



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*.

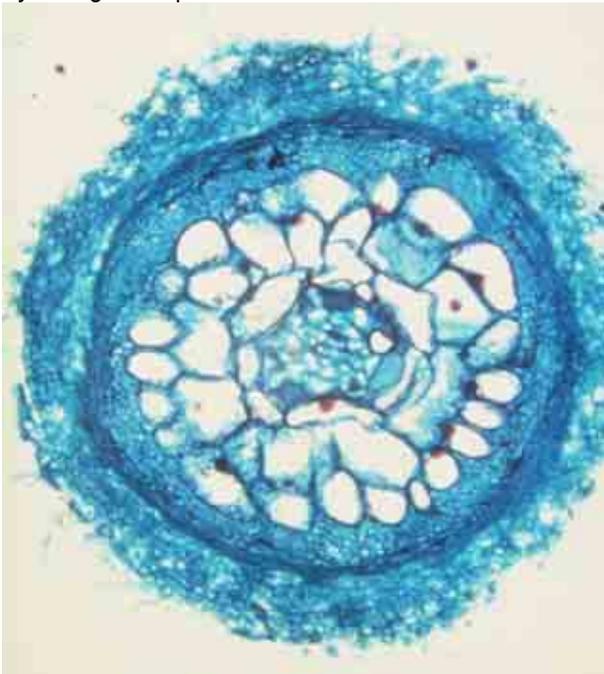


Figura 5.2.2 Ectomicorriza de *Pinus ponderosa* *Hebeloma crustuliniforme*.



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.

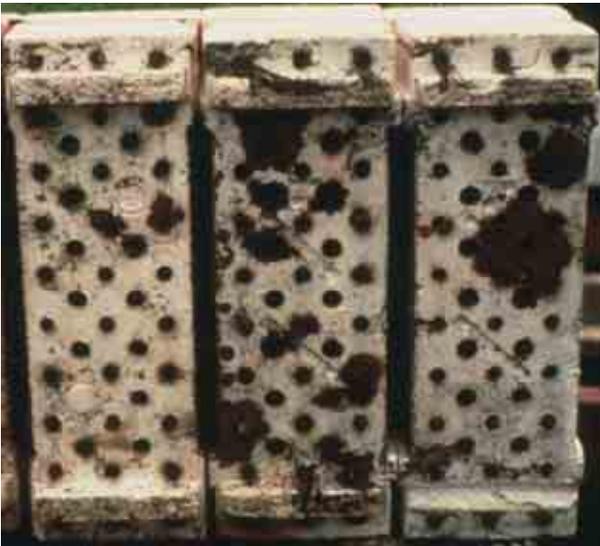


Figura 5.2.11 Cuerpos de fructificación de *Thelephora* sp., adheridos a la base de contenedores de poliestireno expandido (Styroblocks®).



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 arbuscúlos. 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 arbuscúlos 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).

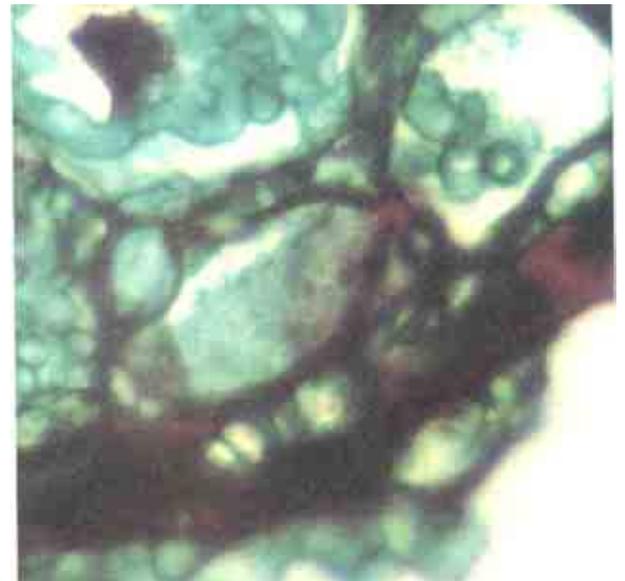


Figura 5.2.20 Sección transversal de una ectendomicorriza mostrando la penetración inter e intracelular en las células de las raíces.

