

PROSPECCION MICOLOGICA EN RIZOSFERA Y RIZOPLANO EN UN VIVERO FORESTAL DE *Eucalyptus globulus* Labill EN LA V REGION (CHILE)

(Mycological prospection in rhizosphere and rhizoplane in a forest nursery of
Eucalyptus globulus Labill in the V Region - Chile)

E.Piontelli,L*., M.A. Grixolli,A* . & S. Moraga,C**

*Universidad de Valparaíso, Esc. de Medicina, Cátedra de Micología, Casilla 92 V. Valparaíso

**Universidad Austral de Chile, Valdivia

Palabras clave: Vivero forestal, *Eucalyptus globulus*, hongos de la rizósfera y rizoplano.

Key words: Forest nursery, *Eucalyptus globulus*, rhizosphere and rhizoplane fungi.

RESUMEN

A pesar de que la fumigación-esterilización de los suelos es de utilidad en la producción de los viveros forestales, la microbiota residente puede sufrir alteraciones difíciles de evaluar. Con la finalidad de detectar específicamente las variaciones de la micota y corroborar el manejo sanitario, se efectuó un muestreo en rizósfera y raíces de plántulas de *Eucalyptus globulus* Labill (Diciembre'93 a Julio'94), para evidenciar la presencia de patógenos, oportunistas y saprófitos. La metodología, basada en la selección de muestras al azar desde las platabandas, consistió en procesar la rizósfera, en suelos fumigados y esterilizados, mediante diluciones en cultivos sólidos (DCPA) y las raíces, en agar agua, previa esterilización superficial y en medios específicos para *Phytophthora* y *Pythium*.

Se aislaron un total de 1643 colonias representadas por 40 géneros y 72 especies. En rizósfera, los principales taxa considerados como patógenos u oportunistas, fueron los géneros: *Aspergillus* (12,1%) con frecuencias similares en las tres etapas y *Fusarium* (11,1%) que decayó en la etapa final. En cambio los saprófitos de mayor presencia fueron *Cladosporium* (8,7%), *Penicillium* (8,4%) y *Botryotrichum* (6%).

En raíz, los principales patógenos integraron los géneros: *Pythium* (sin porcentaje por metodología diferente), *Fusarium* (14,6%) y *Trichoderma* (4%). *F. oxysporum* (82,5% del total del género), aumentó considerablemente en el segundo y tercer muestreo, mientras *T. harzianum*, fue siempre dominante (85,9% del total). Los saprófitos fueron representados mayoritariamente por *Penicillium* (16%), *Ulocladium* (9,7%) y *Acremonium* (2,2%).

La baja mortalidad observada en las plántulas del vivero durante los muestreos, puede atribuirse en cierta

SUMMARY

Despite the benefits that fumigation-sterilization have in the production of forest nurseries, the resident microbiota can undergo alterations that are difficult to evaluate. With the end objective of detecting the specific variations in the soil microorganisms and evaluating their sanitary management, the rhizosphere and rhizoplane of *Eucalyptus globulus* Labill seedlings were sampled (December 1993 - July 1994) to determine the presence of pathogens, opportunists and saprophytes. The methodology, based in random sampling from the nursery bed, consisted in evaluating the rhizosphere in fumigated and sterilized soils, using dilutions of solid cultures (DCPA), and in assessing the roots in previously sterilized water agar and in specific mediums for *Phytophthora* and *Pythium*.

A total of 1643 colonies were detected, represented by 40 genera and 72 species. In the rhizosphere, the principal taxa found out as pathogens or opportunists were the genera: *Aspergillus* (12.1%), with similar frequencies in the three stages, and *Fusarium* (11.1%) which declined in the final stage. The saprophytes of major importance in the rhizosphere were *Cladosporium* (8.7%), *Penicillium* (8.4%) and *Botryotrichum* (6%).

In the rhizosphere, the principal pathogens were the genera: *Pythium* (without percentage for different methodology), *Fusarium* (14.6%) and *Trichoderma* (4%). *F. oxysporum* (82.5% of the total genus) increased markedly in the second and third samples, while *T. harzianum* was dominant through all of the samples (85.9% of the total). The saprophytes present in the roots were represented mainly by *Penicillium* (16%), *Ulocladium* (9.7%) and *Acremonium* (2.2%).

The low mortality observed in the seedlings from the nursery, can be attributed at least partially to: 1) the

medida a: 1) la acción de los fungicidas empleados, 2) la competencia y antagonismo ejercido por los hongos saprófitos presentes en los suelos muestreados (resistentes a las fumigaciones) y 3) a los taxa "competentes de la rizósfera" como *T. harzianum* y *F. oxysporum*, que pueden ejercer un rol importante. Todos estos factores podrían contribuir al control de algunos fitopatógenos detectados principalmente en las raíces tales como: *Pythium ultimum*, *Alternaria alternata*, *Phoma leveillei*.

Las variaciones de las poblaciones fúngicas en los suelos de viveros fumigados, deben evaluarse mediante controles periódicos en el tiempo.

action of the fungicides used, 2) the competition and antagonism by the saprophytic fungus present in the sampled soils (resistant to the fumigations) and 3) the rhizosphere competent taxa such as *T. harzianum* and *F. oxysporum*, which can exert an important role. All of these factors could contribute to the control of some of the phytopathogens detected primarily in the roots such as: *Pythium ultimum*, *Alternaria alternata* and *Phoma leveillei*.

Changes in the fungus populations in fumigated nursery soils should be evaluated through periodic controls.

INTRODUCCION

La industria forestal ha tenido un gran desarrollo en el país, desde la creación del Decreto Ley. 701 (1974), sustentado principalmente por las plantaciones de *Pinus radiata* D. Don. En los últimos años se ha acentuado también un gran interés por otros árboles exóticos, tal como las especies de *Eucalyptus*, de la cual existen aproximadamente 171.520 hás. (INFOR, 1993). Esta gran superficie plantada, se debe fundamentalmente a sus múltiples usos, madera aserrada, muebles, paneles aglomerados, chapas de recubrimiento, pisos, etc. Además del reciente interés por la producción de pulpa de fibra corta y la exportación de madera pulpable en trozos y astillas (INFOR-CORFO, 1991).

Esta *Mirtacea*, de gran adaptabilidad, ha permitido su desarrollo en una amplia gama de ambientes ecológicos, desde los desérticos hasta los templados fríos, esto unido a una excelente combinación de rápido crecimiento, peso específico y producción volumétrica.

Varias empresas forestales nacionales, incorporarán a sus planes de forestación al Eucalipto. Por lo anterior, el nivel de plantaciones para los próximos años podría ascender a unas 22.000 hás./año, proyectándose una existencia total de 300.000 hás. para el año 2.000 (INFOR-CORFO, 1991).

Actualmente la región posee unas 31.670 hás. (INFOR, 1993), concentrando el 21% del total de plantaciones de esta especie en el país, esto la convierte en la segunda en importancia después de la VIII región (Borquez, 1987).

El conocimiento de las plagas y enfermedades que atacan a las especies de *Eucalyptus* que crecen en Chile es escaso (Prado & Barros, 1991), entre las claramente identificadas está la caída o "damping-off", provocada por un conjunto de hongos pertenecientes a los géneros *Phytophthora*, *Pythium*, *Fusarium*, *Rhizoctonia*, *Sclerotinia* y otros, que atacan las plántulas en vivero poco después de su emergencia y se caracterizan por una pudrición rápida tanto en semillas, raíces y plántulas suculentas (Kunstmann, 1978). *Cylindrocladium spp.*, se ha encontrado en pudrición de raíces, en vivero de *E. nitens* en la VI región

(Ipinza, 1992); *C. scoparium* Morgan, ha provocado también notables pérdidas; su área de distribución comprende prácticamente todos los países del mundo (Ipinza, 1992; Jacobs, 1981). *C. clavatum* Hodges & May, se ha identificado en viveros de *Eucalyptus* en Brasil, y *C. quinqueseptatum* Boedgin & Reitsma, en la India (Métro, 1976).

Entre los patógenos del suelo que se hospedan en la tierra del material de vivero y atacan a *E. globulus* y otras especies, se incluyen formas especiales de *Fusarium oxysporum*, *F. solani* y hongos de los géneros *Mycosphaerella*, *Cytospora* y *Phytophthora*.

Phytophthora cinnamomi, causa daño en raíces y cuellos de varias especies de *Eucalyptus* en Chile (VII y VIII región) y en el mundo, además de un amplio rango de hospedadores. Es capaz de sobrevivir por mucho tiempo produciendo clamidosporas en suelos forestales (Mackay & Weste, 1985; Ipinza, 1992). *Mycosphaerella cryptica* (Cooke) Hansf. y *M. nubilosa* (Cooke) Hansf., pueden ocasionar daños notorios, la primera preferentemente en *Eucalyptus delegatensis*, *E. nitens* y *E. regnans* y la segunda a todas las subespecies de *E. globulus* y a *E. nitens* (Jacobs, 1981).

Armillaria mellea, es uno de los patógenos más peligrosos y extendidos, ataca el sistema radicular de las plantas leñosas y produce su muerte en cualquier etapa de su desarrollo; su área de distribución comprende todos los países del mundo, incluido Chile (De la Lama, 1976).

Otra causa muy común de enfermedades del tallo en plantas de vivero de *Eucalyptus* es *Sclerotinia fuckeliana* (de Bary) Fuckel (Jacobs, 1981). *Botrytis cinerea*, ataca tallos, brotes y hojas, normalmente se presenta en otoño y afecta plántulas de 18 cm. de altura o más. Los modernos viveros de *Eucalyptus* no escapan a la acción de este hongo, que ocasiona mermas importantes, cuando no se establecen medidas sanitarias (Ipinza, 1992; Muñoz, 1986).

Algunos ascomicetos, como los oidios (*Oidium eucalypti* y *Podosphaera spp.*) que producen manchas blancas, sobre hojas de plántulas de más de 15 a 20 cm. de altura, son ectoparásitos obligados que afectan a plántulas en vivero (Muñoz, 1986).

