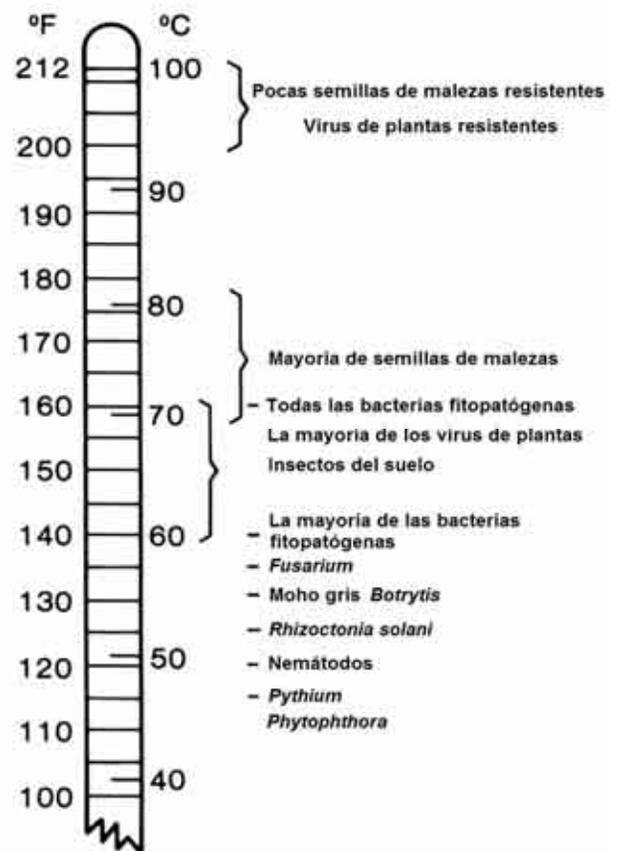


Figura 5.1.65 Varias fuentes de calor pueden ser utilizadas para pasteurizar el sustrato o contenedores usados, pero los tipos de plagas y enfermedades controladas, dependen de la temperatura aplicada. La mayoría de las fuentes recomiendan mantener una temperatura de 60 a 82°C (140 a 177°F) durante por lo menos 30 minutos (modificado de Baker y Roistacher, 1957).



Figura 5.1.66 La pasteurización con vapor no es comúnmente practicada en los viveros forestales de contenedores, pero esta tradicional técnica de control es altamente efectiva para reducir las poblaciones de plagas, favoreciendo organismos benéficos en el sustrato.



Figura 5.1.67 Las raíces de las plantas pueden penetrar las paredes de contenedores de textura gruesa, como este bloque Styrofoam®. Tales raíces con frecuencia permanecen luego que los cepelloncillos de los árboles han sido extraídos, y pueden servir como una fuente de inóculo de la enfermedad para el siguiente cultivo.

Esterilización de contenedores y de las superficies en el área de cultivo. Los contenedores reutilizables normalmente contienen algunos residuos de sustrato, o fragmentos de raíces que pudieran contener hongos fitopatógenos. Las raíces de las plántulas crecen en los poros de las paredes de los contenedores con textura gruesa, tal como los Styroblocks®, y permanecen después de que el cepelloncillo con la plántula ha sido extraído (fig. 5.1.67). Las criptógamas (hepáticas, musgos, y algas) también crecen en los contenedores, y son muy difíciles de remover de los contenedores reutilizados.

Las camas de crecimiento, los pisos y demás superficies en el área de cultivo, con frecuencia son reservorio de plagas, particularmente criptógamas y malezas. Los contenedores deben ser tratados con vapor, lavados con desinfectantes o fumigados químicamente entre rotaciones de cultivos (fig. 5.1.68). Nelson (1978) proporciona una lista de varios desinfectantes que pueden ser usados en los contenedores, mesas, y otras superficies en el área de cultivo (tabla 5.1.13). Matthews (1983) menciona el uso de jabón plaguicida para limpiar contenedores o superficies de invernadero. En los viveros forestales que producen en contenedores del noroeste, se ha estado probando otro tipo de desinfectante, denominado metabisulfito de sodio, que libera dióxido de azufre cuando se mezcla con el agua (Sturrock, 1988). McCain (1977), puntualiza la importancia de la sanidad en los viveros de contenedores, y refiere desinfectantes comunes.

Las malezas deben ser extraídas a mano, o muertas con herbicidas entre cultivos (en la tabla 5.1.9 se proporciona una lista de herbicidas de bajo riesgo).

Tabla 5.1.12-Tratamientos con calor y fumigantes químicos para sustratos y contenedores.

		Organismos objetivo				Información sobre aplicación ¹
		Hongos	Insectos	Nemátodos	Malezas	
Tratamiento con calor						
Vapor	---	Si	Si	Si	Si	Control de organismos específicos relacionados con temperaturas (ver fig. 5.1.65)
Vapor aireado	---	Si	Si	Si	Si	
Calor seco	---	Si	Si	Si	Si	
Fumigantes						
Ingrediente activo	Nombre comercial					
Bromuro de metilo/ cloropicrin (98%/2%)	Dowfume MC-2®	Mayoría	Si	Si	Mayoría	Uso restringido: atienda instrucciones de la etiqueta
Bromuro de metilo/ cloropicrin (67%/33%)	Dowfume MC-33®	Si	Si	Si	Mayoría	Uso restringido: atienda instrucciones de la etiqueta
Cloropicrin	Larvacide® Picfume®	Si	Si	Algunos	Si	Uso restringido: atienda instrucciones de la etiqueta
Matem-sodio	MAPAM®	Mayoría	Si	Si	Algunos	Siga instrucciones de la etiqueta
Dazomet	Basamid® Mylone®	Mayoría	Si	Si	Mayoría	Siga instrucciones de la etiqueta
Dicloropropano	Telone II® D-D®	No	Algunos	Si	No	Siga instrucciones de la etiqueta; <i>no para uso en invernaderos</i>
Metil isotiocianato/ dicloropropeno	Vorlex®	Si	Si	Si	Si	Siga instrucciones de la etiqueta

¹ Todos los tratamientos requieren sustratos que sean porosos y húmedos. Las temperaturas durante la aplicación deben ser mayores a 10°C (50°F), excepto para el cloropicrin, para el cual debe ser mayor a 16°C (59°F).

Esta lista no constituye recomendación alguna: estos productos específicos son aquellos listados en la fuente consultada y es posible que en la actualidad no cuenten con registro. Otros productos también pueden estar disponibles. Consulte con un especialista en plagas y enfermedades, y verifique la etiqueta para información sobre usos registrados y dosis de aplicación.

Fuente: adaptado de Bunt (1976), Nelson (1978), Hanan *et al.* (1978), Lambe *et al.* (1982).



A



B

Figura 5.1.68 Los contenedores reutilizables deben ser limpiados y esterilizados entre cultivos con desinfectantes químicos, fumigantes, o vapor. Los contenedores pueden ser remojados en una solución de hipoclorito de sodio (blanqueador casero), para luego ser enjuagados en agua (A), o limpiados con agua caliente o vapor con equipo especial (B).

Tabla 5.1.13 Desinfectantes comunes para tratar superficies y herramientas en viveros forestales de contenedores.

Desinfectante ¹	Dosis de aplicación	Aplicación
LF-10®	1 parte por 100 partes de agua	Superficies de áreas de cultivo Plataformas de enfriamiento Contenedores y herramientas (sumerja o remoje y enjuague antes de utilizarlas)
Physan 20® (cloruro de bencilkonio)		Superficies de áreas de crecimiento Plataformas de enfriamiento Contenedores y herramientas (sumerja o remoje y enjuague antes de utilizarlas)
Blanqueador casero (hipoclorito de sodio al 5.25%)	1 parte de blanqueador por 9 partes de agua	Superficies del área de cultivo Plataformas de enfriamiento ² Contenedores y herramientas (sumerja o remoje y enjuague antes de utilizarlas)
Alcohol de grano, madera para frotar	Sin diluir	Superficies del área de contenedores y herramientas (sumerja o remoje, pero no enjuague)
Formalina (formaldehído al 40%)	1 parte de formalina por 50 partes de agua	Mesas de madera o plataformas (remoje por 30 minutos; enjuague y airee antes de utilizarlas) Contenedores
Naftenato de cobre	Solución al 2% en solvente Stoddard (Varsol®)	Mesas de madera o plataformas (pinte o sumerja y permita secado antes de utilización)

¹ Todos estos productos químicos son fitotóxicos para las plantas, por lo que nunca deben ser empleados en o cerca de ellas.

² Puede destruir la estructura de algunas plataformas de enfriamiento preformadas.

Fuente: Modificado de Nelson (1978), Moody y Smith (1982).

Tratamiento del agua de riego. Las fuentes superficiales de agua de riego pueden contener hongos fitopatógenos, como *Phytophthora* spp., semillas de malezas, y esporas de criptógamas. El agua de riego debe ser analizada antes de ser usada, y tratada en su caso (ver el volumen cuatro de esta serie para mayor información).

Mantenimiento de barreras físicas. Las plagas móviles, como los insectos, aves, y roedores, deben ser excluidos físicamente del área de cultivo mediante mallas o cercas. A las ventanas de toma de aire, se les pueden poner mallas para prevenir que las semillas de malezas y plagas de insectos ingresen al área de cultivo. Los pisos de grava, asfalto, y cemento, previenen que las malezas se establezcan, y facilitan la limpieza entre cultivos.

Siguiendo prácticas higiénicas. Los trabajadores del vivero deben limpiar la tierra de su calzado antes de entrar al área de cultivo. El equipo y herramientas pueden ser esterilizados con vapor o con desinfectantes de superficie entre usos, y las transferencias de material vegetal entre distintas

secciones del vivero, deben ser revisadas cuidadosamente.

5.1.7.3 Protección: protegiendo las plántulas de plagas y factores de tensión abióticos ya existentes

Esta segunda fase del programa de manejo de enfermedades, es requerida cuando la exclusión de plagas del área de cultivo no es práctica, así como para minimizar los efectos adversos de factores de tensión abióticos.

Modificando el ambiente. Desafortunadamente, el ambiente en viveros de contenedor es ideal para muchas plagas, que se benefician de las temperaturas cálidas y elevadas humedades. Los viveros de contenedores deben ser diseñados para proporcionar un adecuado intervalo de condiciones ambientales que favorezcan el crecimiento de las plántulas, sin permitir el desarrollo de tensiones climáticas dañinas. Los sistemas de alarma deben ser instalados en el área de cultivo, para alertar al viverista sobre condiciones ambientales adversas.

El almacenamiento de las plántulas, es uno de los periodos más cruciales para el desarrollo tanto de problemas bióticos como abióticos. El moho del almacenamiento, *Botrytis*, prospera en los ambientes fríos y húmedos del almacenamiento en refrigeración, pero puede ser controlado exitosamente almacenando las plántulas a temperaturas ligeramente menores a las de congelación. Las plántulas de contenedor bajo almacenamiento amortiguado, están sujetas a secado invernal y deben ser protegidas apropiadamente (ver sección 5.1.6 para mayores detalles).

Prácticas de cultivo. Muchas prácticas de cultivo pueden minimizar el impacto de enfermedades de las plántulas, incluso luego que se han establecido en el vivero. Los componentes orgánicos utilizados en los sustratos pueden afectar la incidencia y desarrollo de enfermedades. La selección de un medio de cultivo que sea poroso y bien drenado, reducirá las pudriciones de raíz, y el uso de un medio de cultivo que contenga corteza de latifoliadas composteada, puede reducir el impacto de ciertos hongos fitopatógenos (Hoitink, 1980). Hoitink y Kuter (1985), señalan algunas fuentes de musgo turboso “claro” hospedan organismos que son supresivos a los hongos fitopatógenos, mientras que las fuentes “oscuras” del mismo material, no lo son. Lindquist *et al.* (1985), hallaron que las poblaciones de mosquitas fungosas variaron significativamente entre 20 tipos diferentes de medios de cultivo artificiales.

Los contenedores que tienen altas densidades de plántulas, pueden favorecer enfermedades como el moho gris, debido a las elevadas humedades que acontecen entre y bajo las densas copas de las plántulas. Las prácticas de cultivo que crean una plántula por cavidad (uso de semilla de alta germinación, cálculos de siembra precisos, y siembra de precisión), deben producir plantas más vigorosas y pueden reducir pérdidas por chupadera. La mayoría de las enfermedades foliares, particularmente el moho gris, pueden ser reducidas con cualquier práctica de cultivo que minimice el tiempo que el follaje permanece húmedo: promoción del movimiento del aire, contenedores más espaciosos, irrigación temprano por la mañana (McCain, 1978); y control de temperaturas y humedad relativa, de modo que la condensación no ocurra (Nelson, 1978).

Manejo de poblaciones de microorganismos utilizando sustratos supresivos. El concepto de manejo de poblaciones de microorganismos para promover el crecimiento de la planta, es relativamente nuevo, pues sólo recién ha sido

posible operativamente, con el advenimiento de medios de cultivo artificiales. En el futuro cercano, los administradores de viveros pueden ser capaces de crear sustratos “supresivos”, que estén especialmente formulados para resistir organismos que causan enfermedades. Los suelos supresivos pueden ser creados vía la introducción de organismos benéficos, o empleando componentes para el sustrato que supriman organismos fitopatógenos. Linderman (1986), proporciona una excelente panorámica sobre las posibilidades de esta tecnología.

Una vez que el medio de cultivo ha sido fumigado o pasteurizado, el paso siguiente es la introducción de los microbios deseados en el sustrato, mediante el tratamiento de la semilla o el sustrato (Lawson y Horst, 1987). Entre los organismos potencialmente útiles, están los hongos micorrízicos, que son antagonistas a los hongos fitopatógenos, rhizobacterias, y microbios de vida libre como las bacterias fijadoras de nitrógeno. Los beneficios de inocular las plántulas con micorrizas han sido bien establecidos, y no hace mucho que han sido desarrolladas las técnicas de inoculación para plántulas en viveros de contenedores (ver capítulo 2 en este volumen). Algunos hongos que habitan el suelo (por ejemplo, *Trichoderma* spp.), son antagonistas activos de hongos que causan enfermedades, pues compiten por sustrato, y algunos son micoparásitos en fitopatógenos, como *Fusarium* spp. Otra posibilidad, es introducir cepas no virulentas de organismos normalmente fitopatógenos, como *Fusarium oxysporum*. Las rhizobacterias promotoras del crecimiento, como *Pseudomonas* spp. y *Bacillus* spp., promueven el crecimiento de las plantas mediante antagonismo a organismos fitopatógenos, o mediante la producción de sustancias reguladoras del crecimiento. Los microbios de vida libre, también pueden afectar el crecimiento de las plantas indirectamente, a través de efectos en otros organismos en la zona de la raíz. La solución más práctica, puede ser una combinación de estos tratamientos (Linderman, 1986).

Cuando los organismos deseados hayan sido introducidos, deben ser promovidos culturalmente, mediante el manejo del ambiente del medio de cultivo. El manejo de los microorganismos benéficos, involucra una comprensión tanto de sus requerimientos ecológicos, como de las interacciones con otros microbios.

Una de las posibilidades prácticas de manejo de microbios, es la supresión de organismos fitopatógenos mediante la introducción de organismos benéficos. Lawson y Horst (1987),

establecen que la mayoría de los sustratos artificiales, contienen muy bajas poblaciones de microorganismos benéficos. Antes de que cualquier organismo pueda ser introducido artificialmente en un medio de cultivo, la población microbiana existente debe ser reducida mediante algún tratamiento cultural, como la fumigación química o la pasteurización mediante calor. Este último tratamiento tiene algunas ventajas, pues algunos organismos benéficos no resultan muertos, y en realidad pueden ser favorecidos, a través del tratamiento con calor a menores temperaturas (Baker, 1970).

Otra forma de crear sustratos supresivos, es la incorporación de componentes especiales, como corteza composteada en el medio de cultivo. Lawson y Horst (1987), establecen que la corteza de latifoliadas suprimió una variedad de hongos fitopatógenos, en comparación con la corteza de pinos, y que los organismos benéficos fueron más abundantes en compostas de más de un año. Hoitink (1980), anota que especies de *Phytophthora*, *Pythium*, *Rhizoctonia*, *Botrytis*, y otros hongos fitopatógenos fueron muertos por el calor generado durante el proceso de descomposición. Algunos viveristas ornamentales, usan una mezcla 4:1 (v/v) de corteza composteada y musgo turboso, para el componente orgánico del sustrato, a efecto de crear un medio de cultivo supresivo a fitopatógenos. Tres mecanismos han sido propuestos para dicho efecto supresivo: 1) los medios de cultivo basados en corteza, son más gruesos que los basados en musgo turboso, resultando en una aireación mayor, 2) las compostas de corteza incluyen mayores niveles de microorganismos, que son antagonistas a los fitopatógenos, y 3) los extractos de la corteza de latifoliadas, parecen tener propiedades fungicidas (Hoitink, 1980).

La aplicación práctica del manejo de microorganismos en el sustrato, está aún unos años adelante, pero el concepto tiene un potencial tremendo para los viveros forestales de contenedores, por lo que más investigación en esta área está plenamente justificada.

Protección química. Muchos de los fungicidas utilizados actualmente son *protectores* que forman una barrera química entre la planta y el fitopatógeno (tabla 5.1.14). Los protectores, previenen que las esporas de los hongos germinen o matan a la hifa antes de que penetre el tejido del huésped (Smith, 1982). Los fungicidas *sistémicos*, son absorbidos por follaje o raíces, para ser transportados a través de la plántula, pero sólo unos pocos protectores caen dentro de esta

categoría (tabla 5.1.14). Algunos fungicidas son capaces de matar hongos fitopatógenos luego que han iniciado una infección; estos productos, denominados *erradicantes*, son discutidos en la sección 5.1.7.4. La protección química contra hongos fitopatógenos debe ser realizada con plaguicidas residuales, que persisten en la planta y previenen el ataque por hongos. Acorde con Bohmont (1983), un fungicida protector efectivo debe:

1. Permanecer activo durante un tiempo relativamente largo.
2. Tener buenas propiedades adhesivas y resistir el lavado.
3. Tener buenas propiedades para dispersarse (normalmente ayudado por la adición de agentes de humedecimiento).
4. Resistir la descomposición bajo la luz solar.
5. Tener una efectividad de amplio espectro contra los hongos objetivo, para evitar la aparición de cepas resistentes. Smith (1982), menciona que varios hongos fitopatógenos han desarrollado resistencia: *Botrytis cinerea* es ahora resistente al benomyl (fig. 5.1.49) y al iprodión.
6. No ser fitotóxico al cultivo de plántulas.

Operativamente, los plaguicidas protectores deben ser aplicados de tal forma que cubran por completo el follaje de las plantas, lo cual puede ser difícil dada la gran densidad de este último en los viveros forestales de contenedores. Este problema puede ser parcialmente aliviado montando una barra enfrente de la cabeza asperjadora, para separar el follaje y permitir que el plaguicida penetre la copa. Una protección extendida requiere que el plaguicida sea aplicado a intervalos regulares, para cubrir follaje nuevo y reemplazar el producto que ha sido lavado.

Tabla 5.1.14 Plaguicidas de uso común para controlar enfermedades fungosas de plántulas de especies forestales en contenedores.

Ingrediente activo	Nombre comercial	Modo de acción
Moho gris (<i>Botrytis cinerea</i>)		
Benomyl	Benlate®	S, P, E
Captán	Captán®	NS, P, E
DCNA (diclorán)	Botrán®	NS, P
Clorotalonil	Bravo®/Danconil®	NS, P
Chupadera (<i>Fusarium</i> spp. y <i>Pythium</i> spp.)		
Captán	Captán®	NS, P, E
Etridiazole + metil trifanato	Banrot®	S(?), P
Metalaxil	Subdue®/Ridomil®	S, P
Benomyl	Benlate	S, P, E
Pudriciones de raíz (<i>Fusarium</i> spp. y <i>Pythium</i>, spp.)		
benomyl	Benlate	S, P, E
etridiazole + metil trifanato	Banrot	S(?), P, E
captán	Captán	NS, P, E
etridiazole	Truban®	NS, P
Degradación por <i>Sirococcus</i> (<i>Sirococcus strobilinus</i>)		
Clorotalonil	Bravo/daconil	NS, P
maneb	Manzate®	NS, P, E(?)

Algunas formulaciones (por ejemplo, Banrot), son una combinación de dos o más productos.

Esta lista no constituye recomendación alguna: estos productos específicos son aquellos listados en la fuente consultada y es posible que en la actualidad no cuenten con registro. Otros productos también pueden estar disponibles. Consulte con un especialista en plagas y enfermedades, y verifique la etiqueta para información sobre usos registrados y dosis de aplicación.

S = sistémico, NS = no sistémico, P = protector, E = erradicante. (?) significa que la acción exacta de algunos plaguicidas no está comprendida del todo, o que la acción depende de la dosis.

Fuente: Encuesta de viveros que producen en contenedores.

5.1.7.4 Erradicación: eliminando las plagas luego del desarrollo de la enfermedad

Esta fase del manejo de enfermedades es, con mucho, la más difícil de alcanzar, pues una vez que una plaga se establece en el área de cultivo, puede ser casi imposible erradicarla. Debido a que la mayoría de las enfermedades existen en estrecha asociación con sus hospedantes, casi es imposible matarlas sin dañar a las plántulas. En adición, una vez que la enfermedad ha progresado hasta determinado punto, normalmente la plántula habrá sufrido tal daño físico o pérdida de crecimiento, que no es ya vendible.

Eliminación de individuos enfermos. La eliminación implica una remoción y destrucción prontas de las plántulas enfermas y materiales asociados, como el sustrato o los contenedores, que pueden albergar inóculo también. Esta práctica no va a salvar a la plántula hospedera original, pero detendrá una propagación secundaria (fig. 5.1.63). La mayoría de las enfermedades fungosas, incluyendo el moho gris, el marchitamiento por *Sirococcus*, y la pudrición de raíz por *Fusarium*, son capaces de propagarse de plántula en plántula, particularmente en el ambiente de un vivero de contenedores. Algunos insectos, como los áfidos, pueden alcanzar altos niveles poblacionales en el hospedante original, para luego propagarse a

plántulas adyacentes. Una eliminación efectiva, requiere de una pronta identificación de la enfermedad, de manera que los viveristas necesitan realizar inspecciones frecuentes del área de cultivo, y capacitar a los trabajadores para identificar plántulas enfermas, y que las reporten en su caso.

Remoción de malezas. Además de no estar a la vista y de dispersarse dentro del área de cultivo, las semillas de malezas deben ser controladas a la brevedad, pues pueden actuar como reservorios para plagas de viveros, como los áfidos, los ácaros araña, *Fusarium* spp., y *Botrytis cinerea*.

Quimioterapia: curación de plántulas enfermas con productos químicos. La quimioterapia, involucra la aplicación de plaguicidas a plántulas enfermas para matar las plagas sin dañar al hospedante. En general, esto es mucho más difícil para plagas como hongos, malezas, y criptógamas (hepáticas, musgos y algas), que para los insectos, porque las primeras son plantas que viven en estrecha asociación con la planta hospedante; es difícil matar una planta sin dañar a la otra. Además, la mayoría de los hongos fitopatógenos existen parcial o completamente dentro de la planta hospedante, y por ende son difícilmente alcanzables con fungicidas (Bohmont, 1983).

Los *erradicantes*, son fungicidas que destruyen al hongo fitopatógeno después de que la infección ha ocurrido. Los fungicidas protectores (ver sección previa) son inefectivos una vez que el patógeno ha penetrado la plántula hospedante (Smith, 1982). Algunos fungicidas erradicantes son *sistémicos*, pues son absorbidos por el tejido foliar o el radical y son fisiológicamente transportados a través de la planta, donde pueden atacar la enfermedad. Pocos fungicidas comerciales son realmente sistemáticos, aunque se reporta el benomyl y el triadimefón que tienen alguna actividad sistémica. Los fungicidas normalmente utilizados en los viveros forestales de contenedores, son enumerados en la tabla 5.1.14.

Los fungicidas comerciales difieren en su efectividad contra hongos fitopatógenos. La mayoría de los productos (por ejemplo, el metalaxyl), son efectivos contra un grupo particular de patógenos como el hongo del moho blando (*Pythium* y *Phytophthora*), pero no proporcionan control ante otros hongos fitopatógenos. Algunas formulaciones de fungicidas contienen una mezcla de dos productos (por ejemplo, el Banrot®), y son usados sobre una variedad de hongos fitopatógenos (tabla 5.1.15). Una buena discusión de plaguicidas comunes, sus dosis de aplicación, fitopatógenos objetivo, costos y demás información útil, pueden ser encontrados en el “Ball Red Book” (“El libro rojo de Ball”) (Ball, 1985); McCain (1987), Smith (1982), y Hallett (1984), también presentan una buena discusión relativa al uso de fungicidas en viveros de contenedores. Los administradores de viveros deben revisar cuidadosamente las etiquetas de los productos, y consultar con especialistas para determinar cuáles deben ser aplicados contra un hongo en especial.

Aunque la mayoría de los productos químicos para el control de hongos son anunciados como fungicidas (que matan hongos), muchos son en realidad “fungistat” (que inhiben el crecimiento de los hongos). Baker (1985), menciona que las saturaciones con fungicidas como el PCNB o fenaminosulf, inhibirán pero no eliminarán a *Rhizoctonia*, *Pythium* y *Phytophthora*, y que las aplicaciones frecuentes pueden ser necesarias para lograr efectividad. El mismo autor, puntualiza que que los “fungistats” suprimen los síntomas de la enfermedad, y que meramente posponen el problema hasta que la plántula es trasplantada o vendida, tiempo para el que el hongo podrá estar activo de nueva cuenta.

La quimioterapia es más fácil con insecticidas y venenos para animales que pueden ser aplicados alrededor del cultivo de plántulas, y de esta manera eliminar la peste sin efectos fitotóxicos en el

hospedante. Los insecticidas generalmente utilizados en viveros forestales de contenedores son referidos en la tabla 5.1.16. Hallett (1984), refiere plaguicidas que están en uso operativo en viveros de árboles en contenedores de las Provincias Marítimas.

Desinfección del área de cultivo. Los organismos plaga, deben ser erradicados de las áreas de cultivo tan pronto como sea posible si los tratamientos de control no dañarán al cultivo de plántulas. La mejor época para desinfectar por completo el área de cultivo, es entre cultivos (Ver en la sección 5.1.7.2 una más amplia discusión sobre este tema).

5.1.7.5 Resistencia: manejo de plagas mediante la genética

La fase final del proceso de manejo de enfermedades, involucra la selección genética de plántulas buscando inmunidad, resistencia o tolerancia a la enfermedad. Una planta es considerada *immune* cuando se mantiene libre de síntomas de enfermedad, en la presencia del agente de enfermedad y de condiciones ambientales de predisposición. La *resistencia*, involucra la habilidad inherente de la planta para restringir el desarrollo de la enfermedad luego que el patógeno ha iniciado la infección. A su vez, la *tolerancia* se relaciona con la habilidad de la planta para mantenerse relativamente sana, no obstante que la enfermedad esté establecida (Smith, 1970).

El mejoramiento por resistencia a fitopatógenos específicos, es una práctica establecida en horticultura, y ha sido intentada exitosamente para algunas enfermedades forestales, como la “pudrición en ampollas” del *Pinus monticola* Dougl. ex D. Don. Los viveros de plántulas forestales en el norte de Idaho, están cultivando plántulas de *Pinus monticola* Dougl. ex D. Don, a partir de semilla colectada de árboles padres que han mostrado ser resistentes al problema mencionado. Probablemente no es práctico seleccionar genéticamente plántulas para resistir enfermedades de vivero, pues muchos de tales males son únicos de los ambientes de vivero. Sin embargo, muchas enfermedades de vivero pueden ser evitadas, seleccionando por germinación rápida y por un temprano crecimiento de la plántula.

Tabla 5.1.15 Espectro de efectividad para algunos fungicidas de uso común para el control de chupadera en viveros forestales que producen en contenedores.

Ingrediente activo	Nombre comercial	Fitopatógenos afectados			
		<i>Pythium</i>	<i>Phytophthora</i>	<i>Rhizoctonia</i>	<i>Fusarium</i>
Etridiazole	Truban®	+	+	-	-
Etridiazole + metil trifanato	Banrot®	+	+	+	+
Metalaxyl	Subdue®/Ridomil®	+	+	-	-
Benomyl	Benlate®	-	-	-	+

+ = Control efectivo; - = No control. Esta lista no constituye una recomendación: estos productos específicos puede no estar registrados en la actualidad. Otros productos pueden estar registrados también. Consulte con un especialista y verifique la etiqueta para obtener información relativa a usos registrados y dosis de aplicación.

Tabla 5.1.16 Plaguicidas de uso común para el control de plagas de insectos de plántulas forestales en contenedores.

Ingrediente activo	Nombre comercial
Áfidos (<i>Cinara</i> spp.) y adélgidos (<i>Adelges</i> spp.)	
Malathión	Malathión®
Diazinón	Diazinón®
Acephato	Orthene®
Trozadores (<i>Peridroma</i> spp. y <i>Euxoa</i> spp.)	
Carbaryl	Sevin®
Diazinon	Diazinon
Chlorpyrifos	Lorsban®
Picudo de la raíz (<i>Otiorhynchus</i> spp.)	
Endosulfán	Thiodan®
Carbaryl	Sevin
Carbofurán	Furadán®
Mosca europea (<i>Tipula paludosa</i>)	
Diazinón	Diazinon
Endosulfán	Thiodan
Acefato	Orthene
Mosquita fungosa de alas oscuras (<i>Bradysia</i> spp.)	
Diazinón	Diazinón
Malathión	Malathión
Dimethoate	Cygon®

Esta lista no constituye recomendación alguna: estos productos específicos son aquellos listados en la fuente consultada y es posible que en la actualidad no cuenten con registro. Otros productos también pueden estar disponibles. Consulte con un especialista en plagas y enfermedades, y verifique la etiqueta para obtener información sobre usos registrados y dosis de aplicación.

Fuente: Encuesta de viveros de contenedores.

5.1.8 Uso de Plaguicidas

Los plaguicidas son una parte aceptada del cultivo en viveros, pero el administrador debe conocer las apropiadas aplicaciones, almacenamiento y disposición de estos productos químicos, pues cuando son utilizados inadecuadamente pueden ser peligrosos para los trabajadores, el público y el ambiente.