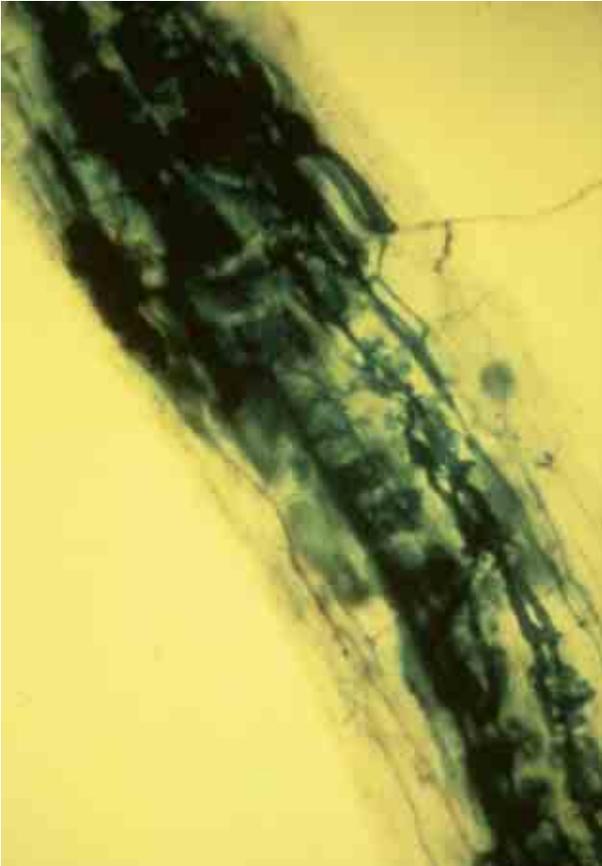


Figura 5.2.21 Típica micorriza *Vesicular – Arbuscular* (VA).



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).

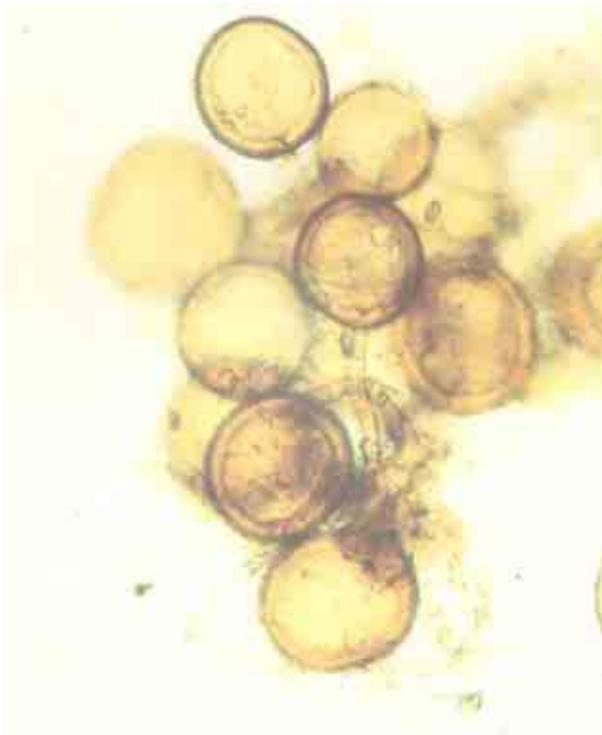


Figura 5.2.24 Esporas del hongo micorrízico VA *Glomus fasciculatum*.

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.

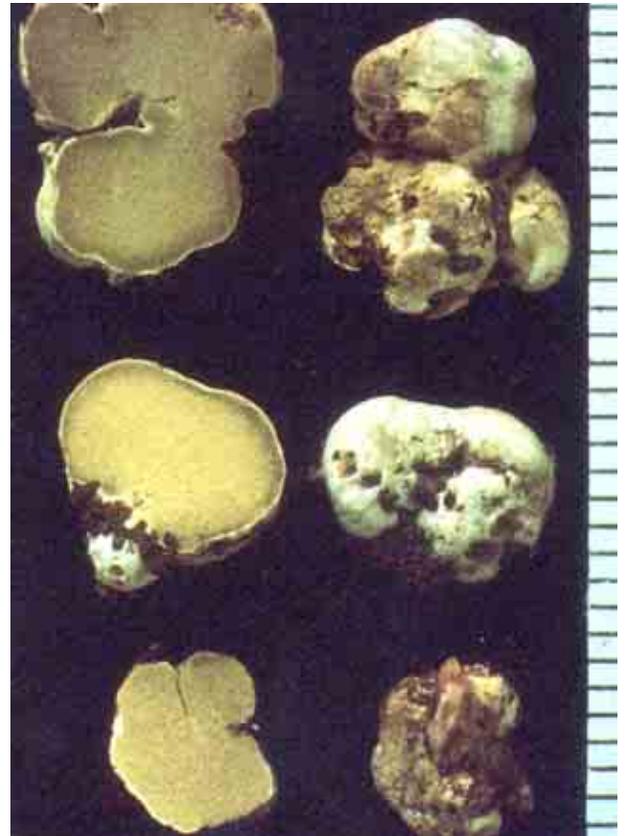


Figura 5.2.25 Cuerpos reproductivos de hongo micorrízico VA *Glomus microcarpum*.