La capacidad de alterar el equilibrio ecológico mediante el aporte a los suelos de cantidades cada vez mayores de potentes compuestos químicos tóxicos y específicos, empleados para el control de plagas de insectos, u otros organismos, son la causa de efectos secundarios sobre las plantas u organismos útiles (Burges & Raw, 1971). Esta situación habitual en viveros, mediante fumigaciones periódicas de los suelos, lleva a su esterilización parcial, eliminando ya sea los hongos indeseables (patógenos) como benéficos (saprófitos) (Daniel et al., 1982). A pesar de ello, algunos patógenos cosmopolitas logran mantenerse y adaptarse a las nuevas condiciones de estrés, lo que hace necesario para un buen manejo del vivero, conocer su densidad, fluctuación y dominancia en cada temporada.

Nuestro objetivo principal pretende comparar y determinar cualitativa y cuantitativamente, la comunidad fúngica presente en rizósfera y raíces (rizoplano), capaz de crecer en cultivos no selectivos, en plántulas aparentemente sanas de *E. globulus*, bajo condiciones normales de trabajo, a lo largo de un periodo de viverización no superior a los 6 meses desde su siembra.

Como objetivos secundarios: 1) Detectar la presencia específica de patógenos comunes, tales como *Pythium* y *Phytophthora* en cultivos selectivos y solamente en el rizoplano de plantas con cierto grado de anormalidad. 2) Evaluar (sólo con fines comparativos), la microbiota presente en rizósfera y rizoplano, en un pequeño pool de plántulas cultivadas en condiciones de suelos no esterilizados-fumigados previamente.

MATERIALES Y METODOS

1) Muestreo

La zona de muestreo fue el vivero "Torquemada" ubicado en la V región en la provincia de Valparaíso, en el área de la ciudad de Con-Con, a 10 kilómetros de la ciudad de Viña del Mar.

El universo muestral comprendió 190 platabandas de *E. globulus* Labill, sembradas en macetas de plástico. Dada la homogeneidad del vivero, se consideró significativo muestrear un total de 16 platabandas, las cuales se eligieron al azar en cada muestreo. De cada platabanda se seleccionaron 4 plántulas (al azar). Las platabandas a muestrear, y dentro de ellas las plantas seleccionadas, se determinaron utilizando, tablas de permutaciones al azar (Cochran, 1973).

Se trabajó con muestras compuestas, o sea, cuatro plantas tomadas desde una misma platabanda, correspondieron a una sola muestra (pool). Por lo tanto, se tuvo un total de 16 muestras para cada tipo de sustrato (rizósfera y raíces), por cada muestreo.

La colección de las muestras se efectuó en tres periodos, para observar tres etapas de las plántulas; el primer muestreo correspondió a **Preemergencia** (5 a 7 días

de sembradas), el segundo a **Emergencia normal** (15 a 20 días de sembradas) y el tercero a **Postemergencia** (4 a 6 meses de sembradas). Se tuvo especial cuidado de incluir en cada muestra solo la tierra adherida a las raíces.

Extraídas las plántulas se cortó la raíz a la altura del cuello, se guardaron cada grupo de cuatro raíces en bolsas de polietileno estéril. Todas las muestras se procesaron en el mismo día. Los muestreos se realizaron entre Diciembre de 1993 y Julio de 1994.

Las plantas seleccionadas, se sometieron a una apreciación visual de su estado vigoroso y sanitario, considerando el siguiente cuadro patrón (Burschel & Martinez, 1968; Ibarra & Valenzuela, 1980; Muñoz & Perez, 1981).

	Normal	Anormal
Altura de la plántula-----		
Diámetro del cuello-----		
Relación parte aérea/raíz-----		
Desarrollo raíces secundarias-----		
Color de las hojas-----		
Estado del ápice-----		

Aquellas plantas que presentaron una condición anormal en alguno de los aspectos observados fueron consideradas como probablemente infectadas y se trataron con una metodología diferente (apropiada para detectar *Phytophthora spp.* o *Pythium spp.*) En esta situación la planta se reemplazó en el pool con otra que no presentara anomalías.

2 Procesamiento de las muestras

2.1 Rizósfera

Se agitaron manualmente las raíces dentro de cada bolsa por dos minutos, para despegar la tierra adherida. Se pesó un gramo de este suelo y se disolvió en un tubo con 9cc. de agua destilada estéril; esta se diluyó en series de tres tubos, hasta llegar a una concentración de 1:1.000 (tercer tubo), agitándose luego la mezcla manualmente por tres minutos. En seguida, por duplicado se depositó 0,1cc. de esta solución (1:1.000), dispersandola en la superficie de placas de Petri de 10cm. de diámetro, con el medio (DCPA) (Diclorán 0,0025gr./lt.; Cloranfenicol 0,500gr./lt.; Peptona 10gr./lt.; Agar 15gr./lt.). Se sembraron 16 muestras por duplicado en cada muestreo.

2.2 Raíces

Las raíces se cortaron en trozos de 1cm. aproximadamente, se lavaron en agua potable, se desinfectaron en hipoclorito de sodio al 1% (con el objetivo de eliminar los hongos de la superficie), durante 5 minutos; terminado el tiempo de desinfección, se lavaron tres veces en agua destilada estéril. En seguida por duplicado se depositaron (4 a 5 trocitos de cada muestra) en la superficie de un medio sólido sin nutrientes en placas de petri de 10 cm (agar agua

+ Caf 0,25 g/l), con la finalidad que las raíces fueran prácticamente el único sustrato para su crecimiento y el agar actuara como sostén y el aporte hídrico (cámara húmeda). Este procedimiento pretendió aislar los hongos capaces de colonizar la parte interna de las raíces.

2.3. Muestreo de control

A pesar que ésta es una situación no empleada en los viveros forestales y no considerada en nuestro objetivo general, quisimos hacer un análisis comparativo.

En una dependencia anexa al vivero (que representó el universo del muestreo de control), se sembraron en macetas, semilla de *E. globulus* (para obtener un total aproximado de 200 plántulas), empleando suelos no tratados, para comparar los posibles cambios de la microbiota fúngica en ambas situaciones (suelos tratados y control). La metodología empleada fue la misma expresada en todos los puntos anteriores, pero debido al escaso número de plántulas se redujo el número de éstas a muestrear (2 pool de 4 plántulas por cada muestreo).

2.4. Procesamiento especial de la raíz para detectar *Phytophthora* spp. o *Pythium* spp. en plantas con problemas sanitarios.

Como el aislamiento de especies de *Pythiaceae* no es posible o poco probable con la metodología anterior, debido a la esterilización con hipoclorito de sodio, se emplearon técnicas selectivas solo en las plántulas con alguna anomalía visual (según cuadro anterior), para observar la presencia de estos patógenos potenciales en raíz. Esta situación es un punto complementario a nuestro objetivo principal.

En las plántulas seleccionadas que presentaban síntomas de marchitez, se lavaron sus raíces en agua potable, se desinfectaron en etanol 70%, durante 15 a 30 segundos y se lavaron 2 veces en agua destilada esteril, luego se sembraron cuatro trozos de raíz de 1cm. aproximadamente, en un medio selectivo para *Phytophthora* y *Pythium* (Agar PAR, Kannwischer & Mitchell, 1978).

Todas las placas se incubaron a temperatura ambiente de laboratorio (13 a 18°C, en los meses fríos y 17 a 23°C, en los cálidos), hasta completar 30 días de incubación. Se revisaron a los 7, 15 y 30 días.

2.5 Identificación taxonómica

La identificación taxonómica de los hongos a nivel de género y/o especie, se realizó con la ayuda de la lupa estereoscópica o microscopio (tinciones con lactofenol y azul de algodón) y el manual de identificación de Domsh et al. (1980).

La determinación de las cepas que esporularon directamente sobre las raíces o en los medios de cultivos, se efectuó *in situ*. En la determinación de los géneros

Penicillium, *Aspergillus* y *Fusarium*, se emplearon subcultivos en medios específicos, acorde a las monografías de: Pitt, 1979; Klich & Pitt, 1988; Nelson et al. 1983)

2.6 Tratamiento químico de las semillas y el suelo en el vivero

El suelo del vivero se esteriliza anualmente con Bromuro de metilo en una dosis de 0,25 lt./m³, ocho días antes del llenado de los contenedores de plástico.

Un día antes de sembrar se aplicó al suelo MONSEREN (Bayer), en una dosis de 2lt./há. Postsiembra se aplicó BAYER 5072 en dosis de 2kg./há. a los 7, 14 y 21 días de sembrado. Entre los meses de Marzo a Agosto se aplicaron los siguientes productos: RONILAND (BASF), fungicida de contacto, en dosis de 1,5kg./há; FOLICUR (Bayer), fungicida sistémico, en dosis de 1 lt./há. y EUPAREN (Bayer), fungicida de contacto, en dosis de 1,5kg./há., estos productos se aplicaron en forma alternada, cada 10 a 14 días.

En forma localizada (solo donde se presentó el problema), se aplicaron: POMARSOL para agallas de cuello, 250gr./há.; BOLATON 500, para gusanos cortadores, 60cc./lt. de agua y TAMARON, para insectos (hormigas), 60cc./15lt. de agua. Previo a la siembra se aplicaron los siguientes herbicidas: RAUNDAP (3,5lt./4.000m²) y UNIFILM (0,5lt./4.000 m²). Las semillas se esterilizaron con POMARSOL en dosis de 0,003gr./semilla, el día anterior a la siembra.

RESULTADOS

En los 3 muestreos se aislaron en ambos sustratos un total de 1643 colonias: en rizósfera, 304, 302, 368 y en rizoplano, 117, 182, 370 (Tabla 1.), representando un total de 40 géneros y 72 especies. Los géneros mayoritarios en especies fueron *Penicillium* (11 spp.); *Aspergillus* (9 spp.), *Acremonium*, *Phoma* y *Scopulariopsis* (4 spp. cada uno) (Tabla 1).

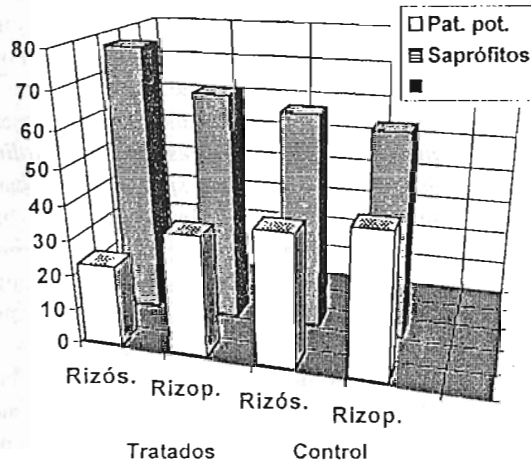
De la totalidad de los géneros aislados en ambos sustratos, 13 se consideraron como patógenos potenciales *Alternaria*, *Aspergillus*, *Botrytis*, *Cylindrocarpon*, *Drechslera*, *Fusarium*, *Microsphaeropsis*, *Myrothecium*, *Paecilomyces*, *Phoma*, *Pythium*, *Trichoderma* y *Verticillium*, siendo *Fusarium*, *Pythium* y *Alternaria* los de mayor presencia (Tabla 1).