5.1.8.1 Implicaciones legales

Los plaguicidas están regulados por varias leyes federales y estatales. En los Estados Unidos, la principal legislación es la enmienda del Acta Federal de Insecticidas, Fungicidas y Roedoricidas (FIFRA, por sus siglas en inglés), administrada por la Agencia de Protección Ambiental de los Estados Unidos. Debido a que las leyes relativas a plaguicidas están cambiando constantemente, los administradores de viveros deben ver la etiqueta para obtener información actual y consultar con especialistas en plaguicidas, para estar seguros que están operando dentro de las leyes, políticas y regulaciones actuales.

5.1.8.2 Técnicas de aplicación

Los plaguicidas pueden ser aplicados en muchas formas distintas: polvos, aerosoles ("humos"), nebulizaciones, gránulos, saturaciones, goteos, cebos, o sprays líquidos. La elección del método de aplicación dependerá del tipo de plaguicida, la característica de la peste objetivo, la susceptibilidad del cultivo de plántulas a la fitotoxicidad, las condiciones ambientales, el equipo disponible, y las restricciones legales (Hanan *et al.*, 1978; Nelson, 1978). En los viveros forestales de contenedores, los plaguicidas son aplicados como tratamientos a las semillas, antes de la temporada de cultivo; como saturaciones al sustrato, sprays líquidos, o cebos durante la temporada; y como cebos o aerosoles durante el periodo de almacenamiento de las plántulas.

Nuevas tecnologías de aplicación de plaguicidas están siendo estudiadas en viveros de contenedor (Lindquist, 1986). Los aplicadores de espuma agregan un agente espumante a la mezcla de agua y plaguicida, proporcionando una mejor cobertura y menos deriva que al asperjar; también usan menos plaguicida. Las aplicaciones de bajo volumen incluyen aplicadores térmicos de pulso jet, atomizadores rotatorios, y aplicadores electrostáticos. Estos últimos aparatos, ponen una carga eléctrica en las gotículas conforme son emitidas, lo cual potencialmente proporciona mejor cobertura a las superficies foliares más bajas, y

menos deriva. Los administradores de viveros que producen en contenedores, deben mantenerse al corriente de la más reciente tecnología para la aplicación de plaguicidas.

Tratamientos a la semilla. Los plaguicidas, como el captán y el thirám, son aplicados a las semillas para controlar enfermedades fungosas, como la chupadera. Los productos químicos usualmente son aplicados a semillas grandes de coníferas, como polvo, o para hacer encapsulados a semillas pequeñas, usando metil celulosa, o pegamento de látex. La cantidad de fungicida varía de 113 a 226 g (4 a 8 onzas) de producto químico al 50% por 0.45 kg (1 libra) de semilla; se requiere aplicar aproximadamente 57 g (2 onzas) de pegamento por 113 g (4 onzas) de fungicida, por 0.45 kg (1 libra) de semilla de coníferas (Hanson *et al.*, 1961). La literatura contiene evidencia conflictiva en relación a los beneficios de tratamientos químicos a las semillas, y debido a que muchos de estos plaguicidas se ha demostrado son fitotóxicos, los viveristas deben probar cualquier tratamiento potencial a la semilla (ver sección 5.1.5.3).

Saturaciones al sustrato. El objetivo de una saturación con plaguicida al sustrato, como su nombre lo dice, es el de saturar por completo el medio de cultivo con un fungicida o un insecticida, aplicándolo normalmente por el sistema de riego. Las saturaciones aplicadas por el sistema de riego necesitan de una cantidad sustancial de plaguicida, pues la solución es usualmente aplicada hasta que cierto nivel de lixiviación ocurre. Debido a la gran cantidad de plaguicida utilizado, las saturaciones resultan caras y pueden ser ambientalmente riesgosas por el escurrimiento residual. Los fungicidas como el fenaminosulf, el benomyl, o el PCBN, con frecuencia son aplicados como saturaciones para controlar hongos pudridores de la raíz. Las saturaciones con insecticida son con frecuencia utilizadas para el control de insectos de la raíz, incluyendo picudos y la mosca europea. Debido a las elevadas cantidades de irrigación que normalmente son aplicadas en los viveros de contenedores, las saturaciones deben ser repetidas a intervalos de 6 a 8 semanas, para mantener la concentración de plaguicidas apropiada en la solución del sustrato (Nelson, 1978).

Sprays líquidos. El uso de sprays es el método de aplicación de plaguicidas más común usado en los viveros de contenedores, y numerosos plaguicidas son formulados para ser mezclados con agua y ser aplicados sobre las plantas. Los concentrados

emulsificables, son preparaciones aceitosas con un agente emulsificable que mantiene al producto químico suspendido en la solución de agua. Los polvos humectables contienen partículas muy pequeñas que deben ser suspendidas en la solución acuosa bajo constante agitación. Las formulaciones de polvos humectables, generalmente tienden a ser menos fitotóxicas que las formulaciones con concentrados emulsificables del mismo plaguicida (Nelson, 1978).

Debido a que parte del follaje de las plántulas está cubierto con una cutícula que repele el agua, los surfactantes (también denominados agentes humectables o dispersores), con frecuencia son agregados a la solución de plaguicida, para reducir la tensión superficial del líquido, incrementando así la cobertura foliar del plaguicida. Vea la etiqueta, pues algunos plaguicidas ya contienen un surfactante; por ejemplo, hay formulaciones de concentrados emulsificables en las que el agente emulsificante es en sí un surfactante (Nelson, 1978). Los surfactantes están disponibles comercialmente, pero debido a que algunos son fitotóxicos, todos éstos deben ser probados por posible fitotoxicidad antes de ser usados a escala operativa. Una excelente discusión de las propiedades de los surfactantes, y una comparación de marcas comerciales, es proporcionada por Bohmont (1983).

Los sprays líquidos, pueden ser aplicados por el sistema de riego, con aplicadores manuales o en tanques móviles. Las formulaciones con polvos humectables deben ser premezclados en un balde, para asegurar que ningún sólido taponee la bomba del inyector, o las boquillas para aplicar el spray (Nelson, 1978). Los plaguicidas en spray deben ser aplicados a elevada presión para producir pequeñas gotículas y forzar al producto químico dentro de las copas de las plántulas. Algunos viveros fijan una barra en frente del aplicador de spray para separar las plántulas y permitir al plaguicida alcanzar la parte baja de las plántulas. Los plaguicidas normalmente son aplicados ya avanzado el día, luego de una profusa irrigación, para facilitar al producto un máximo contacto con el follaje. Muchos plaguicidas en spray son aplicados como protectores, así que debieran ser reaplicados a intervalos regulares, a efecto de asegurar que el nuevo crecimiento sea cubierto con el producto, y para reemplazar el producto que ha sido lavado por el riego. Una buena discusión sobre equipo para la aplicación de plaguicidas y métodos, es presentada por Bohmont (1983).

Cebos y aerosoles. Los cebos con plaguicida a veces son empleados para el control de roedores

durante la germinación de la semilla o durante el almacenamiento. Todos los cebos envenenados deben ser puestos en localidades donde sean encontrados por las plagas, pero no por las mascotas ni otros animales no objetivo.

Los aerosoles a veces son utilizados para controlar el moho del almacenamiento, *Botrytis*, en almacenamiento en condiciones de amortiguamiento. El clorotalonil, está disponible en una formulación llamada "Exotherm Terma1"®, que es usado en construcciones cerradas de almacenamiento (Nelson, 1978). Los insecticidas aerosoles, sólo pueden ser usados en invernaderos cerrados.

5.1.8.3 Uso seguro de plaguicidas

Todos los plaguicidas son venenosos, y por ende deben ser manejados con precaución; los administradores de viveros deben imaginar que cualquier plaguicida implica por un lado un beneficio, pero por el otro representa un peligro inherente (Powell, 1984). Los fungicidas y herbicidas son generalmente menos peligrosos para los trabajadores que los insecticidas. La calificación de toxicidad relativa de los plaguicidas es llamada el LD₅₀, que es la cantidad de producto, en miligramos, requerida por kilogramo del peso corporal, para matar 50% de una población de prueba. Los plaguicidas reciben tres diferentes calificaciones para cubrir las tres principales rutas de contacto accidental: oral, dérmica, e inhalación. Hanan *et al.* (1978), y Nelson (1978), enlista las calificaciones de LD₅₀ de los plaguicidas corrientemente utilizados en los viveros de contenedores, y proporciona las siguientes reglas generales para el manejo de plaguicidas:

1. Compre y use ropas adecuadas y equipo protector. A reserva de la poca comodidad en invernaderos cálidos y húmedos, insista en que todos los empleados vistan ropas protectoras cuando manejen, mezclen, y apliquen plaguicidas. Los empleados nunca deben trabajar solos cuando apliquen plaguicidas.
2. Lea la etiqueta, y esté seguro de que entiende la información antes de usar el producto químico. La etiqueta contiene información sobre toxicidad, marca, nombres comunes y químicos, ingredientes, usos, e instrucciones de aplicación, y dosis. Las precauciones de seguridad y antidotos también son señaladas.
3. Elija una formulación de plaguicidas que reduzca la exposición de los trabajadores. La formulación del plaguicida afecta la facilidad de

manejo para el trabajador y su exposición al producto. Powell (1984), establece que las formulaciones en polvo humectable son particularmente peligrosas, por el fino polvo que es producido durante su manejo, y las formulaciones químicas pueden salpicar. Los gránulos de flujo, los gránulos dispersables en agua, y los gránulos aplicables en seco, o píldoras, representan un bajo peligro de exposición.

4. Sea particularmente cuidadoso cuando mezcle plaguicidas. Powell (1984) reporta que más del 90% de los casos de exposición a plaguicidas, están asociados con la preparación y con las operaciones iniciales de mezcla. La ropa protectora, incluyendo respiradores, necesita ser usada durante las operaciones de mezclado, y también durante la aplicación.
5. Utilice equipo apropiado cuando aplique plaguicidas. Las boquillas del spray deben ser elegidas para tal propósito específico. Por ejemplo, para aplicar un fungicida protector al follaje de las plántulas, elija una boquilla que produzca un spray fino, que cubra el follaje, no uno que nebulice o produzca gotículas más grandes que salpiquen.
6. Nunca fume, beba, o coma en un área donde los plaguicidas estén almacenados, donde sean mezclados o aplicados. Lávese cuidadosamente luego de manejar cualquier producto químico.
7. Conozca los principales síntomas de envenenamiento por plaguicidas, y los antídotos aceptables. Quienes apliquen el plaguicida deben estar entrenados en primeros auxilios, y los números de emergencia, incluyendo centros de control de envenenamiento, deben ser colocados cerca del teléfono. Reporte cualquier incidente y efectos en la salud adversos inmediatamente al oficial de seguridad local.

El programa de plaguicidas debe ser asignado a uno dos especialistas entrenados, así como a personal aplicador certificado, y todos ellos deben ser empleados responsables (Nelson, 1978); esto es importante, no sólo por razones de seguridad, también para contar con un registro preciso. Aunque sólo al personal especialmente entrenado debe permitírsele manejar plaguicidas, todos los empleados deben ser entrenados en aspectos de seguridad sobre plaguicidas, y en qué hacer en caso de emergencia. Excelentes revisiones sobre el tema son proporcionados por Singer (1980) y Bohmont (1983).

5.1.8.4 Almacenamiento de plaguicidas

Los plaguicidas deben ser almacenados en cuartos bien ventilados, clósets con candado, o cuartos que puedan ser mantenidos a temperaturas de entre 4 a 32°C (39 a 90°F). La puerta debe ser claramente marcada con una seña indicando que la habitación contiene plaguicidas peligrosos, y es una buena idea mantener una lista actualizada del contenido también (Nelson, 1978). Un extinguidor de fuego y un teléfono con una lista de números telefónicos de emergencia, debe estar fácilmente disponible. Muchas organizaciones de gobierno, tienen regulaciones específicas para el almacenamiento de plaguicidas. Los bomberos locales deben ser notificados de la localización de almacenes de plaguicidas y de peligros potenciales.

Los plaguicidas deben ser almacenados en sus contenedores etiquetados originales, nunca (ni temporalmente) en contenedores no marcados. Los contenedores de plaguicidas, deben ser revisados periódicamente, en busca de fugas. Un inventario actualizado debe ser mantenido en todos los productos químicos almacenados, que incluya la fecha de adquisición, momento y cantidad de uso, y balance actual (Singer, 1980)

Todos los productos químicos, incluyendo los plaguicidas, tienen una vida de almacenamiento recomendada. La información provista por los fabricantes es útil, pero generalmente está basada en condiciones óptimas de almacenamiento. Los principales factores que pueden reducir su vida de almacenamiento, son temperatura, humedad, y luz. Algunos plaguicidas pueden ser arruinados por congelamiento, y otros se degradan cuando las temperaturas exceden de 100°C (212°F). Todos los plaguicidas deben ser mantenidos en contenedores a prueba de agua, y deben ser almacenados en plateas para prevenir que se humedezcan. Peck (1984), presenta una excelente discusión sobre almacenamiento y vida útil de los plaguicidas en tales condiciones, y señala las vidas de almacenamiento anunciadas para muchos plaguicidas comunes que son utilizados en los viveros forestales de contenedores.

5.1.8.5 Disposición de productos químicos peligrosos

La disposición de contenedores vacíos de plaguicidas, y de excedentes de plaguicidas, es regulado por la ley, y todos los plaguicidas de desecho deben ser considerados peligrosos al público y al ambiente. Contacte a las autoridades locales, incluyendo agentes de extensión y oficiales regionales de la Agencia Ambiental de Protección

Ambiental, con el propósito de determinar el método más adecuado para deshacerse de los residuos. Bohmont (1983) y Singer (1980), proveen instrucciones detalladas sobre el particular.

5.1.9 Conclusiones y Recomendaciones

Las plagas y enfermedades son una continua preocupación en el manejo de los viveros forestales que producen en contenedores. Los administradores de los viveros, deben ser capaces de identificar las principales plagas y enfermedades con rapidez y precisión, antes de que puedan infligir daños significativos al cultivo de plántulas. Aunque las plagas siempre están presentes, los agentes de estrés abióticos con frecuencia pueden causar mayores pérdidas en los viveros forestales de contenedores. Los problemas por plagas y enfermedades con frecuencia son más catastróficos en los viveros de contenedores, debido a que el ambiente de cultivo ideal que ahí prevalece, también favorece a muchos organismos peste, además de que las plántulas suculentas en crecimiento activo son más susceptibles a tensiones abióticas.

El diagnóstico de enfermedades requiere de cierto grado de experiencia y entrenamiento, y los trabajadores del vivero deben recibir entrenamiento para ser capaces de detectar nuevas plagas o enfermedades con rapidez, así como incidentes de daño abiótico. La detección temprana debe ser promovida mediante inspecciones regulares del cultivo, debido a que la mayoría de las plagas y enfermedades se hacen más difíciles de erradicar una vez que se han establecido. Todos los trabajadores del vivero deben recibir entrenamiento anual para la identificación y control de plagas y enfermedades; los empleados que están diariamente en el área de cultivo, tienen más posibilidades de detectar problemas potenciales antes de que se intensifiquen o propaguen. Las claves de daños y fotos a color en esta publicación, pueden ser usadas para ayudar a identificar plagas y enfermedades comunes en los viveros. Aunque los administradores de viveros deben hacer diagnósticos tentativos de problemas de plagas y enfermedades, deben confirmar sus conclusiones con un especialista entrenado en plagas de vivero.

Los administradores de viveros deben adoptar una filosofía de *manejo* de plagas y enfermedades, en lugar de una de *control*. Mediante la correcta identificación de la plaga o enfermedad, y entendiendo sus ciclos de vida, los viveristas pueden utilizar una gama de medidas culturales y químicas para manejar el problema y limitar las pérdidas. Los plaguicidas químicos, sólo deben representar una opción, dentro de un programa de manejo de plagas completo, que integre tanto controles químicos como culturales. Este programa debe incluir los cuatro aspectos necesarios de un programa completo de manejo de plagas:

exclusión (prevención de la entrada de la peste), *protección* (protección de las plántulas ante plagas o factores de tensión existentes); *erradicación* (eliminación de plagas luego del establecimiento de la enfermedad); y *resistencia* (manejo de plagas y enfermedades a través de la genética). Puesto que los viveros de contenedores inicialmente están libres de organismos que causan plagas y enfermedades, los administradores deben poner el mayor de sus esfuerzos para prevenir que los agentes de daño ganen acceso al vivero. Los sistemas de control ambiental deben ser inspeccionadas regularmente para prevenir un mal funcionamiento, y las prácticas de cultivo deben ser revisadas periódicamente, y ajustadas para minimizar el desarrollo de tensiones abióticas perjudiciales.

5.1.10 Referencias

- Ahrens, J.F. 1985. Herbicides for forest nurseries. In: Lanteigne, L.J.; Hallet, R.D., eds. Canadian Forestry Service-Maritimes Workshop Proc. 4. Proceedings, Canadian Forest Tree Nursery Weed Control Workshop; 1985 July 15-16; Fredericton, NB. Fredericton, NB: Canadian Forestry Service: 3-4.
- Andersen, A.M.; Leach, C.M. 1961. Testing seeds for seedborn organisms. In: Seeds, the yearbook of agriculture. Washington, DC: U.S. Department of Agriculture. 591 p.
- Anonymous. 1983. European crane fly. Ornamentals Northwest Newsletter 7(1): 19-21;1983.
- Anonymous. 1987. Clean greenhouses make more green. Greenhouse Manager 5(10): 44; 1987.
- Baker, J. 1986. Insects found on yellow sticky cards. North Carolina Flower Growers Bulletin 30(1): 10-13.
- Baker, K.F. 1985. The obligation of the plant propagator. The International Plant Propagator's Society Combined Proceedings (1984) 34: 195-203; 1985.
- Baker, K.F. 1970. Selective killing of soil microorganisms by aerated stem. In: Toussoun, T.A.; Bega, R.V.; Nelson, P.E., eds. Root diseases and soil-borne pathogens. Berkeley, CA: University of California Press: 234-239.
- Baker, K.F. 1957. Damping-off and related diseases. In: Baker, K.F. The U.C. system for producing healthy container-grown plants. Calif. Agric. Exper. Sta. Ext. Serv. Manual 23. Parramatta, Australia: Australian Nurserymen's Association Ltd.: 34-51.
- Baker, K.F.; Roistacher, C.N. 1957. Heat treatment of soil. In: Baker, K.F. The U.C. system for producing healthy container grown-plants. Calif. Agric. Exp. Sta. Ext. Serv. Manual 23. Parramatta, Australia: Australian Nurserymen's Association Ltd.: 123-137.
- Ball, V. 1985. Ball red book-greenhouse growing. 14th ed. Reston, VA: Reston Publishing Co. 720 p.
- Barnett, J.P. 1987. Personal communication. USDA Forest Service, Pineville, LA.
- Barnett, J.P. 1976. Sterilizing southern pine seeds with hydrogen peroxide. Tree Planter's Notes 27(3): 17-19.
- Belcher, E.W., Jr.; Waldrip, B.T., Jr. 1972. Effect of thiram on seed mold and germination of slash pine seed. Proceedings of the Association of Official Seed Analysts 62: 91-93.
- Blanchard, R.O.; Tattar, T.A. 1981. Field and laboratory guide for tree pathology. New York: Academic Press. 285 p.
- Bloomberg, W. J. 1981. Disease caused by *Fusarium* in forest nurseries. In: Nelson, P.E.; Toussoun, T.A.; Cook, R.J. *Fusarium: diseases, biology and taxonomy*. University Park, PA: The Pennsylvania State University Press: 178-187.
- Bohmont, B.L. 1983. The new pesticide user's guide. Reston, VA: Reston Publishing Co. 452 p.
- Bottrell, D.R. 1979. Integrated Pest Management. Washington, DC: Council on Environmental Quality. 120 p.
- Boyce, J.S. 1961. Forest pathology. New York: McGraw-Hill Book Co. 572 p.
- 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.
- Byers, R.E.; Carbaugh, D.H. 1987. Efficacy of rodenticides for control of orchard voles. Journal of the American Society for Horticultural Science 112(2): 267-272.
- Byford, J.L. 1987. Combat wildlife damage with commonsense control methods. American Nurseryman 165(8): 91-94, 96, 98, 100.
- Campbell, T.E. 1982. The effects of presoaking longleaf pine seeds in sterilants on direct seeding. Tree Planter's Notes 33(1): 8-11.
- Capizzi, J.; Green, J. 1984. Root weevil update. Ornamentals Northwest Newsletter 8(2): 22-23.
- Carlson, L.W. 1983. Guidelines for rearing containerized conifer seedlings in the Prairie provinces. Inf. Rep. NOR-X-214E. Edmonton, AB: Environment Canada. Canadian Forest Service, Northern Forest Research Centre. 64p.
- Carlson, L.W.; Nairn, L.D. 1975. Pentachlorophenol and captan effects on containerized red and jack pine seedlings. Tree Planter's Notes 26(1): 32-34.
- Carmean, D. 1986. Identifying common root weevils. Ornamentals Northwest Newsletter 10(1): 8-9.
- Carter, A. 1988. Personal communications. Surrey, BC.

- Cline, M.N. 1985. Fungal diseases in roots : their symptoms and treatment. *American Nurseryman* 161(11): 41-42, 44-45.
- Coley-Smith, J.R.; Verhoeff, K.; Jarvis, W.R. 1980. *The biology of Botrytis*. London: Academic Press. 318 p.
- Cooley, S.J. 1981. Fungicide tolerance of *Botrytis cinerea* isolates from conifer seedlings. Portland, OR: USDA Forest Service, Pacific Northwest Region; 13p.
- Couteaudier Y.; Alabouvette, C. 1981. Fusarium wilt in soilless culture. *Acta Horticulturae* 126: 153-158.
- Coyier, D.L. 1978. Pathogens associated with peat moss used for propagation. *International Plant Propagator's Society Combine Proceedings* 28:70-72.
- Croghan, C.F. 1983. Forest pest management nursery report. Field Note 84-1. St. Paul MN: USDA Forest Service Northeastern Area, State and Private Forestry. 8 p.
- Davidson, J.A.; Cornell, C.F.; Zastrow, M.E.; Alban, D.C. 1988. Making the pilot fly-Maryland researchers implement a trial IPM program in eight nurseries. *American Nurseryman* 167(10): 51-53, 55-58, 60.
- Denne, M.P.; Atkinson, L.D. 1973. A phytotoxic effect of captan on the growth of container seedlings. *Forestry* 46(1): 49-53.
- Dennos, J. 1988. *Cylindrocarpon* study – 1988. Seed and Seedlings Extension Topics 1(1): 5 [Victoria,BC, British Columbia Ministry of Forests].
- Epnors, Z. 1964. A new psychrophilic fungus causing germination failure of conifer seeds. *Canadian Journal of Botany* 42(12): 1589-1604.
- Fuller, L.R.; Hildebrand, D.M. 1985. Effects of cold stratification and hydrogen peroxide treatments on seeds of three Rocky Mountain conifer species. Tech. Rep. R2-32. Lakewood, CO: USDA Forest Service, Rocky Mountain Region, Timber, Forest Pest and Cooperative Forestry Management. 12 p.
- Gillman, L.S.; James, R.L. 1980. Fungicidal tolerance of *Botrytis* within Colorado greenhouses. *Tree Planter's Notes* 31 (1): 25-28.
- Gilreath, P.R.; Gilreath, J.P. 1986. Response of 17 species of container-grow woody landscape and foliage plants to four postemergence herbicides. *Journal of Environmental Horticulture* 4(2): 52-55.
- Glerum, C. 1985. Frost Hardiness of coniferous seedlings: principles and applications. In: *Evaluating seedling quality: principles, procedures, and predictive abilities of major tests: Proceedings of a workshop held at Oregon State University; 1984 October 16-18; Corvallis, OR: Forest Research Laboratory: 107-123.*
- Graham, J.H.; Linderman, R.G. 1983. Pathogenic seedborne *Fusarium oxysporum* from Douglas-fir. *Plant Disease* 67: 323-325.
- Haglund, W.A.; Russell, K.W.; Holland, R.C. 198. Moss control in container grown conifer seedlings. *Tree Planter's Notes* 32(3): 27-29.
- Hallet, R.D. 1984. Forest nursery practice in the Maritimes. In: Hallet, R.D.; Cameron, M.D.; Murray, T.S., eds. *Proceedings, Reforestation in the Maritimes, 1984 symposium; 1984 April 3-4; Moncton, NB. Fredericton, NB: Canadian Forestry Service, Maritimes Forest Research Centre. 188 p.*
- Hallet, R.D. 1982. Personal communication. Canadian Forestry Service, Fredericton, NB.
- Hallet, R.D.; Burns, T.W. 1983. Postemergence application of herbicides to control weeds in containerized tree seedling crops. Tech. Note 77. Fredericton, NB; Environment Canada, Canadian Forestry Service, Maritimes Forest Research Centre. 8 p.
- Hamel, D.R. 1983 *Forest management chemicals: a guide to use when considering pesticides for forest management. Agric. Handbk. 585. Washington, DC: U.S. Department of Agriculture. 645 p.*
- Hamlen, R.A.; Mead, F.W. 1979. Fungus gnat larval control in greenhouse plant production. *Journal of Economic Entomology* 72: 269-271.
- Hanan, J.J.; Holley W.D.; Goldsberry, K.L. 1978. *Greenhouse management. New York: 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.*
- Hanson, E.W.; Hansing, E.D.; Schroeder, W.T. 1961. Seed treatments for control of disease. In: *Seeds: the yearbook of agriculture. Washington, DC: U.S. Department of Agriculture: 272-280.*
- Hoitink, H. A.J. 1980. Composed bark, a lightweight growth medium with fungicidal properties. *Plant Disease* 61:142-147.

- Hoitink, H.A.J.; Kuter, G.A. 1985. Effect of composts in container media on diseases caused by soilborne plant pathogens. *Acta Horticulturae* 172: 191-198.
- Holopainen, J.K. 1988. Growth and visible responses of Scots pine (*Pinus sylvestris* L.) seedlings to simulated summer frost. *European Journal of Forest Pathology* 18(2): 85-92.
- Holopainen, J.K.; Soikkeli, S. 1984. Occurrence of *Cinara pini* (Homoptera, Lachnidae) in Scots pine (*Pinus sylvestris*) seedlings with disturbed growth. *Annales Entomologici Fennici* 50:108-110.
- Hopkins, J.C.; Lock, W.; Funk, A. 1985. *Colletotrichum acutatum*, a new pathogen on western hemlock seedlings in British Columbia. *Canadian Plant Disease Survey* 65(1): 11-13.
- James, R.L. 1988. Diseases of conifer seedlings associated with *Cylindrocarpon* species: a review. *Nursery Dis. Notes* 76. Coeur d'Alene, ID: USDA Forest Service, Forest Pest Management. 14p.
- James, R.L. 1987. Personal communication. USDA Forest Service, Missoula, MT.
- James, R.L. 1986. Diseases of conifer seedlings caused by seed-borne *Fusarium* species. In: Shearer, R.C., comp. *Proceedings, conifer tree seed in the Inland Mountain West; 1985 August 5-6; Missoula, MT. Gen. Tech. Rep. INT-203. Ogden, UT: USDA Forest Service. Intermountain Research Station: 267-271.*
- James, R.L. 1985a. Studies of *Fusarium* associated with containerized conifer seedling diseases: 2. Diseases of western larch, Douglas-fir, grand fir, subalpine fir, and ponderosa pine seedlings at the USDA Forest Service Nursery, Coeur d' Alene, Idaho. *For. Pest. Mgmt. Rep.* 85-12. Missoula, MT: USDA Forest Service, Northern Region; 1985. 7 p.
- James, R.L. 1985b. Pathogenic *Fusarium* on spruce seed from the Towner Nursery. North Dakota. *For. Pest. Mgmt. Rep.* 85-23. Missoula, MT: USDA Forest Service, Northern Region. 9 p.
- James, R.L. 1984. Diseases of containerized conifer seedlings. Dubreuil, S.H. comp. 31st Western International Forest Disease Work Conference Proceedings; 1983 August 22-26; Coeur d' Alene, ID. Missoula, MT: USDA Forest Service, Cooperative Forestry and Pest Management: 17-23.
- James, R.L. 1983. *Fusarium* root disease of containerized seedlings at the Montana State Nursery, Missoula. Missoula, MT: USDA Forest Service, Cooperative Forestry and Pest Management. 9 p.
- James, R.L.; Genz, D. 1981. Ponderosa pine seed treatments: effects on seed germination and disease incidence. *For. Pest Mgmt. Rep.* 81-16. Missoula, MT: USDA Forest Service, Northern Region. 13 p.
- James, R.L.; Gilligan, C.J. 1985. Containerized Engelmann spruce seedling diseases at the USDA Forest Service Nursery, Coeur d' Alene, Idaho. *For. Pest Mgmt. Rep.* 85-17. Missoula, MT: USDA Forest Service, Northern Region. 15 p.
- James, R.L.; Gilligan C.J. 1984. Studies of *Fusarium* associated with containerized conifer seedling diseases: pathogenicity test of isolates from the Alpine Nursery, Kalispell, MT. *For. Pest Mgmt. Rep.* 84-14. Missoula, MT: USDA Forest Service, Northern Region. 29 p.
- James, R.L.; Woo, J.Y. 1984. Fungicide trial to control botrytis blight at nurseries in Idaho and Montana. *Tree Planter's Notes* 35(4): 16-19.
- Jobidon, R.; Thibault, J.R. 1980. Optimal surface sterilization of *Alnus crispa* seeds with merthiolate. *Forest Science* 26(3): 483-484.
- Johnson, N.E. 1965. Reduced growth associated with infestations of Douglas-fir seedlings by *Cinara* species (Homoptera: Aphidae). *Canadian Entomologist* 97: 113-119.
- Kalb, D.W.; Millar, R.I. 1986. Dispersal of *Verticillium albo-atrum* by the fungus gnat *Bradysia impatiens*. *Plant Disease* 70(8): 752-753.
- Kennedy, M.K.; Helgesen, R.G. 1973. Distinguishing characteristics of two flies common to greenhouse crop production. *New York State Flower Industries Bulletin* 40: 4-5.
- Kim, S.H.; Forer, L.B.; Longenecker, J.L. 1975. Recovery of plant pathogens from commercial peat products. *Proceedings of the American Phytopathological Society* 2: 124.
- Kliejunas, J. 1985. Effect of selected chemicals on mold development during conifer seed stratification and on subsequent germination. *For. Pest. Mgmt. Rep.* 85-35. San Francisco, CA: USDA Forest Service, Pacific Southwest Region. 7 p.

