

00377



UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA DE
MÉXICO

**POSGRADO EN CIENCIAS
BIOLÓGICAS**
INSTITUTO DE BIOLOGÍA

**LOS HONGOS ECTOMICORRÍZICOS COMO
HERRAMIENTA PARA LA RECUPERACIÓN
DE LA CUBIERTA FORESTAL DE
ECOSISTEMAS PERTURBADOS**

TESIS

QUE PARA OBTENER EL GRADO ACADÉMICO DE:

**MAESTRA EN CIENCIAS BIOLÓGICAS
(BIOLOGÍA AMBIENTAL (RESTAURACIÓN
ECOLÓGICA))**

P R E S E N T A:

BIOL. MARÍA DEL ROCIO DELGADO DURÁN

DIRECTOR DE TESIS: Dra. EVANGELINA PÉREZ SILVA

MÉXICO, D.F.



JUNIO, 2004

COORDINACIÓN



Universidad Nacional
Autónoma de México

Dirección General de Bibliotecas de la UNAM

Biblioteca Central



UNAM – Dirección General de Bibliotecas
Tesis Digitales
Restricciones de uso

DERECHOS RESERVADOS ©
PROHIBIDA SU REPRODUCCIÓN TOTAL O PARCIAL

Todo el material contenido en esta tesis esta protegido por la Ley Federal del Derecho de Autor (LFDA) de los Estados Unidos Mexicanos (México).

El uso de imágenes, fragmentos de videos, y demás material que sea objeto de protección de los derechos de autor, será exclusivamente para fines educativos e informativos y deberá citar la fuente donde la obtuvo mencionando el autor o autores. Cualquier uso distinto como el lucro, reproducción, edición o modificación, será perseguido y sancionado por el respectivo titular de los Derechos de Autor.

FFEO

ESTA TESIS NO SALE
DE LA BIBLIOTECA



UNIVERSIDAD NACIONAL
AUTÓNOMA DE
MÉXICO

POSGRADO EN CIENCIAS BIOLÓGICAS COORDINACIÓN

Autorizo a la Dirección General de Bibliotecas de la UNAM a difundir en formato electrónico e impreso el contenido de mi trabajo recepcional.

NOMBRE: María del Rocío Delgado

Durán

FECHA: 04/Junio/2004

FIRMA:

Ing. Leopoldo Silva Gutiérrez
Director General de la Administración Escolar, UNAM
Presente

Por medio de la presente me permito informar a usted que en la reunión ordinaria del Comité Académico del Posgrado en Ciencias Biológicas, celebrada el día 11 de mayo del 2004, se acordó poner a su consideración el siguiente jurado para el examen de grado de Maestría en Ciencias Biológicas (Biología Ambiental (Restauración Ecológica)) del alumno(a) **Delgado Durán María del Rocío**, con número de cuenta 95570059, con la tesis titulada: "Los hongos ectomicorrizicos como herramienta para la recuperación de la cubierta forestal de ecosistemas perturbados", bajo la dirección del(a) **Dra. Evangelina Pérez Silva**.

Presidente:	Dr. Teófilo Herrera Suárez
Vocal:	M. en C. Sergio Palacios Mayorga
Secretario:	Dra. Evangelina Pérez Silva
Suplente:	Dr. Hermilo Leal Lara
Suplente:	Dr. Jorge Enrique Gama Castro

Sin otro particular, quedo de usted.

Atentamente
"POR MI RAZA HABLARÁ EL ESPÍRITU"
Cd. Universitaria, D.F., a 28 de mayo de 2004.

Dr. Juan José Morrone Lupi
Coordinador del Programa

c.c.p. Expediente de interesado

AGRADECIMIENTOS

A la UNAM, porque una vez más me recibió y me brindó un espacio para seguir creciendo académicamente.

A todos los miembros del Jurado Dra. Evangelina Pérez Silva, M. en C. Sergio Palacios, Dr. Jorge Gama Castro, Dr. Teófilo Herrera y Dr. Hermilo Leal Lara, por el gran apoyo que me brindaron durante la realización del trabajo y por sus valiosas observaciones durante la revisión del mismo las cuales sirvieron para enriquecerlo considerablemente.

A la Dra. Martha Ortega por permitirme realizar los cortes de las micorrizas, por haberme enseñado a hacerlos y a tener la paciencia para lograrlos.

A la M. en C. Rosalía Cuevas del INIFAP quien hizo posible conseguir un espacio en los viveros de Coyoacán y facilitó el material necesario para realizar una parte importante del trabajo.

Al Ing. Héctor Aguilar, encargado del vivero Potreritos, por la valiosa información que me proporcionó y que permitió complementar mejor el estudio.

Al Dr. Jorge Gama, por su dedicación en el trabajo de fotointerpretación y, sobre todo, porque siempre trató de transmitir su optimismo en los momentos de mayor presión.

Al M. en C. Sergio Palacios por haberme puesto en el camino de las micorrizas y porque desde aquel momento participó de diversas maneras y con la mejor disposición en el desarrollo de este trabajo.

A la Dra. Evangelina Pérez Silva por haberme dado un espacio en su laboratorio, por su gran apoyo y por sus enseñanzas.

A Vicente Arriaga por ser un de los mejores profesores que he conocido, por sus enseñanzas y por su amistad.

A Georgina Méndez y a Rocío (secretaría del Posgrado en el Instituto de Biología) por toda la paciencia que tuvieron para resolver mis numerosas y constantes dudas.

A todas las personas de los Institutos de Biología y de Geología que contribuyeron de diversas formas para la realización y conclusión de este proyecto.

Este trabajo contó con el financiamiento de la Fundación Packard, CONACYT y DGEP.

DEDICATORIA

A mis padres..... por su infinito cariño, apoyo, comprensión y confianza; porque me enseñaron que el esfuerzo y la dedicación son los ingredientes principales para lograr mis objetivos. Por esto y mucho más.....GRACIAS.

A mis hermanos..... porque han compartido su tiempo y espacio conmigo, por su cariño y apoyo a lo largo de estos años y por todos los que faltan.

A mis sobrinos, Kevin y Abi, porque son la alegría de nuestra casa, la energía que no se acaba y la inyección de la vida.

A Silvia y Yuridia porque ambas a su manera, me han brindado su amistad.

A Ale Tovar..... porque has estado siempre cerca para poder apoyarme en ti, por tu gran paciencia y, simplemente, porque eres parte fundamental de mi vida.

A Flor Leticia.... porque además de la Maestría, hemos compartido tiempo, preocupación, alegría, tristeza, logros y fracasos; idas y venidas a Los Dinamos y a Zumpango; pero, sobre todo, amistad y cariño.

A Oscar..... por ser mi amigo y por el gran apoyo que siempre me has dado.

A Víctor..... porque a pesar de todo, siempre me has ayudado.

A Don Nacho y a todos los señores del semillero de los viveros de Coyoacán que me recibieron con agrado y respeto, por sus consejos, por su optimismo y por su ayuda desinteresada.

A Lety..... porque aunque hace mucho que no te veo, sé que cuento contigo.

ÍNDICE

I INTRODUCCIÓN	1
II ANTECEDENTES	
2.1 Definición de micorriza	3
2.2 Tipos de micorrizas	3
2.3 Ectomicorrizas	3
2.3.1 Estructura	3
2.3.2 Función	4
2.3.2.1 Beneficios para el hongo	4
2.3.2.2 Beneficios para el hospedero	5
2.4 Plantas y hongos ectomicorrízicos	6
2.5 Ecología	7
2.5.1 Factores que afectan el desarrollo de la ectomicorriza	7
2.5.2 Sucesión	8
2.6 Problemática forestal en México	8
2.6.1 Reforestación y plantaciones forestales	9
2.7 Hongos ectomicorrízicos en la práctica forestal	9
2.7.1 Inoculación ectomicorrízica en vivero	10
2.7.2 Legislación en el uso de inóculos	11
2.8 Investigación micorrízica	12
III OBJETIVOS	13
3.1 Objetivo General	13
3.2 Objetivos particulares	13
HIPÓTESIS	13
IV CARACTERÍSTICAS DE LA ZONA DE ESTUDIO	
4.1 Ubicación geográfica	14
4.2 Fisiografía	14
4.3 Geología	16
4.4 Edafología	16
4.5 Hidrología	17
4.6 Clima	18
4.7 Vegetación	19
V MATERIALES Y MÉTODOS	
5.1 Niveles de perturbación y puntos de muestreo	21
5.2 Método de recolección de hongos	21
5.3 Método de recolección de micorrizas	21
5.4 Caracterización de micorrizas	22
5.5 Técnicas para la producción y aplicación de inóculo esporal	22
5.6 Caracterización de suelos	23
5.7 Ensayo para la evaluación del potencial micorrízico en el área de estudio	23
5.8 Análisis estadístico	24

VI RESULTADOS	
6.1 Identificación de las clases de perturbación del suelo y la vegetación	25
6.2 Biodiversidad fúngica	32
6.3 Caracterización de ectomicorrizas	37
6.4 Propiedades del suelo	74
6.5 Potencial de inóculo	78
VII DISCUSIÓN	
7.1 Identificación de las clases de perturbación del suelo y de la vegetación	82
7.2 Biodiversidad fúngica	83
7.3 Caracterización de ectomicorrizas	89
7.4 Propiedades del suelo	89
7.5 Potencial de inóculo	96
VIII PROPUESTA PARA USO DE LOS HONGOS ECTOMICORRÍZICOS	100
8.1 Tipo de hongo	101
8.2 Tipo de inóculo	103
IX CONCLUSIONES	105
X SUGERENCIAS	107
XI LITERATURA CITADA	108

ÍNDICE DE FIGURAS

No. de Figura		Pág.
1	Ubicación geográfica del área de estudio	15
2a	Distribución de las clases de perturbación del suelo y la vegetación en la zona de estudio, puntos de muestreo de macromicetos ectomicorrízicos y de suelo	26
2b	Principales pendientes medidas en la zona de estudio	27
3	Distribución de especies de macromicetos relacionados con el hallazgo en campo de raíces micorrizadas y no micorrizadas, a través de las distintas clases de perturbación detectadas en el ecosistema.....	35
4	Sistema micorrízico de <i>Laccaria bicolor</i>	38
5	Superficie externa del manto	38
6	Superficie interna del manto	38
7	Corte transversal en el que se observa el manto (M), la red de Hartig (rH) y el córtex (Cx)	39
8	Corte longitudinal donde se muestra el manto (M) y el córtex (Cx)	39
9	Sistema micorrízico de <i>Amanita cokeri</i>	41
10	Superficie externa del manto	41
11	Superficie interna del manto	41
12	Corte transversal en el que se observa la diferenciación del manto (M), la red de Hartig (rH), las células de taninos (Tn) y el córtex (Cx)	41
13	Corte longitudinal de la micorriza formada por <i>A. cokeri</i> donde se aprecia el manto (M) y las células del córtex (Cx)	41
14	Sistema micorrízico de <i>Amanita cylindrispora</i>	43
15	Superficie externa del manto	43
16	Superficie interna del manto	43
17	Corte transversal en el que se observa el manto diferenciado en tres estratos (M), la red de Hartig (rH), las células de taninos (Tn) y el córtex (Cx)	44

No de Figura		Pág.
18	Corte longitudinal de la micorriza formada por <i>A. cylindrispora</i> donde se aprecia el manto (M), las células de taninos y las del córtex (Cx)	46
19	Sistema micorrízico de <i>Amanita gemmata</i>	46
20	Superficie interna del manto	46
21	Corte transversal en el que se aprecia el manto (M), la red de Hartig (rH), las células de taninos (Tn) y el córtex (Cx)	46
22	Corte longitudinal de la micorriza formada por <i>A. gemmata</i> donde se aprecia el manto (M) y las células de taninos y el córtex (Cx)	46
23	Sistema micorrízico de <i>Amanita rubescens</i>	48
24	Superficie externa del manto	48
25	Superficie interna del manto	48
26	Corte transversal de la raíz micorrizada por <i>A. rubescens</i> en el que se observa el manto (M), la red de Hartig (rH), las células de taninos (Tn) y el córtex (Cx)	49
27	Corte longitudinal en el que se aprecia el manto (M), el córtex (Cx) y las células de taninos (Tn)	49
28	Sistema micorrízico de <i>Inocube geophylla</i> var. <i>lilacina</i>	51
29	Superficie externa del manto	51
30	Superficie interna del manto	51
31	Corte transversal de la raíz micorrizada en el que se observa el manto (M), la red de Hartig (rH), las células de taninos (Tn) y el córtex (Cx)	51
32	Corte longitudinal de la micorriza en donde se aprecia el manto (M), las células de taninos (Tn) y el córtex (Cx)	51
33	Sistema micorrízico de <i>Inocube maculata</i> var. <i>fastigiella</i>	53
34	Superficie externa del manto	53
35	Superficie interna del manto	53
36	Corte transversal de la raíz micorrizada en el que se observa el manto (M), la red de Hartig (rH), las células de taninos (Tn) y el córtex (Cx)	54