El porcentaje de patógenos en el rizoplano es un 11,5% mayor que en rizósfera, mientras los saprófitos son más abundantes en rizósfera (12%) (Gráfico 1). Al observar estas variables por etapa de muestreo, la cantidad de patógenos aumenta en cada muestreo en el rizoplano y disminuye en rizósfera, en cambio los saprófitos tienen un comportamiento inverso (Gráfico 2).

Observando el comportamiento global promedio en

los 3 muestreos de las 10 principales especies o categorías de hongos en ambos substratos, puede apreciarse que la mayoría de ellas disminuye cuantitativamente en rizoplano, con excepción de *F. oxysporum* y *T. harzianum* y los micelios sin fructificar, que presentan aumentos de sus aislamientos (Gráfico 4).

Gráfico 1.- Aislamientos totales(%) de hongos saprófitos y patógenos potenciales en rizósfera y rizoplano, en suelos tratados y control



1º Muestreo (preemergencia) en suelos tratados.

Se aislaron un total de 421 colonias (rizósfera 182, rizoplano 68 y control 171), con 18 géneros y 36 especies, separados en 2 categorías.

a) Patógenos potenciales. En rizósfera el 28% de los aislamientos fueron considerados en esta categoría, siendo *F. oxysporum* (6%) y *F. moniliforme* (5,5%) los de mayor presencia, mientras en el rizoplano, hubo menor presencia (20,3%), destacándose la abundancia de *T. harzianum* (7,4%). Los géneros presentes en ambos substratos (incluyendo control) fueron *Aspergillus* y *Fusarium* (Tabla 1).

b) Saprófitos. En la rizósfera los principales géneros fueron *Cladosporium* y *Penicillium*, mientras en el rizoplano solo *Penicillium* tuvo porcentajes más altos (7,4%). Los géneros de saprófitos presentes en los tres substratos (rizósfera, rizoplano y control) fueron spp. de *Acremonium*, *Cladosporium*, *Penicillium* y *Ulocladium* (Tabla 1).

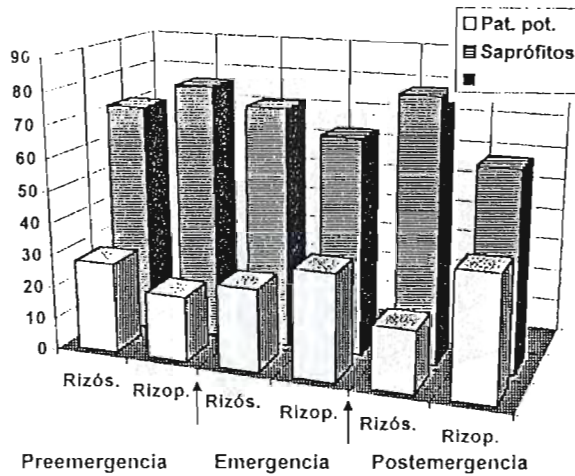
2º Muestreo (emergencia) en suelos tratados.

Se aislaron 484 colonias (189 rizósfera, 140 rizoplano y 155 control), 25 géneros y 34 especies.

a) Patógenos potenciales: En rizósfera se obtuvo el 25,4% de los aislamientos, siendo *F. oxysporum* el de mayor presencia con 10,6% y *A. versicolor* con 6,9%, mientras en el rizoplano la presencia fue superior (32,9%), destacándose la abundancia de *Alternaria spp.* (13,9%). Los taxa presentes en ambos substratos y control fueron: *Fusarium* y *Aspergillus*.

b) Saprófitos: Los taxa de mayor presencia en rizósfera fueron *Cladosporium cladosporioides* (12,7%) y *Ulocladium chartarum* (9,5%) y en rizoplano *U. atrum* (10,7%) y *Penicillium janthinellum* (8,6%) (Tabla 1). Los taxa presentes en ambos substratos y control fueron: *Cladosporium*, *Penicillium* y *Botryotrichum*.

Gráfico 2.- Aislamientos totales(%) de hongos saprófitos y patógenos potenciales en rizósfera y rizoplano, en suelos tratados por etapas de muestreo



3º Muestreo (postemergencia) en suelos tratados.

Se aisló un total de 748 colonias (264 rizósfera, 328 rizoplano y 156 control), 30 géneros y 37 especies.

a) Patógenos potenciales: En rizósfera se obtuvo un 18,9%, siendo los integrantes del género *Fusarium* los mayoritarios (14,3%). En el rizoplano el porcentaje fue el más alto de los 3 muestreos, con un 38,1%, siendo *F. oxysporum* (24,3%) y *Alternaria spp.* (4,5%) los que se encontraron en mayor número; el taxon presente en ambos substratos, incluyendo el control fue *Fusarium*.

b) Saprófitos: En rizósfera destacan: *Botryotrichum piluliferum* (11,4%) y *Penicillium janczewskii* (8%), mientras en rizoplano, *P. janthinellum* (19,2%) y *P. purpurogenum* (4,6%), fueron los más abundantes (Tabla 1).

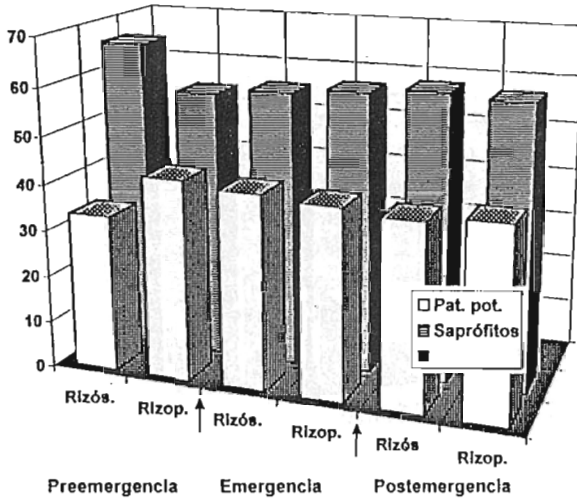
Debe destacarse que en el rizoplano, con el empleo de medios de cultivo selectivos para *Phytophthora* y *Pythium*, se obtuvo un 100% de presencia de *Pythium ultimum* en las tres fases del muestreo.

Muestreo en suelos control

a) Patógenos. Se produce una importante diferencia en el porcentaje de hongos patógenos potenciales al comparar los encontrados en el suelo tratado y control, en ambos substratos. La participación de éstos es siempre mayor en los suelos control en las tres etapas de muestreo y en ambos substratos. En rizósfera, el porcentaje de

participación se mantiene bastante constante en las tres etapas (42,3%; 40,6% y 40,2% respectivamente) siendo levemente mayor en preemergencia (2%). En rizósfera los valores fueron más fluctuantes presentándose el más alto en el tercer muestreo (39,4%) y el más bajo en el primer muestreo (33,6%) (Gráfico 1 y 3).

Gráfico 3. - Aislamientos totales (%) de hongos saprófitos y patógenos potenciales en rizósfera y rizoplano en suelos no tratados(control) por etapa de muestreo



En raíz los géneros de mayor presencia fueron *Aspergillus*, *Fusarium* y *Pythium*, el número total de géneros de patógenos potenciales presentes en rizoplano es mayor que en rizósfera (5 y 3 géneros respectivamente), los 5 géneros identificados se encontraron presentes en las tres etapas pero con valores de participación muy fluctuantes, *Aspergillus spp.* disminuyó en cada etapa de muestreo (18,8%, 14,3% y 11,5% respectivamente) al igual que *Trichoderma spp.* (6,3%, 2,4% y 1,9% respectivamente), en cambio *Fusarium spp.* y *Phoma spp.* aumentaron en cada etapa de muestreo (13%; 16,7%; 21,1% y 2,1%; 2,4%; 3,8% respectivamente). *Alternaria spp.* presentó una participación variable, aumentando en el segundo muestreo y disminuyendo nuevamente en el tercero.

En rizósfera los únicos géneros identificados fueron *Aspergillus* y *Fusarium*, (con excepción de una pequeña participación de *Paecilomyces* en el segundo muestreo), ambos taxa aumentaron su participación en cada etapa (16,4%; 17,7%; 19,2% y 17,2%; 19,4%; 20,2% respectivamente) (Tabla. 1).

b) Saprófitos. El número de saprófitos aislados, en suelo tratado, es notablemente superior a los identificados en suelo no tratado (control), en ambos sustratos y en las tres etapas de muestreo. Los géneros identificados que tuvieron mayor porcentaje de participación (*Botryotrichum*, *Cladosporium*, *Penicillium*, *Scopulariopsis*, *Ulocladium*), fueron también aislados en suelo tratado. *Botryotrichum* fue el género con mayor participación en este tratamiento,

en ambos sustratos y en las tres etapas estudiadas.

En rizoplano, el porcentaje de participación de saprófitos es bastante similar en los tres estados de la plántula (preemergencia 57%, emergencia normal 59,5% y postemergencia 59,6%). En la etapa de preemergencia es donde se presenta la mayor diferencia en el porcentaje de participación de saprófitos, entre suelo tratado y no tratado (79,6% y 57%, respectivamente). *Ulocladium* es el género con mayor porcentaje de participación (26% del total de saprófitos aislados en este sustrato y en las tres etapas de muestreo), *Botryotrichum* y *Penicillium* lo siguen en importancia, con 17,8% de participación cada uno. *Scopulariopsis* y *Cladosporium*, se encontraron también en los tres muestreos, pero con menor porcentaje de participación (10,7% y 7,1% respectivamente). Otros géneros como *Acremonium spp.*, *Doratomyces spp.*, *Gliocladium spp.*, *Humicola spp.* y *Melanospora spp.*, se identificaron solo en algunas etapas de las plántulas y con baja participación (Tabla. 1).