- Kozlowski, T.T. 1986. Effects on seedling development of direct contact of *Pinus resinosa* seeds or young seedlings with captan. *European Journal Forest Pathology* 16(2): 87-90.
- Krugman, S.L.; Stein, W.I.; Schmitt, D.M. 1974. Seed biology. In: Schopmeyer, C.S., ed. *Seeds of woody plants in the United States*. Agric. Handbk. 450. Washington, DC: U.S. Department of Agriculture: 17-18.
- Lambe, R.C.; Lapp, N.A.; Hadden, C.; Jones, R.K. 1982. Fumigants and nematocides. In: Jones, R.K.; Lambe, R.C. eds. *Diseases of woody ornamental plants and their control in nurseries*. Publ. 286. Raleigh, NC: North Carolina Extension Service: 107109.
- Landis, T.D. 1984. The critical role of environment in nursery pathology. Dubreul, S.H., comp. 31st Western International Forest Disease Work Conference Proceedings; 1983 August 22-26; Coeur d' Alene, ID. Missoula, MT: USDA Forest Service, Cooperative Forestry and Pest Management: 27-31.
- Landis, T.D. 1976. Fusarium root disease of containerized tree seedlings. *For. Insect Dis. Mgmt. Bio. Eval. Rocky Mountain Region*. 7 p.
- Lawson, R.H.; Horst, R.K. 1987. Sterilization controls soil-borne diseases. *Greenhouse Manager* 5(10): 97-100.
- Levitt, J. 1980. Responses of plants to environmental stresses. I. Chilling, freezing and high temperature stresses. New York: Academic Press. 497 p.
- Lieffers, V.J.; Rothwell, R.L. 1986. Effects of depth of water table and substrate temperature on root and top growth of *Picea mariana* and *Larix laricina* seedlings. *Canadian journal of Forest Research* 16(6): 1201-1206.
- Linderman, R.G. 1986. Managing rhizosphere microorganisms in the production of horticultural crops. *HortScience* 21(6): 1299-1302.
- Lindquist, R.K. 1986. Efficient application of pesticides studied. *Greenhouse Manager* 5(6): 118,120.
- Lindquist, R.K.; Faber, W.R.; Casey, M.L. 1985. Effects of various soilless root media and insecticides on fungus gnats. *HortScience* 20(3): 358-360.
- Mastalerz, J.W. 1977. *The greenhouse environment*. New York: John Wiley & Sons. 629 p.
- Matthews, R.G. 1987. Personal communication.
- 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. 45 p.
- McCain, A.H. 1978. California greenhouse disease management. Berkeley, CA: University of California, Cooperative Extension. 64 p.
- McCain, A.H. 1978. Nursery disease problems: containerized nurseries. In: Gustafson, R.W., ed. *Proceedings, Western Forest Nursery Council and Intermountain Nurseryman's Association, combined meeting; 1978 August 7-11; Eureka, CA*. San Francisco, CA: USDA Forest Service, State and Private Forestry: B-139- B 142.
- McCain, A.H. 1977. Sanitation in plant propagation. *International Plant Propagator's Society Combined Proceedings* 27: 91-93.
- McElroy, F.D. 1985. Personal communication.
- McIntosh, D.L. 1966. The occurrence of *Phytophthora* spp. In irrigation systems in British Columbia. *Canadian Journal of Botany* 44: 1591-1596.
- Mead, F.W. 1978. Darkwinged fungus gnats, *Bradysia* spp., in Florida greenhouses (Diptera:Sciaridae). *Entomol. Circ.* 186. Gainesville, FL: Florida Department of Agriculture and Consumer Service, Division of Plant Industry. 4 p.
- Metcalf, C.L.; Flint, W.P. 1962. *Destructive and useful insects, their habits and control*. New York; McGrawHill Book Co. 1,087 p.
- Mitchell, L.A. 1986. Monoclonal antibodies recognizing the seed-borne fungal pathogen *Sirococcus strobilinus*. In: Shearer, R.C., comp. *Proceedings, Conifer Tree Seed in the Inland Mountain West; 1985 August 5-6; Missoula, MT*. Gen. Tech. Rep. INT-203. Ogden, UT: USDA Forest Service, Intermountain Research Station: 272-278.
- Mital, R.K.; Singh, P.; Wang, B.S.P. 1978. Botrytis: a hazard to reforestation. *European Journal of Forest Pathology* 17: 369-384.
- Moody, E.H., Sr. 1984. Sanitation: a deliberate, essential exercise in plant disease control. *Proceedings of the International Plant Propagator's Society* 33:608-6013.
- Moody, E.H. Sr.; Smith, G.E. 1982. Sanitation: plant health from start to finish. In: Jones, R.K.; Lambe, R.C. eds. *Diseases of woody ornamental plants and their control in nurseries*. Publ. 286. Raleigh, NC: North Carolina Extension Service: 84-100.
- Nelson, P.V. 1978. *Greenhouse operation and management*. Reston, VA: Reston Publishing Co. 518 p.

- Overhulser, D.L.; Morgan, P.D.; Miller, R. 1986. Control and impact of *Lygus* damage on 1-0 Douglas-fir seedlings. In: Landis, T.D. Proceedings: Western Forest Nursery Association, Combined meeting; 1986 August 12-15; Tumwater, WA. Gen. Tech. Rep. RM-137. Fort Collins, CO: USDA Forest Service. Rocky Mountain Forest and Range Experiment Station: 153-157.
- Palmer, M; Nicholls, T. 1981. How to identify and control cutworm damage on conifer seedlings. Leaflet HT-51. St. Paul, MN: USDA Forest Service, North Central Forest Experiment Station.
- Parrella, M.P. 1988. Whiteflies-There's not just one, but several, culprit species attacking world crops. *Greenhouse Manager* 6(11): 80-81,83-88.
- Parrella, M.P. 1987. Yellow sticky cards reveal pest problems. *Greenhouse Manager* 5(11): 169-170, 172.
- Pawuk, W.H. 1983. Fungicide control of algae in containers. *Tree Planter's Notes* 34(4): 5-7.
- Pawuk, W.H. 1982. Diseases of container-grown southern pine seedlings and their control. In: Guldin, R.W.; Barnett, J.P., eds. Proceedings, Southern Containerized Forest Tree Seedling Conference; 1981 August 25-27; Savannah, GA. Gen Tech. Rep. SO-37, New Orleans, LA: USDA Forest Service: 47-50.
- Pawuk, W.H. 1981. Potting media effect growth and disease development of container-grown southern pine. Res. Note SO-268. New Orleans, LA: USDA Forest Service, Southern Forest Experiment Station. 4p.
- Pawuk, W.H. 1979. Fungicide coverings affect the germination of southern pine seeds, *Tree Planter's Notes* 30(1): 3-4.
- Pawuk, W.H. 1978. Damping-off of container grown longleaf pine seedlings by seedborne fusaria. *Plant Disease Reporter* 62:82-84.
- Peck, K. 1984a. Pesticide shelf life and storage. *Hummert's Quarterly* 8(2):4-5.
- Peck, K. 1984b. Greenhouse use of herbicides. *Hummert's Quarterly* 8(1):3.
- Peck, K. 1982. Fungus gnats. *Hummert's Quarterly* 6(4):3.
- Peterson, G.W. 1974. Disease problems in the production of containerized forest tree seedlings in North America. In: Tinus, R. W.; Stein, I., Balmer, W.E., eds. Proceedings, North American Containerized Forest Tree Seedlings Symposium; 1974 August 26-29; Denver, CO; Great Plains Agricultural Council Publ. 68: 170-172.
- Peterson, G.W.; Smith, R.S., Jr., eds. 1975. Forest nursery diseases in the United States. Agric. Handbk. 470. Washington, DC: U.S. Department of Agriculture. 125 p.
- Peterson, M.J.; Sutherland, J.R.; Tuller, S.E. 1988. Greenhouse environment and epidemiology of grey mould of container-grown Douglas-fir seedlings. *Canadian Journal of Forestry Research* 18:974-980.
- Powell, C.C., Jr. 1984. Safe field use of pesticides requires an understanding of common exposure hazards, *American Nurseryman* 159(2): 105-106.
- Ross, R.L.M.; Puritch, G.S. 1981. Identification, abundance, and origin of moss, liverwort, and algal contaminants in greenhouses of containerized forest nurseries. *Canadian Journal of Forest Research* 11:356-360.
- Rowan, S.J. 1983. Time between application of Bayleton and irrigation not critical for fusiform rust control. *Tree Planter's Notes* 31(1): 16-17.
- Salt, G.A. 1974. Etiology and morphology of *Geniculodendron pyriforme* Gen. Et Sp. Nov., a pathogen of conifer seeds. *Transactions of the British Mycological Society* 63(2): 339-351.
- Sauer, D.B.; Burroughs, R. 1986. Disinfection of seed surfaces with sodium hypochlorite. *Phytopathology* 76(7): 745-749.
- Scarratt, J.B. 1985. Greenhouse Managers: beware combustion fumes in container greenhouses. *Forestry Chronicle* 61(4): 308-311.
- Schopmeyer, C.S. tech. coord. 1974. Seeds of woody plants in the United States. Agric. Handbk. 450. Washington, DC: Department of Agriculture. 883 p.
- Seidel, K.W. 1986. Tolerance of seedlings of ponderosa pine, Douglas-fir, grand fir, and Engelmann spruce for high temperatures.. *Northwest Science* 60(1): 1-7.
- Shrimpton, G.M. 1987. Personal communication.
- Shrimpton, G.M. 1986. Some insect pests of conifer seedlings in British Columbia. In: Landis, T.D., Tech. coord. Proceedings: Western Forest Nursery Council and Intermountain Nursery Association, combined meeting; 1986 August 12-15; Tumwater, WA. Gen Tech. Rep. RM-137. Ft Collins, CO: USDA Forest Service, Rocky Mountain Forest and Range Experiment Station. 164 p.

- Shrimpton, G.M. 1985. Four insect pests of conifer nurseries in British Columbia. In: Landis, T.D., comp. Proceedings: Western Forest Nursery Council and Intermountain Nursery Association, combined meeting; 1984 August 14-16; Coeur d'Alene, ID. Gen Tech. Rep. INT-185. Ogden, UT: USDA Forest Service, Intermountain Research Station. 119-121.
- Shrimpton, G.M. 1983. Biology and control of some insects pests in British Columbia Forest Service seedling nurseries. Victoria, BC: Simon Fraser University. 131 p. M.P.M. thesis.
- Singer, J. 1980. Pesticide safety: guidelines for personal protection. Davis, CA: USDA Forest Service, Forest Insect and Disease Management. 45 p.
- Smith, L.D. 1982. Fungicides for nursery ornamentals. In: Jones, R.K.; Lambe, R.C. eds. Diseases of woody ornamental plants and their control in nurseries. Publ. 286. Raleigh, NC: North Carolina Extension Service: 101-106.
- Smith, R.S., Jr. 1975. Fusarium root disease. In: Peterson, G.W.; Smith, R.S.Jr., eds. Forest nursery diseases in the United States. Agric. Handbk. 470. Washington, DC: U.S. Department of Agriculture: 9-10.
- Smith, W.H. 1970. Tree pathology: a short introduction. New York: Academic Press. 309 p.
- South, D.B. 1986. The "tarnished plant bug" can cause loblolly pine seedlings to be "bushy-topped". Rep. 27. Auburn, AL: Auburn University, Southern Forest Nursery Management Cooperative. 6 p.
- Stephens, C.T.; Herr, L.J.; Schmitthener, A.F.; Powell, C.C. 1983. Sources of *Rhizoctonia solani* and *Pythium* spp. In a bedding plant greenhouse. Plant Disease 67:272-275.
- Streets, R.B. 1972. The diagnosis of plant disease: a field and laboratory manual emphasizing the most practical methods for rapid identification. Tucson, AZ: University of Arizona Press. 130 p.
- Sturrock, R. 1988. Personal communication. Victoria, BC: Canadian Forestry Service.
- Sutherland, J.R. 1986. Influence of diseases on seed production. In: Shearer, R.C., comp. Proceedings, conifer tree seed in the Inland Mountain West Symposium; 1985 August 5-6; Missoula, MT. Ge. Tech. Rep. INT-203. Ogden, UT: USDA Forest Service, Intermountain Research Station: 260-266.
- Sutherland, J.R. 1984. Two seedborne diseases of conifers: the seed or cold fungus and *Sirococcus* blight. In: Proceedings, 31st Annual Western International Forest Disease Work Conference; Coeur d'Alene, ID; 1983 August 22-26. Missoula, MT: USDA Forest Service, Cooperative Forestry and Pest Management: 6-8.
- Sutherland, J. R. 1979. The pathogenic fungus *Caloscypha fulgens* in stored conifer seeds in British Columbia and relation of its conifer seeds in British Columbia and relation of its incidence to ground and squirrel-cache collected cones. Canadian Journal of Forest Research 9: 129-132.
- Sutherland, J.R.; Van Eerden, E. 1980. Diseases and insect pest in British Columbia forest nurseries. Joint Rep. 12. Victoria, BC: British Columbia Ministry of Forest and Canadian Forestry Service, Pacific Forest Research Centre. 55p.
- Sutherland, J.R.; Lock, W.; Benson, L.E. 1982. Diseases and insects and their management in container nurseries. In: Scarratt, J. B.; Glerum, C.; Plexman, C.A. eds. Proceedings of the Canadian Containerized Tree Seedling Symposium; 1981 September 14-16; Toronto. Sault Ste. Marie, ON: Canadian Forestry Service, Great Lakes Forest Research Centre: 215-223.
- Sutherland, J.R.; Lock, W.; Farris, S.H. 1981. *Sirococcus* blight: a seed-borne disease of container-grown spruce seedlings in coastal British Columbia forest nurseries. Canadian Journal of Botany 59: 559-562.
- Sutherland, J.R.; Miller, T.; Quinard, R.S. 1987. Cone and seed diseases of North American conifers. N. Am. For. Comm. Publ. 1. Victoria, BC: Ministry of Supplies and Services. 77 p.
- Tinus, R.W. 1987. Personal communication. USDA Forest Service, Flagstaff, AZ.
- Tripepi, R.R.; Mitchell, C.A. 1984. Stem hypoxia and root respiration of flooded maple and birch seedlings. Physiologia Plantarum 60:567-571.
- Tunnock, S. 1985. Suppression of cranberry girdler damage in beds of Douglas-fir seedlings, Coeur d'Alene Nursery, Idaho Panhandle National Forest – 1984. For. Pest Mgmt. Rep. 85-4. Missoula, MT: USDA Forest Service, Northern Region. 7 p.
- Wenny, D.L.; Dumroese, R.K. 1987. Germination of seeds surface sterilized with bleach. Tree Planter's Notes 38(3): 18-21.

Whitcomb, C.E. 1988. Plant production in containers, second ed. Stillwater, OK: Lacebark Publications, 633 p.



Manual de Viveros para la Producción de Especies Forestales en Contenedor

Volumen Cinco

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

Capítulo 2 Micorrizas

Michael A. Castellano, Investigador Forestal, Servicio Forestal – Departamento de Agricultura de los Estados Unidos, Estación Experimental del Noroeste del Pacífico, Laboratorio de Ciencias Forestales, Corvallis, Óregon.

Randy Molina, Botánico. Servicio Forestal – Departamento de Agricultura de los Estados Unidos, Estación Experimental del Pacífico Noroeste, Laboratorio de Ciencias Forestales, Corvallis, Óregon.

•

Castellano, M. A.; Molina, R. 1989. Mycorrhizae. *In*: Landis, T. D.; Tinus, R. W.; McDonald, S. E.; Barnett, J. P. The Container Tree Nursery Manual, Volume 5. Agric. Handbk. 674. Washington, DC: U.S. Department of Agriculture, Forest Service: 101-167.

Contenido

5.2.1 Introducción	96
5.2.1.1 ¿Qué son las micorrizas?	96
5.2.1.2 Tipos de micorrizas	97
Ectomicorrizas	97
Ectendomicorrizas	103
Micorrizas vesiculares – arbusculares	103
5.2.1.3 Principales beneficios de las micorrizas	107
5.2.2 Situación Actual de las Micorrizas en los Viveros Forestales que Producen en Contenedor	109
5.2.2.1 Resultados de la encuesta a viveros	109
5.2.2.2 Observaciones realizadas en los viveros del pacífico noroeste	111
5.2.2.3 Micorrización: ¿Por qué algunas plantas son micorrizadas y otras no?	112
5.2.3 ¿Cómo Verificar la Micorrización en las Plantas?	113
5.2.3.1 Ectomicorrizas	114
5.2.3.2 Ectendomicorrizas	115
5.2.3.3 Micorrizas vesículo – Arbusculares	116
5.2.4 Fructificación de Hongos Micorrízicos en Viveros Forestales que Producen en Contenedor	117
5.2.5 Determinando la Necesidad de Inoculación Micorrízica	119
5.2.5.1 Beneficios en el vivero	119
5.2.5.2 Beneficios en la plantación	119
5.2.6 Fuentes de Inóculo y Técnicas de Inoculación	122
5.2.6.1 Inoculación con suelo	122
5.2.6.2 Inoculación con esporas	122
5.2.6.3 Inoculación con micelios	127
5.2.6.4 Inoculación vesicular – arbuscular	128
5.2.6.5 Selección de hongos y variación ecotípica	130
5.2.7 Evaluando el Éxito de la Inoculación	139
5.2.7.1 Clasificando la formación micorrízica	139
5.2.7.2 Diseñando las pruebas en campo	139
5.2.7.3 Consideraciones económicas	140
5.2.8 Factores que Afectan el Desarrollo Micorrízico	142
5.2.8.1 Desarrollo de raíces	142
5.2.8.2 Fertilización	143
5.2.8.3 Riego	144
5.2.8.4 Sustrato	145
5.2.8.5 Temperatura	145
5.2.8.6 Plaguicidas	146
Esterilizantes	146
Fungicidas	146
Herbicidas	147
Insecticidas y Nematicidas	147
Recomendaciones generales sobre Plaguicidas	147
5.2.9 Conclusiones y Recomendaciones	149

5.2.1. Introducción

La obtención de plantas grandes y vigorosas en una sola estación de crecimiento es una de las principales ventajas de la producción de especies forestales en contenedor. Esto contrasta con los ciclos de producción de dos a tres años para obtener plantas de tallas deseables en los viveros del norte y este de los Estados Unidos, que producen bajo el sistema a raíz desnuda. La mayoría de los criterios actuales en cuanto a calidad de planta se limita a la condición y tamaño del tallo y follaje. Una menor atención es puesta hacia la calidad del sistema radical de las plantas producidas en vivero, aún y cuando es bien sabido de la importancia fundamental de las raíces para proporcionar soporte estructural así como para la obtención de los nutrientes y el agua. Por consiguiente, para poder hacer una evaluación completa de la “salud” de las plantas y predecir su potencial de supervivencia, debemos incrementar nuestra atención a la calidad de las raíces.

Para desarrollar criterios de evaluación de la calidad de las raíces, debemos incorporar conocimientos sobre la dinámica de la raíz de plantas nativas. Este conocimiento es de suma importancia, dado que una vez que las plantas son extraídas del vivero y establecidas en campo, el sistema radical deberá funcionar en las condiciones del suelo, determinadas por complejos y no controlados factores ambientales y iónicos. Estas condiciones diferirán drásticamente de los sustratos bien irrigados y bien fertilizados.

En los suelos naturales todas las especies forestales forman asociaciones simbióticas y mutuamente benéficas entre sus raíces y hongos especializados. Esta formación raíz-hongo es llamada micorriza. Las micorrizas proporcionan muchos beneficios a las plántulas y a los árboles adultos, especialmente en la obtención del agua y los nutrientes. Ciertamente las plantas dependen de las micorrizas para crecer y sobrevivir, lo que es evidenciado por la baja supervivencia de plantas no micorrizadas cuando son plantadas en suelos con carencia de hongos micorrízicos (Trappe, 1977). Por lo tanto, la presencia y abundancia de las micorrizas debe ser una importante consideración al evaluar la salud del sistema radical y en la predicción del comportamiento en campo.

Aunque actualmente existen considerables investigaciones sobre el rol de las micorrizas sobre la nutrición de las plantas y sus usos prácticos en la silvicultura, una gran cantidad de

información y conceptos están disponibles para que puedan ser utilizados en forma inmediata en los viveros forestales que producen planta en contenedor. Nuestros cuatro objetivos para este capítulo son:

- 1.- Describir los diferentes tipos de micorrizas más comunes para la producción de especies forestales en contenedor.
- 2.- Definir los beneficios proporcionados por las micorrizas para la nutrición, crecimiento y supervivencia de las plantas.
- 3.- Documentar la ocurrencia de las micorrizas en las plantas producidas en contenedor, y describir como las prácticas culturales rutinarias afectan el desarrollo de éstas.
- 4.- Recomendar a los viveristas formas para incorporar el manejo de las micorrizas en sus prácticas culturales, y ofrecer estrategias de manejo para incrementar el desarrollo micorrízico y la subsecuente supervivencia y crecimiento de las plantas una vez plantadas en campo.

5.2.1.1 ¿Qué son las micorrizas?

Literalmente la palabra **micorriza** significa “hongos de las raíces” y define la íntima asociación entre el sistema radical de las plantas y un hongo especializado del suelo, el hongo micorrízico. Casi todas las principales plantas terrestres del planeta forman algún tipo de micorriza y, salvo pocas excepciones, todas las especies forestales las forman. Prevalen dos principales tipos: las **ectomicorrizas**, las cuales son formadas con el importante grupo de especies de coníferas de la familia *Pinaceae*, y latifoliadas de las familias *Fagaceae* y *Betulaceae*; y las **micorrizas vesiculares-arbusculares (VA)**, las cuales son comunes en otras latifoliadas particularmente en los géneros *Acer*, *Thuja*, *Liquidambar* y *Sequoia*. Aun y cuando ambos tipos proporcionan funciones y beneficios muy similares hacia su hospedante, difieren fuertemente debido al tipo de hongo involucrado, su morfología y sus aplicaciones potenciales en los viveros forestales. La mayoría de los géneros de especies forestales producidas en viveros de clima templado en Norte América, y los tipos de micorrizas que éstos forman se presentan en la tabla 5.2.1.

Primeramente se describirán cada uno de los tipos más importantes, cómo identificarlos y una breve descripción de sus beneficios más importantes.

Tabla 5.2.1 Tipos de micorrizas formados por los principales géneros de especies forestales producidas en viveros de clima templado frío en Norte América.

Ectomicorrizas			
			<i>Betula</i> (Abedul)
			<i>Pseudotsuga</i> (Abeto Douglas)
			<i>Abies</i> (Oyamel)
			<i>Tsuga</i> (Abeto)
			<i>Larix</i> (Alerce)
			<i>Quercus</i> (Encino)
			<i>Pinus</i> (Pino)
			<i>Picea</i> (Abeto)
Ectomicorrizas	y	micorrizas	vesiculares-arbusculares
			<i>Eucalyptus</i> (Eucalipto)
			<i>Juniperus</i> (Enebro)
			<i>Populus</i> (Álamo)
			<i>Juglans</i> (Nogal)
Micorrizas vesiculares arbusculares			
			<i>Fraxinus</i> (Fresno)
			<i>Prunus</i> (Capulín)
			<i>Acer</i> (Maple)
			<i>Sequoia</i> (Sequoia)
			<i>Liquidambar</i> (Liquidámbar)
			<i>Platanus</i> (Sicomoro)
			<i>Thuja</i> (Thuja)
			<i>Liriodendron</i> (Árbol de los tulipanes)

5.2.1.2 Tipos de micorrizas

Ectomicorrizas. Las ectomicorrizas se desarrollan en las raíces cortas y activas en vez de las raíces laterales estructurales, largas y de consistencia leñosa. En efecto, una vez que la raíz desarrolla un meristemo lateral y se inicia la formación de tejido leñoso, las micorrizas pueden no seguirse formando. Las ectomicorrizas pueden ser fácilmente reconocidas por la característica cubierta fúngica o manto que envuelve a las raíces activas; a menudo el micelio fúngico, o crecimiento de moho en forma de fibra, puede ser visto emergiendo directamente del manto y colonizando el suelo o el sustrato de enraizamiento (Fig. 5.2.1 y 5.2.2). Cuando una ectomicorriza es seccionada y su anatomía interna es examinada bajo el microscopio, es posible ver la segunda característica principal de las ectomicorrizas: el crecimiento intercelular del hongo entre las células epidérmicas y corticales, que forma la **red de Hartig** (Fig. 5.2.3). En el interior de esta extensiva zona de contacto entre hongo y células radicales, es donde se realiza el intercambio de los nutrientes y el agua entre el hongo y el hospedante; el hongo trae y libera los nutrientes y el agua hacia su hospedante, recibiendo a cambio azúcares y otros productos de la fotosíntesis generados por la planta.

Los hongos que forman las ectomicorrizas son principalmente los Basidomicetes y los Ascomicetes (Tabla 5.2.2), incluyendo muchos de los hongos macromicetos forestales (hongos con “pie”) (Fig. 5.2.4 y 5.2.5), y los Sclerodermatales (hongos sin “pie”) (Fig. 5.2.6), así como el hongo hipógeo que fructifica bajo tierra, conocido como trufa (Fig. 5.2.7 – 5.2.9). Géneros de hongos bien conocidos que forman ectomicorrizas son *Amanita*, *Boletus*, *Hebeloma*, *Laccaria*, *Lactarius*, *Pisolithus*, *Rhizopogon*, *Russula*, *Scleroderma*, *Suillus* y *Tricholoma* (todos Basidomicetes), y *Cenococcum* y *Tuber* (Ascomicetes) (para una relación completa de géneros de ectomicorrizas refiérase a Miller, 1982). Otro género de ectomicorrizas muy común en las plantas producidas en vivero es *Thelephora terrestris* (estrechamente relacionado con otras especies de este mismo género). Los **cuerpos reproductivos** (o **esporocarpos**) de *Thelephora* comúnmente se presentan como estructuras erectas y duras de color café sobre la base del tallo de las plantas (Fig. 5.2.10), o alrededor de los orificios de drenaje en los contenedores individuales, o en la base de los bloques de poliestireno expandido (Styroblocks®) (Figs. 5.2.11 y 5.2.12). Las especies de *Thelephora*, hongos ectomicorrízicos más comunes en los viveros que producen en contenedor; en secciones posteriores se discutirá su ocurrencia e importancia.

Tabla 5.2.2 Comparación de algunos hongos que forman los tres diferentes tipos de micorrizas, y algunos géneros de especies forestales relacionados.

Tipos de micorriza	Hongo Involucrado		Especies forestales normalmente asociadas
	Clase	Género representativo	
Ectomicorrizas	Basidiomicetes	<i>Boletus, Suillus, Leccinum, Cortinarius, Tricholoma, Russula, Rhizopogon, Amanita, Hymenogaster, Gautieria, Hysterangium, Lactarius, Paxillus, Gastroboletus, Martella y Scleroderma</i>	<i>Fagus</i> sp., <i>Betula</i> sp., <i>Pseudotsuga menziesii</i> , <i>Eucalyptus</i> spp., <i>Corylus</i> spp., <i>Tsuga</i> spp., <i>Larix</i> spp., <i>Quercus</i> spp., <i>Pinus</i> spp., <i>Populus</i> spp., <i>Picea</i> spp. y <i>Salix</i> spp.
	Ascomycetes	<i>Tuber, Genea, Elephomyces, Hydnotrya, Geopora, Balsamia, Sphaerosporella y Cenococcum</i>	<i>Fagus</i> sp., <i>Betula</i> sp., <i>Pseudotsuga menziesii</i> , <i>Eucalyptus</i> spp., <i>Corylus</i> spp., <i>Tsuga</i> spp., <i>Larix</i> spp., <i>Quercus</i> spp., <i>Pinus</i> spp., <i>Populus</i> spp., <i>Picea</i> spp. y <i>Salix</i> spp.
	Zygomycetes	<i>Endogone</i>	<i>Pseudotsuga menziesii</i>
Ectendomicorrizas	Ascomycetes	<i>Phialophora</i> y <i>Chloridium</i> , <i>Cepa - E</i>	<i>Betula</i> sp., <i>Pinus</i> spp. y <i>Picea</i> spp.
Vesiculares-arbusculares (Endomicorrizas)	Zygomycetes	<i>Acaulospora, Endogone, Entrophospora, Gigaspora, Glomus, Sclerocystis y Scutellospora</i>	<i>Fraxinus</i> spp., <i>Taxodium distichum</i> , <i>Tilia</i> sp., <i>Chamaecyparis</i> sp., <i>Libocedrus</i> sp., <i>Thuja</i> sp., <i>Eucalyptus</i> sp., <i>Sequoiadendron giganteum</i> , <i>Acer</i> spp., <i>Sequoia sempervirens</i> , <i>Liquidambar</i> spp., <i>Platanus</i> spp. y <i>Liriodendron tulipifera</i> .



Figura 5.2.1 Obsérvese el punto micorrízico en la raíz (flecha) en la ectomicorriza *Pinus contorta* – *Hymenogaster* sp.



Figura 5.2.3 Sección transversal de la ectomicorriza *Pinus contorta*- *Martellia medlockii*.

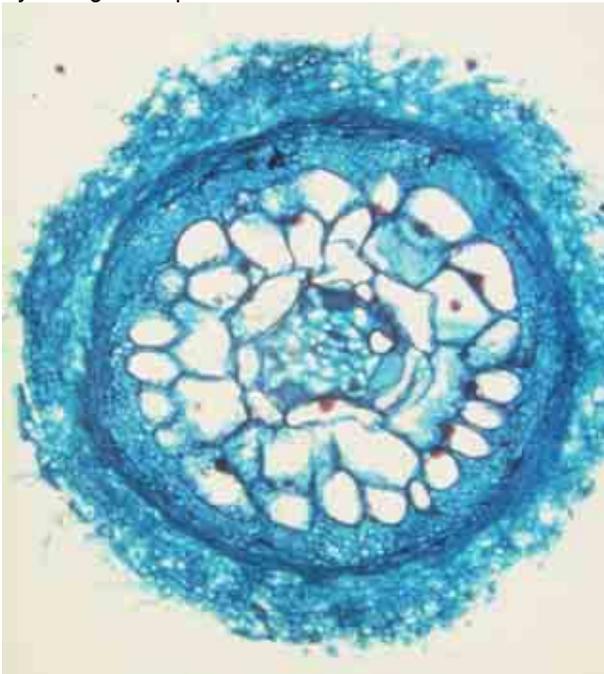


Figura 5.2.2 Ectomicorriza de *Pinus ponderosa* *Hebeloma crustuliniforme*.