No. de Figura		Pág.
37	Corte longitudinal de la micorriza en donde se aprecia el manto (M) y las células de taninos (Tn)	54
38	Sistema micorrízico de <i>Hebeloma sacchariolens</i>	56
39	Superficie externa del manto	56
40	Superficie interna del manto	56
41	Corte transversal en el que se observa el manto (M), la red de Hartig (rH), las células de taninos (Tn) y el córtex (Cx)	56
42	Corte longitudinal de la micorriza en el que se aprecia el manto (M) y el córtex (Cx)	56
43	Sistema micorrízico de <i>Boletus calopus</i>	58
44	Superficie externa del manto	58
45	Superficie interna del manto	58
46	Corte transversal en el que se observa el manto (M), la red de Hartig (rH), las células de taninos (Tn) y el córtex (Cx)	59
47	Corte longitudinal de la micorriza en el que se aprecia el manto (M) y el córtex (Cx)	59
48	Sistema micorrízico de <i>Russula americana</i>	60
49	Superficie externa del manto	60
50	Superficie interna del manto	60
51	Corte transversal en el que se observa el manto (M), la red de Hartig (rH), las células de taninos (Tn) y el córtex (Cx)	61
52	Corte longitudinal de la micorriza en el que se aprecia el manto (M), la red de Hartig (rH) y el córtex (Cx)	61
53	Sistema micorrízico de <i>Russula cyanoxantha</i>	63
54	Superficie externa del manto	63
55	Superficie interna del manto	63

No. de Figura		Pág.
56	Corte transversal en el que se observa el manto (M), la red de Hartig (rH), las células de taninos (Tn) y una porción del córtex (Cx)	63
57	Corte longitudinal de la micorriza donde se observa la separación del manto externo (M) y el córtex (Cx)	63
58	Sistema micorrízico de <i>Russula olivacea</i>	65
59	Superficie externa del manto	65
60	Superficie interna del manto	65
61	Corte transversal en el que se aprecia la diferenciación del manto (M), la red de Hartig (rH), las células de taninos (Tn) y el córtex (Cx)	66
62	Corte longitudinal en el que se distingue el manto (M) y el córtex (Cx)	66
63	Sistema micorrízico de <i>Russula sp</i>	68
64	Superficie externa del manto	68
65	Superficie interna del manto	68
66	Corte transversal del manto en el que se observa su diferenciación (M), la red de Hartig (rH), las células de taninos (Tn) y el córtex (Cx)	68
67	Corte longitudinal de la raíz micorrizada por <i>Russula sp.</i> en donde se muestra el manto (M), el córtex (Cx) y las células de taninos (Tn)	68
68	Sistema micorrízico de <i>Lactarius salmonicolor</i>	70
69	Superficie externa del manto	70
70	Superficie interna del manto	70
71	Corte transversal de la micorriza de <i>L. salmonicolor</i> en el que se observa la diferenciación del manto (M), la red de Hartig (rH), las células de taninos (Tn) y el córtex (Cx)	71
72	Corte longitudinal de la micorriza donde se aprecia el manto (M) y las células del córtex (Cx)	71
73	Sistema micorrízico de <i>Scleroderma verrucosum</i>	73
74	Superficie externa del manto	73

No. de Figura		Pág.
75	Superficie interna del manto	73
76	Corte transversal en el que se observa el manto (M), la red de Hartig (rH), las células de taninos (Tn) y el córtex (Cx)	73
77	En el corte se observa el manto (M) y las células rectangulares que junto con las poliédricas constituyen el córtex (Cx)	73
78	Altura de las plántulas correspondientes al tratamiento clase I, sin dilución	80
79	Plántulas del tratamiento clase III, dilución 1:10	80
80	Tratamiento en el que se obtuvo el menor crecimiento de plántulas	81

ÍNDICE DE TABLAS

No. de Tabla		Pág.
1	Total de géneros y especies encontrados en la zona de estudio, presencia (+) y ausencia (-) de micorriza para cada uno y su distribución a través de las clases de perturbación en los dos años de recolecta	33
2	Distribución de las especies según el tipo de vegetación, donde el signo (+) indica las asociaciones en las que se encontró micorriza	36
3	Color del suelo en las clases de deterioro identificadas en el área de estudio	74
4	Clase textural y contenido de arena, limo y arcilla en las diferentes clases de perturbación	75
5	Densidad aparente y categoría a la que pertenecen las cinco clases de perturbación estudiadas	75
6	pH real, pH potencial y su interpretación para las clases de deterioro	76
7	Porcentaje de materia orgánica y su interpretación para las clases de perturbación estudiadas	76
8	Porcentaje de Nitrógeno y categoría a la que pertenecen las distintas clases de perturbación	77
9	Contenido de fósforo asimilable y categoría a la que pertenecen las diferentes clases de perturbación	77
10	Capacidad de intercambio catiónico en las cinco clases estudiadas	77
11	Porcentaje total de germinación	78
12	Sobrevivencia de plántulas en cada tratamiento al momento de la cosecha	78
13	Evaluación del crecimiento de las plántulas de <i>Abies religiosa</i>	80
14	Desarrollo de micorriza en las plántulas de los diferentes tratamientos	81
15	Resultados obtenidos por la Comisión Coordinadora para el Desarrollo Rural	96

RESUMEN

La cuenca del Río Magdalena enfrenta actualmente un sostenido proceso de degradación ocasionado por los cambios de uso de suelo, la tala inmoderada, el uso recreativo no regulado y por los asentamientos humanos irregulares. La pérdida de la cubierta vegetal favorece el deterioro del sustrato edáfico y, en conjunto, originan la desaparición de habitats y consecuentemente de especies de flora y fauna. Asimismo, se reducen los beneficios ambientales que esta zona proporciona a la Ciudad de México en cuanto al aporte de oxígeno, la captura de carbono y el suministro de agua potable.

Es evidente la necesidad de dar a esta región el verdadero uso que, como Área Natural Protegida le corresponde, así como iniciar acciones reales y definitivas que permitan la recuperación de las zonas deterioradas.

La restitución de la cubierta forestal a través de programas de reforestación es una de las actividades que muchas veces ha fallado dada la desinformación que existe en cuanto a las características del área y de las especies con las que se pretende reforestar. El uso de hongos ectomicorrízicos (ECM) nativos como inoculantes constituye una valiosa alternativa para asegurar el establecimiento y sobrevivencia de las plántulas que se introducen, particularmente, tratándose de coníferas. Es por eso que el presente trabajo tiene como objetivo principal conocer las condiciones de deterioro en las que actualmente se encuentra la zona, así como su diversidad fúngica, con la finalidad de implementar alternativas para el aprovechamiento de los beneficios que los hongos ECM proporcionan.

De esta manera, se identificaron cinco clases de perturbación del suelo y de la vegetación, observándose que mientras más crece el grado de deterioro menor es la diversidad de macromicetos micorrízicos presentes. De las 41 especies identificadas solo un pequeño número resultaron ser tolerantes a las modificaciones de su entorno, entre las que se encuentran *Russula americana* y *Scleroderma verrucosum*.

La disminución y pérdida de sus poblaciones está directamente influenciada por la reducción en el número de hospederos y por los cambios en las propiedades del suelo y, aunque no se tienen evidencias concretas, los altos niveles de contaminación atmosférica proveniente de la cercana Ciudad de México, también pueden estar causando efectos negativos tanto en la salud de los árboles como en la sobrevivencia de los hongos y demás organismos que habitan el suelo.

Algunas condiciones edáficas se han visto más afectadas que otras; sin embargo, de manera general, los suelos conservan condiciones favorables para el establecimiento de plántulas y de sus hongos asociados.

Finalmente, cabe mencionar, que la recuperación de la zona debe ser el resultado de una serie de modificaciones que incluyen la concientización y responsabilidad ecológica de todas las personas relacionadas con el Área Natural Protegida. La sola reforestación no es suficiente para mejorar las condiciones del bosque si no se solucionan todos los problemas que están causando la perturbación de la zona.

I. INTRODUCCIÓN

El Distrito Federal posee aún, en más de la mitad de su territorio, características climáticas, topográficas y edafológicas que hacen posible la existencia de ecosistemas importantes los cuales, además de albergar especies de flora y fauna silvestre, proporcionan bienes y servicios ambientales relevantes para la población. La cobertura vegetal de estos edafoecosistemas se constituye de distintos tipos de vegetación distribuidos a lo largo de un gradiente altitudinal y climático. De acuerdo con Rzendowski (1978) en la zona se encuentran bosque de coníferas y de encinos, matorral xerófilo, pastizales y vegetación acuática y subacuática.

La vegetación natural constituye el principal elemento de estabilización de los suelos, la conservación de los ciclos biogeoquímicos e hidrológico, así como un medio importante para la captura de carbono y retención de partículas suspendidas.

Actualmente, los bosques del Distrito Federal se encuentran fuertemente perturbados debido a la deforestación que han producido las actividades agropecuarias y los asentamientos humanos irregulares. Esta situación ha propiciado el cambio de uso de suelo, la tala inmoderada, el sobrepastoreo, incendios provocados, plagas y enfermedades forestales. La cubierta vegetal se pierde a razón de 500 ha por año; este hecho, no solo es la causa de una reducción importante de la superficie sino que, además, trae como consecuencia: la pérdida de los habitats naturales y de la biodiversidad, la sustitución de especies nativas, la disminución de los recursos hídricos y la degradación de suelos; esto ha afectando la disponibilidad de los recursos y los beneficios ambientales que estos ecosistemas deben seguir aportando a la Ciudad de México.

Por todo lo antes expuesto, resulta necesario detener los procesos de deterioro mediante la recuperación de la cubierta vegetal a través de programas de reforestación cuyo éxito está determinado, entre otras circunstancias, por el establecimiento de la simbiosis ectomicorrizica en las especies arbóreas y arbustivas naturales de la región, principalmente de las familias: Pinaceae y Fagaceae (Meyer, 1973), y de los hongos macromicetos, básicamente basidiomicetos, también nativos de estos ecosistemas.

Esta asociación es una de las características más importantes de los edafoecosistemas forestales templados y boreales ya que garantiza el establecimiento, desarrollo, crecimiento y supervivencia de las especies participantes permitiendo la regeneración natural de los bosques (Sieverding, 1991).

Las especies arbóreas destinadas a la reforestación de zonas erosionadas, deben ser inoculadas con hongos nativos aprovechando la habilidad que tienen algunas especies para colonizar y mejorar el crecimiento de los árboles tanto en vivero como en campo. El potencial que existe en muchas especies de hongos micorrízicos, para ser utilizadas en la producción de inoculantes, puede permitir prescindir del mantillo que actualmente se emplea como sustrato e inóculo, el cual es extraído de las zonas boscosas lo que significa un impacto negativo para los edafoecosistemas forestales y su conservación como recurso natural. Asimismo, el aislamiento y cultivo de las especies ectomicorrízicas nativas, evita el riesgo que significa la introducción de cepas aloctónas, presentes en productos comerciales de dudosa calidad y procedencia, cuyo impacto sobre las nativas aún se desconoce (Varela y Estrada-Torres, 1997).

Lo antes expuesto sirve de apoyo al propósito de estudiar las especies nativas de hongos

ectomicorrízicos, particularmente de aquellos ecosistemas forestales con diferentes grados de alteración antrópica, como es el caso de los bosques que se encuentran en la cuenca del Río Magdalena, de cuya conservación depende también la existencia de este que es el único río vivo que llega a la Ciudad de México.

Este río es uno de los cuerpos de agua más importantes de la ciudad, pues es empleado, en gran parte, como fuente de abastecimiento de agua potable. Desafortunadamente, el área de la cuenca contigua a la zona urbana, se encuentra seriamente amenazada y se han ido perdiendo de manera constante los ecosistemas que facilitan la recarga de este sistema hidrológico debido a que, gran parte de ellos, han sido ocupados por asentamientos humanos irregulares.