En rizósfera, el porcentaje de participación de hongos saprófitos, es un poco más variable que en raíz (1° Muestreo 66,3%; 2° Muestreo 58,5% y 3° Muestreo 60,5%). En postemergencia es donde se presenta la mayor diferencia de participación de saprófitos en ambos tratamientos (suelo tratado 81,2% y control 60,5%), en cambio en preemergencia estos valores son muy similares (tratado 67,9% y control 66,7%), esta semejanza no se repite en raíz, donde por el contrario la diferencia supera el 10%, siendo el porcentaje de participación mayor que en suelo tratado. El género con mayor participación es *Botryotrichum spp.* con 31,4% del total de saprófitos aislados en este sustrato, en las tres etapas de muestreo, seguido por *Scopulariopsis spp.* (21,9%), *Penicillium spp.* (14,3%), *Cladosporium spp.* (13,8%) y *Ulocladium spp.* (3,3%). *Humicola spp.* también se encontró presente en los tres estados de las plántulas, pero con muy bajo porcentaje de participación (1,4%). Otros integrantes de los géneros tales como: *Acremonium spp.*, *Basipetospora spp.*, *Doratomyces spp.*, *Helicosporium spp.* y *Stachybotrys spp.*, se encontraron presentes solo en algunos muestreos y con baja participación, con excepción de *Doratomyces spp.* que se encontró solo en pre-emergencia, pero con alta participación (11,5% de los saprófitos aislados en esa oportunidad y 6,6% del total aislados en las tres etapas de muestreo) (Tabla. 1).

DISCUSION

Las raíces constituyen un habitat inestable para los microorganismos, debido a que las interfases entre éstas, el suelo y la microbiota, sufren continuos cambios en el tiempo. Los estudios sobre rizósfera y rizoplano han demostrado que estos habitat con alta densidad poblacional microbiana, son capaces de ejercer un significativo control sobre algunos patógenos, ya sea por efectos antagónicos, parasitismo o competencia por la materia orgánica presente

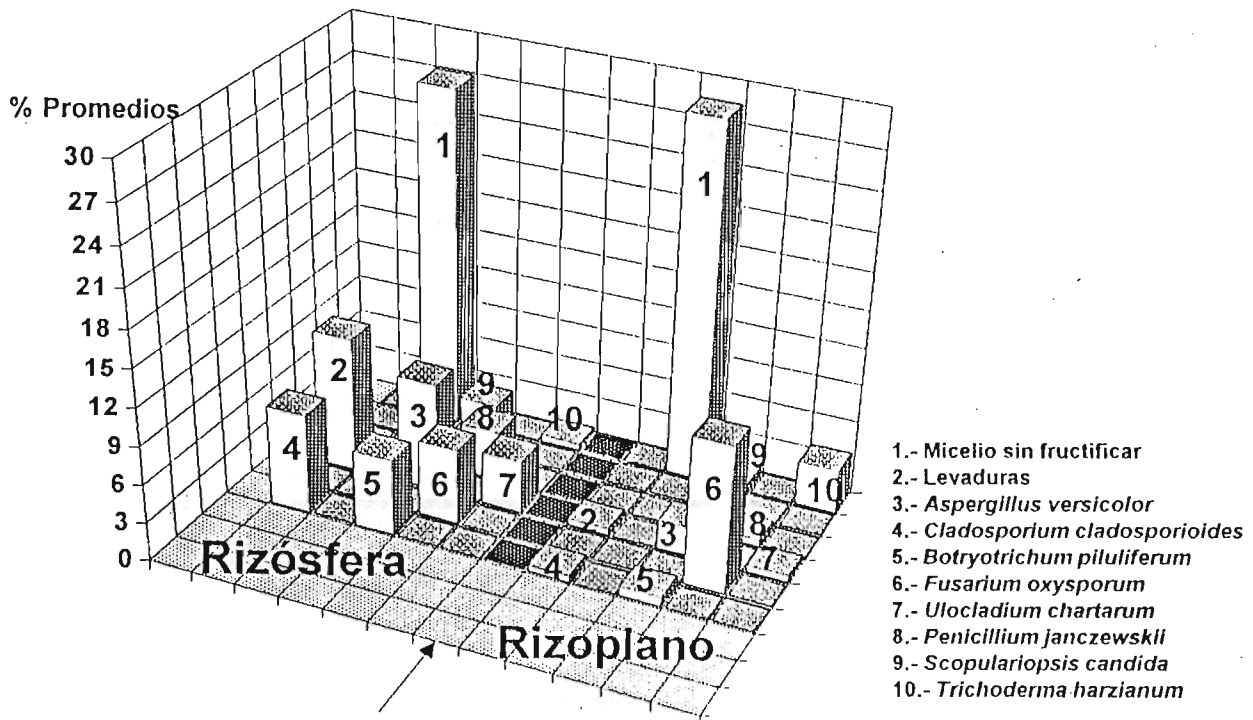
TABLA 1. (Continuación)

TAXA FUNGICOS	RIZOSFERA						RIZOPLANO					
	1er. Muestreo		2do. Muestreo		3er. Muestreo		1er. Muestreo		2do. Muestreo		3er. Muestreo	
	Tratado n=182 %	Control n=122 %	Tratado n=189 %	Control n=113 %	Tratado n=264 %	Control n=104 %	Tratado n=68 %	Control n=48 %	Tratado n=140 %	Control n=42 %	Tratado n=328 %	Control n=52 %
<i>D. dematoidea</i> (Bubak & Wróblewski) Subram. & Jain	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	1,2	-
<i>Epicoccum purpurascens</i> Ehrenb. ex Schlecht.	-	-	-	-	-	-	1,5	-	0,7	-	-	-
<i>Exophiala jeanselmei</i> (Langer.) Mc. Ginnis & Padhye	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	0,3	-
<i>Fusarium moniliforme</i> Sheld.	5,5	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
<i>F. oxysporum</i> Schlecht.	6,0	4,1	10,6	4,42	1,1	4,8	-	8,33	10,7	11,9	24,3	11,5
<i>F. solani</i> (Mart.) Sacc.	-	-	2,6	-	0,4	-	-	-	-	-	-	-
<i>Fusarium</i> spp.	2,8	12,3	0,5	13,3	3,4	14,4	1,5	4,7	3,6	4,76	3,8	9,6
<i>Gladiolium poliporicola</i> (Henn.) Seifert & W.Gams	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	11,5
<i>G. roseum</i> Bain.	-	-	0,5	-	-	-	-	-	0,7	-	0,3	-
<i>Gladiolium</i> spp.	-	-	-	-	-	-	-	-	0,7	-	2,1	-
<i>Gliomastix murorum</i> (Corda) Hugh. var. <i>felina</i> (Marchal) Hughes	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	0,3	-
<i>Helicosporum</i> sp.	-	0,82	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
<i>Humicola grisea</i> Traaen	-	0,82	-	0,88	-	0,96	-	-	3,6	2,38	-	-
<i>Humicola</i> spp.	-	-	1,1	-	0,4	-	-	-	1,4	-	0,3	-
<i>Melanospora zamiae</i> Corda	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	1,9
<i>Microsphaeropsis olivacea</i> (Bonord.) Höhn, Hedwigia	-	-	-	-	-	-	-	-	0,7	-	-	-
<i>Moniliella</i> sp.	-	-	2,1	-	-	-	-	-	-	-	-	-
<i>Mortierella bainieri</i> Cost.	-	-	-	-	0,4	-	-	-	-	-	3,0	-
<i>Mucor hiemalis</i> Wehmer f. <i>hiemalis</i>	-	-	0,5	-	-	-	-	-	-	-	2,4	-
<i>Myrothecium roridum</i> Tode ex. Fries	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	0,3	-
<i>Paecilomyces farinosus</i> (Holm ex Gray) Brown & G. Smith	-	-	-	0,88	0,4	-	-	-	-	-	0,6	-
<i>Penicillium brevicompactum</i> Dierckx	-	-	-	-	0,4	-	1,5	-	-	-	-	-
<i>P. citrinum</i> Thom	-	-	-	-	0,4	-	-	-	-	-	-	-
<i>P. chrysogenum</i> Thom	-	-	-	-	1,5	-	-	-	-	-	-	-
<i>P. echinulatum</i> Raper & Thom ex Fassationa	-	1,64	-	1,77	-	1,9	-	-	-	-	-	-
<i>P. expansum</i> Link	-	-	-	-	0,4	-	-	-	-	-	-	-
<i>P. glabrum</i> (Wehmer) Westling	-	1,64	-	2,65	-	1,9	-	-	1,4	2,38	-	-
<i>P. janczewskii</i> Zaleski	3,9	-	-	-	8,0	-	-	-	1,7	-	0,3	-
<i>P. janthinellum</i> Biourge	1,7	0,82	1,1	-	4,5	-	2,9	-	8,6	2,38	19,2	1,9
<i>P. jensenii</i> Zaleski	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	0,3	-
<i>P. oxalicum</i> Currie & Thom	-	0,82	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
<i>P. purpurogenum</i> Stoll.	1,7	0,82	-	-	-	-	-	-	-	2,38	4,6	1,9
<i>Penicillium</i> spp.	0,6	8,2	-	-	1,1	1,9	3,0	12,5	4	4,76	0,6	3,8

TABLA 1.- (Continuación)