Figura 5.2.4 Hongos de *Amanita muscaria* habitualmente localizados bajo la mayoría de las pináceas.



Figura 5.2.5 Hongos de *Boletus satanus* normalmente localizados bajo encinos (cortesía de D. Luoma, Corvallis, OR).



Figura 5.2.6 Hongos de la cepa *Scleroderma*, comúnmente localizados bajo latifoliadas, especialmente *Quercus* spp., y *Corylus* spp.



Figura 5.2.8 Hongos de *Rhizopogon occidentales* (falsa trufa) corrientemente localizados bajo pinos en el oeste de Norteamérica (cortesía de E. Trueblood, Nampa, ID).



Figura 5.2.7 Hongos en forma de trufa relacionados con *Boletus* y *Gastroboletus turbinatus* (cortesía de H. Saylor, Hayward, CA).



Figura 5.2.9 *Rhizopogon smithii*, comúnmente localizados bajo pinos en el oeste de Norteamérica (cortesía de D. Luoma, Corvallis, OR).



Figura 5.2.10 Fructificación de *Thelephora* sp., en la base de una planta de *Pseudotsuga menziesii* en contenedor.

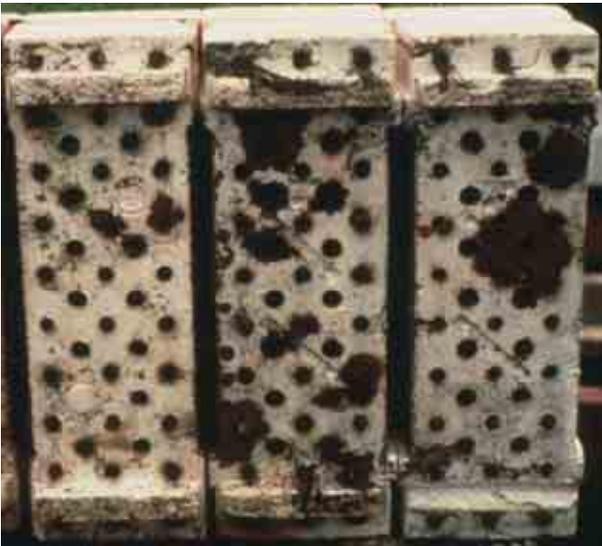


Figura 5.2.11 Cuerpos de fructificación de *Thelephora* sp., adheridos a la base de contenedores de poliestireno expandido (Styroblocks®).



Figura 5.2.12 Acercamiento de un cuerpo fructífero de *Thelephora* sp., incrustado en un contenedor de poliestireno expandido (Styroblock®).

Dado que la mayoría de los viveros que producen especies forestales en contenedor utilizan sustrato artificial, con carencia de micorrizas, es importante entender como las plantas pueden ser ectomicorrizadas, ya sea en forma natural como mediante métodos controlados. Muchos de los hongos ectomicorrízicos producen esporas que son dispersadas a grandes distancias por el viento, desde las zonas forestales hasta los viveros para inocular a las plantas. Sin embargo, en la medida en que un vivero se halle más lejos de extensiones forestales o de grupos de árboles con ectomicorrizas, menor será la probabilidad de que reciba esporas inoculantes dispersadas por el viento. Dentro del vivero, los cuerpos fructificantes producidos en plantas ectomicorrizadas ofrecen una fuente confiable de esporas para la inoculación de las plantas vecinas y para los futuros cultivos. Las implicaciones prácticas de las esporas como fuentes de inoculación se comentarán a detalle en la sección 5.2.6.2.

La apariencia estructural de las ectomicorrizas está en función tanto de los mismos hongos como de la planta hospedante. Miles de hongos diferentes forman ectomicorrizas, y muchos con más de una planta hospedante, por lo que la apariencia general de las diferentes combinaciones hongo-hospedante puede variar grandemente. En las figuras 5.2.13 a 5.2.16 se ilustran la forma y diversidad de las ectomicorrizas. La morfología de éstas es con frecuencia caracterizada por el género hospedante. Por ejemplo, los puntos radicales de las ectomicorrizas en los pinos comúnmente se ramifican dicotómicamente en complejas estructuras (Fig. 5.2.17). Otras formaciones de ectomicorrizas varían desde simples cilindros hasta formaciones complejas pinadas, coraloides e incluso formas de tubérculos compactos (Fig. 5.2.18). La cantidad de micelio emanado de una ectomicorriza es otra característica importante. El micelio externo (o hifa) puede variar desde filamentos escasos y casi invisibles, hasta prolíficas marañas y filamentos en forma de raíz de hifas (rizomorfos) que transportan el agua y nutrientes (Fig. 5.2.15 y 5.2.18).

Ectendomicorrizas. Las ectendomicorrizas representan el segundo tipo de micorrizas, las cuales pueden ser abundantes en el vivero, particularmente en pinos y piceas. En forma general, las endomicorrizas se parecen a las ectomicorrizas, pero usualmente carecen de las gruesas y abundantes hifas de las ectomicorrizas que, a menudo tienen un manto colorido (Fig. 5.2.19). En un corte transversal el hongo puede verse penetrando en el interior de las células

corticales, así como formando la red de Hartig entre éstas (Fig. 5.2.20). Aunque sabemos poco de ecología de los hongos ectendomicorrízicos o sus efectos en el crecimiento, nutrición y supervivencia de las plantas, las ectendomicorrizas han mostrado ser benéficas en algunos casos (LoBuglio y Wilcox, 1987; Wilcox y Ganmore-Neumann, 1974). El hongo es un Ascomiceto y la mayoría de las veces carece de estructuras de fructificación características de muchos hongos, aunque algunos forman cuerpos de fructificación en forma de pequeñas copas en la superficie del sustrato.

Micorrizas vesiculares – arbusculares. Este tipo de micorrizas, vesiculares-arbusculares (VA), son muy diferentes de las ectomicorrizas: no modifican la morfología radical y los componentes del hongo son invisibles a simple vista. Las raíces deben ser teñidas y observadas bajo el microscopio para verificar su estructura y el grado de colonización en la raíces (Fig. 5.2.21). Como está implicado en el nombre, dos estructuras caracterizan a las micorrizas VA, las vesículas y los arbusculos. Las vesículas son estructuras en forma de un balón, usualmente compuestas de lípidos (gotitas de aceite), que sirven tanto de órganos almacenadores de energía, como de estructuras reproductivas (Fig. 5.2.22). Los arbusculos son estructuras finamente ramificadas, intracelulares, de vida corta, que sirven tanto de sitios para el intercambio de nutrientes entre el hongo y el hospedante (Fig. 5.2.23). Este tipo de micorrizas además tienen abundantes micelios que se ramifican a través de la corteza de la raíz y se extienden hasta el suelo.



Figura 5.2.13 Ectomicorriza del género *Rhizopogon* en *Pinus contorta*.



Figura 5.2.14 Ectomicorriza no identificada encontrada dentro de madera de *Tsuga heterophylla* en proceso de descomposición.



Figura 5.2.15 Ectomicorriza *Hebeloma crustuliniforme* en *Pseudotsuga menziesii*.



Figura 5.2.16 Ectomicorriza *Alpova trapei* en *Pinus contorta*.



Figura 5.2.17 Ectomicorriza *Laccaria laccata* en *Pinus ponderosa*.



Figura 5.2.18 Ectomicorriza *Rhizopogon vinicolor* en *Pseudotsuga menziesii*.



Figura 5.2.19 Ectendomicorriza del hongo *Cepa - E* en *Picea engelmannii* (cortesía de G. Hunt, Balco y Kamloops, BC).

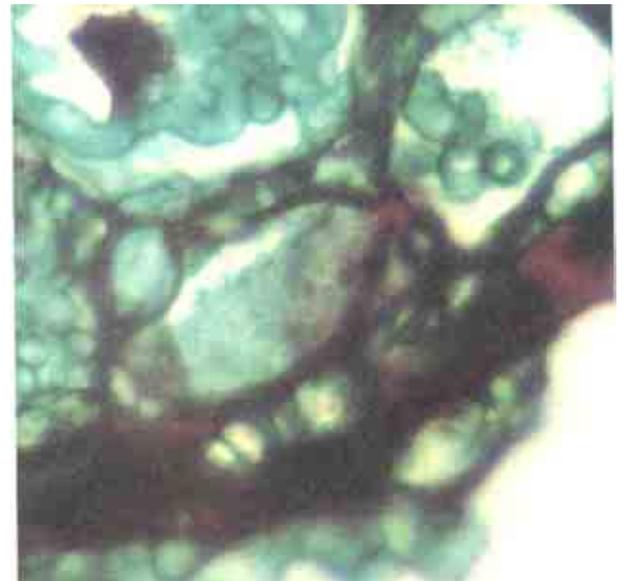


Figura 5.2.20 Sección transversal de una ectendomicorriza mostrando la penetración inter e intracelular en las células de las raíces.

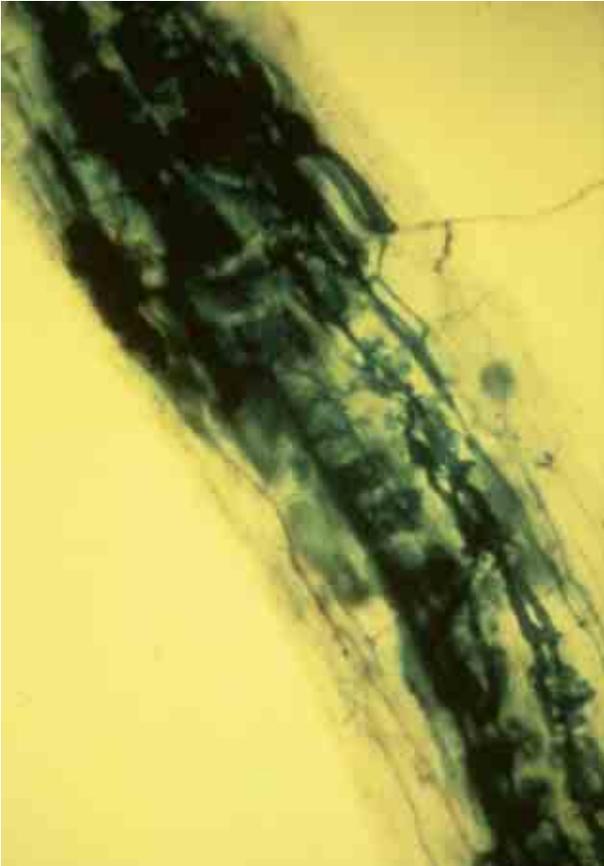


Figura 5.2.21 Típica micorriza *Vesicular – Arbuscular* (VA).



Figura 5.2.22 Vesículas de una micorriza VA que se piensa tiene la función de almacenamiento de energía y como esporas asexuales.



Figura 5.2.23 Arbúsculos de una micorriza VA que sirve como sitio de intercambio de nutrientes entre el hospedante y el hongo (cortesía de H. Massicotte, Universidad de Guelph, Ontario).

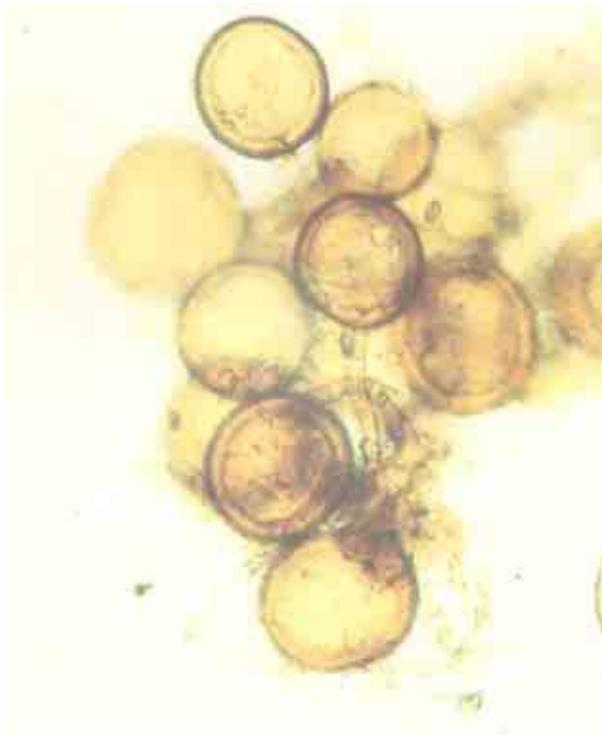


Figura 5.2.24 Esporas del hongo micorrízico VA *Glomus fasciculatum*.

Los hongos *Zygomycetes* de la familia *Endogonaceae* forman micorrizas del tipo VA en algunos cientos de especies entre los géneros *Acaulospora*, *Entrophospora*, *Gigaspora*, *Glomus*, *Sclerosystis* y *Scutellospora* (Tabla 5.2.2). A diferencia de los macromicetos y los sclerodermatales característicos de las ectomicorrizas, el hongo micorrízico VA usualmente forma esporas relativamente grandes (de 30 a 900 μm de diámetro) solitarias o en grupos en el suelo (Fig. 5.2.24 y 5.2.25). Debido a su tamaño y ubicación, estas esporas no pueden ser diseminadas por el viento, como la mayoría de las pequeñas esporas de los hongos ectomicorrízicos. Por ello su desplazamiento es principalmente mediante procesos de movimiento del suelo; pequeños insectos y animales también pueden comérselas y diseminar las esporas en las heces fecales. Este mecanismo restrictivo de dispersión de esporas es significativo, dado que reduce grandemente la posibilidad de colonizar los sustratos artificiales de las plantas producidas en vivero, los cuales carecen de hongos micorrízicos VA. En la sección 5.2.6.4 se comentará la manera en que las plantas que forman micorrizas VA pueden ser inoculadas.

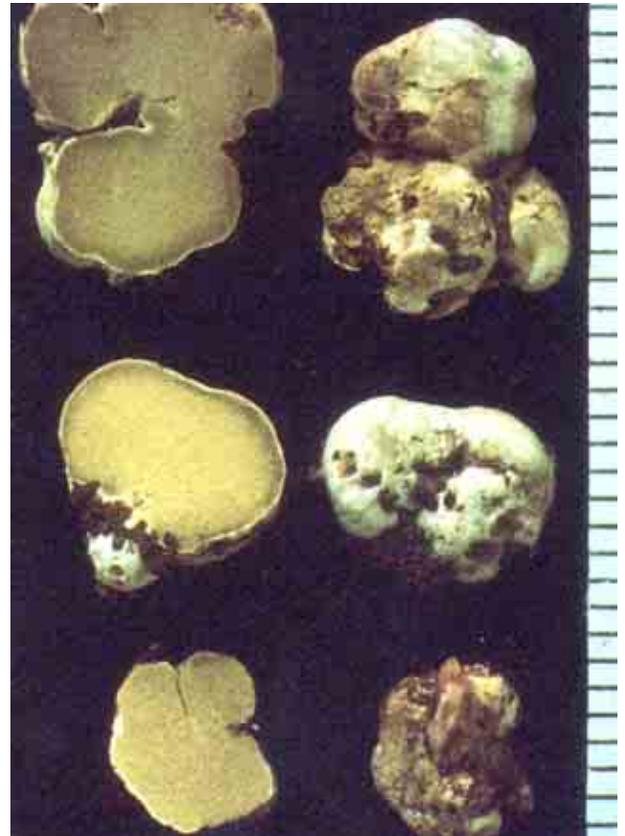


Figura 5.2.25 Cuerpos reproductivos de hongo micorrízico VA *Glomus microcarpum*.

5.2.1.3 Principales beneficios de las micorrizas

Las micorrizas benefician la nutrición, el crecimiento y la supervivencia de las plantas de muchas formas. El beneficio más conocido es el incremento en la absorción del agua y los nutrientes minerales, especialmente el fósforo y nitrógeno (Bowen 1973). Estos beneficios son debidos en parte a la exploración de las hifas en el suelo en la búsqueda de nutrientes y agua, lo cual amplía con mucho las capacidades de las raíces por sí solas. Algunas investigaciones estiman que las hifas de los hongos micorrízicos pueden explorar volúmenes de suelo cientos o miles de veces mayores que las raíces. Los hongos ectomicorrízicos también producen reguladores de crecimiento al estimular la ramificación y elongación de las raíces alimenticias, por lo cual se incrementa el número total de raíces absorbentes producidas. Este tipo de ramificaciones de las raíces también benefician la absorción de nutrientes mediante el incremento de la superficie radical. Algunos hongos ectomicorrízicos producen densos mantos de micelios en el suelo, para la absorción de nutrientes, mientras que otros además producen rizomorfos (largos filamentos de hifas paralelas), que actúan como conductores del

flujo de nutrientes hacia y desde las ectomicorrizas (fig. 5.2.26). El anterior tipo de micorrizas también reduce la respiración de las raíces, con lo cual es posible incrementar su longevidad (Marshall y Perry, 1987). Aunque los hongos micorrízicos VA no alteran la morfología de la raíz, también exploran grandes volúmenes de suelo con sus micelios externos, y en consecuencia proporcionan agua y nutrientes del suelo más allá de los límites de los pelos absorbentes de las raíces. Para una información más detallada sobre los efectos de las micorrizas en la nutrición mineral en las plantas, refiérase a los textos de Harley y Smith (1983), Marks y Kozlowski (1973) y Schenck (1982).

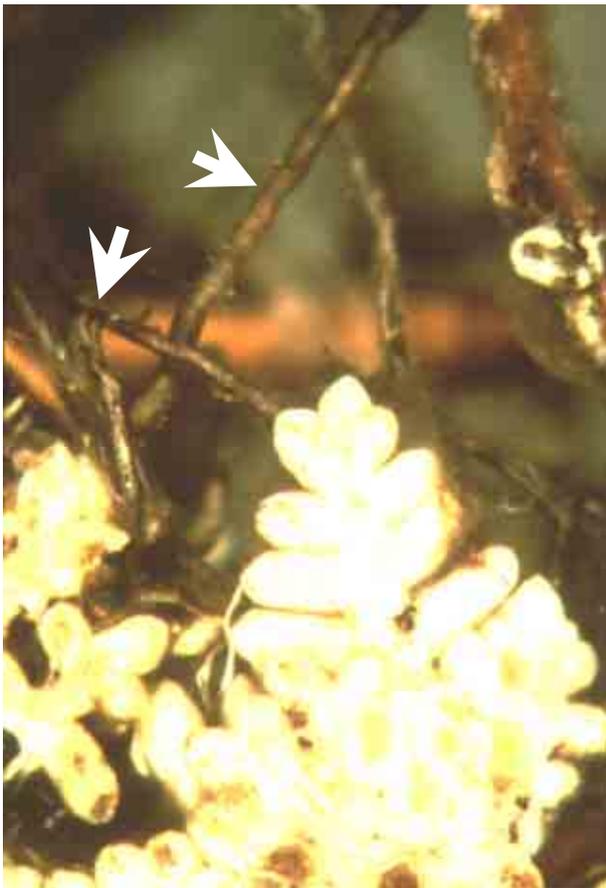


Figura 5.2.26 Ectomicorriza *Rhizopogon vinicolor* - *Pseudotsuga menziesii*. Observe los largos filamentos de hifas paralelas rizomorfas (flechas), conectadas a las raíces absorbentes.

Los hongos micorrízicos pueden proteger a las raíces contra los patógenos de varias formas (Marx, 1972). El manto del hongo de las ectomicorrizas proporcionan una barrera directa contra la penetración de aquellos. Más aún, muchos hongos de este tipo producen antibióticos antagónicos a algunos patógenos de la raíz (Wilkins y Harris, 1944; Wilkins y Patridge, 1950). Por ejemplo, Marx (1969a, 1969b y 1970) señaló la

producción de fuertes antibióticos por el hongo ectomicorrízico *Leucopaxillus cerealis* contra *Phytophthora cinnamomi*. En estudios de viveros, *Laccaria laccata* contuvo a *Fusarium oxysporum* en plantas de *Pseudotsuga menziesii* (Sylvia, 1983; Sylvia y Sinclair, 1983a, 1983b). Desafortunadamente, mucha de la investigación exploratoria de las ectomicorrizas como control de patógenos ha sido realizada con cultivos de hongos en estudios aislados. El uso de las micorrizas para el control biológico de los patógenos de la raíz va atrasada con respecto a otras aplicaciones y realmente requiere de más investigaciones.

Los viveristas deberán estar conscientes de la interacción de las micorrizas con las enfermedades como otro aspecto de importancia: Las micorrizas protegen indirectamente a las plantas contra muchos tipos de patógenos (Schenck, 1981) debido al beneficio en crecimiento. Las plantas saludables, con una nutrición bien balanceada, resisten de mejor forma las enfermedades, que aquéllas con una baja nutrición. Las micorrizas contribuyen de manera vital a la adecuada nutrición de las plantas, y de este modo incrementan de manera indirecta la resistencia a las enfermedades. Dado que el tiempo puede ser crítico para la resistencia, mientras más pronto el hongo micorrízico esté en el sustrato, incrementará el potencial de control del patógeno. Para asegurarse que las micorrizas se desarrollan en las plantas, los viveristas además deberán proporcionar algún tipo de protección contra los patógenos.

Otros beneficios de las micorrizas incluyen un mayor enraizamiento de estacas (Linderman y Call, 1977; Navratil y Rochon, 1981), incrementar en la regeneración de raíces, aumento en la tolerancia a las sales, y reducción en el estrés producido por la sequía (Parke *et al.*, 1983a). Algunos de estos atributos benéficos pueden ser importantes en el manejo del vivero para las micorrizas, mientras que otros son importantes para la supervivencia de las plantas una vez que han sido llevadas campo.

5.2.2 Situación Actual de las Micorrizas en los Viveros que Producen en Contenedor

5.2.2.1 Resultados de la encuesta a viveros

Hasta donde sabemos, nunca se había llevado a cabo una encuesta sistemática de los tipos de micorriza encontrados en los viveros forestales que producen especies forestales en contenedor. Para este fin, se envió a todos los viveros de los Estados Unidos y Canadá un cuestionario, al cual respondieron 78 encargados de la producción en los viveros (Tabla 5.2.3). Aún y cuando muchos consideraron importante la inoculación, sólo el 6% de esos viveros contaban con programas para la inoculación de hongos micorrízicos. El 77% de los viveristas creen que las micorrizas son importantes; menos de la mitad de ellos consideraron que las micorrizas son importantes durante el cultivo en vivero. Sin embargo, la mayoría consideró que las micorrizas son más importantes después de que las plantas han sido

plantadas en campo. El 80% de los viveristas indicaron que pueden reconocer la micorrización en sus plantas. Cerca de dos terceras partes de los encuestados respondieron que inspeccionaron sus plantas en busca de micorrizas, pero reportaron de bajos a moderados niveles de desarrollo micorrízico. Nuestras observaciones sobre algunas de estas existencias indican que los viveristas probablemente subestimaron la cantidad de micorrizas (Tabla 5.2.4). Muchos de los encargados de la producción encontraron cuerpos de fructificación en sus viveros, pero la mayoría no pudieron identificarlos. Cuando tales cuerpos de reproductores fueron identificados por el viverista, los hongos que probaron ser los más comunes son *Pisolithus tinctorius* (fig. 5.2.27), *Laccaria laccata*, *Thelephora terrestris* y *Endogone lactiflua* (fig. 5.2.28).

Tabla 5.2.3 Resultados de la encuesta sobre micorrizas, respondida por 78 encargados de la producción en vivero

Pregunta	Porcentaje de las respuestas		
	Si	Indeciso	No
Viveros con un programa de inoculación	6		94
¿Son las micorrizas importantes?	77	18	5
¿En el vivero?	42	6	53
¿Hasta la plantación en campo?	80	12	8
¿Es necesaria la inoculación?	21	17	62
¿Pueden los encargados del vivero reconocer las micorrizas?	80	3	17
¿Se llevan a cabo registros de la existencia de las micorrizas?	66		34
Cuándo las existencias son evaluadas ¿cuánta micorrización es observada?			
Ninguna	6		
Bajo	40		
Moderado	33		
Abundante	21		
¿Han sido encontrados en su vivero esporocarpos?	56		44
Cuando han sido localizados esporocarpos, ¿cuáles han sido identificados?			
<i>Thelephora terrestres</i>	18		
<i>Pisolithus tinctorius</i>	6		
<i>Laccaria laccata</i>	3		
<i>Endogone lactiflua</i>	3		
Desconocido	71		

Tabla 5.2.4 Tipos de micorrizas identificadas en las plantas de viveros de los Estados Unidos y Canadá.

Hospedante	Edad (meses)	Especies de <i>Thelephora</i>		Endomicorrizas		Tipo <i>Rhizopogon</i>		Otos	
		% de plantas	Calificación del sistema radical*	% de plantas	Calificación del sistema radical*	% de plantas	Calificación del sistema radical*	% de plantas	Calificación del sistema radical*
Abedul									
<i>Betula alleghaniensis</i>	ND							66	2.0 **
Alerces									
<i>Larix occidentales</i>	7	100	4.3			20	1.0		
<i>L. occidentalis</i>	12	100	3.1			40	1.9		
Piceas									
<i>Picea engelmannii</i>	12	100	5.0						
<i>P. engelmannii</i>	24	100	5.0						
<i>P. glauca</i>	4	18	2.0						
<i>P. glauca</i>	8	58	3.1						— +
<i>P. glauca</i>	10	28	1.5	100	4.2				
<i>P. glauca</i>	ND	100	5.0						— +
<i>P. glauca</i>	ND	100	5.0						
<i>P. mariana</i>	4	36	1.8						
<i>P. mariana</i>	4	40	2.3						
<i>P. mariana</i>	4	100	5.0						
<i>P. mariana</i>	8	100	2.9						
<i>P. mariana</i>	8	100	5.0						— +
<i>P. mariana</i>	ND	100	1.0						
<i>P. mariana</i>	ND	100	2.2						
<i>P. mariana</i>	ND	100	5.0						
<i>P. pungens</i>	7	0	0.0						— ++
<i>P. rubens</i>	5	88	3.0						
<i>P. rubens</i>	8	100	5.0						— +
Pinos									
<i>Pinus banksiana</i>	4	100	4.2	8	1.5				
<i>P. banksiana</i>	ND	55	2.1	45	1.6				
<i>P. contorta</i>	8	100	5.0						— +
<i>P. monticola</i>	12	100	3.9	70	1.2	20	4.0		
<i>P. nigra</i>	20			100	5.0	4	2.5		
<i>P. palustris</i>	4			10	4.0	5	3.0		
<i>P. palustris</i>	6			30	3.0				
<i>P. ponderosa</i>	8	100	5.0						
<i>P. ponderosa</i>	ND			100	5.0				
<i>P. ponderosa</i>	ND			100	5.0				
<i>P. resinosa</i>	4	30	1.7						
<i>P. resinosa</i>	5	44	3.1	22	2.9				
<i>P. resinosa</i>	ND	100	5.0						— +
<i>P. resinosa</i>	ND	0	0.0						
<i>P. strobus</i>	8			2	4.0	0.5	2.0	16	1.0 &
<i>P. sylvestris</i>	16			100	5.0				
Pseudotsugas									
<i>Pseudotsuga menziesii</i>	7	0	0.0						— ++
<i>P. menziesii</i>	1+0	0	0.0						
<i>P. menziesii</i>	ND	34	2.8						— ++
Encino									
<i>Quercus laurifolia</i>	2							50	2.0
Tsuga									
<i>Tsuga heterophylla</i>	ND	66	2.1					0.5	1.0 ~

ND = No determinado

* Calificación para el porcentaje del sistema radical de las plantas con un tipo de ectomicorriza en particular, 0 = ninguno y 5 = 100%

** Ectomicorriza del tipo *Lactarius* (manto verde)

+ Sistema radical pobre, pocas raíces absorbentes y carencia de "raíces turgentes"

++ Sistema radical pobre, pocas raíces absorbentes y muchas "raíces turgentes"

& Ectomicorriza de color amarillo brillante no identificada

|| Ectomicorriza no identificada

~ Ectomicorriza *Cenococcum geophilum* (manto negro)

Además de la encuesta, se solicitó a los viveristas que enviaran una muestra representativa de sus plantas a nuestro laboratorio para su evaluación. Se examinaron hasta 50 plantas de 19 especies diferentes provenientes de 18 viveros (Tabla 5.2.3). La colonización de las ectomicorrizas fue estimada por tipo y por planta para cada uno de los viveros. La mayoría de las plantas tuvieron algún tipo de micorrización, y muchas contaban con una completa colonización. El género *Thelephora* spp.,

fue el más representativo de las ectomicorrizas entre las 19 especies forestales, especialmente en alerces, piceas y algunas especies de pino. Las ectendomicorrizas (que no fue posible identificar) fueron abundantes en varios pinos, especialmente en *Pinus banksiana*, *P. monticola*, *P. nigra*, *P. palustris*, *P. ponderosa* y *P. sylvestris*. Las ectomicorrizas formadas por *Quercus laurifolia* y *Betula alleghaniensis* fueron diferentes a otras observadas en las coníferas (fig. 5.2.29).



Figura 5.2.27 Cuerpo de fructificación de *Pisolithus tinctorius*.



Figura 5.2.28 Cuerpos de fructificación de *Endogone lactiflua*.

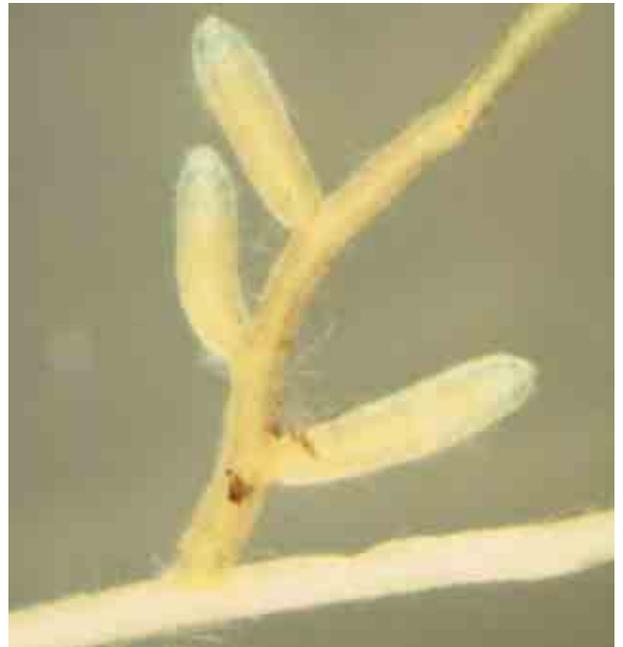


Figura 5.2.29 Ectomicorriza distintiva de color verde claro, en plantas producidas en contenedor de *Betula alleghaniensis*.