II. ANTECEDENTES

2.1 DEFINICIÓN DE MICORRIZA

La micorriza es la simbiosis mutualista que se establece entre el micelio de un hongo y las raíces de una planta (Smith y Read, 1997). La palabra deriva del griego *myke*: hongo y *rhiza*: raíz. Esta asociación conduce a la formación de un nuevo órgano con una morfología propia y una fisiología particular.

La micorriza es la asociación más universalmente difundida en el mundo vegetal, de manera que en la naturaleza la condición micorrízica es la regla y la no micorrízica la excepción.

2.2 TIPOS DE MICORRIZAS

Las micorrizas pueden clasificarse con base en las estructuras especializadas que los hongos producen en la raíz, así como por las plantas y hongos asociados. Harley y Smith (1983) describieron varios tipos: micorriza arbuscular, arbutoide, monotrofoide, ericoide, orquidioide, ectendomicorriza y ectomicorriza.

De manera general y considerando el sitio que ocupa el micelio fúngico en su asociación con la raíz de la planta se reconocen tres grupos: endomicorrizas, ectendomicorrizas y ectomicorrizas.

Endomicorrizas. Las hifas del hongo penetran la pared celular de las células corticales abriendo espacios entre la pared celular y la membrana plasmática, desarrollando el micelio interno, estructuras de almacenamiento llamadas vesículas y las destinadas al intercambio de nutrimentos conocidas como arbusculos. No obstante, este desarrollo no causa cambios macroscópicos en la morfología de la raíz. (Marx, 1977).

Ectendomicorrizas. Los hongos que las producen colonizan de forma dual las raíces, es decir, externamente formando un manto cortical e internamente penetrando la pared de las células del córtex.

2.3 ECTOMICORRIZAS

La ectomicorriza (ECM) es la simbiosis que se establece, como en los casos anteriores, entre un hongo, principalmente del tipo basidiomiceto, y la raíz de una planta leñosa, generalmente arbórea, en donde el hongo crece formando un manto en la superficie de la raíz y penetra el córtex intercelularmente para producir una red conocida como "red de Hartig" (Wilcox, 1984).

2.3.1 Estructura

La ectomicorriza se caracteriza estructuralmente por la presencia de una densa masa de hifas formando un tejido pseudoparenquimatoso o plectenquimatoso, que envuelve a la raíz. Este manto varía en constitución y en grosor pues puede aparecer como un estrato de hifas coherentes o laxas, o bien formar dos estratos cada uno con hifas agregadas de manera

particular (Harley y Smith, 1983). Según Clowes (1951) las hifas del estrato interno poseen organelos bien desarrollados, rosetas de glicógeno y gránulos de polifosfato, mientras que las del estrato externo, contienen grandes vacuolas por lo que el citoplasma se restringe a la periferia de las células.

En la superficie externa del manto pueden encontrarse estructuras fúngicas como pelos, cistidios o rizomorfos estos, al igual que las hifas que crecen hacia el suelo, son importantes en la absorción de nutrimentos.

El grosor del manto es variable aunque generalmente oscila entre 20 y 40 μm y comprende del 20 al 30 % del volumen de la raíz. Harley y McCready (1952) estimaron que el manto contribuye con el 39 ± 0.5 mg por 100 mg del peso seco de la micorriza.

Del manto parten ramas hifales que penetran intercelularmente en el córtex del hospedero, a profundidades variables, para formar la red de Hartig en la lámina media de las paredes celulares y en los espacios intercelulares de la corteza externa. La red consiste de un sistema ramificado laberíntico que provee una amplia superficie de contacto entre las células de los simbioses para el intercambio de nutrimentos (Nylund y Unestam, 1981).

Las raíces involucradas en la formación de las ectomicorrizas son las más pequeñas y jóvenes del sistema radicular, las cuales se ramifican abundantemente para constituir un sistema que aumenta la capacidad de la planta para absorber agua y minerales del humus y de la hojarasca del suelo.

La forma de ramificación es característica en cada hospedero, aunque puede existir poca o ninguna diferencia entre especies del mismo género. Las formas pueden ser: bifurcadas o con ramificaciones dicotómicas, pinadas, coraloides, tuberculadas o de ramificación variable (Zak, 1973).

2.3.2 Función

Las micorrizas son importantes en el ciclo de los nutrimentos, ya que los absorben, transportan y almacenan, evitando que se pierdan por lixiviación. Cuando se reproducen, desarrollan cuerpos fructíferos que tienen grandes cantidades de estos compuestos y al descomponerse los integran nuevamente al suelo, o bien alimentan a insectos o animales superiores. La formación de esta estructura implica beneficios para los participantes de la simbiosis.

2.3.2.1 Beneficios para el hongo

Los hongos ectomicorrízicos presentan requerimientos nutricionales muy específicos, lo que los sitúa como hongos rizosféricos típicos dada su incapacidad para usar polisacáridos complejos como fuente de carbono y energía (Bowen y Theodorou, 1973). Estos organismos usan carbohidratos simples como fuentes energéticas, particularmente glucosa, fructosa y sacarosa.

Los carbohidratos solubles de la raíz pueden ser considerados el factor principal y promotor en la formación de la ectomicorriza, en el crecimiento vegetativo de las hifas y en el desarrollo del esporóforo (Hacskeylo, 1965). La traslocación de azúcares desde la raíz al manto y la

subsecuente acumulación como manitol, trehalosa y glicógeno, tienden a conservar el suministro de carbohidratos para los procesos metabólicos del hongo (Lewis y Harley, 1965).

Sin embargo, algunas especies de *Hebeloma* pueden ser simbiontes facultativos y fructificar en ausencia de un hospedero (Hacskeylo y Bruchet, 1972); aunque la frecuencia de tales relaciones es probablemente baja entre los hongos ectomicorrízicos.

Bauer *et al.* (1991) demostraron la transferencia de carbohidratos de la red de Hartig y el manto fúngico hacia el córtex, y dieron evidencias de que potencialmente todos los carbohidratos necesarios para el crecimiento, tanto del hongo como de la planta, pueden ser proporcionados en los estadios iniciales de la formación de la ectomicorriza, por la fotosíntesis de la plántula. Se ha demostrado también que los hongos ectomicorrízicos son capaces de transferir compuestos carbonados del sistema radical de una planta al sistema radical e incluso a la parte aérea de otra, ya sea de la misma o de diferente especie (Simard *et al.*, 1997). Por esta razón se ha sugerido que en los ecosistemas templados, los hongos ectomicorrízicos pueden actuar como redes que interconectan a sus componentes vegetales.

Además de los carbohidratos, las raíces de las plantas formadoras de ECM secretan hormonas de crecimiento que influyen en el desarrollo de los hongos simbiontes cuyo efecto, además, está altamente relacionado con su concentración. Las citokininas incrementan de modo significativo el crecimiento de los hongos, especialmente en unión con el ácido indolacético; mientras que el ácido giberélico, aún en bajas concentraciones, es un inhibidor de los hongos ectomicorrízicos (Gogala, 1989).

El hospedero proporciona al hongo otras sustancias como vitaminas (principalmente tiamina) y algunos ácidos grasos que son capaces de incrementar el crecimiento micelial de algunos hongos (Harley y Smith, 1983).

3.3.2.2 Beneficios para el hospedero

El hongo facilita la captación de nutrimentos del suelo, principalmente de fósforo, nitrógeno, potasio, hierro, calcio y magnesio; permite mayor captación de agua y aporta sustancias reguladoras del crecimiento y protección contra patógenos (Harley y Smith, 1983).

Nitrógeno. France y Reid (1983) señalaron que los hongos ectomicorrízicos probablemente proporcionan N al hospedero de dos modos: (1) al absorber y transferir compuestos nitrogenados de la solución del suelo a las raíces y (2) al convertir el N absorbido en formas más fácilmente utilizables para la planta. A pesar de que el amonio parece ser una de las mejores fuentes de N para los hongos ectomicorrízicos, también son capaces de utilizar nitratos y compuestos orgánicos nitrogenados (Bowen, 1973).

Fósforo. La eficiencia con la cual las plantas micorrizadas absorben el fósforo se debe, en gran medida, al incremento del área superficial disponible para la absorción, como resultado de las hifas que se extienden hacia el suelo. Además, los hongos son muy eficientes para acumular fósforo. En este sentido, diversas especies producen enzimas que catalizan la hidrólisis de fosfatos orgánicos (la forma principal en que se encuentra el fósforo en los suelos) en compuestos más fácilmente absorbibles (Harley, 1969).

Captación de agua. La ECM incrementa la resistencia a la sequía en plántulas de coníferas, este fenómeno puede estar originado por diversas causas: (a) la resistencia disminuida del flujo de agua del suelo a las raíces; (b) la superficie de absorción incrementada; (c) el potencial de las hifas para penetrar por los poros del suelo más pequeños de los que pueden ser explorados por la raíz y (d) el beneficio indirecto resultante de la nutrición incrementada del hospedero. Existen diferencias en la respuesta del hospedero dependiendo de las especies de hongos, pues aquellas especies fúngicas capaces de formar rizomorfos proporcionan una mayor resistencia a la sequía.

Protección contra patógenos. Existen cuatro mecanismos mediante los cuales los hongos ectomicorrízicos pueden proteger a la raíz: (a) al utilizar el excedente de los carbohidratos existentes en la raíz, reduciendo la atracción por los patógenos; (b) al servir el manto como barrera física a las infecciones; (c) secretando antibióticos inhibidores de los patógenos y (d) favoreciendo junto con la raíz el crecimiento de microorganismos rizosféricos protectores.

Fitohormonas. Los hongos formadores de ECM son capaces de proporcionar a la planta hospedera auxinas, citokininas y giberelinas. Dado que estas hormonas son homólogas a las formadas endógenamente por la planta hospedera, se ha sugerido que influyen de manera importante en el crecimiento y desarrollo del hospedero. Se ha prestado especial atención a la producción de citokininas debido a que se ha demostrado que dichas sustancias estimulan la división y elongación celular, retrasan la senescencia, facilitan la invasión de la raíz por los hongos ECM y, probablemente, protegen a las plantas contra los patógenos al incrementar la síntesis de ácido fenólico. Su producción se ha demostrado en especies como: *Amanita rubescens* (Pers.: Fr.) S.F. Gray, *Boletus elegans* Schum.: Fr., *Laccaria bicolor* (Maire) Orton y *Suillus grevillei*, entre otros. Las auxinas, por su parte, estimulan la producción y ramificación de raíces laterales e inducen la diferenciación temprana de la raíz (Slankis, 1973).

Reducción de la respiración. Otro beneficio originado por los hongos ectomicorrízicos, lo constituye la reducción en la respiración de las raíces lo cual propicia un incremento en la longevidad de las mismas. Este fenómeno puede deberse a que los hongos asociados pueden reducir el trabajo enzimático que los tejidos de las plántulas deben llevar a cabo. Si los hongos son capaces de absorber, hidrolizar y enviar los nutrientes al xilema, la reducción del mantenimiento de la actividad enzimática debe constituir un ahorro de energía para las plantas. Tomando en consideración que las raíces cortas deben ser sustituidas tres o más veces anualmente, constituyendo un costo energético muy elevado que repercute en la producción de la parte aérea del árbol, un aumento en la longevidad de las mismas, constituye un ahorro energético importante en la fisiología de los árboles en donde el fenómeno micorrízico se presenta (Marshall y Perry, 1987).

2.4 PLANTAS Y HONGOS ECTOMICORRÍZICOS

Las ectomicorrizas se forman solamente en el 5% de las plantas vasculares (Powel, 1982) son comunes en las familias Pinaceae, Salicaceae, Betulaceae y Fagaceae. En otras familias solo existen en algunos géneros (Meyer, 1973). Aproximadamente, 5000 especies de hongos macromicetos están asociados con árboles forestales en las regiones boreales y templadas.

Las ectomicorrizas pueden formarlas un gran número de especies de hongos superiores, principalmente de Ascomycetes y Basidiomycetes, con una amplia diversidad de hospederos y,

ocasionalmente, asociados con los Phycomycetes formadores de la micorriza arbuscular. El hospedero estricto es raro y una planta puede formar micorriza simultáneamente con muchos hongos y muchos hongos pueden ser específicos para un solo género de hospedero, aunque es común que presenten un amplio número de hospederos en diversas zonas geográficas (Marx, 1977).