TAXA FUNGICOS	RIZOSFERA						RIZOPLANO					
	1er. Muestreo		2do. Muestreo		3er. Muestreo		1er. Muestreo		2do. Muestreo		3er. Muestreo	
	Tratado n=182 %	Control n=122 %	Tratado n=189 %	Control n=113 %	Tratado n=264 %	Control n=104 %	Tratado n=68 %	Control n=48 %	Tratado n=140 %	Control n=42 %	Tratado n=328 %	Control n=52 %
<i>Phoma glomerata</i> (Corda) Wollenw. & Hochapfel	0,6	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
<i>P. herbarum</i> Westend.	0,6	-	-	-	-	-	2,08	-	2,38	0,3	1,9	
<i>P. leveillei</i> Boerema & Bollen	-	-	-	-	-	-	-	0,7	-	1,2	1,9	
<i>P. medicaginis</i> Malbr. & Roum.	-	-	0,5	-	-	-	-	-	-	-	-	
<i>Pythium ultimum</i> Trow. var. <i>ultimum</i>	-	-	-	-	-	-	+	+	-	+	-	
<i>Rhinocladiella atrovirens</i> Nannf.	-	-	1,1	-	-	-	-	-	-	-	0,3	-
<i>Scopulariopsis brevicaulis</i> (Sacc.) Bain.	-	0,8	0,5	0,88	-	0,96	-	-	-	-	-	-
<i>S. brumptii</i> Salvanet-Duval	-	4,92	1,6	5,31	-	5,8	-	2,08	-	2,38	-	1,9
<i>S. candida</i> (Güeguen) Vuill.	0,6	1,64	4,8	1,77	0,8	4,8	-	-	-	-	0,3	-
<i>S. flava</i> (Sopp) Morton & Smith	-	-	-	0,88	-	-	-	-	-	-	-	-
<i>Scopulariopsis</i> spp.	-	4,1	-	4,42	-	4,8	-	4,17	-	4,76	-	3,8
<i>Sphaerosporium lignatile</i> Schwein.	1,1	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
<i>Stachybotrys atra</i> Corda	-	0,82	-	-	-	-	-	-	0,7	-	-	-
<i>Trichurus spiralis</i> Hasselbring	-	-	-	-	-	-	-	-	2,9	-	-	-
<i>Torula herbarum</i> f. <i>quaternella</i> Sacc.	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	0,3	-
<i>Trichoderma harzianum</i> Rifai	-	-	-	-	-	-	7,4	4,17	2,1	-	0,9	-
<i>Trichoderma</i> spp.	-	-	-	-	-	-	-	2,08	1,4	2,38	0,3	1,9
<i>Ulocladium atrum</i> Preuss.	1,1	2,46	0,5	0,88	-	1,9	1,5	14,6	10,7	11,9	7,9	7,7
<i>U. chartarum</i> (Preuss) Simmons	-	-	9,5	0,88	3,0	-	-	2,08	0,7	2,38	-	1,9
<i>U. oudemansii</i> Simmons	-	-	-	-	-	-	-	-	0,7	-	-	-
<i>Ulocladium</i> spp.	-	-	-	-	-	-	-	-	5,0	2,38	2,7	3,8
<i>Verticillium psalliotae</i> Tresschow	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	0,6	-
Levaduras (Blancas y rosadas)	11,0	-	12,2	-	9,5	-	1,5	-	-	-	-	-
Micelio sin fructificar (total, Hialino y Dematiaceo)	25,8	0,82	21,2	2,65	33,7	5,8	64,7	5,6	12,9	2,38	7,6	-
(Micelio hialino)	24,7	0,82	16,3	1,77	19,3	2,9	53,1	5,6	2,6	-	4,9	-
(Micelio dematiaceo)	1,1	-	5,2	0,88	14,4	2,9	11,6	-	10,3	2,38	2,7	-

Gráfico 4. - Principales especies y categorías de hongos aislados en rizósfera y rizoplano en suelos tratados.



(Campbell, 1985). A pesar que las bacterias y los *Actinomyces* son numéricamente superiores a los hongos en estos dos habitat, estos últimos presentan una mayor biomasa y por ende en las raíces, ocupan más superficie que las bacterias, constituyéndose en los principales colonizadores de las células vegetales muertas, en especial aquellos capaces de producir diversos tipos de celulasas (Burgess & Raw, 1971; Cooke, 1979; Lynch, 1979).

En nuestros resultados, acordes a las limitaciones de la metodología empleada, la proporción de hongos considerados saprófitos, es mayor que la de los potenciales patógenos en ambos habitat; esta situación es importante, debido a que, la competencia por el sustrato y el antagonismo, pueden derivar en un menor número de actividades en estos últimos (Foussoun et al., 1970; Baker & Cook, 1974; Weste & Vithanage 1977; Schippers & Gams, 1979; Ashton & Willis, 1982; Ocam & Kommedahl, 1994a).

La literatura nacional es escasa en información relacionada a la micota de la rizósfera y del rizoplano de *Eucalyptus spp.*, solo existen consideraciones generales sobre el parasitismo fúngico en estos árboles, en los trabajos de Ipinza (1990, 1991, 1992) y Prado & Barros (1991).

La presencia en estos dos ambientes de diferentes microorganismos, ya sea benéficos o deletéreos; los primeros con capacidades para influenciar favorablemente el crecimiento del vegetal y las cosechas mediante el aporte de nutrientes, minerales, sustancias estimulantes del crecimiento y la capacidad de suprimir los microorganismos

dañinos. Los segundos, mediante iones, alteraciones del aporte hídrico o afectando en forma negativa la función de las sustancias de crecimiento radicular (Schipper et al, 1987).

En nuestro trabajo, la variación estacional en la composición y frecuencia de especies varió ampliamente hacia el final del estudio en ambos substratos, especialmente en el rizoplano y el máximo número de colonias registradas en el muestreo de invierno, puede guardar cierta relación con el incremento de exudados y tejidos senescentes (Yip & Weste, 1985).

En un análisis de los integrantes de los taxa calificados como patógenos o patógenos potenciales (según Rossman et al., 1987) en ambos substratos, éstos fueron representados principalmente por especies de *Alternaria*, *Aspergillus*, *Fusarium* (en especial *F.oxysporum*), *Phoma herbarum* y *Pythium ultimum*, los cuales fueron aislados junto a un conjunto de poblaciones saprófitas, integradas principalmente por los géneros *Acremonium*, *Penicillium* y *Ulocladium*, demostrándose aparentemente en ambos grupos, buenas capacidades competitivas, particularmente en el rizoplano, donde las interacciones y antagonismos se presentan en grados más elevados, pudiendo ejercer ambos grupos de especies, un rol importante en el control de los fitopatógenos aloctonos (Manandhar et al., 1987). Como la frecuencia y dominancia de los hongos del rizoplano parece diferir ampliamente en relación al tipo de planta estudiada, las condiciones edáficas o el clima, resulta evidente que

este habitat es más selectivo que la rizósfera, por la cantidad de nutrientes aportados (Yip & Weste, 1985).

En nuestra investigación, un grupo específico de taxa mantuvieron buenos porcentaje de presencia durante casi todo el período de muestreo en ambos habitat. Entre ellos, se detectó la presencia de algunos patógenos potenciales o saprófitos de interés distribuidos en los géneros *Aspergillus*, *Botryotrichum*, *Cladosporium*, *Fusarium*, *Penicillium*, *Pythium* y *Ulocladium*.

La dominancia del género *Aspergillus*, en ambos substratos, puede deberse a su resistencia a las fumigaciones y otros tratamientos del suelo para el empleo agrícola o forestal. Su capacidad de producir pigmentos, substancias bactericidas, antifúngicas e insecticidas y su bajo poder patogénico, permite incluirlo dentro de los integrantes de gran utilidad en la rizósfera. *A.flavus*, es de importancia por la producción de micotoxinas en granos y otros ambientes, mientras otras especies se asocian a enfermedades de algunas semillas. *A.fumigatus* es muy común en suelos forestales y viveros (Domsch et al., 1980), sin embargo su presencia en rizósfera fue escasa y no existen aparentemente registros en Chile de su aislamiento en estos habitat específicos. *A.versicolor* es dominante en rizósfera en los 3 muestreos ya sea en suelos tratados como control, sin embargo su disminución en el tiempo en el rizoplano de los suelos tratados, no es comparable con lo que sucede en el suelo control, cuyas frecuencias a pesar de ser menores que en la rizósfera, se mantienen constantes en las 3 etapas de muestreo de las plántulas. Esta situación puede atribuirse, más que a la aplicación de fungicidas (que no afectaron aparentemente sus aislamientos en la rizósfera), a posibles fenómenos de competencia o antagonismo con especies de *Trichoderma*, *Fusarium*, *Penicillium* y *Ulocladium*, que mantuvieron frecuencias mayores en el rizoplano que en la rizósfera (a excepción de *Trichoderma*).

A.versicolor ha sido poco reportado en suelos forestales, pero se ha observado una rápida recolonización por esta especie en suelos de cítricos, previamente fumigados (Domsch et al., 1980). En Chile, la literatura no informa de la presencia de especie de *Aspergillus* en ambientes similares (Mujica & Vergara, 1980).

Botryotrichum piluliferum Sacc. & March., anamorfó de *Chaetomium piluliferum*, es un hongo de amplia distribución en diferentes suelos. A pesar que las técnicas corrientes de dilución no permiten fácilmente su aislamiento, debido a su abundancia, fue posible aislarlo en la rizósfera y rizoplano de los suelos control con la más alta presencia de todas las cepas aisladas. Su constante presencia en el primer habitat en suelos tratados, indica su posible relativa resistencia a los agroquímicos, pero la disminución de su prevalencia en rizoplano, indica un posible desplazamiento por especies más competitivas.

Cladosporium, es un género cosmopolita que posee especies saprófitas y patógenas débiles, se le considera el

más común en el aire en muchos países y un colonizador del suelo, de material vegetal en descomposición. En la rizósfera es uno de los principales componentes de la micota del filoplano de gramíneas y árboles (Ellis, 1971, 1976; Domsch et al., 1980; Campbell, 1985; Ellis & Ellis, 1985). *C. cladosporioides* fue la especie más común en rizósfera, pero prácticamente desaparece en el rizoplano de las plántulas tratadas, siendo su rol netamente saprotrofo, su presencia es útil por tratarse de un competidor de rápido crecimiento.

En Chile, *C. herbarum* es el más citado en la literatura (Mujica & Vergara, 1980), pero en nuestra investigación su presencia fue escasa.

Las especies del género *Fusarium*, son comunes en todo tipo de suelo, pero son bien conocidas como patógenas en viveros forestales en muchas partes del mundo (Butin & Peredo, 1986; Viljoen et al., 1992; Viljoen & Wingfield, 1994). Las enfermedades asociadas a este grupo de hongos incluyen, marchitamiento de semillas, damping-off, pudrición de raíces y canchales del tallo (Bloomberg, 1976; Ipinza, 1991, 1992). Son particularmente dañinas en los viveros de pinos, especialmente *F. oxysporum*, que se ha identificado como el mayor patógeno de raíces desnudas y en los contenedores de plántulas en crecimiento. Esta situación no es desconocida en Chile, siendo coincidente con aislamientos realizados en viveros de *Pinus radiata* D. Don, (Herrera, 1962; Tay, 1969; Kunstmann, 1978; CONAF, 1981), en *Eucalyptus spp.* (Muñoz, 1986; Prado & Barros, 1991; Ipinza, 1992), así como en viveros de almendros y damascos (Pinto, 1968).