5.2.2.2 Observaciones realizadas en los viveros del pacífico noroeste

Hemos dado seguimiento al desarrollo de ectomicorrizas en varios viveros forestales del pacífico noroeste durante 15 años y, se ha encontrado que éstas varían entre viveros a través de los años. Sin embargo, se han observado varias consistencias. Se ha visto una abundante formación de ectomicorrizas con *Thelephora* spp., en coníferas. Este género se ha adaptado satisfactoriamente a las condiciones de los viveros que cuentan con agua en abundancia y nutrientes solubles, lo cual estimula una rápida colonización del hongo en el sustrato, seguida por el desarrollo de cuerpos reproductores (fig. 5.2.10 – 5.2.12). Otra razón para su proliferación es que los cuerpos reproductores del género *Thelephora* se forman con anterioridad a la llegada del verano, conformando una fuente de esporas inoculantes para el resto del vivero. Las plantas de pino ponderosa con frecuencia tienen un alto grado de colonización de ectomicorrizas adicional a la ectomicorrización con *Thelephora*. *Picea engelmannii* y *P. glauca* comúnmente son colonizadas en grandes cantidades por *Thelephora* spp. y *Laccaria laccata*, cuando se cuenta con altas tasas de fertilización soluble y de lenta liberación. Sin embargo, cuando el fertilizante de lenta liberación es reducido o incluso eliminado, las micorrizas de *Thelephora* son fácilmente reemplazadas por formaciones de la cepa E (un

Ascomicete no identificado que forma ectendomicorrizas), por *Amphinema byssoides* (fig. 5.2.30) y ocasionalmente por *Cenococcum geophilum* (Hunt, 1987). También se observó la formación de una ectendomicorriza Ascomicete *Sphaerosporella brunnea* en pinos (Danielson, 1984). Otros árboles tales como Pseudotsugas, Tsugas y Abetos, comúnmente forman poca o nula micorrización a pesar de estar expuestos a esporas de *Thelephora* y *Sphaerosporella*.

En los viveros del noroeste, las plantas frecuentemente cuentan con “raíces de agua” las cuales son gruesas, carnosas, opacas, no micorrizadas y carentes de pelos absorbentes (fig. 5.2.31), que se desarrollan en sustratos saturados. Se sugiere a los encargados de producción en los viveros verificar con regularidad las plantas para identificar “raíces de agua” al momento de evaluar la calidad de las raíces. Este tipo de raíces no son colonizadas por los hongos micorrízicos e incluso llegan a ser infectadas por hongos patógenos (Ver Capítulo 1). Estas raíces son comentadas con mayor detalle en la sección 5.2.8.3.



Figura 5.2.30 *Amphinema byssoides* sobre *Picea engelmannii*, que se presenta de manera común cuando no se utilizan fertilizantes de liberación lenta (cortesía de G. Hunt, Balco y Kamloops, BC).



Figura 5.2.31 Formación de “raíces de agua” en plantas de *Pseudotsuga menziesii* producidas en contenedor. A la derecha se puede observar una formación normal de las raíces y la anormal a la izquierda (cortesía de G. Hunt, Balco y Kamloops, BC).

5.2.2.3 Micorrización: ¿Por qué algunas plantas son micorrizadas y otras no?

Aunque la mayoría de los viveros que producen en contenedor pueden contar con algunas plantas que han sido ectomicorrizadas con algún tipo de hongo (especialmente pseudotsugas y pinos), estas plantas están distribuidas en forma errática dentro del vivero (excepto para aquellas ectomicorrizadas con *Thelephora*). Esta distribución es provocada por la incapacidad del hongo ectomicorrízico de dispersarse en forma vegetativa (esto es, con sus micelios), de un contenedor a otro. Por lo tanto, cada planta debe contar con esporas de hongos que puedan ser aterrizar y percolarse en el medio de crecimiento, encontrar raíces alimentadoras, germinar y formar ectomicorrizas. Las esporas de *Thelephora* realizan esta función con una eficiencia sorprendente. Las especies de este género se desarrollan rápidamente una vez germinadas, formando abundantes ectomicorrizas a la vez que producen cuerpos reproductores a través de la estación de crecimiento. Tales adaptaciones de las

especies de *Thelephora* hacen de este género el tipo dominante en los viveros que producen en contenedor. Muchos otros hongos ectomicorrízicos pueden no producir cuerpos reproductores, no distribuir sus esporas por el aire e incluso, contar con lentos crecimientos. La dispersión de tales hongos llega a ser más errática en los viveros en comparación con *Thelephora*.

5.2.3 Cómo Verificar la Micorrización en las Plantas

Las plantas deberán ser evaluadas después de que ha pasado el proceso de endurecimiento. Durante las fases de rápido crecimiento juvenil, la nutrición mineral, especialmente con nitrógeno, es extremadamente alta. Esta elevada disponibilidad de fertilizante soluble puede inhibir la mayoría de los hongos en alguna medida. Es común observar la proliferación de micelios y la formación de micorrizas durante el inicio de la etapa de endurecimiento de las plantas. El momento en que se realice la evaluación de la micorrización fuertemente influenciará marcadamente la cantidad de micorrizas observadas.

Las micorrizas pueden ser distinguidas de los hongos patógenos por la presencia de micelios visibles que rodean la raíz y la ausencia de descomposición.

Para evaluar el desarrollo ectomicorrízico, es necesario remover primeramente la planta de su contenedor y lavar cuidadosamente el sistema radical, a fin de removerle todo el sustrato. Coloque las raíces en un recipiente (de una a dos pulgadas de profundidad), el cual ha sido parcialmente llenado con agua corriente. Distribuir cuidadosamente distribuir el sistema radical a fin de que los pelos absorbentes de las raíces sean claramente visibles. De esta forma las micorrizas pueden ser evaluadas mediante la observación de las raíces sumergidas, usando un microscopio estereoscópico que pueda magnificar el objetivo de 5 a 15 veces.

5.2.3.1 Ectomicorrizas

Las ectomicorrizas pueden ser difíciles de reconocer al inicio, pero con un poco de práctica los encargados de la producción en el vivero pueden rápidamente distinguir entre raíces absorbentes con ectomicorrizas (fig. 5.2.32 y 5.2.33) y no micorrizadas (fig. 5.2.34). Las ectomicorrizas de las especies forestales latifoliadas no son fácilmente visibles como lo son en las coníferas. Las siguientes características clave podrán guiar su reconocimiento:

1. Las ectomicorrizas son típicamente estructuras gruesas (hinchadas) y carecen de pelos absorbentes.
2. El manto del hongo o cubierta es usualmente de un color diferente al de los pelos absorbentes; algunos mantos son de colores vivos o blanco puro (figs. 5.2.32 y 5.2.33).

3. El micelio del hongo o la ramificación de las hifas comúnmente se desarrollan fuera del tejido que compone al manto, dando una apariencia algodonosa (fig. 5.2.32).
4. Las ectomicorrizas maduras comúnmente ramifican varias veces en patrones regulares e irregulares (fig. 5.2.32 y 5.2.33).
5. Las raíces alimentadores no micorrizadas no son gruesas, usualmente están cubiertas de pelos absorbentes, y para muchas de las especies de coníferas se presentan sin ramificaciones (fig. 5.2.34).

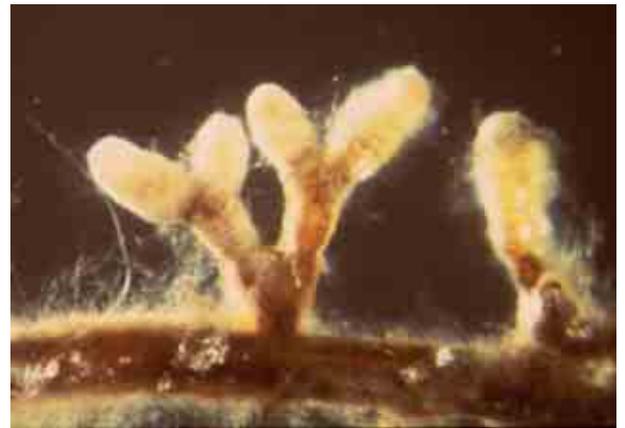


Figura 5.2.32 Ectomicorriza *Martellia medlockii* en *Pinus contorta*.



Figura 5.2.33 Típica formación pinnada de la ectomicorriza *Lactarius rubrilacteus* en *Pseudotsuga menziesii*.



Figura 5.2.34 Raíz alimentadora de *Pinus contorta* no micorrizada y con abundantes pelos absorbentes.

Una examinación cuidadosa de las ectomicorrizas se presenta en las figuras 5.2.13 a la 5.2.18, 5.2.32 y 5.2.33 las cuales podrán auxiliar a los encargados de la producción en el vivero para reconocer dichas características.

5.2.3.2 Ectendomicorrizas

Las ectendomicorrizas son más difíciles de reconocer. El manto del hongo llega a ser delgado y disperso, por lo que puede parecer no serlo. Las ectendomicorrizas usualmente carecen de pelos absorbentes, sin embargo, cuando están presentes no presentan engrosamientos significativos. Una evaluación absoluta de las ectendomicorrizas o una verificación de ectomicorrizas jóvenes, involucra examinar la raíz con un microscopio para verificar la formación de la red de Hartig, o el crecimiento intracelular del hongo. Aunque con entrenamiento esto pareciera ser fácil, el encargado de la producción del vivero deberá, si es necesario, consultar con un especialista. Los lectores podrán referirse a Wilcox (1982) para una descripción más detallada.

Realizar el conteo total de las raíces alimentadoras durante una evaluación micorrízica implica mucho tiempo y usualmente es innecesario. Una vez que usted ha reconocido ectomicorrizas, fácilmente podrá estimar proporciones del sistema radical con colonización ectomicorrízica, en categorías. Las

categorías de colonización de: 1 = ninguna, 2 = baja (1 a 25%), 3 = media (26 a 75%) y 4 = alta (76 a 100%), proporcionarán agrupamientos funcionales (Grand y Harvey, 1982) para evaluar el componente ectomicorrízico de la calidad del sistema radical de las plantas (Benson y Lyer, 1978).

5.2.3.3 Micorrizas vesiculares-arbusculares.

La técnica de evaluación mencionada en la sección 5.2.3.2 no funcionará para las micorrizas VA, dado que las raíces deben ser teñidas y observadas en un microscopio para determinar la existencia de estructuras micorrízicas. Si los viveros utilizan sólo sustratos artificiales (esto es, que no sean suelo), para la producción de especies hospedantes de micorrizas VA (maple, sicomoro, liquidámbar, sequoia y enebro), es muy probable que pocas o ninguna de estas plantas presenten micorrizas, a menos que sean inoculadas. Hay que recordar que las esporas de los hongos de las micorrizas VA comúnmente no son diseminadas por el viento. Los viveristas deberán referirse a los procedimientos detallados descritos por Kormanik y McGraw (1982) para el teñido y evaluación de las raíces con micorrizas VA. Estos procedimientos son parte de un documento extenso sobre los principios y métodos de investigación en micorrizas, publicado por la Sociedad Americana de Fitopatología (Schenck, 1982). Se recomienda esta referencia bibliográfica para viveros que están desarrollando programas de inoculación con ectomicorrizas o con micorrizas VA.

5.2.4 Fructificación de Hongos Micorrízicos en Viveros que Producen en Contenedor.

Toda la diversidad ectomicorrízica presente en los viveros que producen en contenedor, es muy baja comparada con la de condiciones naturales. Por razones ya mencionadas, *Thelephora* spp. es el hongo ectomicorrízico más común que fructifica tanto en los viveros que producen en contenedor como a raíz desnuda. Le siguen en ocurrencia los cuerpos de fructificación de *Laccaria laccata* (Fig. 5.2.35), *Inocybe lacera* (Fig. 5.2.36), *Hebeloma crustuliniforme* (Castellano y Trappe, 1987) y, *H. arenosa* (Burdshall et al., 1986) (Fig. 5.2.37), particularmente en pinos y pseudotsugas. La cepa E, *Amphinema byssoides* y *Micelium radicus atrovirens* son comunes en plantas de *Picea*

engelmannii que son producidas sin fertilizantes de liberación lenta generalmente (Hunt, 1987). Ocasionalmente las plantas (generalmente del género *Tsuga*) son colonizadas por *Cenococcum geophilum*, que forma una ectomicorrízica de color negro característico (Fig. 5.2.38). Otros hongos han sido observados, pero con mucho menor frecuencia. Por ejemplo, los cuerpos de fructificación de *Rhizopogon rubescens* han sido encontrados en lotes de plantas ornamentales que fueron producidas en camas de crecimiento a raíz desnuda, para posteriormente ser trasplantadas a contenedores grandes (Fig. 5.2.39).



Figura 5.2.35 Cuerpos de fructificación de *Laccaria laccata* creciendo en una planta de *Pinus ponderosa* producida en contenedor.



Figura 5.2.36 *Inocybe lacera* fructificando en plantas de *Pseudotsuga menziesii* producidas a raíz desnuda.



Figura 5.2.37 *Hebeloma arenosa* fructificando en plantas de *Picea pungens* producidas en contenedor



Figura 5.2.38 Ectomicorriza *Cenococcum geophilum*-*Tsuga heterophylla*



Figura 5.2.39 *Rhizopogon rubescens* fructificando en la superficie del sustrato de una planta de *Pinus nigra* producida en contenedor.

5.2.5 Determinando la Necesidad de Inoculación Micorrízica

Las especies arbóreas en las familias *Pinaceae* y *Fagaceae*, las cuales incluyen a la mayoría de las especies de coníferas y a los encinos, requieren de ectomicorrizas para su sobrevivencia y crecimiento en ambientes naturales. Esto ha sido demostrado de forma convincente en evaluaciones de plantaciones realizadas en praderas de la Unión Soviética y de los Estados Unidos (Mikola, 1970). La inoculación de ectomicorrizas ha proporcionado beneficios en una gran variedad de formas, como en la recuperación de sitios deteriorados por trabajos de minería, la reforestación de áreas con aprovechamientos forestales y de sitios incendiados, así como en la introducción de especies exóticas (Marx, 1980).

5.2.5.1 Beneficios en el vivero

Las plantas que no están micorrizadas comúnmente crecen bien en sustratos artificiales, siempre y cuando sean suministrados agua y nutrientes solubles. Los pelos absorbentes de las raíces de este tipo de plantas, no podrán obtener el agua y los nutrientes de manera adecuada del suelo, una vez plantadas en campo, hasta que formen asociaciones micorrízicas. El viejo refrán que dice “cualquier ectomicorriza en una planta es mejor que ninguna” se encuentra bajo un minucioso escrutinio. Algunos hongos ectomicorrízicos son mejores que otros, dependiendo de las aplicaciones. Se ha observado que las plantas no micorrizadas presentan retraso en el crecimiento y disminución de su supervivencia, al igual que aquellas que fueron inoculadas con hongos ectomicorrízicos “adaptados al vivero”, una vez plantadas en localidades que requieren de un rápido establecimiento para poder sobrevivir, como por ejemplo los sitios secos con exposición sur de las montañas Siskiyou al suroeste de Óregon. El tiempo requerido por el sistema radical de las plantas para remplazar el hongo adaptado al vivero por un hongo mejor adaptado a las condiciones del suelo, conduce al incremento de la mortalidad y a la reducción del crecimiento inicial de las plantas. Un programa efectivo de inoculación requiere de hongos micorrízicos que funcionen correctamente en el ambiente de crecimiento de las plantas, tanto en el vivero como en el campo. El programa de inoculación del vivero deberá tener objetivos claros:

1. Reducción del porcentaje de pérdida del vivero.

2. Incremento del cuello de la raíz o del crecimiento apical, tanto en el vivero como en el terreno.
3. Protección contra agentes patógenos.
4. Rápida colonización micorrízica para evitar achaparramientos.
5. Incremento de la supervivencia en campo.

Los viveristas y dasónomos pueden utilizar la inoculación micorrízica como una herramienta en sus trabajos de producción de planta en vivero y de reforestación. La efectividad de las técnicas de inoculación varía tanto por el hospedante como por las especies de hongo, de forma tal que la flexibilidad es vital para su éxito. Un hongo (o un ecotipo aislado) puede satisfacer uno o varios objetivos, para una o varias especies hospedantes. Un programa flexible de inoculación deberá ser capaz de satisfacer algunos objetivos para una parte de la producción, y otros objetivos para la otra parte. **Ninguna especie de hongo, cepa o ecotipo, será capaz de satisfacer los diferentes objetivos de todos los viveros.** Actualmente se cuenta con tecnología para establecer un programa de inoculación a la medida de cada vivero, pero la afinación de dicho programa en un vivero específico será un proceso que probablemente tomará de dos a tres años.

5.2.5.2 Beneficios en la plantación

La prueba más contundente de los beneficios de la inoculación micorrízica es el desenvolvimiento de la planta una vez establecida en campo (Marx, 1980). Independientemente de cómo la inoculación micorrízica afecte el crecimiento en los viveros, las plantas deben establecerse y crecer una vez que han sido plantadas en campo. La inoculación micorrízica puede no producir incremento del crecimiento de las plantas en el vivero, pero pueden proporcionar a éstas una mejor oportunidad para sobrevivir o crecer mejor, una vez que sean plantadas (Castellano, 1987).

Un incremento significativo en la supervivencia, la altura del tallo y su diámetro puede justificar el costo de la inoculación. La respuesta post-plantación a la inoculación diferirá en distintos tipos de hábitats, especies de plantas hospedantes y de hongos (Dixon, 1986). Los sitios que son extremadamente difíciles de regenerar (aquellos que han sido reforestados en numerosas ocasiones sin buenos resultados), la supervivencia de las plantas es fundamental (Fig. 5.2.40 y

5.2.41). Un programa exitoso de inoculación en el vivero inicia con una evaluación detallada de las necesidades de inoculación, por parte del forestal, quien deberá establecer una estrecha comunicación tanto con el viverista como con el especialista en micorrización, para producir plantas bien inoculadas (Kidd,1982).

La mayoría de las publicaciones sobre la forma práctica de inoculación micorrizica, están referidas a *Pisolithus tinctorius*. El Dr. Donald Marx y sus colegas del Instituto para la Investigación y Desarrollo Micorrizico, del Servicio Forestal Estadounidense, en Athenas, Georgia, demostraron la primera aplicación a gran escala de inoculación ectomicorrizica, para mejorar el desempeño de las plantas en campo. Numerosos estudios han mostrado los beneficios de *Pisolithus tinctorius* en el desarrollo de las plantas una vez plantadas en campo (Beckjord y McIntosh,1984; Berry,1982; Dixon *et al.*,1981; Dixon *et al.*, 1984b; Kais *et al.*,1981; Marx y Hatchell, 1986; Navratil *et al.*1981; Parker *et al.*, 1986; Riffle y Tinus, 1982; Ruehle,1981, 1982; Ruehle *et al.*,1981b; Valdés 1986).



Figura 5.2.40 Incremento en supervivencia de *Pseudotsuga menziesii* producido en contenedor e inoculado con *Rhizopogon vinicolor*.



Figura 5.2.41 Mortalidad de *Pseudotsuga menziesii* que no fue inoculado en vivero y que fue plantado en un terreno estresante en el suroeste de Óregon, Estados Unidos.

Estudios en otras regiones han mostrado que *Pisolithus tinctorius* no ha proporcionado beneficios (Álvarez y Trappe, 1983a; Grossnickle y Reid, 1982; Pilz y Znerold, 1986; Ruehle,1983). **Definitivamente, ningún hongo podrá generar beneficios en todas las situaciones.**

Otros hongos han incrementado también el desempeño en campo de varias especies de coníferas, incluyendo a: *Cenococcum geophilum* (Kropp *et al.*, 1985; Riffle y Tinus, 1982), *Laccaria laccata* (Thomas y Jackson, 1983), *Suillus bovinus* (Ekwebelam y Odeyinde, 1985), *Suillus luteus* (Ekwebelam y Odeyinde, 1985), *Rhizopogon luteolus* (Ekwebelam y Odeyinde, 1985), *Rhizopogon roseolus* (Riffle y Tinus, 1982), *Rhizopogon vinicolor* (Castellano y Trappe, 1985) y, *Thelephora terrestris* (Riffle y Tinus, 1982; Thomas y Jackson, 1983).

Algunos hongos inoculados no se mantienen en las raíces de las plantas después de la plantación en campo y, por lo tanto, los beneficios planeados inicialmente no llegan a darse. Por ejemplo, en

algunos hábitats las ectomicorrizas de *Pisolithus tinctorius* son desplazadas de manera agresiva de las raíces activas de las plantas inoculadas, por hongos micorrízicos nativos, después de la plantación (Dixon *et al.*,1981; Dixon *et al.*,1984b; Hung y Trappe, 1987; McAfee y Fortin, 1986; Ruehle, 1983). En el pacífico noroeste, los investigadores han observado muchas veces el desplazamiento de *Pisolithus tinctorius* y otros hongos inoculados (*Thelephora terrestris*, *Laccaria laccata* y *Hebeloma crustuliniforme*) después de la plantación (Fig. 5.2.42), principalmente por hongos del género *Rhizophogon*. (Bledsoe *et al.*,1982; Castellano y Trappe, 1987). Sin embargo, algunos hongos han mostrado persistencia por varios años en plantas inoculadas (Castellano y Trappe, 1985; Danielson, 1985). La persistencia de los hongos micorrízicos es un criterio importante cuando se selecciona uno para la inoculación.

5.2.6 Fuentes de Inóculo y Técnicas de Inoculación

Las tres principales fuentes para la ectomicorrización e inoculación con micorrizas VA en los viveros que producen en contenedor, son el suelo, las esporas y los micelios vegetativos. Cada uno tiene sus ventajas y desventajas, dependiendo de los objetivos y del costo del programa de inoculación. En este documento se abordará primero el inóculo de hongos ectomicorrízicos y, posteriormente, el inóculo de hongos micorrízicas VA.

5.2.6.1. Inoculación con suelo.

Históricamente, el inóculo de suelo obtenido debajo de árboles hospedantes ha sido utilizado de manera extensiva, particularmente en los países en desarrollo (Mikola, 1970). En los viveros a raíz desnuda, hasta 10% en volumen de suelo inoculado es incorporado a la cama de crecimiento (aproximadamente los 10 cm de la capa superior de la cama) antes de realizar la siembra (Fig. 5.2.43). Goodwin (1976) utilizó dos onzas de hojarasca de pino tamizada, como inóculo para plantas de *Pinus taeda* producidas en contenedor, y observó un marcado incremento en altura después de 3 años, en Carolina del Norte. Parke *et al.*, (1983b) reportaron un incremento en el crecimiento de *Pseudotsuga menziesii* producidos en contenedor, inoculados con residuos y humus provenientes del sotobosque de árboles de *Pseudotsuga menziesii*. Este método requiere grandes cantidades de suelo cada año. Una de las más serias desventajas de este tipo de inóculo, es que las semillas, rizomas de malezas y patógenos potenciales, pueden ser transportados de forma accidental hacia el vivero a través del suelo. Otra desventaja es la inconsistencia en la calidad del inóculo, debido a los diferentes momentos y fuentes de abastecimiento de suelo. No se recomienda este método a menos que no existan otras formas de inoculación.

5.2.6.2 Inoculación con esporas

Las esporas o cuerpos de fructificación macerados de algunos hongos macromicetes, sclerodermatales y trufas (y falsas trufas) ectomicorrízicas, proporcionan buen inóculo. Las trufas (Ascomicetes) y las falsas trufas (Basidiomicetes), referidas ambas como trufas de ahora en adelante, resultan excelentes para esto, dado que sus cuerpos reproductores principalmente de tejido que sostiene esporas (Fig. 5.2.44 a 5.2.46) y sus cuerpos de fructificación pueden ser bastante grandes (5.2.47).



Figura 5.2.43 Incorporación de suelo forestal en la cama de crecimiento de un vivero que produce a raíz desnuda.

Para preparar la inoculación por esporas, los cuerpos reproductores recién recolectados son enjuagados con agua corriente para remover el suelo adherido o la materia orgánica, posteriormente se cortan en pequeños trozos (de 1 a 3 cm³) y finalmente se agrega agua potable a presión por un espacio de 2 a 3 minutos, hasta que las partes queden completamente licuadas (Fig. 5.2.48 y 5.2.49). La consistencia final es similar a malteada de chocolate espesa (Fig. 5.2.50). Se ha encontrado que no es necesario purificar la suspensión. Li y Castellano (1987) y Li (1987), encontraron microorganismos benéficos tanto dentro como en el exterior de los cuerpos reproductores maduros de varios hongos ectomicorrízicos. Debe de fomentarse este tipo de organismos y no excluirlos (Garbaye y Bowen, 1987; Linderman, 1988; y Schroth y Weinhold, 1986).

Las concentraciones de esporas dentro de la suspensión resultante son determinadas mediante un hemacitómetro (contador de células sanguíneas) y es almacenada bajo refrigeración en completa oscuridad (5° C o 41° F) hasta que vaya a ser usada. Se recomienda utilizar esporas frescas siempre que sea posible, aunque se ha almacenado suspensión de esporas, de diferentes especies del género *Rhizopogon* hasta por tres años, sin una reducción significativa en la efectividad de la inoculación (Castellano, 1987).



Figura 5.2.44 Secciones transversales de cuerpos reproductores de *Rhizopogon ochraceusporus*.



Figura 5.2.46. Sección transversal de un cuerpo reproductor de *Chamonixia caespitosa*.



Figura 5.2.45. Cuerpos de fructificación de *Rhizopogon truncatus* asociados con madera en descomposición (cortesía de H. Taylor, Hayward, CA).



Figura 5.2.47. Ejemplos de cuerpos de fructificación de gran tamaño en *Tuber gibbosum*.



Figura 5.2.48 Esporas de *Hymenogaster* sp. flotando libremente dentro de la suspensión de esporas.



Figura 5.2.49 Esporas y ascas de *Tuber gibbosum* en una suspensión de esporas.



Figura 5.2.50. Suspensión de esporas de *Rhizopogon vinicolor* lista para la dilución.

Las esporas son aplicadas de seis a doce semanas luego de la siembra, ya sea mediante una regadera común (Fig. 5.2.51) o a través del sistema de riego (Fig. 5.2.52). La mayoría de las esporas de trufas tienen un diámetro menor a 50 μm y puede pasar libremente a través de la mayoría de los filtros y boquillas de riego. La cantidad deseada de esporas es mezclada dentro de una regadera que contiene suficiente agua para cubrir un determinado número o superficie de plantas (Styroblock® o charolas de tubos de plástico). La aplicación de esporas dos veces, con una separación de dos o tres semanas, funciona mejor para asegurar una distribución uniforme (Fig. 5.2.53), especialmente cuando se usa el sistema de riego, en lugar de regaderas manuales.

De manera alternativa, las esporas pueden ser aplicadas a la semilla antes de realizar la siembra (Marx y Bell, 1985; Marx *et al.*, 1984; Theodorou y Bowen, 1973). Aun y cuando no se ha utilizado con mucha frecuencia, este método ha demostrado ser más efectivo que el de riego mediante regadera, para la inoculación de cada una de las plantas. El tratamiento de las semillas puede además permitir un mejor control al poder empatar ecotipos de hongos con determinadas especies.



Figura 5.2.51. Plantas de *Pseudotsuga menziesii* producidas en contenedor que están siendo inoculadas ocho semanas después de su germinación, mediante una suspensión de esporas de *Rhizopogon vinicolor* aplicada con una regadera.



Figura 5.2.52. Plantas de *Pseudotsuga menziesii* producidas en contenedor siendo inoculadas ocho semanas después de su germinación, mediante una suspensión de esporas de *Rhizopogon vinicolor*, utilizando el sistema de riego.



Figura 5.2.53. Cuatro plantas de *Pseudotsuga menziesii* (inoculadas con esporas de *Rhizopogon vinicolor*), tomadas de un mismo contenedor de poliestireno expandido (Styroblock®).

En pruebas prácticas, Castellano (1987) ha inoculado de manera exitosa siete millones de plantas de *Pseudotsuga menziesii* producidas en contenedor en los últimos dos años, mediante la incorporación de suspensión de esporas de *Rhizopogon vinicolor* a través del sistema de riego. Utilizando el sistema de riego montado en la parte

superior de la estructura del invernadero, una cantidad conocida de esporas fue aplicada a bloques de 250,000 plántulas de ocho semanas de edad, durante cinco minutos o menos. El tratamiento consistió en el prehumedecimiento del sustrato durante un minuto, posteriormente la aplicación de esporas durante dos minutos y, finalmente, un humedecimiento adicional durante dos minutos para que las esporas puedan descender dentro de cada cavidad. El período de humedecimiento adicional sirve para limpiar las tuberías cuando se han utilizado otros tipos de hongos para diferentes grupos de especies.

Se han probado muchas especies diferentes de hongos utilizando el método de suspensión de esporas para la inoculación; las especies del género *Rhizopogon* han tenido el mayor éxito (Tabla 5.2.5). Para la producción de *Pseudotsuga menziesii* se ha enfocado a la utilización de *Rhizopogon vinicolor*, dado que *Pseudotsuga menziesii* es un hospedante específico y los resultados de inoculación como basidiosporas han sido exitosos, para la producción de plantas en viveros tanto en contenedor como a raíz desnuda (Parke *et al.*, 1983b; Castellano y Trappe, 1985; Castellano *et al.*, 1985). Esta combinación hongo-hospedante produce micorrizas con prolíficos rizomorfos, cuya función principal es la transportación de agua (Duddridge *et al.*, 1980). Parke *et al.*, (1983a) demostró que plantas de *Pseudotsuga menziesii* inoculadas con *Rhizopogon vinicolor* soportaron y se recuperaron de la sequía mejor, que las plantas que no fueron inoculadas, o incluso mejor que aquellas inoculadas con *Pisolithus tinctorius*, *Laccaria laccata* o mediante hongos nativos no identificados. Más importante aún, las plantas de *Pseudotsuga menziesii* que fueron inoculadas con *Rhizopogon vinicolor*, sobrevivieron y crecieron significativamente mejor que aquellas producidas en viveros sin programas de inoculación (con abundante ectomicorriza del género *Thelephora*), pero que fueron envidas a terrenos de rutina (Castellano y Trappe, 1985) y a sitios difíciles para ser reforestados, en el suroeste de Óregon (Castellano, información no publicada).

En el hemisferio sur, las esporas de otras especies del género *Rhizopogon*, específicamente *R. luteolus*, han sido utilizadas de manera exitosa para inocular y estimular el crecimiento de pinos en Australia (Theodorou, 1971; Theodorou y Bowen, 1970, 1973) y en Sudáfrica (Donald, 1975).