Algunos géneros como *Abies*, *Larix*, *Picea*, *Pinus*, *Carpinus*, *Fagus* y *Quercus* son ectomicorrizicos obligados por lo que sus plantaciones pueden fallar en ausencia de los hongos simbioses.

2.5 ECOLOGÍA

Las micorrizas están distribuidas de acuerdo con el bioma. Los hongos ectomicorrizógenos predominan en climas templados, sobre suelos con alto contenido de materia orgánica. Las micorrizas, se distribuyen verticalmente de acuerdo con las raíces del hospedero; sin embargo, la mayoría se localizan en el estrato superficial del suelo en la interfase de materia orgánica y suelo mineral (Dahlberg, 2001).

Básicamente, los bosques con ectomicorriza incluyen a los de coníferas boreales y templados; aquellos situados en altas elevaciones con encinos, pinos, hayas y bosques de coníferas; a los de los trópicos, subtropicos y regiones montañosas de regiones áridas y semiáridas. Aunque el bosque tropical es predominante o exclusivamente arbuscular.

En México, existen alrededor de 64 millones de hectáreas arboladas, de las cuales 32 mill/has corresponden a selvas o bosques tropicales; la otra mitad incluye principalmente bosques templados de pinos, encinos y otras especies de latifoliadas. No obstante, de acuerdo con los datos más confiables, cerca de 12 mill/has se encuentran en alto grado de perturbación por lo que solo 20 mill/has se consideran aún relativamente conservadas (INEGI-UNAM, 2001). Nuestro país es rico en especies de pináceas ya que cuenta con regiones microclimáticas muy diversas que permiten su desarrollo. Aquí se encuentra el 40% de especies del total registrado para el mundo. Cuenta también con 138 especies de encino, de las cuales, el 70% son endémicas (Brañes, 2000).

2.5.1 Factores que afectan el desarrollo de la Ectomicorriza

Se puede considerar que los factores que afectan a la raíz son los mismos que afectan a la micorriza. Principalmente el potencial fotosintético, la fertilidad del suelo y la intensidad luminosa elevada. La influencia de estos factores se manifiesta a nivel bioquímico, controlando los niveles de azúcares simples y la síntesis de nuevas raicillas con la función de absorción (absorbedoras).

Por otra parte, los factores que afectan al hongo simbionte son los que regulan la supervivencia de los hongos en el suelo o su crecimiento sobre la raíz. Estos son: la temperatura, el pH, oxígeno disponible y humedad extremas, y la presencia de organismos antagonicos pueden afectar la supervivencia del simbionte y por lo tanto el potencial micorrizico del suelo. La mayoría de los hongos micorrizicos no pueden crecer y reproducirse en el suelo a menos que estén asociados simbióticamente con las raíces de las plantas (Harley, 1969).

2.5.2 Sucesión

La composición de hongos ectomicorrizógenos cambia considerablemente durante el desarrollo del bosque, presentándose hongos característicos de estadios tempranos y otros de estadios tardíos; no obstante, solamente los hongos de estadios tempranos son capaces de colonizar rápidamente las plántulas en un suelo que contiene otros hongos ectomicorrizógenos nativos (Newton, 1992).

La evidencia sugiere que la actividad de los hongos de etapas tempranas y tardías está íntimamente relacionada con la acumulación de hojarasca o litera, dado que los primeros se adaptan fácilmente a suelos minerales mientras que los de estadios tardíos se establecen en substratos donde la litera se ha acumulado (Last *et al.*, 1992).

Cuando los árboles maduran, los hongos de estadios tempranos no desaparecen totalmente; estos pueden ser suplantados gradualmente o ser suprimidos en su reproducción porque cambian las características de la rizosfera. En el campo, los hongos de estadios tardíos son capaces de formar micorrizas solamente cuando los hongos de estados tempranos han desaparecido de la raíz o han perdido su efectividad (Miller y Allen, 1992). Se ha observado que con la edad del rodal se incrementa el número de especies fúngicas (Last *et al.*, 1984).

2.6 PROBLEMÁTICA FORESTAL EN MÉXICO

Uno de los problemas más graves que se vive a nivel mundial es la deforestación. En nuestro país, esta persiste a ritmos muy elevados ubicándolo en los primeros lugares del planeta. Los datos más recientes indican tasas anuales de deforestación de entre 500 mil y 600 mil hectáreas. Este hecho ha sido la causa de que más del 50% de la cubierta vegetal original del país se haya perdido; lo que ha provocado la reducción drástica del habitat forestal a nivel nacional. Los indicadores más contundentes del daño ecológico son la extinción de especies y el incremento en el número de las amenazadas (INE, 1997).

Las principales causas de esta problemática son el crecimiento de la ganadería extensiva, la extracción inmoderada de madera y otros recursos forestales, la práctica de actividades agrícolas sin manejo adecuado, incendios, plagas, enfermedades y el avance del crecimiento urbano desordenado.

El gobierno mexicano ha reforestado alrededor de 50,000 ha/año de bosques templados en los últimos 30 años. Sin embargo, se ha estimado que solamente la tercera parte de aquellos programas de reforestación han sido exitosos. La ausencia de propágulos ectomicorrízicos, micorrizas inadecuadas o la pérdida de hongos simbioses sobrevivientes bajo condiciones de campo, pueden ser algunas de las razones por las que los esfuerzos de reforestación han fallado; considerando que no existe una evaluación sistemática de dichos programas (Varela y Estrada-Torres, 1997). Tampoco existen inventarios fúngicos previos de las zonas que se deforestan y reforestan, por lo que se pierde información muy valiosa y útil para optimizar y realmente lograr la recuperación de estas zonas. México necesita una intensiva y eficiente actividad de reforestación dado que la erosión afecta en distinto grado el 80% del territorio mexicano.

2.6.1 Reforestación y plantaciones forestales

Algunas de las medidas que pueden contribuir a la recuperación de la cubierta vegetal del país y lograr un uso sustentable de nuestros recursos bióticos son la reforestación con especies nativas que permitan la regeneración de los suelos y de la vegetación, así como el apoyo a cultivos que favorezcan la conservación de la diversidad biológica y el uso racional de los recursos maderables (Salas-Portugal, 1996).

En México, las áreas que requieren reforestación presentan algún grado de erosión y, consecuentemente, bajos niveles de fertilidad. En el peor de los casos, el subsuelo está expuesto y compactado, seco y rocoso. Sin embargo, las prácticas de vivero de uso común favorecen el desarrollo de hongos simbiotes capaces de crecer en suelos con alta humedad y fertilidad pero, cuando la planta de estos viveros se pasa al campo, el hongo es incapaz de sobrevivir y crecer en sitios altamente perturbados, provocando fracasos en la reforestación (Varela y Estrada-Torres, 1997).

La expansión de plantaciones forestales debe ir acompañada del empleo de prácticas que incluyan la inoculación con hongos nativos. La simbiosis tiene potencial para su uso en la restauración de suelos y control de la erosión debido a que favorece la formación del agregado de las partículas del suelo por las hifas extramatriciales. Asimismo, permite el incremento en la diversidad y la combinación con hongos simbiotes comestibles; este último aspecto podría ser de gran valor para los países en desarrollo (Bandala *et al.*, 1997).

En suelos contaminados con metales pesados también son de gran interés los hongos ectomicorrízicos dada la capacidad que poseen para absorberlos, aumentando la tolerancia de las plantas. Por esta razón, actualmente, se desarrollan estudios para conocer los mecanismos responsables de estos efectos (Machuca *et al.*, 2003).

El manejo de las ectomicorrizas en las plantaciones forestales puede ser más accesible que en otros sistemas de cultivo, dada la alternativa que ofrecen los hongos para la obtención de aislamientos y cultivos puros a partir de los cuerpos fructíferos, lo que constituye una fuente de inóculo. Se pueden utilizar también esporas o esporocarpos; sin embargo, su empleo se limita a la época de fructificación.

2.7 HONGOS ECTOMICORRÍZICOS EN LA PRÁCTICA FORESTAL

El conocimiento de las micorrizas se ha logrado a través de su aplicación práctica en los bosques. A principios de siglo en países como Alemania, Estados Unidos y Canadá se hicieron plantaciones de pinos exóticos en áreas en donde no se encontraban sus hongos simbiotes. Con el tiempo, se determinó que sólo los árboles podían sobrevivir y crecer adecuadamente con la inoculación de propágulos nativos del suelo.

En los últimos 40 años se han hecho investigaciones sobre la compleja fisiología y ecología de las ectomicorrizas. Toda esta información ha servido de base para desarrollar programas forestales en todo el mundo donde la producción artificial de inóculo ha resultado de gran interés. Actualmente, se trabaja sobre el desarrollo de tecnología para su producción a gran escala, cultivando micelio de hongos ectomicorrizógenos seleccionados por su efectividad y beneficio

en la asociación, mismo que serviría para la micorrización de plántulas en los viveros. La inoculación de los árboles ofrece prometedores resultados en la reforestación de lugares deteriorados o sobreexplotados.

Selección de hongos para inoculación. Existe poca información acerca de los hongos que mejor se asocian con un hospedante en particular. Aunque se conocen muchas especies de hongos ectomicorrizógenos resulta difícil decidir cual de ellos es mejor para un determinado hospedero.

Para la selección de una cepa que va a ser utilizada en inoculaciones de vivero deben considerar los siguientes criterios: (1) facilidad de aislamiento; (2) capacidad de crecimiento en cultivo puro y resistencia a manipulaciones; (3) capacidad para establecer la simbiosis con varios hospederos; (4) grado de adaptabilidad a las condiciones ecológicas de la localidad donde serán trasplantados; (5) producción de rizomorfos o esclerocios (debido a que se cree que incrementan la capacidad del hongo de absorber agua y nutrientes); (6) competitividad con otros tipos de hongos existentes en los viveros; (7) capacidad de resistencia a hongos patógenos; y (8) grado de tolerancia a compuestos tóxicos existentes en el suelo (Molina y Trappe, 1984).

2.7.1 Inoculación ectomicorrízica en vivero

Actualmente, es posible seleccionar el hongo que se empleará para inocular, el tipo de inóculo, el método de aplicación y las condiciones culturales más adecuadas para favorecer la formación de las ectomicorrizas y el crecimiento de las plántulas (Grove y Malajczuk, 1994). Para las ectomicorrizas existen tres tipos de inóculo disponibles: (a) inóculo de suelo; (b) inóculo esporal y (c) inóculo micelial. Cada uno posee ventajas y desventajas por lo que la elección dependerá del tipo de necesidades y de las características técnicas de los viveros.

Inóculo de suelo. Comprende todos los propágulos existentes en el suelo (micelio, rizomorfos, cordones miceliales, esporas, esclerocios, trocitos de raíces micorrizadas, etc.). Es el método más simple y ampliamente usado; el inóculo se obtiene directamente del suelo del bosque, por lo que su uso resulta poco práctico; dado que se requieren grandes volúmenes de suelo provocando una gran alteración en las zonas de extracción. Además, se corre el riesgo de introducir patógenos o enfermedades y no se conocen las especies de hongos simbiotes que forman las micorrizas ni la cantidad y calidad del inóculo introducido (Honorubia *et al.*, 1992).

Por otro lado, el suelo no se puede proteger de los recalentamientos y desecación afectando a los propágulos que son sensibles a estos factores (Werner, 1992).

Inóculo esporal. Según Grove y Malajczuk (1994) las esporas y esporocarpos de algunos hongos ectomicorrizógenos proveen una excelente fuente de inóculo natural. La inoculación con esporas ha sido ampliamente utilizada, ya que es relativamente fácil de aplicar ya sea mezclándolas con el suelo antes de la plantación, en el riego, con píldoras de esporas y baño de las semillas. La dosis de aplicación puede variar según la especie hospedera pero, generalmente, se utilizan de 10^6 a 10^{10} esporas por planta (Pérez-Moreno, 2002).

A pesar de que este método puede ser aplicado fácilmente pues no requiere de tecnologías sofisticadas, es necesario conocer las especies fúngicas adecuadas pues, en muchos de los casos, se desconoce la cantidad de cuerpos fructíferos que producen, la viabilidad de sus esporas y,

consecuentemente, la dosis de aplicación. Además, su uso se restringe a la estación de recolecta y las cantidades que se obtienen pueden ser insuficientes.