Butin & Peredo (1986), consideran a las especies de *Fusarium* como las mayores causantes de problemas en viveros forestales, ya sea parasitando semillas o después de la emergencia de la planta, debido a la producción de toxinas y enzimas celulolíticas. Como geohongo, *F. oxysporum*, representa un modelo interesante para el estudio de las poblaciones autóctonas del suelo. Su alta resistencia a los fungicidas y la presencia de cepas patogénicas con habilidad de causar marchitamiento vascular en algunos hospedadores (*Pinus radiata*), pero principalmente por su rol de colonizador asintomático o saprófito; puede ejercer una presión selectiva más severa sobre las cepas patogénicas, permitiendo a los saprófitos adaptarse ampliamente a la colonización de las raíces y materia orgánica presente en la rizósfera (Gordon & Okamoto, 1992). La variabilidad en el tiempo de esta especie u otras, consideradas como "competentes de la rizósfera", puede ofrecer ventajas en la invasión de los tejidos radiculares del hospedador bajo condiciones de estrés (oportunisto), o en su capacidad saprofítica competitiva por el substrato. Esta última, puede influenciar, limitar o suprimir (por antagonismo) el establecimiento de otros patógenos potenciales, incluso de su misma especie (Ocamb & Kommedahl, 1994b), ya sea por su posición en la población o la concentración de propágulos en el habitat.

Las especies no patogénicas de *F. oxysporum* han sido de particular interés en muchos estudios de colonización fúngica de raíces, por su relativa abundancia sobre muchas especies vegetales que crecen en distintos tipos de suelo. Aún en baja densidad, es capaz de colonizar y competir mejor que otros geohongos con densidades mucho mayores (Parkinson & Pearson, 1967; Appel & Gordon, 1994). Su aumento de presencia en el rizoplano de nuestras plántulas, puede relacionarse con todos estos factores mencionados y especialmente atribuirle un rol antagónico junto con *Trichoderma harzianum* y a los integrantes del pool de hongos calificados como micelios sin fructificar.

Otros competentes de la rizósfera como *F. moniliforme* y *F. solani*, son considerados patógenos en amplios rangos de hospederos, sin embargo ambas especies solo se presentaron en algunas etapas del crecimiento de las plántulas y al parecer fueron desplazadas en su capacidad competitiva, por *F. oxysporum*. Vaartaja (1967), en un estudio en vivero, realizado en Australia, encontró una alta incidencia de aislamientos de *F. oxysporum* y *F. solani*, en plantas aparentemente sanas, donde ambas especies se comportaron con baja virulencia. La presencia de otros *Fusarium* en las 3 etapas del muestreo no parece interferir aparentemente en la dominancia de *F. oxysporum*, en ambos substratos. Kunstmann (1978), en una revisión de la micota de 8 viveros forestales de la X Región (con suelos tratados), pudo concluir que a pesar de la aplicación de fungicidas, éstos no inhibieron la participación de *F. oxysporum* en la colonización de los suelos. Swetingam (1989), trabajando en almacigos de lupino, sugiere que los fungicidas Rovral, Benolate y Ridomil, usados en combinación, pueden aumentar la severidad de hongos invasores secundarios tales como *Fusarium spp.*, *Pythium spp.* y posiblemente otros hongos.

El género *Penicillium*, fue el más diverso en especies, su presencia mayor en las plántulas en post emergencia en los 2 hábitat y en especial en suelos tratados, sugiere una capacidad de colonización más tardía de la rizósfera y el rizoplano. *P. janthinellum*, la única especie presente en los tres muestreos, es muy común en el suelo en todos los hábitat y latitudes, soporta con cierta dificultad las fumigaciones y su antagonismo con bacterias y diversos hongos patógenos lo convierte en un microorganismo de utilidad en los suelos (Domsch et al., 1980). Se ha aislado en la rizósfera de *Eucalyptus regnans* y en *Cyperaceae* y *Proteaceae* en Australia con buena frecuencia (Ashton & Willis, 1982; Yip & Weste, 1985), pero no existe información en la literatura nacional.

P. janczewskii, es la segunda especie de interés en rizósfera de bosques adultos de *E. regnans*. Christensen et al. (1962), en un estudio de poblaciones de microhongos en suelos de 5 predios de Arce-Olmo, usando el método de dilución, encontraron también una dominancia de especies de *Penicillium* y *Ulocladium*.

En los viveros, la podredumbre de los semilleros y el marchitamiento descendente, son enfermedades complejas y muy distribuidas, que pueden producir notables pérdidas en los almacigos antes y después de la emergencia. Los agentes involucrados en los eucaliptos, pueden ser entre otros *Pythium spp.* ("damping-off") y *Phytophthora spp.* ("die-back") (Jacobs, 1981). *Pythium spp.*, se menciona en la literatura de viveros forestales en Chile, principalmente en coníferas (Tay, 1969; Mujica & Vergara, 1980; CONAF, 1981). En viveros de *Eucalyptus* se ha reportado causando "damping-off" en Brasil, Cuba y Chile (Métro, 1976; Jacobs, 1981; Muñoz, 1986; Prado & Barros, 1991; Ipinza, 1992). Kunstmann (1978), basándose en la literatura, consideró a *Pythium ultimum*, causante de caída de pre y post emergencia en viveros de coníferas. En nuestros cultivos *P. ultimum* var. *ultimum*, se aisló en los tres muestreos en el rizoplano con un 100% de presencia en el medio selectivo, esto indica que los fungicidas utilizados solo restringen parcialmente su crecimiento y distribución, pero no logran eliminarlo. Al respecto, Tay (1969), usando la técnica de lavado de suelo, aisló *Pythium sp.* en un vivero forestal de Chillán, a pesar que los suelos eran tratados con fungicidas (Dexon, Captan y otros). Este autor luego de varios ensayos concluye que: Dexon, Captan y otros fungicidas, no ejercen un control eficaz sobre *Pythium sp.*, esto se confirma con el trabajo de Tollenaar et al. (1970), quienes también aislaron *Pythium sp.* en el mismo vivero y con igual tratamiento fungicida. Los exudados de las raíces de diferentes almacigos, estimulan el crecimiento de las hifas de *P. ultimum* var. *ultimum*, siendo capaces de resistir en los suelos por tiempos superiores a 1 año (Plaats-Niterink, 1981). Las especies de *Pythium* se consideran con poca capacidad competitiva en los suelos, si se les compara con otros organismos capaces de colonizar las raíces y a menudo actúan solo como colonizadores secundarios; su acción patógena se observa preferentemente en vegetales bajo condición de estrés. *P. ultimum* parece ser incapaz de atacar semillas inoculadas con *T. viride*, en suelo libre de hongos patógenos, (Wicklow & Carol, 1981). Sin embargo la presencia de *T. harzianum* en el rizoplano de nuestras plántulas, no fue un impedimento en el aislamiento de esta especie. Diversas poblaciones de *Pythium spp.* se han detectado en los suelos de plantaciones de *Eucalyptus*, considerándose en décadas pasadas, como simples habitantes del suelo y no patogénicas para el establecimiento de estas plantas. Sin embargo, algunos autores establecen que estas especies pueden ser concomitantes en un conjunto de enfermedades con *Phytophthora spp.*, en especial *P. cinnamomi*. (Smith et al., 1989; Linde et al., 1994). *P. ultimum*, se ha registrado causando también patologías en frutales chilenos, tales como: damascos, almendros, carozo (Pinto & Mirsetich, 1976).

La presencia de *P. ultimum* en el rizoplano, no es exclusiva de este hábitat y es perfectamente posible extrapolar

su presencia a la rizósfera si se hubieran empleado también las técnicas de dilución en medios selectivos, sin embargo nos bastó con detectar su presencia en las raíces de suelos tratados. En los suelos no tratados su presencia podría ser una de las causas más importantes de caída de las plántulas de control.

Ulocladium, es otro género cosmopolita, generalmente saprófito, común en el suelo, semillas, ramas y hojas de diferentes plantas. *U. atrum*, es una de las especies más comunes que colonizan tejidos necróticos en varios ambientes, en especial la filósfera, adaptándose rápidamente a los cambios de las condiciones microclimáticas en el campo (Köhl et al., 1995). Los reportes de su poder patógeno en plantas son raros en la literatura, sin embargo su alta capacidad saprofítica competitiva con *Cladosporium spp.* y *B. cinerea*, lo hacen un atractivo candidato para el biocontrol, en especial por su capacidad de suprimir la esporulación de *B. cinerea* en los tejidos necróticos. (Linke et al., 1992; Köhl et al., 1995). Esta especie se ha detectado en vides y perales (Mujica & Vergara, 1980), mientras Kunstmann (1978), lo aísla como integrante saprofítico en el suelo y en plántulas de viveros de pinos de la X región.

La presencia esporádica en raíz de algunos patógenos que generalmente no están presentes en rizósfera, como especies de *Alternaria*, *Cylindrocarpon*, *Drechslera*, *Myrothecium*, *Paecilomyces*, *Verticillium*, parece no alterar la posible competencia ejercida por la dominancia de *F. oxysporum*, *Trichoderma* y los hongos con micelios sin fructificaciones.

En rizoplano, en las tres etapas de muestreo, se aprecia un aumento de hongos patógenos en el tiempo y según Wicklow & Carrol (1981), la superficie de la raíz cubierta por hongos aumenta a medida que aumenta la edad de las plantas, esto puede ser una explicación para el aumento de la población fungica detectado en cada muestreo, principalmente en la etapa de postemergencia.

El aislamiento esporádico de *Botrytis cinerea* en rizósfera, en las plántulas de 6 a 7 meses merece un breve comentario; a pesar de ser considerado un taxa patogénico para muchos hospedadores, entre los que se encuentran las especies de *Eucalyptus* en viveros; tanto en Chile como en otros países (Herrera, 1968; De la Lama 1976; Méto, 1976; Domsch et al., 1980; CONAF, 1981; Muñoz, 1986; Butin & Peredo, 1986; Prado & Barros, 1991; Ipinza, 1992); llama la atención su baja presencia en el suelo, situación contraria a lo que sucede en otras regiones de Chile, especialmente la X Región (Butin & Peredo, 1986; Kunstmann, 1978). Por sus estructuras de resistencia (esclerocios), *B. cinerea* es más bien considerado un colonizador de los horizontes superiores del suelo y no de las raíces (Domsch et al., 1980). Su escasa participación solo en rizósfera, podría relacionarse al efecto biocontrolador de *U. atrum*, *Glaciocladium spp.* y *T. harzianum* (Köhl et al., 1995), pero debe sumarse la aplicación

en el vivero de fungicidas específicos (Euparen).