Tabla 5.2.5 Plantas de coníferas producidas en contenedor con varias especies del género *Rhizopogon* en Óregon

Conifera hospedante	Especie del género <i>Rhizopogon</i>
<i>Pseudotsuga menziesii</i>	<i>R. parkisii</i>
	<i>R. truncatus</i>
	<i>R. vinicolor</i>
	<i>R. villosulus</i>
<i>Pinus ponderosa</i>	<i>R. fuscorubens</i>
	<i>R. subgelatinosus</i>
	<i>R. ochraceorubens</i>
<i>Picea engelmannii</i>	<i>R. evadens</i>
	<i>R. subgelatinosus</i>

Marx (1976, 1980) y otros (Ruehle, 1980b) han tenido éxitos similares con la inoculación de *Pisolithus tinctorius* en diversas especies de pino, en el sureste de los Estados Unidos. *P. tinctorius* estimuló el crecimiento de plantas de pino y encino, tanto en la producción del vivero como en las zonas de plantación, particularmente en las áreas con residuos de actividades mineras o en sitios fuertemente erosionados. Aunque *P. tinctorius* se presenta en hábitats limitados en el Pacífico Noroeste, su funcionamiento no fue adecuado ni en la inoculación en vivero ni en ensayos de plantación (Álvarez y Trappe 1983a, 1983b; Castellano y Trappe, inf. no publicada).

La suspensión de esporas de varios hongos está disponible en forma comercial, especialmente en el Pacífico Noroeste, por conducto de la empresa Aplicaciones Micorrízicas Forestales (Forest Mycorrhizal Applications, PO Box 385, Murphy, OR 97533 USA)¹ Ellos recientemente iniciaron la recolección y distribución de suspensiones de esporas de diversas especies de los géneros *Rhizopogon*, *Suillus* y otros hongos micorrízicos.

Como sucede con la inoculación vegetativa, no todos los hongos pueden ser inoculados de manera efectiva con este método. El inóculo no está libre de otros organismos, pero en site años de experiencia con este tipo de inóculo, no se ha encontrado ningún efecto dañino en las plantas que han sido tratadas. Los cuerpos reproductores usados para la preparación de la suspensión sólo están disponibles en ciertas épocas del año, y a diferencia de la inoculación vegetativa, la constitución genética de las esporas variará año con año y de lugar a lugar.

¹ Las fuentes de inóculo micorrízico referidas en este capítulo, son actualmente (1988) los únicos proveedores de inóculo micorrízico de que se tiene conocimiento. No es intención del Departamento de Agricultura, o del Servicio Forestal, recomendar los productos de estas compañías en lugar de otros que pudieran desarrollarse en el futuro.

5.2.6.3 Inoculación con micelios

En los últimos años, muchos investigadores se han concentrado en la producción y utilización de cultivos puros de inóculo de hongos micorrízicos selectos. Molina y Palmer (1982) detallan el aislamiento y mantenimiento de cultivos ectomicorrízicos. Marx y Kenney (1982) trabajaron en la producción de inóculo ectomicorrízico. Básicamente, un cultivo puro de un hongo en particular es obtenido mediante el aislamiento de material fúngico (germinación de esporas o explantes de tejido vegetativo) en un sustrato especial (Fig. 5.2.54), para después ser cultivado bajo condiciones asépticas para la producción del inóculo. El inóculo así obtenido, usualmente producido en un sustrato de turba de musgo, y humedecido con una solución nutritiva, se mezcla con el sustrato de los contenedores antes de que éstos sean llenados y sembrados.



Figura 5.2.54 Diversos hongos ectomicorrízicos producidos en un sustrato sintético en cajas de petri.

El inóculo vegetativo de algunas especies de hongos, está disponible de manera comercial con la empresa Mycorr Tech Inc (440 William Pitt Way, Pittsburgh, PA 15238, USA), su producto, que se encuentra empacado en bolsas de siete a diez litros (Fig. 5.2.55), es efectivo (Hung y Molina, 1986a, 1986b; Hung y Trappe, 1987); y tiene una

vida útil razonable (Hung y Molina, 1986a). Actualmente *Pisolithus tinctorius*, *Hebeloma crustuliniforme* y *Laccaria laccata* están fácilmente disponibles (Maul, 1985); otros hongos ectomicorrízicos pueden ser producidos de acuerdo a la demanda.

En otro tipo de inóculo no comercial, el hongo sclerotia es sumergido en un líquido o en una base de gel (Boyle *et al.*, 1985; Boyle *et al.*, 1983; Danielson *et al.*, 1984b; Grenville *et al.*, 1985; LeTacon *et al.*, 1983; Mauperin *et al.*, 1987).

La inoculación vegetativa tiene un costo inicial alto y demanda más trabajo que el método de inoculación por esporas. De la misma forma que en la inoculación por esporas, las diferentes especies de hongos también varían en su efectividad en la inoculación vegetativa. Por ejemplo, *Rhizopogon vinicolor* se desarrolla bien en un sustrato artificial, pero no es efectivo en la colonización de raíces activas, cuando es usado como inóculo vegetativo (Molina, 1980).

Marx *et al.*, (1982) utilizaron *Pisolithus tinctorius* en la primera aplicación a gran escala de inóculo ectomicorrízico en viveros que producen en contenedor. Se comparó la efectividad del inóculo vegetativo producido en laboratorio con el inóculo producido comercialmente, en diez especies de *Pinus*, *Pseudotsuga menziesii* (Mirb.), *Tsuga heterophylla* (Raf.) Sarg. y *Quercus macrocarpa* (Mich.). Ambas fuentes de inóculo fueron efectivas, y se obtuvo una mayor efectividad después de haber drenado con agua de riego el exceso de nutrientes. Ninguna otra característica del inóculo o tratamiento afectaron significativamente el éxito de la inoculación, excepto cuando se saturó con captán® después de la siembra, mejorándose la efectividad del inóculo.

En el Pacífico Noroeste de los Estados Unidos, otros hongos promisorios tales como *Hebeloma crustuliniforme* y *Laccaria laccata* son fácilmente aislados, creciendo bien en cultivos puros, observándose que cuando se desarrollan en un sustrato de musgo turboso-vermiculita, son un inóculo efectivo para plantas de *Pseudotsuga menziesii* producidas en contenedor. Bajos niveles de inóculo vegetativo son suficientes aún bajo condiciones normales de producción, donde exista abundante agua y fertilización soluble (Hung y Molina, 1986b). Más aún, el inóculo vegetativa de ambos hongos tiene un período útil superior a los seis meses (Hung y Molina, 1986a).

Desafortunadamente no se han demostrado mejoras en la supervivencia o el crecimiento, tanto en el vivero como en las plantaciones, que justifiquen en el costo de la inoculación vegetativa con *Hebeloma crustuliniforme* y *Laccaria laccata* (Molina, 1982; Castellano, 1987). En el Pacífico Noroeste, tanto en condiciones de vivero (Hung y Trappe 1987) como en el terreno (Castellano 1987), las ectomicorrizas de *Laccaria laccata* y en un menor grado *Hebeloma crustuliniforme*, son rápidamente reemplazadas por hongos nativos después del trasplante (los cuales parecen ser del género *Rhizopogon*).



Figura 5.2.55 Llenado de bolsas con inóculo vegetativo en un medio a base de musgo turboso-vermiculita, bajo condiciones asépticas (cortesía de S. Maul, Mycorr Tech, Pittsburgh, PA, EUA).

5.2.6.4. Inoculación vesicular-arbuscular

Dos características principales de las micorrizas vesiculares-arbusculares, influyen fuertemente en las formas de inoculación, tanto natural como artificial. Primero, como se estableció en la sección 5.2.1.2, las esporas de las micorrizas VA no son dispersadas por el viento, como sucede con las esporas de los hongos ectomicorrízicos; dichas esporas no son diseminadas por el viento hacia dentro del vivero, ni en el vivero, como para que se pueda realizar la inoculación natural de las plantas. Por lo tanto, las plantas hospedantes de micorrizas

VA producidas en sustratos artificiales o suelo esterilizado, no podrán formar micorrizas. Segundo, dado que las micorrizas VA no pueden ser desarrolladas en cultivos puros (sin un hospedante), el inóculo vegetativo (por micelios), como comúnmente se producen las ectomicorrizas, no está disponible. Sin embargo existen otras fuentes y técnicas de inoculación para los hongos micorrízicos VA, y éstas son semejantes en muchas formas a las usadas para hongos micorrízicos.

Un método simple de realizar la inoculación se logra tomando el suelo natural bajo los hospedantes de micorrizas VA, para incorporarlo posteriormente al sustrato de los contenedores. Parke *et al.* (1983b) reportaron un mejor crecimiento de plantas de *Thuja plicata* Donn. producidas en contenedor, inoculadas con residuos y humus tomados del suelo de árboles de *Pseudotsuga menziesi* (Mir.) Franco. Sin embargo, tal como con la inoculación ectomicorrízica, esta técnica no es recomendada debido a la alta probabilidad de introducir plagas y enfermedades en el vivero, así como la gran cantidad de suelo forestal requerido.

Aunque aún no es posible producir micorrizas VA mediante cultivo, es posible producir inóculo en forma masiva, de un hongo micorrízico VA conocido, dejándolo crecer en asociación con la planta hospedante, para después usar el suelo y las raíces como inóculo. Este procedimiento es llamado "cultivo en maceta". En general, las esporas de un hongo micorrízico VA específico, son primeramente obtenidas del suelo natural mediante varias técnicas de separación (ver Ferguson y Woodhead, 1982), identificadas, esterilizadas y posteriormente incorporadas al sustrato esterilizado, en el cual después se produce una planta hospedante, como el sorgo o el trébol. A medida que la planta crece, forma micorrizas VA con el hongo deseado, el cual posteriormente se extiende en el medio de crecimiento y produce abundantes esporas. Estas esporas pueden entonces ser extraídas del sustrato para ser usadas como inóculo (Fig. 5.2.56), o, más comúnmente, todo el sustrato que contiene el micelio, esporas y las raíces (cortadas), puede ser usado como inóculo.



Figura 5.2.56 Inóculo de esporas micorrízicas VA (flechas) en partículas de arcilla inerte (cortesía de T. Word, NPI, Salt Lake City, UT, USA).

El inóculo de hongo micorrízico VA obtenido de “cultivo en maceta”, usualmente es incorporado al sustrato mediante uno de dos métodos (para información adicional ver Menge y Timmer, 1982). En el primer método, el inóculo es mezclado uniformemente con el sustrato, previo al llenado de los contenedores. En el segundo método, el inóculo es colocado en forma de bandas, de 3 a 5 cm (1.5 a 2 pulgadas) bajo la superficie del sustrato. Aunque este método puede resultar ser muy laborioso, se asegura un rápido contacto entre las raíces y el hongo, a medida que las raíces crecen hacia las bandas de inóculo. La información de cuánto inóculo es requerido para asegurar una inoculación exitosa es variable, pero de acuerdo con nuestra experiencia, la inoculación con 200 a 500 esporas por planta, aproximadamente, es un buen inicio para probar la efectividad del inóculo en el vivero. Por ejemplo, Kough *et al.* (1985), usaron 20 ml (0.7 onzas) de inóculo obtenido mediante “cultivo en maceta” (esporas + suelo + raíces cortadas) para inocular exitosamente plantas de thuja y sequoia producidas en contenedor de 160 cm³; los 20 ml del inóculo contenían entre 400 y 770 esporas y de 30 a 68% de las piezas de raíces estaban colonizadas. Las micorrizas VA son sensibles a altos niveles de fertilización, de la misma forma que muchos hongos ectomicorrízicos. Por ello, es necesario dar un cuidadoso seguimiento al desarrollo micorrízico bajo diferentes prácticas de manejo, a fin de lograr regímenes compatibles.

La inoculación mediante el inóculo obtenido método de “cultivo en maceta” provee la mejor

fente de micorrizas VA por varias razones. Si el inóculo es producido de manera apropiada, existe mínimo riesgo de introducir plagas o enfermedades. El inóculo es confiable, eficiente y fácilmente introducido al sustrato. Lo más importante, el “cultivo en maceta” permite el uso de cepas de hongos seleccionados sumamente benéficos, para proporcionar el máximo de crecimiento y supervivencia a las plantas (Fig. 5.2.57 y 5.2.58). Se han realizado muchas investigaciones, y en la actualidad se llevan a cabo para la selección de hongos micorrízicos VA benéficos, para la inoculación de plantas. Aunque la mayoría de estas investigaciones han sido realizadas en cultivos agrícolas, también existe información disponible sobre micorrizas VA para especies forestales (refiérase a Brown *et al.*, 1981; Kormanik, 1985; Kormanik *et al.*, 1977, 1981, 1982; Kough *et al.*, 1985).



Figura 5.2.57 Plantas de *Mahonia aquifolium* inoculadas con micorrizas VA de NPI y sin inocular (cortesía de T. Word, NPI, Salt Lake City, UT, EUA).



Figura 5.2.58 Plantas de *Ilex sp.* inoculadas con micorrizas VA de NPI y sin inocular (cortesía de T. Word, NPI, Salt Lake City, UT, EUA)

Actualmente hay disponibilidad de manera comercial de una fuente de hongos micorrízicos, mientras que otros continúan desarrollándose. Una fuente prometedora de inóculo está siendo desarrollada y comercializada por NPI (417 Wakara Way, Salt Lake City, UT 84108, EUA). Ellos producen inóculos de varias especies de hongos de micorrizas VA (Fig 5.2.59) y están generando métodos de producción masiva de inóculos libres de patógenos (Word,1987). NPI además ha trabajado en sitios degradados, por lo que su experiencia para la incorporación de inoculantes microbianos, como sustento de los programas de producción de planta, podría ser una fuente adicional de asesoría para aquellos viveros que pretenden iniciar programas de inoculación micorrízica VA.

De la misma forma que al iniciar un programa para la inoculación ectomicorrízica, los encargados de la producción de planta en el vivero deberán tener objetivos claros para la inoculación con micorrizas VA. Esta inoculación puede mejorar el crecimiento en vivero y reducir los costos por fertilización. Los lotes de plantas inoculadas también tienen mejor respuesta en campo que aquellos que no fueron inoculados, especialmente cuando la planta es establecida en sitios de condiciones precarias, o donde las micorrizas nativas son escasas (Johnson,1987). Cualesquiera que sean los objetivos, es muy recomendable apoyarse en los conocimientos de especialistas para auxiliarse en

la selección, técnicas de inoculación y evaluación del éxito de la inoculación de micorrizas VA.



Figura 5.2.29. Inóculo de micorriza comercial VA de la marca Nutri-link disponible en NPI (cortesía de T. Wood, NPI, Salt Lake City, UT, EUA).

5.2.6.5 Selección de hongos y variación ecotípica.

En las tablas 5.2.6 (por hongos) y 5.2.7 (por hospedantes), se incluyen las diferentes combinaciones hongo-hospedante que han sido inoculados satisfactoriamente en plantas producidas en contenedor. La respuesta de la planta hospedante puede variar en forma considerable. De las 118 combinaciones exitosas anotadas, sólo 105 incluyen comparación en sus características de crecimiento. Más de una tercera parte de las combinaciones estimularon el crecimiento de las plantas, mientras que casi una cuarta parte lo redujeron. Un 6% incrementó y redujo el crecimiento de la misma planta hospedante, en diferentes pruebas. En la mayoría de ellas el crecimiento de las plantas de latifoliadas (especialmente los encinos), fue estimulado de manera constante por la inoculación, mientras que el crecimiento de pinos, piceas, oyameles y pseudotsuga, fue con mayor frecuencia no afectado o incluso, en algunos casos reducido. El crecimiento de *Larix* no se vio afectado por la inoculación. *Hebeloma crustuliniforme* y *Laccaria laccata* redujeron el crecimiento en más casos que en los que lo estimularon. *Pisolithus tinctorius* estimuló a la mayoría de los hospedantes que

presentaron algún tipo de respuesta. Aunque la mayoría de estas relaciones simbióticas tuvieron poco o ningún efecto en el crecimiento de las plantas producidas en el vivero, algunas de esas simbiosis evidenciaron una estimulación en el comportamiento de la planta una vez establecida en campo (Thomas y Jackson,1983). Los viveristas que cuentan con asesoría de un especialista en micorrizas, pueden seleccionar las combinaciones hongo-hospedante que resultan ser las mejores para cumplir con los objetivos para una especie hospedante específica.

Los hongos micorrízicos compiten entre sí o con microorganismos constantemente por espacio de crecimiento en la rizósfera de la planta. De la misma forma en que los hongos micorrízicos pueden ser antagónicos con ciertos patógenos, existe también antagonismo con otros hongos micorrízicos. En cultivos puros, algunas especies del género *Rhizopogon* producen químicos que inhiben a hongos como *Cenococcum geophilum*, *Hebeloma crustuliniforme*, *Laccaria laccata*, *Pisolithus tinctorius* y *Thelephora terrestris* (Castellano,1987). La comprensión de las interacciones competitivas entre los hongos micorrízicos, permitirá seleccionar las especies de hongos, por su capacidad para dominar el sistema radical luego de la inoculación, y para continuar proporcionando beneficios selectos en las plantas cuando han sido establecidas en campo.

La influencia de la composición genética de distintas especies de hongos, en su capacidad para formar micorrizas con hospedantes de diferentes fuentes de semilla, no ha sido estudiada. Aún dentro de la misma especie, los hongos aislados procedentes de diferentes hábitats tienen características morfológicas diferentes (Fig. 5.2.60 y 5.2.61). La aplicabilidad de la inoculación de especies hospedantes procedentes de una fuente específica, con un ecotipo de hongo en particular, tiene el potencial de acoplamiento entre el hongo y el hospedante para determinado hábitat. Diferentes genotipos de *Pinus sylvestris* (Lundberg,1968), *P. contorta* y *P. ponderosa* (Cline y Reid,1982), *Picea sitchensis* (Walter et al.,1986), *Larix decidua* (Zhu y Navratil,1987), y *Pseudotsuga menziesii* (Wright y Ching,1962), forman variadas cantidades de ectomicorrizas, cuando son inoculados con el mismo hongo y cultivados bajo condiciones similares. La respuesta en crecimiento de la planta hospedante también puede ser diferente (Cline y Reid,1982; Zhu y Navratil,1987). *Pisolithus tinctorius* (Dixon et al., 1984a; Marx, 1981; Molina, 1979), *Suillus granulatus* (Dixon et al.,1984a) y *Hebeloma*

crustuliniforme (Molina,1987), muestran el mismo patrón de variación en la respuesta (crecimiento de la planta hospedante o la formación de ectomicorrizas), cuando la misma fuente de semilla, pero diferentes hongos aislados, son usados para la inoculación, lo cual no sucede con *Laccaria laccata* (Molina,1982). El hongo micorrízico y la planta hospedante han co-evolucionado en alguna medida dentro de su área geográfica (ecotipo). Los programas de investigación micorrízica en la actualidad buscan determinar la importancia del acoplamiento de las adaptaciones ecológicas entre árboles y hongos, con miras a aplicaciones en gran escala.



Figura 5.2.60 Seis diferentes muestras de *Rhizopogon vinicolor* muestran la diversidad de morfología macroscópica dentro de la especie.

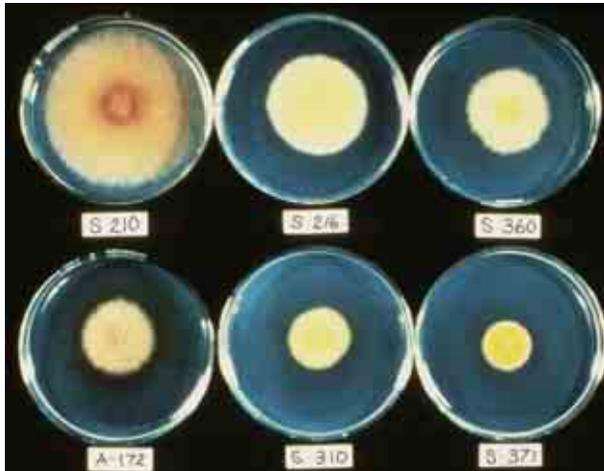


Figura 5.2.61 Seis diferentes muestras de *Pisolithus tinctorius* muestran la amplia diversidad de morfología macroscópica dentro de la especie, incluso mayor a la de *Rhizopogon vinicolor*.

Tabla 5.2.6 Inoculaciones hongo-hospedante exitosas (por hongos), y efectos en el crecimiento de plantas producidas en contenedor.

Hongos	Hospedante *	Crecimiento +			Fuente
		Altura	Diámetro del tallo	Peso	
<i>Amanita muscaria</i>	<i>Picea sitchensis</i>	0	0	0	Shaw <i>et al.</i> , 1982
<i>Astraeus hygrometricus</i>	<i>Pinus banksiana</i>	0	nr	0,-	Danielson <i>et al.</i> , 1984a
<i>Cenococcum geophilum</i>	<i>Larix laricina</i>	nr	nr	nr	Zhu y Navratil, 1987
	<i>L. occidentalis</i>	0	0	0	Molina, 1980
	<i>Picea glauca</i>	0	0	0	Shaw <i>et al.</i> , 1982
	<i>P. sitchensis</i>	+	nr	nr	Shaw <i>et al.</i> , 1987
	<i>Pinus banksiana</i>	+	0	0	Langlois y Fortín, 1982
	<i>P. banksiana</i>	0	nr	0	Danielson <i>et al.</i> , 1984a
	<i>P. contorta</i>	0	0	0	Molina, 1980
	<i>P. monticola</i>	0	-	0	Kidd <i>et al.</i> , 1983
	<i>P. ponderosa</i>	0	0	-	Molina, 1980
	<i>P. taiwanensis</i>	0	-	-	Hung, 1983
	<i>Pseudotsuga menziesii</i>	+	0	0	Molina, 1980
	<i>P. menziesii</i>	0	0	0	Graham y Linderman, 1981
	<i>Quercus robur</i>	+	+	+	Dixon <i>et al.</i> , 1984a
	<i>Q. rubra</i>	0	0	+	Marx, 1979b
	<i>Tsuga heterophylla</i>	0	nr	nr	Kropp, 1981
	<i>T. heterophylla</i>	0	0	-	Molina, 1980
<i>Endogone lactiflua</i>	<i>Pinus radiata</i>	+	nr	nr	Chou-Chou, 1985
<i>Hebeloma crustuliniforme</i>	<i>Picea glauca</i>	0	0	0	Shaw <i>et al.</i> , 1982
	<i>P. sitchensis</i>	0	-	-	Shaw <i>et al.</i> , 1982
	<i>P. sitchensis</i>	-	nr	nr	Shaw <i>et al.</i> , 1987
	<i>Pinus banksiana</i>	0	-	-	Langlois y Fortín, 1982
	<i>P. monticola</i>	0	0,-	0	Kidd <i>et al.</i> , 1983
	<i>P. radiata</i>	+	nr	nr	Chou-Chou, 1985
	<i>P. taiwanensis</i>	-	-	-	Hung, 1983
	<i>H. cylindrosporium</i>	<i>Picea mariana</i>	nr	nr	0
<i>H. sinapizans</i>	<i>Pinus pinaster</i>	nr	nr	nr	Branzanti y Zambonelli, 1987
<i>Hydnangium carneum</i>	<i>Eucalyptus camaldulensis</i>	nr	nr	0	Malajczuk y Hartney, 1986
<i>Laccaria bicolor</i>	<i>Picea pungens</i>	nr	nr	0	Gagnon <i>et al.</i> , 1987
<i>Laccaria laccata</i>	<i>Eucalyptus camaldulensis</i>	nr	nr	0	Malajczuk y Hartney, 1986
	<i>Larix laricina</i>	nr	nr	nr	Zhu y Navratil, 1987
	<i>L. occidentalis</i>	0	0	0	Molina, 1980
	<i>Picea sitchensis</i>	-	-	0,-	Shaw <i>et al.</i> , 1982
	<i>P. sitchensis</i>	0,+	nr	-,+	Thomas y Jackson, 1983
	<i>Pinus banksiana</i>	0	0	0	Langlois y Fortin, 1982
	<i>P. contorta</i>	0	-	-	Molina, 1980
	<i>P. monticola</i>	0	0,-	0	Kidd <i>et al.</i> , 1983
	<i>P. pinaster</i>	nr	nr	nr	Branzanti y Zambonelli, 1987
	<i>P. ponderosa</i>	0	-	-	Molina, 1980
	<i>P. ponderosa</i>	0	0	0	Hung y Molina, 1986b
	<i>P. radiata</i>	+	nr	nr	Chu-Chou, 1985
	<i>P. taiwanensis</i>	-	-	-	Hung, 1983
	<i>Pseudotsuga menziesii</i>	0,-	0,-	-	Molina, 1982
	<i>Tsuga heterophylla</i>	0	0	-	Molina, 1980
<i>L. proxima</i>	<i>Pinus banksiana</i>	nr	nr	0	Danielson <i>et al.</i> , 1984a
	<i>P. banksiana</i>	0	nr	0	Danielson <i>et al.</i> , 1984a
<i>L. paradoxus</i>	<i>P. banksiana</i>	0	nr	0	Danielson <i>et al.</i> , 1984a
<i>Paxillus involutus</i>	<i>P. pinaster</i>	nr	nr	nr	Branzanti y Zambonelli, 1987
<i>Pezizella ericae</i>	<i>Rhododendron chapmanii</i>	0	0	0	Barnes y Jonson, 1986

* Las especies hospedantes están ordenadas alfabéticamente por género y especie.

+ Se refiere al peso seco o fresco del tallo y/o raíz, nr=información no referida, 0= Sin diferencia significativa, comparada con el testigo, - = reducción significativa comparada con el testigo, + = incremento significativo, comparado con el testigo.

Tabla 5.2.6 (...continuación) Inoculaciones hongo-hospedante exitosas (por hongos), y efectos en el crecimiento de plantas producidas en contenedor.

Hongos	Hospedante *	Crecimiento +			Fuente
		Altura	Diámetro del tallo	Peso	
<i>Pisolithus tinctorius</i>	<i>Alnus glutinosa</i>	+	+	+	Walker <i>et al.</i> , 1982
	<i>Betula alleghaniensis</i>	nr	nr	nr	Maronek y Hendrix, 1980
	<i>B. lenta</i>	+	+	+	Walker <i>et al.</i> , 1982
	<i>Carya illinoensis</i>	nr	nr	+	Sharpe y Marx, 1986
	<i>Cedrus atlantica</i>	0	0	0	Ruehle <i>et al.</i> , 1981a
	<i>Eucalyptus camaldulensis</i>	nr	nr	0	Malajczuk y Hartney, 1986
	<i>Larix laricina</i>	nr	nr	nr	Zhu y Navratil, 1987
	<i>Picea abies</i>	+	0	nr	Maronek y Hendrix, 1980
	<i>P. engelmannii</i>	+	+	+	France y Cline, 1987
	<i>Pinus banksiana</i>	+	0,+	0,+	Navratil <i>et al.</i> , 1981
	<i>P. banksiana</i>	+	0,+	0,+	Navratil <i>et al.</i> , 1981
	<i>P. banksiana</i>	0	nr	0	Danielson <i>et al.</i> , 1984a
	<i>P. banksiana</i>	0	0	-	Langlois y Fortín, 1982
	<i>P. caribaea</i>	0,-	0,+	0,-	Marx <i>et al.</i> , 1982
	<i>P. caribaea</i>	0,-	nr	nr	Ivory y Munga, 1983
	<i>P. clausa</i>	0,+	nr	0,+	Marx <i>et al.</i> , 1982
	<i>P. contorta</i>	0,+	nr	0,+	Cline y Reid, 1982
	<i>P. contorta</i>	0	0	0	France y Cline, 1987
	<i>P. echinata</i>	+,-	+	+,-	Barnett, 1982
	<i>P. echinata</i>	0	0	0,+	Marx <i>et al.</i> , 1984
	<i>P. elliotii</i>	0,-	0	0,-	Marx <i>et al.</i> , 1984
	<i>P. flexilis</i>	0	0	0	France y Cline, 1987
	<i>P. halepensis</i>	0	0	+	Ruehle <i>et al.</i> , 1981a
	<i>P. monticola</i>	0	-	0,+	Kidd <i>et al.</i> , 1983
	<i>P. nigra</i>	0	-	nr	Maronek y Hendrix, 1980
	<i>P. oocarpa</i>	0	0	0	Marx <i>et al.</i> , 1984
	<i>P. palustris</i>	0	0,-	+,-	Barnett, 1982
	<i>P. pinaster</i>	0	0	0	Ruehle <i>et al.</i> , 1981a
	<i>P. ponderosa</i>	+	+	nr	Landis y Gillman, 1976
	<i>P. ponderosa</i>	0	0	0	Riffle y Tinus, 1982
	<i>P. strobus</i>	nr	nr	nr	Ruehle, 1985b
	<i>P. sylvestris</i>	0	0	0	Riffle y Tinus, 1982
	<i>P. taeda</i>	0	0	0	Ruehle y Marx, 1977
	<i>P. taiwanensis</i>	0,-	-	0,-	Hung, 1983
	<i>P. virginiana</i>	0	0	0	Marx <i>et al.</i> , 1984
	<i>Populus sp.</i>	0,+	nr	0,+	Navratil y Rochon, 1981
	<i>Pseudotsuga menziesii</i>	0	0	0	Molina, 1979
	<i>P. menziesii</i>	+	+	+	France y Cline, 1987
	<i>Quercus acutissima</i>	nr	nr	nr	Beckjord <i>et al.</i> , 1986
	<i>Q. alba</i>	0,+	+	0,+	Dixon <i>et al.</i> , 1984a
	<i>Q. robur</i>	+	+	+	Dixon <i>et al.</i> , 1984a
	<i>Q. rubra</i>	0	0	+	Marx, 1979b
<i>Q. velutina</i>	+	+	+	Dixon <i>et al.</i> , 1984a	
<i>Pisolithus tinctorius</i>	<i>Quercus velutina</i>	0,-,+	0,-	0,-	Baser <i>et al.</i> , 1987
	<i>Q. macrocarpa</i>	0,+	0	0,+	Marx <i>et al.</i> , 1982
	<i>Tsuga canadensis</i>	0	0	nr	Maronek y Hendrix, 1980
	<i>T. heterophylla</i>	0,+	0,+	0,+	Marx <i>et al.</i> , 1982
<i>Rhizopogon colossus</i>	<i>Pseudotsuga menziesii</i>	0,+	0,+	0,+,-	Castellano <i>et al.</i> , 1985
<i>R. luteolus</i>	<i>Pinus caribaea</i>	0	nr	nr	Ivory y Munga, 1983
	<i>P. palustris</i>	0	nr	0	Cline y Reid, 1982
	<i>P. ponderosa</i>	0	nr	0	Cline y Reid, 1982
	<i>P. radiata</i>	0,+	nr	nr	Theodorou, 1984
<i>R. nigrescens</i>	<i>P. caribaea</i>	0,-	nr	nr	Ivory y Munga, 1983
<i>R. roseolus</i>	<i>P. ponderosa</i>	0	0	0	Riffle y Tinus, 1982

* Las especies hospedantes están ordenadas alfabéticamente por género y especie.