Actualmente, se encuentran suspensiones esporales comercializadas de varios hongos en algunas empresas forestales privadas, principalmente americanas (Forest Mycorrhizal Applications, Oregón) y españolas (Micología Forestal y Aplicada, Barcelona) las cuales tienen a la venta suspensiones esporales de especies como *Suillus*, *Rhizopogon* y *Lactarius* (Pérez-Moreno, 2002).

Inóculo micelial. De acuerdo con Grove y Malajczuk (1994) este tipo de inóculo se puede obtener en laboratorio a partir de los esporocarpos, de la germinación de esporas in vitro o de las raíces micorrizadas. El uso de cultivos puros se debe considerar como uno de los mejores métodos de inoculación ya que es posible alcanzar el mayor porcentaje de micorrización en menos tiempo. También se puede escoger el mejor simbiote y buscar en él, propiedades como la producción de antibióticos, la resistencia a las condiciones adversas y la capacidad de dispersarse y crecer en el suelo. Asimismo, se evita el acarreo de patógenos radicales que se introducen cuando se usa suelo como inóculo.

Sin embargo, este método presenta desventajas debido a que es el más costoso y de manipulación más sofisticada. Su implantación en los viveros requiere de una adecuación tecnológica e instalaciones (Honorubia *et al.*, 1992). Por otro lado, existe gran dificultad para la obtención de cultivos de micelios, ya que para muchas especies el crecimiento en cultivo es muy lento o no existe.

No obstante, en diversas partes de mundo se han desarrollado procedimientos de cultivo puro para la producción de inóculo de varios hongos; desafortunadamente, la aplicación en vivero a gran escala, siempre involucra solamente unos cuantos miles de plántulas, por la falta de cantidades suficientes de inóculo viable.

En México no se obtiene industrialmente ningún hongo ectomicorrízico, ni se tienen programas para desarrollar tecnología que garantice el mejoramiento de plántulas utilizadas en la reforestación. El problema se acentúa si se considera que la tasa de deforestación crece aceleradamente y, con frecuencia, se realizan programas de reforestación con especies no nativas que llegan a ocasionar mayor desequilibrio en el ecosistema (Cruz-Ulloa, 1995).

2.7.2 Legislación en el uso de inóculos

Zamora - Martínez *et al.* (2002) realizaron una revisión de las normas mexicanas en las que se debería considerar el uso de inoculantes como es el caso de la Ley Forestal en lo referente a forestación y reforestación y la LEGEEPA en cuanto al uso de plaguicidas y fertilizantes, sin aún obtener resultados. Estos son considerados en el grupo de nutrimentos vegetales por SAGARPA, en lo referente a "Insumos de nutrición vegetal" y, por la Secretaría de Salud en cuanto al "Etiquetado de nutrimentos vegetales" y para el "Proceso, uso y aplicación de plaguicidas, nutrimentos vegetales y sustancias tóxicas y peligrosas". Concluyen que, en ningún caso, se considera a los hongos ectomicorrízicos pues, con el término inoculantes, se refieren básicamente a bacterias.

2.8 INVESTIGACIÓN MICORRÍZICA

No obstante el gran deterioro que han sufrido los bosques de México, los estudios sobre sus asociaciones ectomicorrízicas para optimizar programas de reforestación son aún escasos; sobre todo, considerando el alto nivel de biodiversidad con que cuenta el país.

Los grupos dedicados a la investigación micorrízica todavía son pocos en el país, aunque se han desarrollado estudios que abordan de distintos aspectos a los hongos ectomicorrízicos, entre los que están, por ejemplo: la evaluación de la respuesta de algunas especies de *Pinus* al ser inoculados con *Pisolithus tinctorius* (Estrada y Valdés, 1986; Quintos y Valdés, 1987; y Cuevas, 1979), síntesis in vitro, aislamiento y caracterización de micelios de diversos hongos ectomicorrízicos (Ávila, 1988; Cruz-Ulloa, 1990; Santiago-Martínez, 1992; Pérez-Moreno, 1992; Sánchez, 1995, y Santiago-Martínez, 2002); sobre su distribución (León y Guzmán, 1980; Quintos *et al.*, 1984; y González y Valenzuela, 1993), relativos a la morfología de las micorrizas (Macdonel, 1962), sobre la evaluación de medios (Santiago-Martínez *et al.*, 1995) y la aplicación y evaluación de métodos de conservación (Carranza, 1998 y Rebollo, 1998), así como sobre la evaluación de sobrevivencia y crecimiento de pinos micorrizados plantados en áreas erosionadas (Valdés, 1986 y Orozco-García *et al.*, 2003) y, de manera general, sobre los avances en el estudio de las ectomicorrizas (Estrada-Torres y Santiago-Martínez, 2003)

En lo que se refiere a la Cuenca del Río Magdalena, hasta el momento, solo se ha encontrado el estudio etnomicológico que involucra la delegación completa (García *et al.*, 2003), así como el registro de recolecciones de algunos hongos que son referidos en estudios generales para el país, como los realizados por Herrera y Guzmán (1961), Guzmán (1970), Aguirre y Pérez-Silva (1978) y Pérez-Silva y Herrera (1982).

Por lo anterior, es necesario ampliar los conocimientos sobre los hongos ectomicorrízicos nativos en todos los aspectos posibles, así como de todas aquellas especies arbóreas con las que establecen simbiosis.

III. OBJETIVOS

3.1 Objetivo general:

Evaluar la biodiversidad de hongos ectomicorrízicos relacionados con las especies arbóreas, primarias y secundarias, de los edafosistemas forestales que forman parte de la Cuenca del Río Magdalena.

3.2 Objetivos particulares:

- Identificar las clases de perturbación antrópica que existen en los edafosistemas forestales en la cuenca del Río Magdalena.
- Realizar el inventario de hongos ectomicorrízicos en cada uno de los niveles de perturbación.
- Recolectar y caracterizar macro y microscópicamente raíces micorrizadas (Agerer, 1986, 1987).
- Evaluar el potencial micorrízico del suelo en las principales clases de perturbación.
- Caracterizar los suelos de los distintos niveles de perturbación, desde el punto de vista de sus propiedades físicas, químicas y fisicoquímicas.
- Generar una propuesta para el empleo de especies micorrízicas nativas en la inoculación de especies arbóreas, también nativas, para la recuperación de la cubierta forestal del ecosistema.

HIPÓTESIS

La alteración antrópica del bosque no ha sido uniforme en el área de estudio, por lo que consideramos que el potencial y la biodiversidad de hongos ectomicorrízicos varía en función del grado de impacto en el ecosistema.

IV. CARACTERÍSTICAS DE LA ZONA DE ESTUDIO

4.1 UBICACIÓN GEOGRÁFICA

La Zona Protectora forestal "Los Bosques de la Cañada de Contreras" esta ubicada al suroeste de la Cuenca de México, en la vertiente occidental de la Sierra de las Cruces entre los 19°13'54" y 19°18'3" de Latitud Norte y 99°14'36" y 99°21'30" de Longitud Oeste, con una variación altitudinal que va de 2600 a 3680 msnm. Forma parte de la Delegación Magdalena Contreras, la cual se localiza en la porción sur del Distrito Federal y colinda al norte con la Delegación Alvaro Obregón; al este con las delegaciones Alvaro Obregón y Tlalpan; al sur con la Delegación Tlalpan y al oeste con el Estado de México y la Delegación Alvaro Obregón (INEGI, 1994) (Figura 1).

4.2 FISIOGRAFÍA

Fisiográficamente corresponde a la Provincia del Eje Neovolcánico y a la Subprovincia de Lagos y volcanes de Anáhuac, formando parte de un sistema de laderas escarpadas como topografía característica.

En el área de estudio existen tres grandes unidades que están determinadas por las condiciones topográficas y estructurales de la zona las que, a su vez, se encuentran representadas por tres elementos derivados de las formas del relieve y que son el producto, tanto de las condiciones litológicas como de la serie de fenómenos morfogénéticos que los han afectado. Con base en estos aspectos fisiográficos, se reconocen: una Región montañosa, una Región de Talud transicional de la montaña y una Región baja.

En la Región montañosa se distingue, a su vez, la zona montañosa propiamente dicha y una de tierras altas. La primera comprende las mayores elevaciones de la Sierra de las Cruces en la que se presentan los picos y accidentes superiores a los 3500 m de altitud; la zona de tierras altas abarca desde los 3000 hasta los 3500 m de altitud y está representada por grandes macizos rocosos cuya formación fue el producto de los derrames de lava que afloraron de bocas interiores. La disposición de la estructura litológica en esta región dirige la morfogénesis, de manera importante, ya que la dureza de las rocas impide ataques mecánicos de importancia, limitando así la intensidad de dichos procesos.

La zona ubicada entre los 2600 msnm y los 3400 es la denominada Región de talud transicional de la montaña donde se observan partes donde la pendiente varía de una manera abrupta, especialmente de los 3000 a 3400 msnm. La parte inferior de esta región está formada por material coluvial y aluvial, y su delimitación corresponde tanto a una disminución notable de la pendiente como del encajonamiento de las corrientes de erosión diferencial

La llamada Región baja se localiza entre los 2240 y 2500 msnm y representa la zona de menor altura que corresponde al nivel de la base del Río Magdalena, donde los torrentes que provienen de las partes altas inciden sobre las márgenes de éste depositando el material aluvial en sus flancos (Cervantes, 1969; INEGI, 1994; Luis-Martínez y Llorente-Bousquets, 1988).

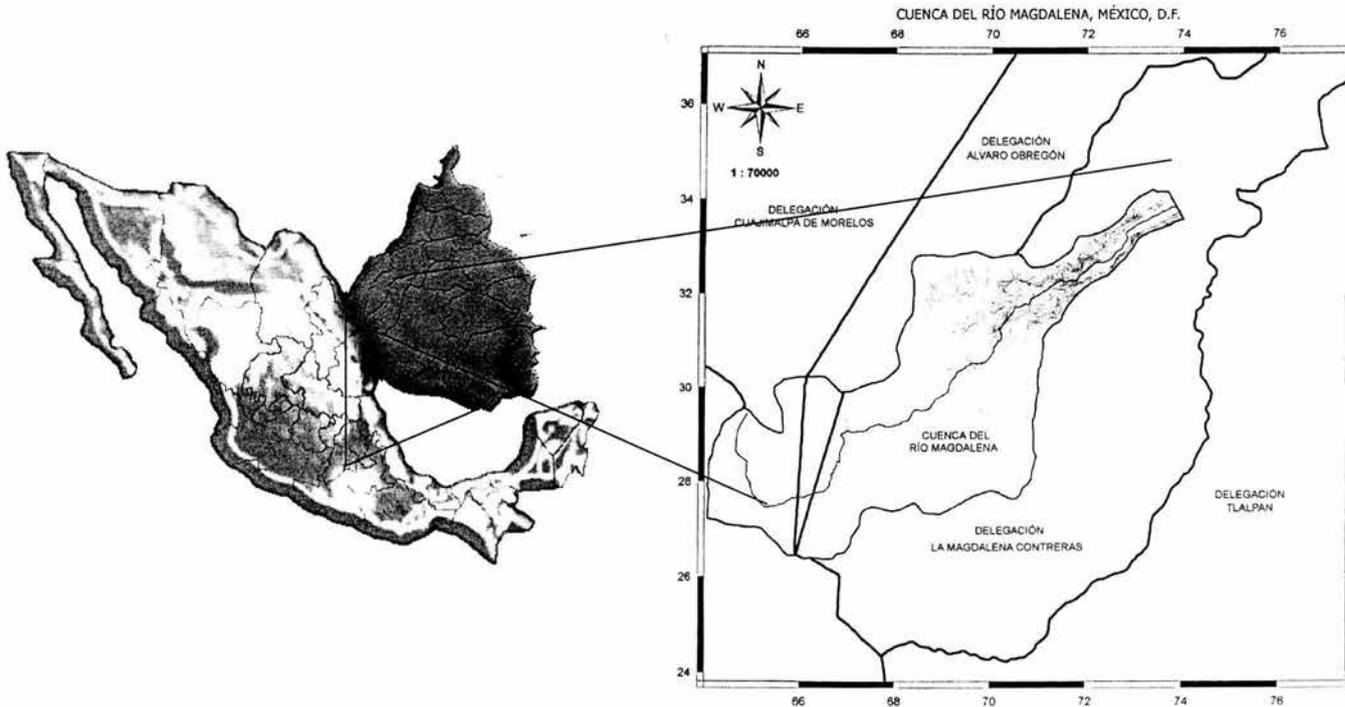


Figura 1 Ubicación geográfica del área de estudio (Modificado de Guzmán López, Trabajo no publicado).