La presencia de *Trichoderma*, en las tres etapas de muestreo, con una alta participación en la etapa de preemergencia y menor en el período de emergencia, puede ser una explicación de la controlada participación de otras especies patógenas. Varias especies del género son consideradas como inhibidoras del crecimiento de patógenos, tales como: *Rhizoctonia*, *Pythium* y *Phytophthora* y en la prevención de colonización de tocones por *Fomes annosus* (Wicklow & Carrol, 1981).

A pesar que nuestros objetivos principales se orientaron a los hongos aislados en ambos substratos en suelos tratados, mientras los cultivos en suelos control se analizaron solo con un fin comparativo, merece mencionarse que: como en la rizósfera (control), el porcentaje de participación de patógenos fue mayor que en suelos tratados, en ambos substratos y en las tres etapas estudiadas. Esto justifica en cierta medida el uso de agroquímicos en la disminución de las comunidades patogénicas. Los porcentajes relativamente estables de hongos patógenos en el rizoplano (control), durante los tres muestreos, se debe probablemente a un control biológico entre las poblaciones, entre otros factores edáficos o climáticos. En un ensayo realizado por Tay (1969), se obtuvo en suelo testigo (control), mayor número de plantas sanas que en suelos tratados con fungicidas, situación que se atribuyó a que la acción de éstos fue mayor sobre la micota antagonista de los patógenos, causando una reducción de organismos competidores, produciéndose de esta forma una interferencia en el control biológico, lo que no sucede en el testigo. En rizósfera (control), la participación de patógenos potenciales es menor cualitativamente que en el rizoplano; *Fusarium spp.* (principalmente *F. oxysporum*), comparte con *Aspergillus spp.* (principalmente *A. versicolor*) su alta presencia, pero este último es desplazado a un segundo lugar en el rizoplano, posiblemente por la aparición de competidores más adaptados al habitat (*Alternaria spp.* y *Trichoderma spp.*).

Nuestro estudio solo involucra a los hongos obtenidos en condiciones de campo, aislados e incubados a temperatura ambiente (13-23°C), por ende la metodología solo seleccionó primariamente las especies con alta densidad de inoculum y las que exhibieron rangos óptimos de crecimiento entre estas temperaturas, según los períodos estacionales (Carreiro & Koske, 1992). Esta situación necesariamente no indica la actividad de los propágulos de dispersión presentes en el tiempo de recolección y seguramente, otras especies con menor velocidad de crecimiento o requerimientos más bajos de temperatura, fueron desestimadas. Consecuentemente, la composición y estructura de nuestras comunidades puede reflejar ciertas diferencias que deberán considerarse en futuros estudios y análisis similares.

Si bien es cierto que una estable y resiliente

comunidad, contiene un nivel valorable y útil de diversidad taxonómica, la importancia de sus integrantes guarda más relación con la función que desempeñan en ésta. Los estudios de grupos taxonómicos basados primariamente en su función debiera ser el próximo paso para delucidar la dinámica y la salud del ecosistema analizado (Miller, 1995).

Debe destacarse que muchos de los integrantes de la Tabla 1, no se han descrito con anterioridad en Chile en estos habitat.

CONCLUSIONES

En el rizoplano de los suelos tratados, existe una mayor cantidad de patógenos potenciales que en rizósfera, situación que se mantiene en suelos control a pesar que en éstos últimos las diferencias entre ambos habitat son menores. La presencia de patógenos potenciales en el rizoplano aumenta en relación a la edad de las plántulas, situación que se observa de manera aparentemente inversa en rizósfera.

La variedad de patógenos potenciales es mayor en rizoplano que en rizósfera, sin embargo la presencia de *F.oxysporum*, en ambos sustratos, demuestra su posible capacidad antagonica, su habilidad de competente de la rizósfera y de colonizador epifito o endofito del rizoplano.

La mayor presencia de hongos saprófitos en suelos tratados, mantienen un grado necesario de competencia y posible antagonismo en ambos sustratos, colaborando en el control de fitopatógenos (*P.ultimum*, *A.alternata*, *Ph.levillei*), junto a las especies competentes de la rizósfera (*T. harzianum* y *F. oxysporum*).

La abundante presencia de patógenos de caída, en las raíces de plántulas, como *P. ultimum* y *F oxysporum*, puede ser una de las causas de infección sistémica presentes o futuras.

Observando el comportamiento global promedio de las 10 principales especies o categorías de hongos en ambos sustratos, puede apreciarse que la mayoría de ellas disminuye en frecuencia y dominancia en el rizoplano, con excepción de *F.oxysporum*, *T. harzianum* y los micelios sin fructificar, que presentan aumentos de sus aislamientos.

El hecho de que la región radicular sea un microhabitat donde la abundancia-actividad de los microorganismos es intensa y donde las relaciones de asociación y antagonismo presentan un grado más elevado que en el resto de los microhabitat del suelo, la convierten en la primera línea de defensa de las plantas frente al ataque de organismos patógenos. Es por esto que debe considerarse el empleo de agrotóxicos, los cuales ejercen una selección y cambios poco predecibles en la dinámica poblacional, la cual puede restringir el control biológico natural. Estos productos, logran inhibir el crecimiento de ciertos patógenos y saprófitos, en favor de otros, pero al parecer no pueden erradicarlos totalmente del suelo y raíces de las plantas.

La presencia en raíces de *P.ultimum*, *A.alternata*, *F.oxysporum* y *Ph. leveillei*, puede indicar colonización y posibilidad de infección sistémica, sin embargo el buen estado general fitosanitario, sugiere que la presencia o penetración en el hospedador a pesar de ser necesaria para la infección, no siempre es una condición suficiente para el inicio de la enfermedad.

Debido al manejo intensivo de los suelos de viveros, los cambios o persistencia de diferentes poblaciones fúngicas, y las interacciones de 2 de sus principales integrantes, tales como *P.ultimum* y *F. oxysporum*, u otros posibles patógenos de raíces resistentes a las fumigaciones, deben evaluarse fitosanitariamente mediante controles periódicos en beneficio de su productividad.

REFERENCIAS

- Appel,D.J. & Gordon,T.R. (1994). Local and regional variation in populations of *Fusarium oxysporum* from agricultural field soils. *Phytopathology*. 84:781-789
- Ashton,D.H. & Willis,E.J.(1982). The Plant Community as a Working Mechanism;Antagonisms in the regeneration of the *Eucalyptus regnans* in the mature forest. E.J. Newman(ed.). Australia.
- Baker,K.F. & Cook,R.J.(1974).Biological control of plant pathogens. San Fransisco.W.H. Freeman & Co.
- Bloomberg,W.J. (1976). Distribution and pathogenicity of *Fusarium oxysporum* in a forest nursery soil. *Phytopathology* 66: 1090-1092.(Original no consultado, citado por Viljoen,A. & Wingfield,M.J. 1994. First report of *Fusarium subglutinans* f. sp. *pini* on pini seedlings in South Africa. *Plant Dis.* 78:309-312
- Borquez,L.(1987).Efecto de Epoca de Repique, Duración de sombreado y Tamaño de Maceta en la Producción de Plantas de *Eucaliptus globulus* Labill en la Zona Central de Chile.Tesis Ing. For. Valdivia, Universidad Austral de Chile, Facultad de Ciencias Forestales.
- Burges,A. & Raw,F.(1971).Biología del Suelo. Barcelona. España.Ediciones Omega, S.A.
- Burschel,P. & Martinez,O.(1968). Ensayo sobre la influencia de densidad y fertilización en la producción de plantas de *Pinus radiata* D.Don. Valdivia,Universidad Austral de Chile,Facultad de Ciencias Forestales,Publicación Científica N°11
- Butin,II. & Peredo,H.L.(1986).Hongos parásitos en coníferas de América del Sur, con especial referencia a Chile; Bibliotheca Mycologica. J. Cramer(ed.). Berlin, Alemania