+ Se refiere al peso seco o fresco del tallo y/o raíz, nr=información no referida, 0= Sin diferencia significativa, comparada con el testigo, - = reducción significativa comparada con el testigo, + = incremento significativo, comparado con el testigo.

Tabla 5.2.6 (...continuación) Inoculaciones hongo-hospedante exitosas (por hongos), y efectos en el crecimiento de plantas producidas en contenedor.

Hongos	Hospedante *	Crecimiento +			Fuente	
		Altura	Diámetro del tallo	Peso		
<i>R. rubescens</i>	<i>Pinus radiata</i>	+	nr	nr	Chu-Chou, 1985	
<i>R. vinicolor</i>	<i>Pseudotsuga menziesii</i>	0, -	0, -	0, -	Castellano <i>et al.</i> , 1985	
<i>Scleroderma auranteum</i>	<i>Quercus rubra</i>	nr	nr	nr	Beckjord <i>et al.</i> , 1985	
<i>S. bovista</i>	<i>Pinus caribaea</i>	0	nr	nr	Ivory y Munga, 1983	
<i>S. citrinum</i>	<i>Quercus acutissima</i>	nr	nr	nr	Beckjord <i>et al.</i> , 1986	
<i>S. verrucosum</i>	<i>Eucalyptus camaldulensis</i>	nr	nr	0	Malajczuk y Hartney, 1986	
<i>S. paradoxum</i>	<i>E. camaldulensis</i>	nr	nr	0	Malajczuk y Hartney, 1986	
<i>S. texense</i>	<i>Pinus caribaea</i>	0, -	nr	nr	Ivory y Munga, 1983	
<i>Sphaerosporella brunnea</i>	<i>P. banksiana</i>	nr	nr	0, -	Danielson, 1984	
	<i>P. banksiana</i>	0	nr	-	Danielson <i>et al.</i> , 1984b	
<i>Suillus granulatus</i>	<i>P. contorta</i>	0	nr	0	Cline y Reid, 1982	
	<i>P. pinaster</i>	nr	nr	nr	Branzanti y Zambonelli, 1987	
	<i>P. ponderosa</i>	0	nr	0	Cline y Reid, 1982	
	<i>P. ponderosa</i>	0	0	0	Riffle y Tinus, 1982	
	<i>P. sylvestris</i>	0	0	0	Riffle y Tinus, 1982	
	<i>Quercus alba</i>	0	+	0	Dixon <i>et al.</i> , 1984a	
	<i>Q. robur</i>	+	+	0	Dixon <i>et al.</i> , 1984a	
	<i>Q. velutina</i>	+	+	+	Dixon <i>et al.</i> , 1984a	
	<i>Q. alba</i>	0	+	0	Dixon <i>et al.</i> , 1984a	
	<i>Q. robur</i>	+	+	+	Dixon <i>et al.</i> , 1984a	
<i>S. luteus</i>	<i>Q. velutina</i>	+	+	+	Dixon <i>et al.</i> , 1984a	
<i>S. tomentosus</i>	<i>Pinus banksiana</i>	+	0	0	Langlois y Fortin, 1982	
<i>Thelephora terrestris</i>	<i>Arctostaphylos uva-ursi</i>	nr	nr	nr	Linderman y Call, 1977	
	<i>Picea sitchensis</i>	0	nr	0	Shaw <i>et al.</i> , 1982	
	<i>P. sitchensis</i>	0, +	nr	-, +	Thomas y Jackson, 1983	
	<i>Pinus banksiana</i>	0	-	-	Langlois y Fortin, 1982	
	<i>P. banksiana</i>	nr	nr	0	Danielson <i>et al.</i> , 1984a	
	<i>P. caribaea</i>	0	nr	nr	Ivory y Munga, 1983	
	<i>P. ponderosa</i>	0	0	0	Riffle y Tinus, 1982	
	<i>P. sylvestris</i>	0	0	0	Riffle y Tinus, 1982	
	<i>Quercus alba</i>	0	+	0	Dixon <i>et al.</i> , 1984a	
	<i>Q. robur</i>	+	+	0, +	Dixon <i>et al.</i> , 1984a	
	<i>Q. velutina</i>	+	+	0, +	Dixon <i>et al.</i> , 1984a	
	<i>Tuber sp.</i>	<i>Pinus radiata</i>	+	nr	nr	Chu-Chou, 1985

* Las especies hospedantes están ordenadas alfabéticamente por género y especie.

+ Se refiere al peso seco o fresco del tallo y/o raíz, nr=información no referida, 0= Sin diferencia significativa, comparada con el testigo, - = reducción significativa comparada con el testigo, + = incremento significativo, comparado con el testigo.

Tabla 5.2.7 Inoculaciones hongo-hospedeante exitosas (por hospedante), y efecto en el crecimiento de plantas producidas en contenedor.

Hospedante *	Hongos	Crecimiento +			Fuente
		Altura	Diámetro del tallo	Peso	
<i>Alnus glutinosa</i>	<i>Pisolithus tinctorius</i>	+	+	+	Walker <i>et al.</i> , 1982
<i>Arctostaphylos uva-ursi</i>	<i>Thelephora terrestris</i>	nr	nr	nr	Linderman y Call, 1977
<i>Betula alleghaniensis</i>	<i>Pisolithus tinctorius</i>	nr	nr	nr	Maronek y Hendrix, 1980
<i>B. lenta</i>	<i>P. tinctorius</i>	+	+	+	Walter <i>et al.</i> , 1982
<i>Carya illinoensis</i>	<i>P. tinctorius</i>	nr	nr	+	Sharpe y Marx, 1986
<i>Cedrus atlantica</i>	<i>P. tinctorius</i>	0	0	0	Ruehle <i>et al.</i> , 1981a
<i>Eucalyptus camaldulensis</i>	<i>Hydnangium carneum</i>	nr	nr	0	Malajzuk y Hartney, 1986
	<i>Laccaria laccata</i>	nr	nr	0	Malajzuk y Hartney, 1986
	<i>Pisolithus tinctorius</i>	nr	nr	0	Malajzuk y Hartney, 1986
	<i>Scleroderma verrucosum</i>	nr	nr	0	Malajzuk y Hartney, 1986
	<i>S. paradoxum</i>	nr	nr	0	Malajzuk y Hartney, 1986
<i>Larix laricina</i>	<i>Cenococcum geophilum</i>	nr	nr	nr	Zhu y Navratil, 1987
	<i>Laccaria laccata</i>	nr	nr	nr	Zhu y Navratil, 1987
	<i>Pisolithus tinctorius</i>	nr	nr	nr	Zhu y Navratil, 1987
<i>L. occidentalis</i>	<i>Cenococcum geophilum</i>	0	0	0	Molina, 1980
	<i>Laccaria laccata</i>	0	0	0	Molina, 1980
<i>Picea abies</i>	<i>Pisolithus tinctorius</i>	+	0	nr	Maronek y Hendrix, 1980
<i>P. engelmannii</i>	<i>P. tinctorius</i>	+	+	+	France y Cline, 1987
<i>P. glauca</i>	<i>Cenococcum geophilum</i>	0	0	0	Shaw <i>et al.</i> , 1982
	<i>Hebeloma crustuliniforme</i>	0	0	0	Shaw <i>et al.</i> , 1982
<i>P. mariana</i>	<i>H. cylindrosporum</i>	nr	nr	0	Gagnon <i>et al.</i> , 1987
	<i>Laccaria bicolor</i>	nr	nr	0	Gagnon <i>et al.</i> , 1987
<i>P. sitchensis</i>	<i>Amanita muscaria</i>	0	0	0	Shaw <i>et al.</i> , 1982
	<i>Cenococcum geophilum</i>	+	nr	nr	Shaw <i>et al.</i> , 1987
	<i>Hebeloma crustuliniforme</i>	0	-	-	Shaw <i>et al.</i> , 1982
	<i>H. crustuliniforme</i>	-	nr	nr	Shaw <i>et al.</i> , 1987
	<i>Laccaria laccata</i>	-	-	0, -	Shaw <i>et al.</i> , 1982
	<i>Thelephora terrestris</i>	0	nr	0	Shaw <i>et al.</i> , 1982
<i>Pinus banksiana</i>	<i>Astraeus hygrometricus</i>	0	nr	0, -	Danielson <i>et al.</i> , 1984a
	<i>Cenococcum geophilum</i>	+	0	0	Langlois y Fortín, 1982
	<i>C. geophilum</i>	0	nr	0	Danielson <i>et al.</i> , 1984a
	<i>Hebeloma crustuliniforme</i>	0	-	-	Langlois y Fortín, 1982
	<i>Laccaria laccata</i>	0	0	0	Langlois y Fortín, 1982
	<i>L. proxima</i>	nr	nr	0	Danielson <i>et al.</i> , 1984a
	<i>L. proxima</i>	0	nr	0	Danielson <i>et al.</i> , 1984a
	<i>Lactarius paradoxus</i>	0	nr	0	Danielson <i>et al.</i> , 1984a
	<i>Pisolithus tinctorius</i>	+	0, +	0, +	Navratil <i>et al.</i> , 1981
	<i>P. tinctorius</i>	+	0, +	0, +	Navratil <i>et al.</i> , 1981
	<i>P. tinctorius</i>	0	nr	0	Danielson <i>et al.</i> , 1984a
	<i>P. tinctorius</i>	0	0	-	Langlois y Fortín, 1982
	<i>Sphaerosporella brunnea</i>	nr	nr	0, -	Danielson, 1984
	<i>S. brunnea</i>	0	nr	-	Danielson <i>et al.</i> , 1984b
	<i>Suillus tomentosus</i>	+	0	0	Langlois y Fortín, 1982
	<i>Thelephora terrestris</i>	0	-	-	Langlois y Fortín, 1982
	<i>T. terrestris</i>	nr	nr	0	Danielson <i>et al.</i> , 1984a
<i>P. caribaea</i>	<i>Pisolithus tinctorius</i>	0, -	0, +	0	Marx <i>et al.</i> , 1984
	<i>P. tinctorius</i>	0, -	nr	nr	Ivory y Munga, 1983
	<i>Rhizopogon luteolus</i>	0	nr	nr	Ivory y Munga, 1983
	<i>R. nigrescens</i>	0, -	nr	nr	Ivory y Munga, 1983
	<i>Scleroderma bovista</i>	0	nr	nr	Ivory y Munga, 1983
	<i>S. texense</i>	0, -	nr	nr	Ivory y Munga, 1983
	<i>Thelephora terrestris</i>	0	nr	nr	Ivory y Munga, 1983
<i>P. clausa</i>	<i>Pisolithus tinctorius</i>	0, +	nr	0, +	Marx <i>et al.</i> , 1982

+ Se refiere al peso seco o fresco del tallo y/o raíz, nr=información no referida, 0= Sin diferencia significativa, comparada con el testigo, - = reducción significativa comparada con el testigo, + = incremento significativo, comparado con el testigo.

Tabla 5.2.7 Inoculaciones hongo-hospedante exitosas (por hospedante) y efecto en el crecimiento de plantas producidas en contenedor.

Hospedero	Hongos	Crecimiento +			Fuente	
		Altura	Diámetro del tallo	Peso		
<i>Pinus contorta</i>	<i>Cenococcum geophilum</i>	0	0	0	Molina, 1980	
	<i>Laccaria laccata</i>	0	–	–	Molina, 1980	
	<i>Pisolithus tinctorius</i>	0, +	nr	0, +	Cline y Reid, 1982	
	<i>P. tinctorius</i>	0	0	0	France y Cline, 1987	
	<i>Rhizopogon luteolus</i>	0	nr	0	Cline y Reid, 1982	
	<i>Suillus granulatus</i>	0	nr	0	Cline y Reid, 1982	
<i>P. echinata</i>	<i>Pisolithus tinctorius</i>	+, –	+	+, –	Barnett, 1982	
	<i>P. tinctorius</i>	0	0	0, +	Marx <i>et al.</i> , 1984	
<i>P. elliotii</i>	<i>P. tinctorius</i>	0, –	0	0, –	Marx <i>et al.</i> , 1984	
<i>P. flexilis</i>	<i>P. tinctorius</i>	0	0	0	France y Cline, 1987	
<i>P. halepensis</i>	<i>P. tinctorius</i>	0	0	+	Ruehle <i>et al.</i> , 1981a	
<i>P. monticola</i>	<i>Cenococcum geophilum</i>	0	–	0	Kidd <i>et al.</i> , 1983	
	<i>Hebeloma crustuliniforme</i>	0	0, –	0	Kidd <i>et al.</i> , 1983	
	<i>Laccaria laccata</i>	0	0, –	0	Kidd <i>et al.</i> , 1983	
	<i>Pisolithus tinctorius</i>	0	–	0, +	Kidd <i>et al.</i> , 1983	
<i>P. nigra</i>	<i>P. tinctorius</i>	0	–	nr	Maronek y Hendrix, 1980	
<i>P. oocarpa</i>	<i>P. tinctorius</i>	0	0	0	Marx <i>et al.</i> , 1984	
<i>P. palustris</i>	<i>P. tinctorius</i>	0	0, –	+, –	Barnett, 1982	
<i>P. pinaster</i>	<i>Hebeloma sinapizans</i>	nr	nr	nr	Branzanti y Zambonelli, 1987	
	<i>Laccaria laccata</i>	nr	nr	nr	Branzanti y Zambonelli, 1987	
	<i>Paxillus involutus</i>	nr	nr	nr	Branzanti y Zambonelli, 1987	
	<i>Pisolithus tinctorius</i>	0	0	0	Ruehle <i>et al.</i> , 1981a	
	<i>Suillus granulatus</i>	nr	nr	nr	Branzanti y Zambonelli, 1987	
	<i>Cenococcum geophilum</i>	0	0	–	Molina, 1980	
<i>P. ponderosa</i>	<i>Laccaria laccata</i>	0	–	–	Molina, 1980	
	<i>L. laccata</i>	0	0	0	Hung y Molina, 1986b	
	<i>Pisolithus tinctorius</i>	+	+	nr	Landis y Gillman, 1976	
	<i>P. tinctorius</i>	0	0	0	Riffle y Tinus, 1982	
	<i>Rhizopogon luteolus</i>	0	nr	0	Cline y Reid, 1982	
	<i>R. roseolus</i>	0	0	0	Riffle y Tinus, 1982	
	<i>Suillus granulatus</i>	0	nr	0	Cline y Reid, 1982	
	<i>S. granulatus</i>	0	0	0	Riffle y Tinus, 1982	
	<i>Thelephora terrestris</i>	0	0	0	Riffle y Tinus, 1982	
	<i>P. radiata</i>	<i>Endogone lactiflua</i>	+	nr	nr	Chu-Chou, 1985
		<i>Hebeloma crustuliniforme</i>	+	nr	nr	Chu-Chou, 1985
		<i>Laccaria laccata</i>	+	nr	nr	Chu-Chou, 1985
		<i>Rhizopogon luteolus</i>	0, +	nr	nr	Theodorou, 1984
<i>R. rubescens</i>		+	nr	nr	Chu-Chou, 1985	
<i>Tuber sp.</i>	+	nr	nr	Chu-Chou, 1985		
<i>P. strobus</i>	<i>Pisolithus tinctorius</i>	nr	Nr	nr	Ruehle, 1985b	
<i>P. sylvestris</i>	<i>P. tinctorius</i>	0	0	0	Riffle y Tinus, 1982	
	<i>Suillus granulatus</i>	0	0	0	Riffle y Tinus, 1982	
	<i>Thelephora terrestris</i>	0	0	0	Riffle y Tinus, 1982	
<i>P. taeda</i>	<i>Pisolithus tinctorius</i>	0	0	0	Ruehle y Marx, 1977	
<i>P. taiwanensis</i>	<i>Cenococcum geophilum</i>	0	–	–	Hung, 1983	
	<i>Hebeloma crustuliniforme</i>	–	–	–	Hung, 1983	
	<i>Laccaria laccata</i>	–	–	–	Hung, 1983	
	<i>Pisolithus tinctorius</i>	0, –	–	0, –	Hung, 1983	
<i>P. virginiana</i>	<i>P. tinctorius</i>	0	0	0	Marx <i>et al.</i> , 1984	
<i>Populus s.p.</i>	<i>P. tinctorius</i>	0, +	Nr	0, +	Navratil y Rochon, 1981	

+ Se refiere al peso seco o fresco del tallo y/o raíz, nr=información no referida, 0= Sin diferencia significativa, comparada con el testigo, – = reducción significativa comparada con el testigo, + = incremento significativo, comparado con el testigo.

Tabla 5.2.7 (... continuación) Inoculaciones hongo-hospedeante exitosas (por hospedeante), y efecto en el crecimiento de plantas producidas en contenedor.

Hospedero	Hongos	Crecimiento +			Fuente	
		Altura	Diámetro del tallo	Peso		
<i>Pseudotsuga menziesii</i>	<i>Cenococcum geophilum</i>	+	0	0	Molina, 1980	
	<i>C. geophilum</i>	0	0	0	Graham y Linderman, 1981	
	<i>Laccaria laccata</i>	0, -	0, -	-	Molina, 1982	
	<i>Pisolithus tinctorius</i>	0	0	0	Molina, 1979	
	<i>P. tinctorius</i>	+	+	+	France y Cline, 1987	
	<i>Rhizopogon colossus</i>	0, +	0, +	0, +,-	Castellano <i>et al.</i> , 1985	
	<i>R. vinicolor</i>	0, -	0, -	0, -	Castellano <i>et al.</i> , 1985	
<i>Quercus acutissima</i>	<i>Pisolithus tinctorius</i>	nr	nr	nr	Beckjord <i>et al.</i> , 1986	
	<i>Scleroderma citrinum</i>	nr	nr	nr	Beckjord <i>et al.</i> , 1986	
<i>Q. alba</i>	<i>Pisolithus tinctorius</i>	0, +	+	0, +	Dixon <i>et al.</i> , 1984a	
	<i>Suillus granulatus</i>	0	+	0	Dixon <i>et al.</i> , 1984a	
	<i>S. luteus</i>	0	+	0	Dixon <i>et al.</i> , 1984a	
	<i>Thelephora terrestris</i>	0	+	0	Dixon <i>et al.</i> , 1984a	
<i>Q. macrocarpa</i>	<i>Pisolithus tinctorius</i>	0, +	0	0, +	Marx <i>et al.</i> , 1982	
<i>Q. robur</i>	<i>Cenococcum geophilum</i>	+	+	+	Dixon <i>et al.</i> , 1984a	
	<i>C. geophilum</i>	0	0	+	Marx 1979b	
	<i>Pisolithus tinctorius</i>	0	0	+	Marx 1979b	
	<i>P. tinctorius</i>	+	+	+	Dixon <i>et al.</i> , 1984a	
	<i>Scleroderma auranteum</i>	nr	nr	nr	Beckjord <i>et al.</i> , 1985	
	<i>Suillus granulatus</i>	+	+	0	Dixon <i>et al.</i> , 1984a	
	<i>S. luteus</i>	+	+	+	Dixon <i>et al.</i> , 1984a	
	<i>Thelephora terrestris</i>	+	+	0, +	Dixon <i>et al.</i> , 1984a	
	<i>Q. velutina</i>	<i>Pisolithus tinctorius</i>	+	+	+	Dixon <i>et al.</i> , 1984a
		<i>P. tinctorius</i>	0, -, +	0, -	0, -	Baser <i>et al.</i> , 1987
<i>Suillus granulatus</i>		+	+	+	Dixon <i>et al.</i> , 1984a	
<i>S. luteus</i>		+	+	+	Dixon <i>et al.</i> , 1984a	
<i>Thelephora terrestris</i>		+	+	0, +	Dixon <i>et al.</i> , 1984a	
<i>Pezizella ericae</i>		0	0	0	Barnes y Johnson, 1986	
<i>Rhododendron chapmanii</i>						
<i>Tsuga canadensis</i>	<i>Pisolithus tinctorius</i>	0	0	nr	Maronek y Hendrix, 1980	
<i>T. heterophylla</i>	<i>Cenococcum geophilum</i>	0	nr	nr	Kropp, 1981	
	<i>C. geophilum</i>	0	0	-	Molina, 1980	
	<i>Laccaria laccata</i>	0	0	-	Molina, 1980	
	<i>Pisolithus tinctorius</i>	0, +	0, +	0, +	Marx <i>et al.</i> , 1982	

+ Se refiere al peso seco o fresco del tallo y/o raíz, nr=información no referida, 0= Sin diferencia significativa, comparada con el testigo, - = reducción significativa comparada con el testigo, + = incremento significativo, comparado con el testigo.

5.2.7 Evaluando el Exito de la Inoculación

Debido a la diversidad de las especies, condiciones de crecimiento y técnicas de manejo en los viveros que producen en contenedor, las inoculaciones micorrízicas que producen buenos resultados en un vivero, pueden no funcionar en otros. **Se recomienda que en cada vivero se realicen pruebas a pequeña escala sobre el manejo de las micorrizas, antes de realizar el proceso de inoculación en todo el vivero.** Algunos miles de plantas son más que suficientes para realizar las primeras pruebas. En los programas de inoculación hay que asegurarse de incluir pruebas con alguna variación con respecto a los procedimientos normales, por ejemplo, varíe el tipo de esporas, el tiempo de aplicación, los niveles de fertilización y los tipos de fertilizantes, de forma tal que se pueda aprender cómo las prácticas de manejo interactúan con el éxito en la inoculación. Adicionalmente, es recomendable apoyarse de un estadístico o investigador, quien pueda auxiliar en el desarrollo de un diseño experimental simple, para facilitar el análisis de resultados.

5.2.7.1 Calificando la formación micorrízica

Los viveristas deberán contar con un entrenamiento básico para la identificación del tipo de micorrizas. Esta experiencia puede obtenerse mediante la capacitación personalizada en el vivero o en un taller, con el apoyo de un especialista. Aun con esta capacitación, los productores de planta deberán enviar algunas de sus plantas inoculadas a un especialista, a fin de ratificar los resultados obtenidos. Algunos consejos de apoyo son proporcionados en la sección 5.2.3.

5.2.7.2 Diseñando las pruebas en campo

La prueba real de un programa de inoculación en el vivero, puede no ser aparente sino hasta que las plantas son plantadas en campo. Dado que el tamaño de las plantas es un factor importante para su éxito una vez plantadas, es necesario medirlas antes de ser llevadas a campo a fin de asegurarse que se están comparando plantas de tamaño similar en el terreno (Fig. 5.2.62). En un estudio (Barnett, 1982), las diferencias en el tamaño inicial de las plantas estuvieron más estrechamente relacionadas con su comportamiento en campo, que la cantidad de ectomicorrizas de *Pisolithus tinctorius*. Además considere que el manejo inadecuado de la planta durante cualquier fase del proceso de plantación, puede ser perjudicial para las ectomicorrizas (Tabbush, 1986).

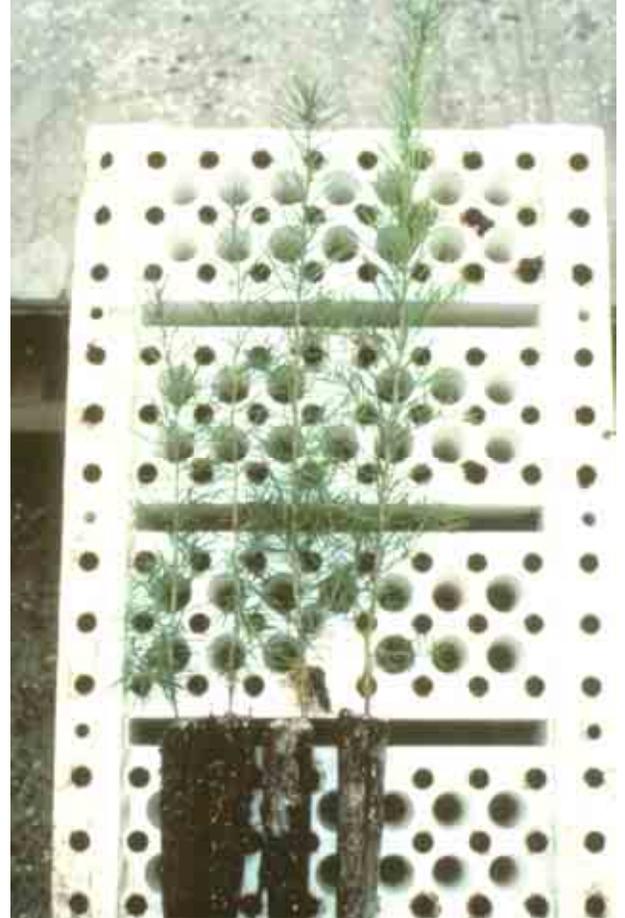


Figura 5.2.62 Variación en la altura de plantas producidas en contenedor de *Pseudotsuga menziesii*, correlacionada con la abundancia de ectomicorrizas de *Rhizopogon vinicolor*.

El diseño de las pruebas experimentales en campo deberá ser simple y confiable. Un diseño en bloques completamente al azar, con tres a cinco bloques distribuidos a lo largo del área representativa, de un hábitat específico, podrá generar suficiente información que se pueda extrapolar a sitios similares. Los bloques deben ser lo suficientemente pequeños para reducir la variación dentro de los bloques, debida al micrositio, y a la vez, lo suficientemente grandes para proporcionar una réplica significativa. Cuando se tengan dudas es necesario consultar con un especialista en estadística. Se ha encontrado que de 20 a 50 plantas en cada tratamiento (inoculadas y no inoculadas) por bloque son suficientes. Los bloques deberán estar separados unos de otros, mediante una zona de amortiguamiento de al menos 3 a 6 m (10 a 20 pies). El espaciamiento entre plantas puede resultar crítico. Se han utilizado espaciamientos tan cerrados como 1.2 X

1.2 m (4 X 4 pies), aunque son preferibles 2.4 X 2.4 y 3.6 X 3.6 m (8 X 8 ó 12 X 12 pies) para correlacionar con lo que se hace de manera operativa. Dentro de los bloques, las plantas del mismo tratamiento son establecidas en hileras de 10 a 25 arbolitos, con la ubicación de cada hilera en forma aleatoria, dentro de cada bloque. Es muy útil, para años subsecuentes, delimitar las esquinas del bloque con barras o estacas de 1.2 m (4 pies), de alto, que pueden ser de metal o plástico (no se recomienda la madera por su facilidad para romperse), y estacas metálicas de alta durabilidad para marcar el inicio y fin de cada hilera. Los códigos correspondientes a cada tratamiento se pueden colocar en las estacas en el inicio de cada hilera, en etiquetas de metal. La protección de las plantas es fundamental (Fig 5.2.63): muchas plantas inoculadas y vigorosas se han perdido debido al ramoneo del venado, ya que éstas son más apetecibles que aquellas que no fueron inoculadas (plantas testigo). La medición de la altura y el diámetro de las plantas al momento de la plantación, proporciona la información inicial que servirá para calcular el crecimiento como el incremento anual. Las mediciones son tomadas en cualquier momento durante la dormancia de las plantas, dependiendo de la accesibilidad al sitio.

Se ha encontrado que al inicio del segundo año, se tendrá una comparación más precisa de los tratamientos que en el primer año, porque durante éste último, el crecimiento de las plantas se verá influenciado por las prácticas de vivero (esto es, fertilización y regímenes de riego) del año previo. Comúnmente, las mediciones son tomadas durante los primeros cinco años; la evaluación de esta información definirá si el seguimiento deberá continuar por un período mayor. Aunque no debe tomarse como rutina, es muy recomendable la excavación para analizar el sistema radical de las plantas, a fin de observar la permanencia de los hongos inoculados en las raíces absorbentes viejas, y su crecimiento en las nuevas raíces activas. Será suficiente con analizar de cinco a 10 plantas por tratamiento cada año. Las técnicas para examinar en campo las micorrizas en los sistemas radicales, son similares a las que se comentaron en la sección 5.2.3.

5.2.7.3 Consideraciones económicas

La relación costo-eficiencia es difícil de generalizar, dado que depende del tipo de inoculación, los costos individuales en el manejo del vivero, y la magnitud de la inoculación. Mucho más importante, estos cálculos están compuestos

por los objetivos específicos de la inoculación, y la definición de eficiencia. Por ejemplo, un vivero que intenta incrementar el diámetro del tallo y la uniformidad de las plantas, o reducir las pérdidas, juzgará la eficiencia (y sus costos) de manera diferente que aquel vivero cuyo objetivo sea mejorar el desempeño de las plantas en campo. En el primero, la eficiencia se relaciona con beneficios y costos inmediatos, mientras que en el segundo, el concepto de eficiencia se liga al futuro. Los viveristas requerirán calcular detalles de la costoeficiencia al mismo tiempo que desarrollan los programas individuales de inoculación. Esta es otra razón para mantener a una mínima escala la primera inoculación.

Actualmente una nueva compañía está preparando suspensiones de esporas de diferentes hongos para su distribución de manera comercial, especialmente en el Pacífico Noroeste. La empresa Aplicaciones Micorrízicas Forestales (Forest Mycorrhizal Applications – 1032 Starlite, Grants Plains, OR 97526, EUA), recientemente ha iniciado la recolección y distribución de suspensiones de esporas de varias especies de los géneros *Rhizopogon*, *Suillus* y otros hongos micorrízicos. El costo del inóculo en 1988, fue de entre \$0.25 y \$0.95 USD por cada mil plantas; las aplicaciones son adicionales (ver sección 5.2.6.2).

La empresa Mycorr Tech Inc (440 William Pitt Way, Pittsburgh, PA 15238, EUA), suministra actualmente de manera comercial inóculo vegetativo. En 1988, el costo aproximado de su producto fue de entre \$1 y \$2 USD por cada mil plantas; la aplicación es adicional. Las pruebas han mostrado que su producto es confiable y reproducible, relativamente fácil de obtener, y no está contaminado (ver sección 5.2.6.3).