4.3 GEOLOGÍA

El basamento fundamental de la cuenca del Río Magdalena está constituido por los macizos de la Sierra de las Cruces, cuya edad se registra en el principio del Terciario, alcanzando el Terciario Superior (Cervantes, 1969).

El origen de la sierra es consecuencia de una serie de emisiones pacíficas de lavas ácidas; sin embargo, se observan indicios de algunos conos volcánicos con estructuras muy erosionadas o sepultadas por formaciones posteriores, como el Cono de San Miguel y La Palma.

Las emisiones arrojadas por estos conos son principalmente de andesita, hornblenda e hiperstena, de principios del Plioceno, esta roca se encuentra esparcida en la Barranca de La Magdalena.

Tanto el cerro de San Miguel como el de La Palma indican que fueron focos de importantes emisiones volcánicas y que a fines del Plioceno, la actividad debió disminuir predominando movimientos tectónicos de gran importancia, los cuales fracturaron y afallaron los macizos preexistentes, dando como resultado una serie de fallas longitudinales como se aprecia en la actualidad.

El cauce del Río Magdalena se adapta por completo a la estructura derivada de la falla que condiciona su cuenca alta, y cuya manifestación más sobresaliente es el Cañón de Contreras, que es el resultado de un afallamiento en bloques, quedando flancos abruptos cortados de manera regular, donde el río se encajona en estrechas márgenes (Cervantes, 1969).

Fenómenos posteriores al tectonismo, que provocaron cambios en la estructuración de la cuenca y sus alrededores, fueron las condiciones climáticas de tipo semiárido, donde las escasas pero intensas lluvias arrasaron las formaciones poco consolidadas, depositándose en extensos abanicos aluviales en el flanco Este de la Sierra de las Cruces, cuya constitución se conoce como Formación Tarango; esta ocupa toda la parte baja de la cuenca a partir de los 2800 m de altitud.

A principios del Cuaternario se originaron erupciones basálticas por bocas volcánicas que existen en las vertientes del macizo montañoso del Ajusco, con expulsión de cenizas y productos piroclásticos que transportados por el viento y las corrientes de agua, se depositaron sobre los basaltos y la andesita.

Tomando como punto de referencia al Río Magdalena que corre de poniente a oriente se ha podido observar lo siguiente: en la parte boscosa, o más alta se encuentran andesitas; en la parte media, donde se localiza la zona urbana existen tobas ácidas y por la parte inferior hay basaltos (Cervantes, 1969).

4.4 EDAFOLOGÍA

La unidad de suelo predominante en el área de estudio es el andosol, el cual se caracteriza por formarse a partir de materiales ricos en vidrios volcánicos, generalmente ácidos y presentes en una topografía accidentada. Estos suelos fijan el fósforo y son muy susceptibles a la erosión, no obstante, son un buen soporte para los bosques de coníferas. Dentro de un transecto altitudinal

se registran andosoles húmicos de textura media limosa a franca arenosa, presentando una pendiente plana o ligeramente ondulada TH/2, localizándose desde la zona urbana hasta el primer Dinamo; en el segundo y tercer Dinamo la pendiente es ligeramente ondulada o montañosa, TH/2B; en algunos puntos de estos sitios la pendiente cambia de montañosa a abrupta TH/2C.

Entre el primer y tercer Dinamo, se pueden registrar también áreas de andosol húmico combinado con litosol de textura media limosa, con una pendiente de montañosa a abrupta y con fase lítica a menos de 50 cm de profundidad TH+I/2C1. Estos suelos se encuentran expuestos a una intensa erosión tanto fluvial como eólica, dando como resultado la formación de un relieve abrupto en algunas zonas (INEGI, 1994; Luis-Martínez y Llorente-Bousquets, 1988).

Las unidades de suelo para la zona de acuerdo con la Carta Topográfica (DETENAL, 1977), son las siguientes:

Andosol húmico, Andosol húmico + Litosol, Litosol + Andosol húmico, Andosol húmico + Andosol ócrico + Feozem háplico y Andosol ócrico + Feozem háplico + Litosol; en todos los casos con textura media.

4.5 HIDROLOGÍA

Hidrologicamente, la zona corresponde a la Región del Pánuco, a la Cuenca del Río Moctezuma y a la Subcuenca del Lago Texcoco-Zumpango (INEGI, 1994).

Dentro de la Delegación Magdalena Contreras, hay numerosas barrancas y cañadas que se fueron formando al paso del tiempo por las corrientes de los arroyos tributarios del Río Magdalena y por la corriente de este mismo río.

Dicho río es el principal de la delegación siendo el único que aún llega "vivo" a la Ciudad de México, pues no está entubado, su corriente es permanente y aún conserva gran parte de sus características naturales (Figura 1)

La cuenca del Río Magdalena se localiza en el vértice que forman las Sierras del Ajusco y de las Cruces en su unión al suroeste de la Cuenca del río Eslava y al noroeste por las cabeceras de las cuencas de los ríos Mixcoac, Guadalupe y Anzaldo.

El Río Magdalena nace en las faldas del Cerro La Palma, ubicado al oeste sobre el territorio de la Delegación Cuajimalpa, es alimentado por numerosos manantiales y afluentes, entre los que destacan el Río Eslava, El Texcalatlaco, Anzaldo y Guadalupe. El Río Magdalena cuenta con un escurrimiento perenne debido a los manantiales que lo surten y su longitud es de aproximadamente 22 km.

Los principales manantiales que alimentan al Río Magdalena son los siguientes:

- Pericos, localizado aproximadamente a 400 metros al oeste del tercer Dinamo, en la parte norte del Río Magdalena.
- Malpaso y Apapaxtla, situados en el margen derecho de la cañada de las Ventanas.

- Las Ventanas que se encuentra en el margen izquierdo de la cañada de las Ventanas en la ladera norte del Río Magdalena.
- Potrero que, en realidad, se trata de dos manantiales que nacen en la barranca del mismo nombre, en la vertiente sur del Río Magdalena.
- Temascalco y San José, localizados al norte de la Presa Aile.
- Serrería, el cual se encuentra a 1 km al sur de la presa Aile en la cual vierten sus aguas.
- San Miguel, localizado al noroeste del cerro La Palma en la margen izquierda de la Barranca de San Miguel.
- Los Cuervos en el margen derecho del arroyo del mismo nombre, aproximadamente 200 m al oriente de la Presa Barbechos.
- Cieneguillas; que son numerosos manantiales que, como su nombre lo indica, constituyen una zona pantanosa que se localiza al poniente del cerro La Palma, formando el nacimiento del Río Magdalena.

Además existen otros manantiales en la cuenca como son: El Rincón, Acopilco 1 y 2, Piletas, Cuajomulco, Hueyatla, Los Muñecos, Ojo de Agua, El Ocotal, Casas Viejas, La Mina y De la Rosa.

Estos manantiales, en su mayor parte, se encuentran poco perturbados aunque se utilizan como fuente de agua potable. Por otra parte, del Río Magdalena sólo se aprovecha una quinta parte del volumen que conduce; a través de la planta potabilizadora ubicada cerca del primer Dinamo. El resto del caudal corre libremente atravesando la zona urbana, contaminándose por las descargas de aguas residuales locales y por el agua proveniente del Río Eslava; al final, todo el volumen descarga en la Presa Anzaldo, perdiéndose posteriormente en el Sistema del Drenaje de la Ciudad de México.

4.6 CLIMA

De acuerdo con el sistema de clasificación de Köppen, modificado por García (1973); en la parte baja comprendida entre los 2400 y 2800 msnm se presenta el subtipo C(w₂) (w) b (i') g que se refiere a templado subhúmedo, el más seco de los subhúmedos, con lluvias en verano y con un cociente P/T mayor de 55.3; templado con verano fresco largo, temperatura media anual entre 12 y 18 °C, temperatura del mes más frío entre -3 y 18 °C y la del mes más caliente entre 6.5 y 22 °C, con poca oscilación térmica (INEGI, 1994; Luis-Martínez y Llorente-Bousquets, 1988).

En la parte alta, de los 2800 a 3500 msnm, el clima es C (w₂) (w) b' i g el cual solo difiere del anterior por presentar un verano fresco corto, con una oscilación térmica menor a cinco, es decir, isotermal.

La curva anual de la temperatura presenta dos máximos y dos mínimos, donde los primeros corresponden al doble paso del sol por el cenit observándose uno en mayo y otro en agosto. El mínimo principal es en enero y el secundario en julio, el cual corresponde con el mes más lluvioso por lo que algunas veces se atenúa o desaparece.

A medida que se asciende por las laderas montañosas, la temperatura disminuye en una proporción promedio de 0.49 °C por cada 100 m de altitud, lo que corresponde al gradiente

térmico de la zona (García, 1978). Como consecuencia, las isotermas anuales siguen aproximadamente las curvas de nivel.

En esta zona es muy importante el efecto de la orografía en la humedad y, por tanto, en la distribución y cantidad de precipitación ya que la diversidad de accidentes fisiográficos originan diferencias notables en la cantidad de lluvia.

La temporada lluviosa se presenta en el verano, siendo julio el mes con mayor cantidad de precipitación, alcanzando el valor superior a 250 mm y que coincide con la isoyeta anual de 1200mm. El porcentaje de lluvia invernal es menor al 5% con respecto a la total anual; los porcentajes altos de lluvia para el período mayo-octubre varían del 80 al 94% de la total anual, lo que indica claramente que el régimen de lluvia que prevalece en la zona es estival (García, 1978).

4.7 VEGETACIÓN

El área de estudio está comprendida en la Provincia Florística de las Serranías Meridionales, dentro de la región Mesoamericana de Montaña.

De acuerdo con Rzendowski (1978), los tipos de vegetación presentes en el área son bosque de *Abies*, bosque mesófilo de montaña y bosque de *Quercus* spp., los cuales se distribuyen a lo largo de un gradiente altitudinal que va de los 2500 a más de 3500 m de altitud. Debido al gradiente climático y a las condiciones de humedad de la zona, la vegetación presenta una disposición en bandas altitudinales, poco más o menos bien definidas, observándose un solapamiento entre el bosque mesófilo y el bosque de *Quercus*.

Bosque de *Abies*. Esta comunidad está confinada a las altitudes que van de los 2700 a los 3800 m, se localiza en las laderas de los cerros que se encuentran protegidos de la acción de los vientos fuertes y la insolación, lo que les proporciona un microclima especial. El bosque es perennifolio, denso y alto, con un dosel de 20 a 40 m, presenta uno o dos estratos arbóreos con una densidad escasa en la cubierta arbustiva y herbácea. El estrato arbóreo es dominado por *Abies religiosa*, aunque a veces los rodales son puros, puede estar acompañado en la parte inferior por *Pinus montezumae* y en la parte superior por *Pinus hartwegii*.

Bosque Mesófilo de Montaña. Se localiza en la parte baja de las laderas y en las cañadas, ocupando el mismo piso altitudinal que el encinar en sitios donde las condiciones de humedad son favorables entre los 2600 y 2800 m. Es un bosque generalmente perennifolio, con 10 a 25 m de altura, muy denso y con abundantes trepadoras.

Bosque de *Quercus*. Se localiza entre lo 2500 y 3100 m de altitud, aunque entra en ecotono con el bosque Mesófilo de Montaña, entre los 2600 y 2800 m y con el de *Abies* entre los 2800 y 3100 m. Sus requerimientos de humedad son menores a los de las comunidades anteriores, por lo que se ubica en las laderas de mayor exposición a la insolación y a las fuertes corrientes de aire. Presenta una altura de 8 a 15 m, es moderadamente denso y muchos de sus elementos son caducifolios, otros son subperennifolios o perennifolios. Las trepadoras y epífitas están representadas dentro del bosque dependiendo de la humedad y de su ubicación dentro de la zona, ya sea a las orillas de arroyos o bien en el ecotono que forma con el bosque mesófilo. Entre los 2500 y 2800 msnm, el estrato arbóreo superior está dominado por *Quercus rugosa*, que, en

algunos puntos, forma rodales puros aunque casi siempre se encuentra asociado con *Q. mexicana* o bien *Q. crassipes*; otros géneros representados son *Pinus*, *Cupressus*, *Clethra* y *Garrya*. A una altitud mayor a los 2800 msnm, tiene mayor importancia el encinar de especies tales como *Q. laurina*, asociado con *Q. crassifolia*, *Q. rugosa* y *Arbutus xalapensis*; el piso inferior del estrato arboreo se conforma por *Abies religiosa* y *Pinus* sp., con un abundante estrato herbáceo de especies de las familias de las compuestas y gramíneas.