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*.

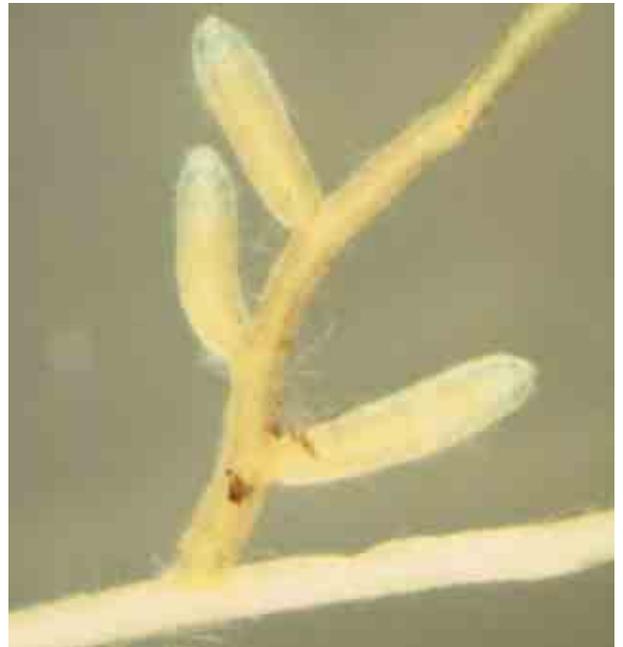


Figura 5.2.29 Ectomicorriza distintiva de color verde claro, en plantas producidas en contenedor de *Betula alleghaniensis*.

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 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 alimentadoras 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 micorrízica, están referidas a *Pisolithus tinctorius*. El Dr. Donald Marx y sus colegas del Instituto para la Investigación y Desarrollo Micorrízico, del Servicio Forestal Estadounidense, en Athenas, Georgia, demostraron la primera aplicación a gran escala de inoculación ectomicorrízica, 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 ochraceisporus*.



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 micorrizicos, 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 micorrizica VA.

De la misma forma que al iniciar un programa para la inoculación ectomicorrizica, 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* (Lundeberg,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>Sphaerospora 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>S. luteus</i>	<i>Q. alba</i>	0	+	0	Dixon <i>et al.</i> , 1984a
		<i>Q. robur</i>	+	+	+	Dixon <i>et al.</i> , 1984a
<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).

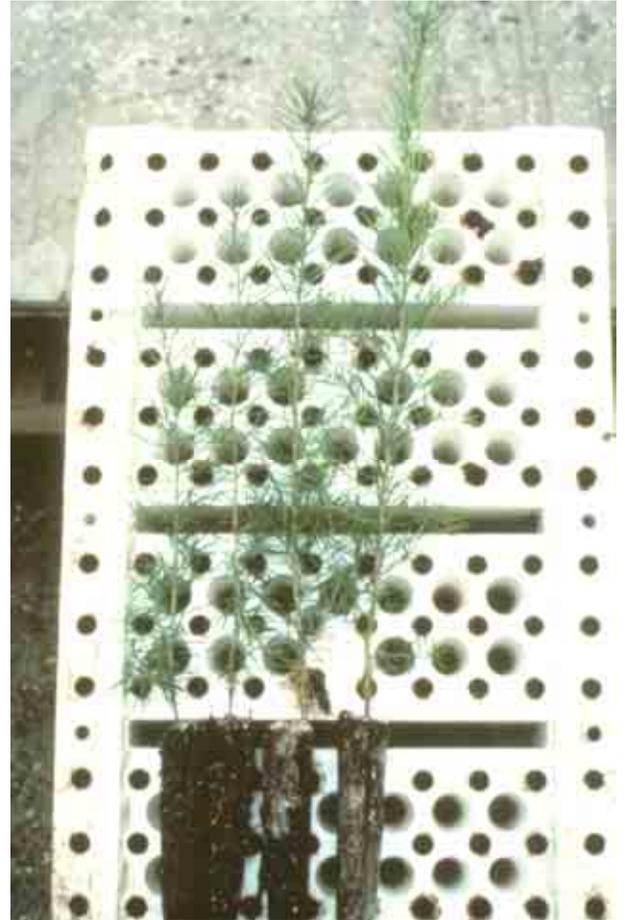


Figura 5.2.62 Variación en la altura de plantas producidas en contenedor de *Pseudotsuga menziesii*, correlacionada con la abundancia de ectomicorrizas de *Rhizopogon vinicolor*.

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 Plans, 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
Fenamínosulf	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 nematocidas. De manera general, altas concentraciones de insecticidas o nematocidas 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.