Fuentes comerciales de hongos micorrízicos VA están disponibles y continúan en desarrollo. NPI (417 Wakara Way, Salt Lake City, UT 84108, USA) produce inóculos de diferentes hongos micorrízicos VA. En 1988, sus productos costaban aproximadamente de \$2.0 a \$5.0 USD por cada mil plantas, dependiendo del procedimiento de inoculación. Se ha observado que los costos de producción han decrecido de manera constante durante los últimos dos años (ver sección 5.2.6.4).



Figura 5.2.63 Tubos de plástico protegiendo plantas inoculadas de *Pseudotsuga menziesii*, en un experimento establecido en un sitio del suroeste de Óregon, Estados Unidos.

5.2.8 Factores que Afectan el Desarrollo Micorrízico.

5.2.8.1 Desarrollo de raíces.

Las raíces laterales primarias de las coníferas que son producidas en contenedor, comúnmente crecen hacia las paredes del contenedor para posteriormente descender 10 a 15 cm de forma paralela a estas. Este crecimiento inhibe la formación de las raíces laterales secundarias; muchas de las raíces continúan esta tendencia de crecimiento después de que han sido plantadas en campo. En el terreno de plantación, la parte superior del perfil del suelo (10 a 15 cm – 4 a 6 pulgadas) usualmente tiene grandes cantidades de oxígeno, humedad y disponibilidad de nutrientes, lo cual es propicio para una gran actividad microbiana (Harvey *et al.*, 1987). Para asegurar el establecimiento de las plantas una vez plantadas, es deseable que las raíces absorbentes y las micorrizas puedan explorar las capas superficiales del suelo.

Las técnicas de vivero para manejar el sistema radical de las plantas producidas en contenedor y promover el crecimiento potencial de las raíces una vez plantadas, son relativamente nuevas. Una se logra mediante el impregnado de las paredes internas de los contenedores con pintura de látex, que contenga un químico que promueva la poda de las raíces. Después de que la pintura ha secado, los contenedores son llenados con sustrato, realizando la siembra de manera normal (Romero *et al.*, 1986). Se han probado diferentes concentraciones de tres diferentes químicos. El Trifluralín (un herbicida) afectó de manera negativa las plantas de *Pinus ponderosa*, a todas las concentraciones probadas (0.56 a 70.88 g/l de pintura) (McDonald *et al.*, 1981). Una concentración de 5 g/l de ácido indolbutírico aplicado a las paredes del contenedor, incrementó el crecimiento de las plantas de *Pinus ponderosa* en alguna medida, pero dicho crecimiento fue débil y errático, comparado con aquellos contenedores que fueron tratados con una concentración de 50 g/l de carbonato cúprico (CuCO_3) (McDonald *et al.*, 1984). Las plantas producidas en contenedores tratados con CuCO_3 y posteriormente transplantadas y desarrolladas por un periodo adicional de cinco semanas, tuvieron un 27% de sus nuevas raíces como raíces laterales, mientras que las plantas cuyos contenedores no fueron tratados produjeron solamente 8%. Las plantas tratadas con 100 g/l de CuCO_3 tuvieron un incremento significativo tanto en el peso seco de la parte aérea como en el de las raíces, y la altura del tallo fue mayor que en las plantas tratadas con una

concentración de 0.1 g/l; adicionalmente tuvieron sólo una cuarta parte (3.7 en comparación con 12.2) de las raíces desviadas hacia debajo de las paredes del contenedor (McDonald *et al.*, 1981). Desafortunadamente algunas pinturas de látex pueden ser fitotóxicas, con efectos perjudiciales que se llegan a separar solamente cuando se utilizan altas concentraciones de CuCO_3 . Otros portadores potenciales necesitan ser probados.

Los efectos del CuCO_3 y del ácido indolbutírico sobre la inoculación de los hongos ectomicorrízicos, han sido determinados para *Pinus ponderosa*, *P. contorta* (McDonald *et al.*; 1981), *P. taeda*, *P. palustris*, *P. echinata* y *P. strobus* (Ruehle, 1985a). En todos los casos se utilizaron 50 g de CuCO_3 por cada litro de pintura de látex. Las plantas tratadas de *Pinus ponderosa* y *P. contorta* inoculadas con *Suillus granulatus* o *Pisolithus tinctorius* tuvieron una altura y diámetro del tallo ligeramente mayores, y redujeron de manera significativa la desviación de sus raíces, en comparación con las plantas que no fueron tratadas. El tratamiento con CuCO_3 de las otras especies de pino tuvo un mínimo efecto sobre el crecimiento de la planta, sin embargo, la formación de raíces absorbentes fue usualmente estimulada. La formación de ectomicorrizas no se vió afectada en *Pinus taeda* y *P. echinata*; fue estimulada en *Pinus palustris* y fue reducida en *Pinus strobus* (Ruehle, 1985a). En ensayos de campo, las plantas de *Pinus taeda* y *P. palustris* que fueron inoculadas con *Pisolithus tinctorius* y que fueron tratadas con CuCO_3 , sobrevivieron y crecieron mejor que aquellas que aunque fueron inoculadas, no fueron tratadas, en un área de reforestación rutinaria del Sureste de los Estados Unidos (Ruehle, 1987).

El sulfato de cobre también ha sido utilizado para prevenir el espiralamiento de las raíces, en plantas de *Pinus tabuliformis* que fueron producidas en contenedores de papel tipo kraft, y recubiertas con polietileno (Dong y Burdett, 1986). Desafortunadamente, los efectos del producto químico sobre la inoculación ectomicorrízica no fueron evaluados.

Los viveristas deberán intentar algunas de estas técnicas para promover desarrollo radical en una escala pequeña, y cuidadosamente dar seguimiento a los efectos sobre el crecimiento radical y el desarrollo micorrízico, antes de realizar una aplicación a gran escala.

5.2.8.2 Fertilización

Las micorrizas y los hongos micorrízicos son extensiones del sistema radical de las plantas; extraen los nutrientes y agua del suelo y los transportan hacia su hospedante. Las plantas responden a la formación de micorrizas más fuertemente en suelos de baja fertilidad. La mayoría de los hongos micorrízicos están adaptados a condiciones de baja fertilidad de suelos forestales. Muchos hongos micorrízicos no crecen bien en sustratos artificiales, que continuamente son saturados con altas cantidades de fertilizantes solubles o mejorados con fertilizantes de lenta liberación. La inhibición micorrízica debido a los altos niveles de fertilización, más la carencia de propágulos de hongos micorrízicos en los sustratos artificiales, representan el mayor reto para los programas de manejo de micorrizas.

Debido a que las diferentes especies de hongos micorrízicos responden de manera distinta a la fertilización, se pueden utilizar hongos adaptados a las condiciones de fertilidad en el vivero, o la aplicación de fertilizantes puede ser modificada para promover la colonización de hongos deseables pero sensibles a la fertilización. Por ejemplo, altos niveles de fertilización soluble con NPK reducen la formación ectomicorrízica de *Pisolithus tinctorius* (Crowley *et al.*, 1986; Danielson *et al.*, 1984a; Dixon *et al.*, 1985; Ekwebelam y Reid, 1983; Maronek *et al.*, 1981; Maronek *et al.*, 1982; Marx *et al.*, 1982; Pope y Chaney, 1984; Ruehle, 1980a; Ruehle y Wells, 1984; Rupp y Mudge, 1985). La reducción de los niveles de fertilización a un 50%, puede duplicar la colonización ectomicorrízica para algunos hospedantes (ver Marx *et al.*, 1982). Por otra parte, algunos hongos como *Laccaria laccata* y *Rhizopogon vinicolor* son mínimamente afectados por los altos niveles de fertilización soluble. La inoculación con estos hongos en viveros comerciales ha sido exitosa **sin** alterar los regímenes rutinarios de fertilización (Castellano *et al.*, 1985; Danielson *et al.*, 1984a; Hung y Molina, 1986a; Molina y Chamard, 1983 y Tyminska *et al.*, 1986).

La formación de micorrizas vesiculares-arbusculares en plantas producidas en contenedor de *Liriodendron tulipifera* (Verkade y Hamilton, 1985) y *Magnolia grandiflora* (Maronek y Hendrix, 1978), ha sido fomentada por ciertos regímenes de fertilización.

El tipo de fertilizante también puede afectar el desarrollo micorrízico. Los dos tipos de fertilizante más común; soluble y de lenta liberación, han mostrado que afectan el éxito de la inoculación ectomicorrízica. (Castellano *et al.*; 1985; Maronek *et al.*, 1982). Castellano *et al.* (1985), encontró que el éxito de la inoculación de *Rhizopogon vinicolor* mediante la aplicación de esporas en plantas producidas en contenedor de *Pseudotsuga menziesii*, fue reducido por los fertilizantes de lenta liberación pero no por los solubles. Como se recomendó en el volumen cuatro de esta serie, no se aconseja el uso de fertilizantes de lenta liberación, debido al desconocimiento a lo que las plantas son en realidad expuestas en forma de nutrientes en el fertilizante.

Aunque las aplicaciones foliares a base de NPK no son usadas de manera cotidiana en los viveros que producen en contenedor, las plantas de *Quercus velutina* que recibieron este tipo de fertilización foliar, tuvieron una mayor cantidad de ectomicorrizas de *Pisolithus tinctorius*, así como un alto contenido de frutosa en las raíces absorbentes, en comparación con aquellas plantas que recibieron fertilización NPK soluble mediante saturación (Dixon *et al.*, 1981).

La forma del fertilizante también es importante; comparado con el N-nítrico, el N-amoniaco es comúnmente mejor utilizado por una variedad de hongos micorrízicos (Bledsoe y Zasoski, 1983; Littke *et al.*, 1984; Harley y Smith, 1983). La fertilización a base de N-amoniaco reduce el pH del sustrato, mientras que el N-nítrico lo puede incrementar. Tal como se verá posteriormente muchos hongos ectomicorrízicos prefieren sustratos con condiciones ácidas, por lo que la fertilización con N-nítrico, podrá afectar de manera adversa la inoculación de hongos que son sensibles a condiciones alcalinas.

Debido a las diferentes respuestas a los fertilizantes por los distintos hongos micorrízicos, no es posible recomendar niveles específicos, tipos o formas de fertilización para promover el desarrollo micorrízico en las plantas producidas en contenedor. Los niveles óptimos de fertilización deben ser determinados por cada viverista, dependiendo de si el objetivo es el promover el desarrollo micorrízico de un hongo ocurriendo de manera natural, o asegurar la inoculación mediante un hongo en particular. Los viveristas deberán darse cuenta que los hongos micorrízicos pueden proporcionar una estimulación en el crecimiento de las plantas igual o similar a la lograda mediante altos niveles de fertilización, obteniendo como

resultado ahorro en fertilizante. Si la meta es el mejor desempeño de las plantas en campo mediante la inoculación micorrízica, es esencial el mantener un adecuado control sobre la fertilización y su forma de aplicación.

El manejo de micorrizas deberá ser considerado como una parte del conjunto de actividades a desarrollar en la producción de plantas. Mantenga una mente abierta para modificar los niveles de fertilización, los esquemas de aplicación, y las formas de fertilización, para lograr objetivos de manejo de micorrizas. Los encargados de la producción deberán ser habilidosos para desarrollar las prácticas óptimas que permitan producir plantas vigorosas; para lograr un desarrollo micorrízico alentador en la producción en contenedores, se requerirá de estas mismas habilidades.

5.2.8.3 Riego

Tanto el exceso como la escasez de agua reduce la formación de las raíces absorbentes (Ruark *et al.*, 1982), especialmente en las especies de pseudotsuga y piceas. Muchos viveros riegan sus plantas diariamente a punto de saturación todos los días (Matthews, 1983). Un síntoma de riego excesivo es la formación de “raíces de agua”, las cuales son gruesas, carnosas, y de color opaco, carentes de micorrizas y de pelos absorbentes (Fig. 5.2.64). Este tipo de raíces actúan como grandes esponjas que rápidamente absorben el agua y los nutrientes solubles. Éstas carecen de las raíces activas que son necesarias para la formación micorrízica (Castellano, 1987; Dixon *et al.*, 1985), y esencialmente no son funcionales para la absorción de agua y nutrientes en el sitio de plantación. Se ha observado que las “raíces de agua” mueren y se descomponen rápidamente una vez que la planta ha sido plantada en campo (G. Hunt, 1987); además estas raíces se han observado en situaciones extremas algunas veces, comúnmente en sustratos compactados. Cuando existen sustratos con una buena porosidad, el riego excesivo no causa ningún problema. La calidad del musgo turboso (peat moss) es crítica: turba de baja calidad, con un gran porcentaje de partículas finas provocará que el sustrato tenga mal drenaje. Adicionalmente, anillamientos del xilema provocados por algunos insectos, pueden favorecer la formación de “raíces de agua”, debido a la restricción del flujo del agua hacia la parte aérea. De nuestra experiencia, algunos experimentos de inoculación han fallado debido a que los hongos no pueden formar ectomicorrizas, por la excesiva formación de “raíces de agua”. El

peso seco de las raíces no es un buen indicador de la calidad del sistema radical; un sistema con gran cantidad de “raíces de agua”, puede tener la misma biomasa seca que otro que cuente con muchas raíces absorbentes.

Las plantas que han sido de alguna manera sobreirrigadas (aunque sin llegar al punto de contar con excesivas raíces hinchadas), desarrollan muchas raíces con pocas o nulas ramificaciones laterales cercanas a las paredes o en la base del contenedor. En estas plantas, el desarrollo óptimo de las raíces absorbentes, y por lo tanto de las micorrizas, ocurre solamente en la parte interna y cercana a la parte superior del cepellón, donde la aireación es mejor. Estas plantas presentan un potencial de regeneración del sistema radical extremadamente pobre, una vez que son plantadas en campo.



Figura 5.2.64 Diferentes grados de formación de “raíces de agua” en plantas de *Pseudotsuga menziesii* producidas en contenedor. A la derecha una formación radical normal, mientras que al centro y a la izquierda, es anormal (cortesía de G. Hunt, Balco, Kamloops, B.C.).

Para evitar la formación de “raíces de agua”, y por lo tanto favorecer el buen desarrollo de las raíces absorbentes y la formación de ectomicorrizas, los viveristas deberán examinar de manera regular los sistemas radicales, y modificar de forma apropiada los regímenes de riego. Tal como se enfatizó anteriormente, esta deberá ser una práctica regular cuando se evalúan las raíces y la calidad de las plantas en general, durante la estación de crecimiento.

5.2.8.4 Sustrato

Las características físicas y químicas del sustrato influirán en el éxito de los programas de inoculación micorrízica. El tamaño de los poros, su distribución y su pH (niveles óptimos y tolerancia), afectarán en forma directa no sólo la formación de raíces absorbentes (Ruark *et al.*, 1982) y su distribución (Fig. 5.2.65), también el desarrollo ectomicorrízico. Un sustrato compactado no sólo inhibirá la formación de raíces absorbentes, sino que también inhibirá la extensión de raíces laterales y activas. El alto porcentaje de musgo (turbo) en la mayoría de los medios de crecimiento, afecta sus propiedades físicas y químicas, esto es su pH. De observaciones en campo se infiere que algunos hongos micorrízicos prefieren suelos con alto contenido de materia orgánica (por ejemplo, residuos de madera en descomposición con pH=4), mientras que otros crecen mejor en suelos minerales con poca materia orgánica (por ejemplo, áreas recientemente incendiadas, con pH=7). Los hongos ectomicorrízicos tienen diferentes niveles óptimos de pH para crecer en cultivos (Hung y Trappe, 1983). Algunos de ellos crecen de igual forma sobre un intervalo de pH relativamente amplio, mientras que otros son menos tolerantes (Hung y Trappe, 1983). Por ejemplo, *Pisolithus tinctorius* forma más ectomicorrizas con valores de pH que van desde 5.5 a 6.5, cuando son inoculados en plantas de *Cayia illinoensis* (Sharpe y Marx, 1986).

La compactación del sustrato no parece eliminar el crecimiento del hongo, pero reduce marcadamente la formación de raíces absorbentes, las cuales son necesarias para la colonización ectomicorrízica. El sustrato en el contenedor deberá proporcionar una adecuada porosidad para el intercambio de oxígeno, el cual promoverá un crecimiento vigoroso tanto de las raíces, como del hongo. Se recomienda seleccionar aquellos hongos que crecen mejor sobre un amplio intervalo de pH del sustrato, para la inoculación en vivero.



Figura 5.2.65 Distribución deficiente de raíces absorbentes en *Pseudotsuga menziesii* producido en contenedor. A la izquierda se muestra una distribución anormal, y a la derecha una distribución normal (cortesía de G. Hunt, Balco, Kamloops, BC).

5.2.8.5 Temperatura

Así como con el pH, los hongos ectomicorrízicos tienen intervalos de tolerancia a temperaturas (HacsKaylo *et al.*, 1965; Marx y Bryan, 1971; Marx *et al.*, 1970; Samson y Fortín, 1986). Las temperaturas del sustrato en los contenedores pueden variar ampliamente, desde los 0°C (32 °F) durante el invierno o en el almacenamiento antes de la plantación, hasta los 38 °C (100 °F) durante el verano. Algunos hongos micorrízicos pueden tolerar esta amplia fluctuación de temperaturas durante el período de producción, pero otros no. Por ejemplo, plantas asépticas de *Pinus taeda* inoculadas con *Thelephora terrestris* o *Pisolithus tinctorius*, crecieron bien y formaron abundantes ectomicorrizas a 25 °C (77 °F). Cuando estas mismas plantas fueron transferidas a un cuarto con temperaturas en el suelo de 40 °C (104 °F), las plantas inoculadas con *Thelephora terrestris* declinaron o murieron, mientras que aquellas

inoculadas con *Pisolithus tinctorius*, crecieron (Marx y Bryan, 1971).

Las raíces absorbentes ectomicorrizadas también difieren en su capacidad para resistir el frío. En muchos viveros, el almacenamiento en frío de las plantas antes de llevarlas a campo, es una práctica común. Las ectomicorrizas de *Pisolithus tinctorius* sobrevivieron al almacenamiento en frío en plantas de *Pinus equinata* (Marx, 1979a), pero no en *P. ponderosa* (Álvarez y Linderman, 1983), o en *Pseudotsuga menziesii* (Castellano, información no publicada). El almacenamiento en frío del inóculo vegetativo de *Pisolithus tinctorius* reduce su efectividad, mientras que los inóculos de *Laccaria lacatta* y *Hebeloma crustiforme* formaron abundantes ectomicorrizas, después del almacenamiento en frío (Hung y Molina, 1986a).

El conocimiento sobre la tolerancia de varias especies de hongos a distintas temperaturas, debe ser usado para seleccionar las especies adecuadas en su programa de inoculación.

5.2.8.6 Plaguicidas

Los plaguicidas provocan una multitud de reacciones complejas sobre organismos objetivo y no objetivo. Las generalizaciones sobre las reacciones a los plaguicidas deben abordarse con precaución. Por ejemplo, los plaguicidas que afectan a los hongos micorrízicos o su desarrollo, pueden influir de manera positiva o negativa el crecimiento de las plantas. Trappe *et al.* (1984), revisaron los efectos de los plaguicidas sobre los hongos micorrízicos y el desarrollo de micorrizas. En las tablas 5.2.8 a 5.2.11 se ha resumido de Trappe *et al.* (1984), información para viveros que producen en contenedor.

Esterilizantes. Los sustratos artificiales generalmente son considerados “esencialmente estériles”, por lo tanto, los esterilizantes normalmente no son utilizados en los viveros que producen en contenedor. Sin embargo, debido a recientes problemas con enfermedades en las raíces, algunos viveristas han comenzado a esterilizar tanto el medio de crecimiento como los contenedores (Tabla 5.2.8). Las mezclas a base de bromuro de metilo y cloropicrin) son esterilizantes efectivos, y bajo condiciones óptimas de aplicación, casi pueden eliminar de los sustratos tratados tanto los organismos benéficos como los perjudiciales. Sin embargo, las condiciones óptimas pocas veces se dan, por lo que raramente son eliminados todos los organismos del suelo. La fumigación con bromuro de metilo es usada en los

programas de inoculación micorrízica en la producción a raíz desnuda, a fin de reducir la competencia de hongos silvestres con aquellos que son utilizados para la inoculación. Para los sustratos artificiales (por ejemplo corteza molida) en los viveros que producen en contenedor, la pasteurización con vapor sirve para el mismo propósito de manera efectiva.

Fungicidas. La mayoría de los fungicidas son selectivos para ciertos grupos de hongos (Tabla 5.2.9). Los tiazoles (benomyl, carbendazim y fuberidizol) pueden erradicar a zigomicetes, pero son menos perjudiciales o incluso estimulantes (Pawuk y Barnett, 1981; Pawuk *et al.*, 1980) a la mayoría de los Basidiomicetes y Ascomicetes. Puesto que las micorrizas VA son Zigomicetes, una atención especial es necesaria para la aplicación de este grupo de fungicidas, en los viveros donde se están produciendo los hospedantes de las micorrizas VA. Los tiazoles pueden ser los fungicidas a elegir para aquellos viveros que producen plantas hospedantes con ectomicorrizas (pináceas). Los ditiocarbamatos (ferbam, mancozeb, zineb y ziram), son substitutos aromáticos que tienden a inhibir a los hongos micorrízicos de ambos grupos. Los dicarboximidos (captafol y captán), comúnmente no inhiben cuando son aplicados en dosis pequeñas, (Ver tabla 5.2.8), pero pueden hacerlo a dosis más altas (Pawuk *et al.*, 1980), o pueden incluso ser estimulantes para ambos grupos de hongos micorrízicos (Owston *et al.*, 1986).

Tabla 5.2.8 Esterilizantes que reducen el desarrollo ectomicorrízico

Ingrediente activo	Nombre Comercial
Alcohol allyl + dibromuro de etileno	Alcohol allyl + dibromuro de etileno
Dazomet	Dazomet
Formaldehído	Formalin (*)
Meta sodio	Carbam (*)
Sodio azide	Smite
Di-trapex	Vorlex

(*) Esterilizantes que no afectan a bajas dosis, pero que tienden a reducir las ectomicorrizas a altas dosis

Tabla 5.2.9 Fungicidas que reducen el desarrollo ectomicorrízico

Ingrediente activo	Nombre Comercial
Banrot	Banrot
Triadimefon	Bayleton
Benodanil	Benodanil (*)
Clorotalonil	Bravo (*)
Captán	Captan (*)
Cloroneb	Chloroneb
Etridiazol	Etridiazol
Fenaminosulf	Lesan
Maneb	Maneb
Mancozeb	Mansate
Olpisan	Olpisan
Quintozene	PCNB
Folpet	Phaltan
Ácido sulfúrico	Ácido sulfúrico
Thiram	Thiram
Zinc blanco	Zinc blanco
Zineb	Zineb (*)
Ziram	Ziram

(*) Fungicidas que no afectan a bajas dosis, pero que tienden a reducir las ectomicorrizas a altas dosis

La importancia de elegir químicos para el control de plagas de manera cuidadosa, se ilustró mediante los programas para controlar el tizón fusiforme en plantas de pino del sur, inoculadas con *Pisolithus tinctorius*. El ferbam ha sido utilizado para el control de este tizón en viveros forestales del sur, aunque requiere de varias aplicaciones para ser efectivo. Recientemente, el bayleton ha resultado ser efectivo para el control del tizón mencionado, y sólo requiere de ser aplicado en pocas ocasiones durante la etapa de crecimiento. Aunque el costo del bayleton es mayor que el del ferbam, las menores aplicaciones reducen el trabajo, con lo cual resulta más económico el primero. Desafortunadamente, el bayleton inhibe de manera selectiva la formación de ectomicorrizas de *Pisolithus tinctorius*, en comparación con la ectomicorrización que se produce de manera natural (Kelley, 1987; Marx y Cordell, 1984, Rowan, 1984). Por lo tanto, influye en contra de la inoculación con *Pisolithus*.

El tratamiento de la semilla con fungicidas, parece no afectar el desarrollo ectomicorrízico luego de la germinación a menos que las semillas estén encapsuladas con esporas de hongos ectomicorrízicos (Theodorou y Skinner, 1976). Sin embargo, el tratamiento con fungicidas a semillas de hospedantes de micorrizas VA, pueden afectar negativamente el desarrollo de este tipo de micorrizas después de la germinación (Jalali y Domsch, 1975).

Herbicidas. La interpretación de los resultados de ensayos con herbicidas es difícil, dado que los

efectos sobre la planta hospedante pueden afectar indirectamente a los hongos micorrízicos. Normalmente, las concentraciones de herbicidas que afectan significativamente a los hongos micorrízicos, son considerablemente superiores a las tasas de aplicación recomendadas (Tabla 5.2.10).

Algunos herbicidas, tales como el simazine, de hecho estimulan el crecimiento de hongos micorrízicos, tanto en cultivos, como en condiciones de campo.

Insecticidas y nematicidas. De manera general, altas concentraciones de insecticidas o nematicidas inhiben el crecimiento de los hongos en condiciones de cultivo puro (Tabla 5.2.11). Relativamente, existe poca información disponible, sobre los efectos de estos compuestos en los hongos micorrízicos, por lo cual no es posible hacer recomendaciones sustentadas.

Recomendaciones generales sobre plaguicidas.

La bibliografía sobre la interacción de los plaguicidas con los hongos micorrízicos y el subsecuente desarrollo micorrízico, es confusa e incompleta. Se requiere de un extenso trabajo de investigación para entender por qué ciertas combinaciones de hospedante-hongo, en determinadas condiciones son afectadas, y en otras no. Es importante que el viverista lleve a cabo observaciones cuidadosas y acopio de información, para integrar el manejo micorrízico a las acciones de operación del vivero. Los productores deberán determinar qué y cuánto plaguicida afectará sus diferentes cultivos, bajo ciertas condiciones de producción. La literatura proporciona una guía sobre algunas de las incompatibilidades potenciales entre los plaguicidas, sustratos, hospedantes, ambiente y hongos micorrízicos.

Tabla 5.2.10 Herbicidas que reducen el desarrollo ectomicorrízico.

Ingrediente activo	Nombre comercial
Alcohol allyl	Alcohol allyl
Amitrole	Amitrole (*)
Sulfamate de Amonio	Ammate
Atrazina	Atrazine
2,4-D	2,4-D
Dalapon	Dalapon (*)
Paraquat	Paraquat (*)
Ácido tetrafluor-propionico	Tomilon (*)
Trifluralin	Trifluralin

(*) Herbicidas que no afectan a bajas dosis, pero que tienden a reducir las ectomicorrizas a altas dosis

Tabla 5.2.11 Insecticidas y nematocidas que reducen el desarrollo ectomicorrízico.

Ingrediente activo	Nombre comercial
Aldrin	Aldrin (*)
BHC	BHC (*)
Clordano	Chlordane (*)
Nemafene	D-D
Toxafene	Toxaphene (+)

(*) Insecticidas y nematocidas que no afectan a bajas dosis, pero que tienden a reducir las ectomicorrizas a altas dosis

5.2.9 Conclusiones y Recomendaciones

No es posible sobreenfatizar que las micorrizas deben ser incluidas en cualquier evaluación del desarrollo radical y de calidad de las plantas. Las especies arbóreas han coevolucionado y son dependientes de las asociaciones micorrízicas para su supervivencia y crecimiento adecuado, en todos los bosques. Los silvicultores y viveristas están conscientes del periodo crítico de estrés que sufren las plantas al momento del trasplante. Por lo tanto, es prioridad que los viveros produzcan y envíen a los sitios de reforestación, plantas con abundante micorrización en sus sistemas radicales. Las plantas sin micorrizas, deberán formarlas antes de que puedan iniciar en forma activa la absorción de agua y nutrientes del suelo. En este sentido, las plantas con micorrizas están mejor preparadas para iniciar de forma inmediata la exploración del suelo, y así contar con mejores oportunidades para sobrevivir y crecer en comparación con aquellas plantas no micorrizadas.

Actualmente están en progreso considerables investigaciones sobre las aplicaciones de las micorrizas en el ámbito forestal. Un primer enfoque continúa siendo la selección de hongos para la inoculación en viveros, con base en beneficios ecológicos específicos, por ejemplo, proveyendo tolerancia a la sequía. Otra de las líneas de investigación, se centra en conocer qué tanta cantidad de hongos para la inoculación natural quedó disponible en varios sitios alterados, disponibles para la reforestación. Esta línea de investigación es extremadamente importante, dado que permitirá apoyar a los silvicultores en la predicción de cuáles sitios de reforestación tienen deficiencias de hongos micorrízicos y, por lo tanto, requieren de plantas inoculadas en el vivero. En el futuro, ambas líneas de investigación le proporcionarán, tanto al viverista como al silvicultor, herramientas de manejo para eficientar los programas de reforestación en todo el mundo.

Para alcanzar estas metas se proporcionan las siguientes recomendaciones, que auxiliarán a los viveristas en la incorporación de prácticas de manejo de micorrizas en los programas de producción de planta. Los encargados de la producción en el vivero deberán:

- Como primera etapa, aprender la biología básica de las micorrizas, entendiendo el por qué son importantes y estar conscientes de los grandes beneficios que proporcionan a las plantas.

- Aprender a reconocer las micorrizas, a identificar los diferentes tipos, y a cuantificar la cantidad de éstas en el sistema radical.
- Entender que las prácticas culturales en el vivero, especialmente el riego, la fertilización y la aplicación de plaguicidas, afectan el desarrollo micorrízico, con el propósito de evitar los efectos negativos.
- Examinar de manera regular y mantener registros detallados sobre el desarrollo de raíces absorbentes y el desarrollo micorrízico, de los diferentes lotes, en todo el vivero. Correlacionar esta información con datos de otras prácticas culturales del vivero, para entender cómo unas influyen a las otras.
- Explorar las diferentes opciones de inoculación que están disponibles, cuando se necesita de un programa de inoculación, y buscar el apoyo de un especialista en micorrizas para su implantación.
- Experimentar inteligentemente con los procesos de inoculación, iniciando a escala pequeña y con estudios bien diseñados, que incluyan testigos.
- Mantenerse al tanto de los recientes logros en la tecnología micorrízica, a través de lecturas, asistencia a talleres, o mediante la consulta periódica con especialistas en micorrizas.
- Obtener el texto de referencia: *Métodos y Principios de la Investigación en Micorrizas*, publicado por la Sociedad Americana de Fitopatología (Schenck, 1982).
- Incluir alguna medición del desarrollo micorrízico en las evaluaciones generales de la calidad de sus plantas.
- Finalmente, haga del conocimiento de sus clientes los programas de inoculación que utiliza, y sus beneficios, ya que un buen desarrollo micorrízico es un elemento de venta adicional para el mercado comercial.