- Campbell, R.** (1985). Plant Microbiology. Edwards Arnold(ed.). London.
- Carreiro, M. & Koske, R.** (1992). Room temperature isolations can be against selection of low temperature microfungi in temperate forest soils. *Mycologia*. 84:886-900.
- Cochran, W.** (1973). Diseños Experimentales. México D.F. Editorial F. Trillas S.A
- Cooke, W.B.** (1979). The Ecology of Fungi. Florida, EEUU. CRC Press Inc.
- CONAF.** (1981). Manual de Prospección Fitosanitaria; Programa de Control de Plagas y Enfermedades Forestales. 2a ed.. Stgo., Chile. Ministerio de Agricultura. Corporación Nacional Forestal.
- INFOR-CORFO.** (1991). Disponibilidad futura de madera de Eucalipto. Santiago, Instituto Forestal. 46p. (Boletín de Mercado Forestal, Año X, N° 125.)
- INFOR (Chile).** (1993). Estadísticas Forestales 1992. Santiago, Instituto Forestal. (Boletín Estadístico N°30.)
- Christensen, M.; Wittingham, W.F. & Novak, R.O.** (1962). The soil microfungi of wet mesic forests in southern Wisconsin. *Mycologia*. 54: 374.
- Daniel, P.; Helms, V. & Baker, F.** (1982). Principios de Silvicultura. México, México. Libros Mc Graw-Hill de México S.A.
- Domsch, K.H.; Gams, W. & Traute-Heidi Anderson.** (1980). Compendium of Soil Fungi. Volume 1. London, England. Academic Press Ltd.
- Ellis, M.B.** (1971). Dematiaceus Hyphomycetes. Commonwealth Agricultural Bureaux, Commonwealth Mycological Institute. Kew, Surrey, England.
- _____. (1976). More Dematiaceous Hyphomycetes. Commonwealth Agricultural Bureaux, Commonwealth Mycological Institute. Kew, Surrey, England. 507p.
- _____. & **J.P. Ellis.** (1985). Microfungi on Land Plants; An Identification Hand Book. London, England. Croom Helm Ltd.
- Gams, W.; Aa, H.A. Van Der ; Plaats-Niterink, A.J. Van Der; Samson, R.A. & Stalpers, J.A.** (1987). CBS Course of Mycology, Third Edition. Baam. CBS.
- Gordon, T.R. & Okamoto, D.** (1992). Population Structure and the Relationship Between Pathogenic and non Pathogenic Strains of *Fusarium oxysporum*. *Phytopathology*. 82:73-77
- Herrera, S.** (1962). Siete enfermedades y plagas de los viveros forestales y del pino insignis. Ministerio de Agricultura, Departamento Forestal, Sección de Experimentación Forestal. 5-12. (Original no consultado, citado por Tay, J.L. 1969. Un Estudio de los Organismos Causales de la Caída en *Pinus radiata* D. Don en el Vivero Forestal de Chillán. Tesis Escuela de Agronomía. Universidad de Concepción, Chillán.
- _____. (1968). Siete enfermedades y plagas de los viveros forestales y del pino insignis. Bol. Depto. For. Min. Agr. Chile. (Original no consultado, citado por Mujica, F. & Vergara, C. 1980. Flora Fungosa Chilena. 2a ed. Santiago, Universidad de Chile, Facultad de Agronomía, Cs. Agrícolas N° 5)
- Ibarra, V. & Valenzuela, J.** (1980). Ensayo de nuevas técnicas para producción de plantas de Raulí, *Nothofagus alpina* (Poepp, et Endl.) Oerts. Tesis Ing. For. Santiago, Universidad de Chile, Facultad de Ciencias Agrarias y Forestales
- Ipinza, R.** (1990). Algunas consideraciones y reflexiones sobre la fragilidad de nuestros bosques a plagas y enfermedades forestales. Santiago, Chile Forestal, Documento Técnico N° 48.
- _____. (1991). Hongos parásitos de los *Eucalyptus*, En: Actas I Jornadas de Sanidad Forestal, Antecedentes Fitosanitarios en *Eucalyptus* y Bosque Nativo. CONAF, CORMA y Universidad Austral de Chile. Valdivia, Chile. 30 y 31 de Octubre de 1991.
- _____. (1992). Algunas consideraciones sobre la protección fitosanitaria en el cultivo de los eucaliptos. Santiago, Chile Forestal, Documento Técnico N° 61.
- Jacobs, M.R.** (1981). El Eucalipto en la repoblación forestal. Roma, Italia. FAO.
- Kannwischer, M. E. & Mitchell, D.J.** (1978). The influence of a fungicide on the epidemiology of black shank of tobacco. *Phytopathology*. 68: 1760-1765.
- Klich, M. & Pitt, J.** (1988). A laboratory guide to common *Aspergillus* species and their teleomorphs. Australia. Commonwealth Scientific and Industrial. Research Organization. Division of Food Processing
- Köhl, J.; Molhoek, W.M.L.; Plas, C.H. Van Der & Fokkema, N.J.** (1995). Effect for *Ulocladium atrum* and other antagonists on sporulation of *Botrytis cinerea* on Dead Lily leaves exposed to field conditions. *J. Plant Pathol.* 85: 393-401
- Kunstmann, E.** (1978). Prospección Micológica en Viveros de la X Región. Tesis Ing. For. Valdivia, Universidad Austral de Chile, Facultad de Ciencias Forestales
- Lama, G. De La.** (1976). Atlas del Eucalipto. Tomo I. Información y Ecología. Sevilla, España. Ministerio de Agricultura, INIA, Inst. Nac. para la Conservación de la Naturaleza (ICONA)
- Linde, C.; Wingfield, M.J. & Kemp, G.H.J.** (1994). Root and root collar diseases of *Eucalyptus grandis* caused by *Pythium splendens*. *Plant Dis.* 78: 1006-1009.
- Linke, K.H.; Scheibel, C.; Saxena, M.C. & Sauerborn, J.** (1992). Fungi occurring on *Orobanchae spp.* and their preliminary evaluation for *Orobanchae* control. *Trop. Pest Manage.* 38: 127-130
- Lynch, J.M.** (1979). The terrestrial environment. In : Linch, J.N & Poole, N.J. (eds.) *Microbial ecology: A conceptual approach*. Blackwell, Oxford. 69-71
- Mackay, A. & Weste, G.** (1985). Survival of *Phytophthora cinnamomi* in *Eucalyptus* roots buried in forest soils. In : Parker, C.A. et al. (eds). *Ecology and management of soilborne plant pathogens*. St. Paul, Minnesota, U.S.A. The American Phytopath. Soc. 45-47
- Manandhar, J.B.; Thapliyal, P.N.; Cavanaugh, K.J. & Sinclair, J.B.** (1987). Interaction Between Pathogenic and Saprobic Fungi isolated from Soybean Roots and Seeds. *Mycopathology*. 98: 69-75

- Métro, A. (1976). Eucalypts for Planting. Roma, Italy. FAO. 398p.
- Miller, L.S. (1995). Functional diversity in fungi. Can. J. Bot. 73 (Suppl.1): S 50-57
- Mujica, F. & Vergara, C. (1980). Flora Fungosa Chilena. 2a ed. Santiago, Universidad de Chile, Facultad de Agronomía, Cs. Agrícolas N° 5- 308 p
- Muñoz, A. & Perez, A. (1981). Factores que influyen en la producción de plantas de *Acacia caven* (Mol) Hook et Arn y *Prosopis chilensis* (Mol) Stuntz. Tesis Ing. For. Santiago, Universidad de Chile, Facultad de Ciencias Forestales.
- Muñoz, A. (1986). Manual para la producción de plantas de Eucalipto en Macetas. Documento de trabajo n°2, Investigación y desarrollo de áreas silvestres, zonas áridas y semiáridas de Chile. CONAF/PNUD/FAO-CHI/83/017 Santiago de Chile.
- Nelson, P.E.; Toussoun, T.A. & Marasas, W.F.O. (1983). *Fusarium* species: An illustrated manual for identification. The Pennsylvania State University Press. University Park, Pennsylvania U.S.A.
- Ocamb, C.M. & Kommedahl, T. 1994a. Growth of rhizosphere competent and incompetent *Fusarium* species from corn carbon substrates. Phytopathology. 84: 508-514
- _____. & _____. 1994b. Rhizosphere competence of *Fusarium* species colonizing corn roots. Phytopathology. 84: 166-172
- Parkinson, D. & Pearson, R. (1967). Studies on fungi in the root region. VII. Competitive ability of sterile dark fungi. Plant Soil. 27: 120-130
- Pinto de Torres, A. (1968). Especies patógenas en viveros y plantaciones nuevas de frutales en Chile. Agr. Téc. 28:142-130. (Original no consultado, citado por Mujica, F. & Vergara, C. 1980. Flora Fungosa Chilena. 2a ed. Santiago, Universidad de Chile, Fac. de Agron., Cs. Agrícolas N° 5)
- _____. & Mircetich, S.M. (1976). *Pythium ultimum* Trow causante de "pudrición del tronco" en plántulas de frutales de carozo y en almendros y damascos de dos años. Agr. Téc. 36: 171-173.
- Pitt, J. (1979). The genus *Penicillium* and its Teleomorphic States *Eupenicillium* and *Talaromyces*. London, England. Academic Press Inc.
- Plaats-Niterink, A.J. van der. (1981). Monograph of the genus *Pythium*. CBS. Baarn N° 21.
- Prado, J. & Barros, S. (1991). *Eucalyptus*: Principios de Silvicultura y Manejo. Tercera Edición. Santiago, Instituto Forestal. División de Silvicultura.
- Rossmann, A.Y.; Palm, M.E. & Spielman, L.J. (1987). A literature guide for the identification of plant pathogenic fungi. APS Press St. Paul, Minnesota.
- Schippers, B. & Gams, W. (1979). Soil-borne plant pathogens. London. Academic Press.
- _____.; Bakker, A. & Bakker, P. (1987). Interactions of deleterious and beneficial rhizosphere microorganisms and the effect of cropping practices. Ann. Rev. Phytopathol. 25:339-358
- Smith, I.W.; Marks, G.C.; Featherston, G.R. & Geary, P.W. (1989). Effects of inter-planted wattles on the establishment of eucalypts planted on forest sites affected by *Phytophthora cinnamomi*. Aust. For. 52:74-81
- Sweetingham, M.W. (1989). Fungi associated with root and Hypocotyl Diseases of seedling Lupins in Western Australia. Aust. J. Agric. Res. 40:781-789
- Tay, J.L. (1969). Un estudio de los organismos causales de la caída en *Pinus radiata* D. Don en el Vivero Forestal de Chillán. Tesis Escuela de Agronomía. Universidad de Concepción.
- Tollenaar, H.; Bleiholder, H. & Vera, A. (1970). Observaciones de nuevas enfermedades Agr. Técnica 30:51-54
- Toussoun, T.A.; Bega, R.V. & Nelson, P.E. (1970). Root diseases and soil-borne pathogens. Berkeley, Univ. California Press.
- Vaartaja, O. (1967). Dumping-off pathogens in South Australian nurseries. Phytopathology. 57:765-768
- Viljoen, A. & Wingfield, M.J. (1994). First report of *Fusarium subglutinans* f. sp. *pini* on pini seedlings in South Africa. Plant Dis. 78:309-312
- _____.; _____. & Crous, P.W. (1992). Fungal pathogens in *Pinus* and *Eucalyptus* seedling nurseries in South Africa: A review. S. Afr. For. J. 161: 45-51. (Original no consultado, citado por Viljoen, A. & Wingfield, M.J. 1994. First report of *Fusarium subglutinans* f. sp. *pini* on pini seedlings in South Africa. Plant Dis. 78:309-312
- Weste, G. & Vithanage, K. (1977). Microbial population of forest soils. Aust. J. Bot. 25:153-167
- Wicklow, D. & Carroll, G. (1981). The Fungal Community. New York, EEUU. Marcel Dekker, Inc.
- Yip, H.Y. & Weste, G. (1985). Rhizoplane Mycoflora of *Gahnia rodula* and *Isopogon ceratophyllus* in soils infested and free from *Phytophthora cinnamomi*. Aust. J. Bot. 33:92-98