V. MATERIALES Y MÉTODOS

5.1 NIVELES DE PERTURBACIÓN Y PUNTOS DE MUESTREO

Para este propósito, se utilizaron fotografías aéreas pancromáticas blanco y negro escala 1: 37 000 y un mosaico fotográfico de la zona escala 1: 15 000 sobre los cuales se aplicaron técnicas de fotointerpretación y de análisis automático de imágenes (ASP, 1993) para la delimitación de niveles de deterioro de la vegetación y del suelo. Para la primera se empleó como criterio principal, el porcentaje de cobertura vegetal, la cual fue medida con base al análisis de tonos, colores, sombras y texturas fotográficas, según los criterios establecidos por la American Society of Photogrammetry (1993).

En el caso del suelo se emplearon, además, los criterios establecidos por la FAO para la determinación de clases de perturbación del suelo (FAO-PNUMA, 1980), apoyados en los análisis físicos y fisicoquímicos correspondientes, así como en la elaboración de un mapa de las principales pendientes presentes en la zona. Esta fase fue acompañada de visitas prospectivas a campo para la confirmación y corrección de datos.

En cada uno de los niveles de deterioro se establecieron de 2 a 3 zonas de recolección de macromicetos ectomicorrízicos, mismas que sirvieron para realizar el muestreo de suelos para su caracterización física, química y fisicoquímica y para la obtención de inóculo.

5.2 MÉTODO DE RECOLECCIÓN DE HONGOS

Las recolecciones se realizaron de Junio a Noviembre durante el 2001 y 2002, con visitas semanales al área de estudio rotando los sitios de muestreo. A partir de Diciembre de 2001 y hasta el inicio de la siguiente temporada de lluvias, estas se realizaron cada 15 días, con la finalidad de monitorear la posible aparición de otras especies durante el año.

En cada zona, se recolectaron los macromicetos potencialmente micorrízicos de acuerdo con Trappe (1962), seleccionando ejemplares con diferente estadio de desarrollo, que estuvieran en buenas condiciones de preservación. Los hongos fueron descritos morfológicamente y se secaron en la secadora micológica a 50°C durante un periodo de 12 a 24 horas para, posteriormente, ser identificados de acuerdo con las claves de los diferentes taxa (Pérez-Silva, 1967; Thiers, 1975, 1979; Alessio, 1980; Rabaudengo, 1980; Capello y Cifuentes, 1982; Singer, 1986). Los colorantes y reactivos empleados en esta fase fueron azul lactofenol al 1%, Melzer, KOH al 5%, P-cresol al 0.1% y siringaldazina al 15%.

5.3 MÉTODO DE RECOLECCIÓN DE MICORRIZAS

Para la obtención de raíces micorrizadas, cada hongo se recolectó con la porción de suelo que las contenía, esto con la finalidad de conservar las micorrizas que se encontraban unidas a la base del estípite. La base del mismo fue cortada y junto con el suelo se sumergieron en agua de la llave por 24 a 48 horas para remover las partículas de suelo adheridas. Posteriormente, se lavaron con agua corriente separando cuidadosamente las raíces presentes en la muestra. Con la

ayuda del microscopio estereoscópico se separaron las raíces micorrizadas que hubiesen estado unidas al estípite y aquellas que presentaran la misma apariencia, se limpió el exceso de suelo adherido, se tomó nota de su color en fresco de acuerdo con el código de colores de Kornerup & Wanscher (1978) y se colocaron en alcohol al 70% para ser caracterizadas de acuerdo con los criterios propuestos por Agerer (1986, 1987).

5.4 CARACTERIZACIÓN DE MICORRIZAS

Para la caracterización de las raíces micorrizadas se requirió realizar cortes transversales y longitudinales, de 10 y 20 μm de espesor, utilizando un micrótopo de congelación REICHERT JUNG Modelo 820. Los cortes fueron teñidos con azul de algodón para facilitar la diferenciación de estructuras al ser observadas al microscopio óptico. Como se cita anteriormente, se siguieron los criterios propuestos por Agerer (1986, 1987) para la descripción de las diferentes características macro y microscópicas de las micorrizas. Entre las primeras se incluyen longitud de la raíz, tipo de ramificación, longitud y forma de las ramificaciones (terminaciones) y color. Por examen microscópico se determinó la morfología de las hifas que constituyen el manto y la red de Hartig, y de las células de taninos y del córtex, así como sus dimensiones, donde los valores dimensionales que aparecen en paréntesis, situados a cada lado de la escala mas frecuente de tamaños, corresponden a los valores mínimo y máximo, eventualmente detectables.

5.5 TÉCNICAS PARA LA PRODUCCIÓN Y APLICACIÓN DE INÓCULO ESPORAL

El uso de basidiosporas como inóculo para la micorrización de plántulas es un método sencillo y eficaz por lo que aquí se explica para ser considerado en uno de los apartados posteriores.

Inicialmente los carpóforos se limpian cuidadosamente para eliminar suelo y hojarasca adheridos y posteriormente se ponen a secar. En el caso de basidiomicetos se corta el píleo o se extraen las láminas y, para gasteromicetos, se emplea el cuerpo fructífero completo. Una vez secos, se muelen y se tamizan para eliminar los fragmentos más grandes. Los fragmentos más pequeños que aún poseen esporas adheridas y aquellas que se separaron conforman el material que se aplica a las plántulas. Este puede adicionarse en este estado cuidando de que el suelo esté húmedo para no lixiviar las esporas en el momento de agregar el agua, o bien diluirse en agua destilada estéril, en cuyo caso debe ser una suspensión concentrada que permita su dispersión en el suelo pero que no implique su pérdida por lixiviación. En cualquiera de los dos casos, es conveniente hacer un conteo por medio de la cámara de Neubauer (empleada en Citometría) para calcular el número de esporas a agregar, el cual se recomienda sea de 1×10^6 a 1×10^9 .

Otro método consiste en obtener las esporadas en papel acetato estéril y posteriormente, realizar su acopio lavando el papel con agua destilada estéril para conformar la solución que se va aplicar (Pérez-Moreno, 2002).

De ser posible, debe estudiarse la viabilidad de las esporas de cada hongo propuesto para modificar el número que se aplique.

5.6 CARACTERIZACIÓN DE SUELOS

El muestreo consistió en tomar tres muestras compuestas en cada uno de los niveles de deterioro, considerando únicamente el primer horizonte. La muestra compuesta consistió en tomar cinco muestras en cada sitio, las cuales fueron mezcladas para obtener una cantidad de suelo de aproximadamente 2 kg a partir de la cual se realizó el análisis de este.

De cada área se tomaron características generales como tipo de vegetación, profundidad del horizonte A, color, estructura, pedregosidad y rocosidad. En el laboratorio, las muestras fueron secadas y tamizadas con una malla de 2 mm de apertura para posteriormente ser analizadas por medio de las siguientes técnicas:

Análisis físicos:

Color. Por la técnica de comparación con las tablas de color (Munsell, 1975).

Textura. Por el método de higrómetro (Bouyocou, 1962).

Densidad aparente. Por el método de la excavación de un cuadrado de 20x20x20cm, aproximadamente, para la medición del volumen que ocupa el suelo desplazado, el cual se pesa para obtener, g/cm³.

Análisis químicos:

pH. Empleando el método del potenciómetro, con agua (pH real) y cloruro de potasio (pH potencial).

Materia orgánica. Por oxidación con ácido crómico y ácido sulfúrico (Walkley y Black, 1947)

Fósforo total. Por el método de Bray I (Desarrollado por Bray y Kurtz, 1945)

Nitógeno total. Por el método de Kjeldahl.

Análisis fisicoquímicos:

Intercambio catiónico total. Por el Método Volumétrico del Versenato (Schollenberger y Simon, 1945).

Las técnicas empleadas fueron obtenidas de Black (1965)

5.7 ENSAYO PARA LA EVALUACIÓN DEL POTENCIAL MICORRÍZICO EN EL ÁREA DE ESTUDIO

Para la evaluación del potencial micorrízico edáfico se seleccionaron las áreas correspondientes a las clases de perturbación: I, III y V empleando los criterios de biodiversidad y frecuencia fúngica. El procedimiento que se utilizó fue con base al método de las diluciones de suelo (Marx *et al.*, 1991) utilizando como diluyente una mezcla de composta, suelo original de la región y tezontle en proporción 50:40:10. Dicha mezcla se esterilizó en autoclave a 10 lb de presión durante 20 minutos por tres días consecutivos, con el propósito de eliminar esporas de hongos ectomicorrízicos.

Para la obtención del inóculo de suelo se tomó una muestra compuesta, en cada uno de los tres niveles seleccionados para el ensayo a partir de la cual se obtuvo la proporción de inóculo destinada a los tratamientos empleados.

Se utilizaron dos tratamientos uno con dilución 1 : 10 y el otro sin dilución, en el cual se usó la

mezcla ya citada con el suelo de la zona sin esterilizar.

La especie arbórea empleada fue *Abies religiosa* por ser nativa del área y porque el tipo de vegetación que constituye es el que ocupa la mayor extensión.

El diseño experimental fue el siguiente:

$$\begin{array}{ccccccc} \text{Tratamientos} & \times & \text{Especies} & \times & \text{Diluciones} & \times & \text{Repeticiones} \\ 3 & & 1 & & 2 & & 30 \\ & & & & & & = 180 \text{ envases} \end{array}$$

Las 30 repeticiones se dividieron en 3 bloques de 10 repeticiones cada uno.

El ensayo se montó en el semillero de los viveros de Coyoacán por conducto del laboratorio de Investigaciones forestales del INIFAP. Para el ensayo, se utilizaron 180 envases de 64 cm³ distribuidos en 5 charolas. Ambos se lavaron con agua corriente y jabón y se desinfectaron con cloro al 10% durante 12 horas. Cada charola se encontraba dividida en dos secciones con 10 contenedores cada una; en cada sección se colocaron dos tratamientos, cada uno constituido por 10 repeticiones (4 tratamientos por charola) de tal manera que en ninguna charola se colocaran dos veces el mismo tratamiento o por lo menos se cuidó de que estos no fuesen contiguos.

Las semillas se desinfectaron con cloro al 0.6% por media hora y se sumergieron en agua estéril durante 24 horas con la finalidad de homogenizar la germinación.

En cada uno de los contenedores se colocaron 2 semillas. El conteo se llevó a cabo inicialmente cada tercer día y posteriormente 2 veces por semana para registrar el porcentaje de germinación.

Las plántulas que murieron antes de concluir el experimento fueron preservadas en FAA (Alcohol: Ác. Acético glacial: Formol: Agua destilada) para observar bajo el microscopio el posible desarrollo de micorriza.

Para la cosecha de las plántulas se tomaron 5 ejemplares de manera aleatoria, de los cuales se midió tamaño de la plántula, longitud de la raíz, diámetro y longitud del fuste, peso húmedo y peso seco. También se realizaron cortes de raíces para observaciones al microscopio óptico siguiendo el procedimiento que previamente se describió en el apartado correspondiente a la caracterización de las micorrizas.

5.8 ANÁLISIS ESTADÍSTICO

Los resultados correspondientes a los análisis fisicoquímicos del suelo en las distintas clases de perturbación y los obtenidos en el ensayo del potencial de inóculo en cuanto a las características medidas a las plántulas con respecto a los niveles de perturbación considerados, fueron analizados estadísticamente aplicando un análisis de varianza ANOVA, con un nivel de confianza del 95 %, utilizando el programa MINITAB. Asimismo, se aplicaron pruebas de Tuckey para los parámetros analizados que así lo requirieron.

VI. RESULTADOS

6.1 IDENTIFICACIÓN DE LAS CLASES DE PERTURBACIÓN DEL SUELO Y LA VEGETACIÓN.

Por medio de las técnicas de fotointerpretación y análisis automático de imágenes, se identificaron 5 niveles de perturbación de la vegetación presente en el área de estudio. Cada uno de los niveles se designó con un número en orden ascendente, correspondiendo el número uno a las áreas con menor grado de perturbación y el cinco a las más perturbadas.

Asimismo, se definieron 5 clases de perturbación del suelo. Cada clase muestra correspondencia con cada uno de los niveles de perturbación de la vegetación. En la Figura 2a se muestra la distribución de dichas clases en el área de estudio y en la Figura 2b se observan las principales pendientes del terreno. La descripción cualitativa y cuantitativa de las clases se presenta a continuación.

Clase I

Vegetación

En esta clase, el grado de perturbación antrópica es aún bajo. La cobertura vegetal varía de <95 a 100%, con aproximadamente el 60 % de árboles y el 30% de herbáceas pequeñas no mayores a 10 cm y pocos arbustos.

Suelo

I. Erosión.

Es escasa y el nivel de influencia humana según las observaciones de campo es, aproximadamente, menor al 20%.

- Riesgo de erosión: muy baja (0 - <10 t/ha/año)
- Erosión actual: ligera (<10 t/ha/año). La pérdida de suelo (Horizonte A) es igual a 0.6 mm.

II. Drenaje

- Escurrimiento superficial: medio.
- Permeabilidad: de moderadamente lenta a moderadamente rápida (1.5 - 5.0 cm/hr).

III. Topografía:

- Pendiente: de 6 a 57 %.
- Relieve: de casi plano a montañoso.

IV. Propiedades del suelo

- Textura: migajón, migajón arcillo-arenosa y migajón arenosa.
- Profundidad del suelo: mayor a 100 cm.
- Pedregosidad en el perfil: menor a 15%.
- Pedregosidad superficial: no más de 15% de gravas (con un promedio de 7.5 cm de diámetro).

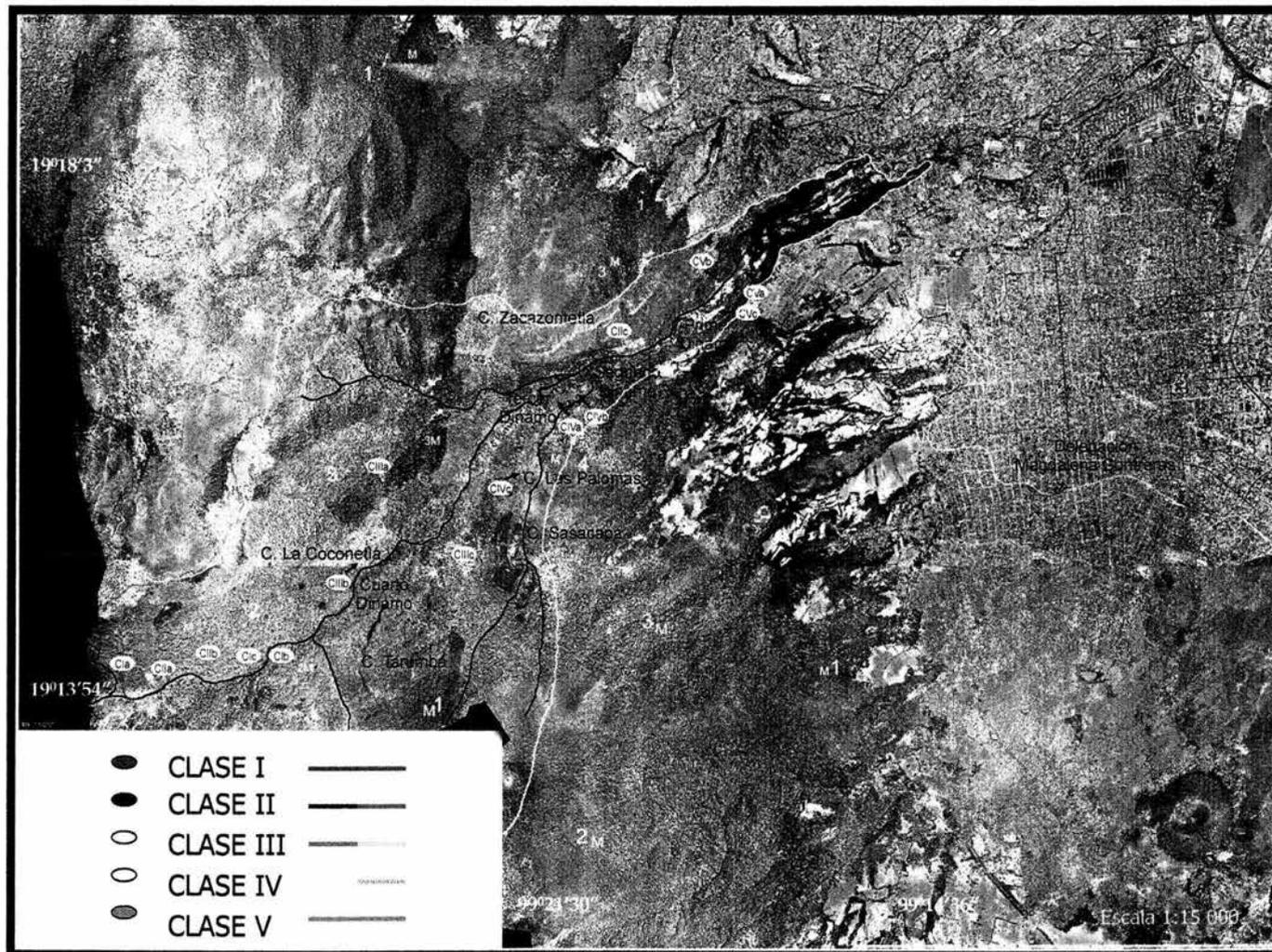


Figura 2a Distribución de las clases de perturbación del suelo y la vegetación en la zona de estudio, puntos de muestreo de macromicetos ectomicorrízicos y de suelo.

- Roccosidad: 1%.
- Capacidad de intercambio catiónico: mayor a 24 meq.

V. Clima del suelo

- Régimen de humedad: údico (permanece húmedo más de 9 meses del año).
- Régimen de temperatura: mésico (nunca baja de 15° y nunca es mayor de 22°).

Clase II

Vegetación

En las áreas con esta clase de deterioro, existe una cobertura vegetal del 90%, que corresponde a sotobosque y vegetación arbórea. El sotobosque es, predominantemente, el resultado de la perturbación antrópica y se constituye de arbustos y herbáceas. Los arbustos alcanzan cerca de dos metros de altura y las herbáceas presentan diversos tamaños. Estas últimas cubren la mayor parte de la superficie. Existen pequeñas zonas en las que el sotobosque es escaso o está formado por hierbas pequeñas no mayores a 10 cm. La salud de las especies es, en general, buena a simple vista, aunque se sabe que en esta zona hay problemas con algunas plagas (Cibrián *et al.*, 1995).

Las zonas erosionadas son muy escasas, se presentan principalmente en las áreas de escurrimientos y de caminos. También es poco frecuente la presencia de suelo transportado en la base de las plantas y/o en áreas donde las raíces afloran.

El nivel de actividad antropogénica es de alrededor del 30%, con actividades como la tala selectiva y recreación.

Suelo

I. Erosión

- Riesgo de erosión: ligera (10 - 50 t/ha/año).
- Erosión actual: moderada (10 - 50 t/ha/año). La pérdida del horizonte A, varía de 0.6 mm a 3.3 cm.

II. Drenaje

- Escurrimiento superficial: varía de moderadamente lento a moderadamente rápido.
- Permeabilidad: de moderadamente lenta (0.5 - 1.5 cm/hr) a moderadamente rápida (5 - 15 cm/hr).

III. Topografía:

- Pendiente: de 20 a 66 %.
- Relieve: de ligeramente ondulado a quebrado.

IV. Suelo

- Textura: migajón y migajón arenosa.
- Profundidad del suelo: 100 cm o más.

- Pedregosidad en el perfil: hasta 20%.
- Pedregosidad superficial: gravas y guijarros de 10 a 25%.
- Rociedad: 3%.
- Capacidad de intercambio catiónico: mayor a 16 meq y hasta 25 meq.

V. Clima del suelo

- Régimen de humedad: ústico (permanece húmedo, aproximadamente, 180 días al año).
- Régimen de temperatura: frígido (menor a 15 °).

Clase III

Vegetación

En esta clase, la cobertura vegetal es de aproximadamente 80%, constituida por árboles y sotobosque. El sotobosque se forma de arbustos y herbáceas que, en general, cubren la superficie bajo el dosel de los árboles. En algunas zonas es común el retiro de árboles enfermos.

Es poco frecuente encontrar raíces fuera del suelo y plantas con suelo acumulado en la base. Sin embargo, no es raro encontrar huellas del ganado que se alimenta en estas áreas.

La erosión es moderada, aunque se incrementa en la orilla de los caminos que recorren estas regiones.

El nivel de influencia humana se encuentra, aproximadamente, del 50 al 60% con actividades de saqueo de madera, pastoreo y recreación.

Suelo

I. Erosión

- Riesgo de erosión: moderado.
- Erosión actual: alta (50 – 200 t/ha/año). Se estima la pérdida del horizonte A, de 3.3 cm a 13.3 cm.

II. Drenaje

- Escurrimiento superficial: de lento a rápido.
- Permeabilidad: lenta (menor a 0.15 cm/hr hasta 0.5 cm/hr) a rápida (mayor a 15cm/hr hasta 50 cm/hr).

III. Topografía:

- Pendiente: de 24 a 76 %.
- Relieve: de muy ondulado a quebrado.

IV. Suelo

- Textura: migajón, migajón arcillo arenosa.
- Profundidad del suelo: mayor a 50 cm.
- Pedregosidad en el perfil: hasta un 50%.

- Pedregosidad superficial: gravas y guijarros hasta en un 35%.
- Roccosidad: hasta un 30%.
- Capacidad de intercambio catiónico: Ya no es importante. De acuerdo con los parámetros propuestos por la FAO a partir de la clase III de perturbación del suelo ya no es necesario considerar los valores de C.I.C. , dado que generalmente se presentan muy bajos.

V. Clima del suelo

- Régimen de humedad: ústico (permanece húmedo, aproximadamente, 180 días al año).
- Régimen de temperatura: méxico (nunca baja de 15° y nunca es mayor de 22°) y/o frígido (menor a 15 °).

Clase IV

Vegetación

La cobertura vegetal es aproximadamente del 60%. El sotobosque se forma de herbáceas y en menor proporción de arbustos. Hay numerosas zonas cubiertas por pastizales cuyo tamaño es variable. En las áreas más altas la mayoría de los árboles se encuentran secos.

El grado de erosión es relativamente bajo en los lugares con menor pendiente; sin embargo, este se incrementa con la pendiente observándose la formación de cárcavas en algunas zonas.

La influencia humana, que representa un 70%, se detecta realizando actividades religiosas que conllevan a la modificación del entorno, hay también recreación y viviendas aisladas.

Suelo

I. Erosión

- Riesgo de erosión: alta.
- Erosión actual: alta (50 – 200 t/ha/año). La pérdida del horizonte A es de 3.3 a 13.3 cm.

II. Drenaje

- Escurrimiento superficial: muy rápido o muy lento.
- Permeabilidad: muy lenta (mucho menor 0.15 cm/hr) y muy rápida (mucho mayor 50 cm/hr).

III. Topografía:

- Pendiente: 24 a 67 %.
- Relieve: ondulado a quebrado.

IV. Suelo

- Textura: migajón.
- Profundidad del suelo: de 30 a 100 cm.
- Pedregosidad en el perfil: hasta 20%.
- Pedregosidad superficial: hasta 30%.
- Roccosidad: mayor o igual a 25%.

- Capacidad de intercambio catiónico: Ya no es importante.

V. Clima del suelo

- Régimen de humedad: ústico (permanece húmedo, aproximadamente, 180 días al año).
- Régimen de temperatura: frígido (menor a 15 °) o isomésico (temperatura estable durante el año, aproximadamente, 20 °).

Clase V

Vegetación

La cubierta vegetal es aproximadamente del 40%, constituida por vegetación arbórea y herbáceas, predominantemente pastos. Las especies nativas (*Pinus*, *Quercus* y *Abies*) ocupan pequeñas superficies o se encuentran aisladas debido a los aclareos cuando se introdujeron árboles frutales.

La mayoría de las zonas con este tipo de perturbación, corresponden a zonas de cultivo donde la vegetación natural ha sido removida dejando al suelo desprovisto de su cubierta vegetal.

El grado de erosión es alto, presentándose zonas sin suelo o bien este se encuentra muy degradado por la presencia humana. Por este hecho, se consideran las áreas más susceptibles a la erosión.

La influencia humana es cercana al 100%; las actividades detectadas son: recreación, pastoreo y agricultura.

Suelo

I. Erosión

- Riesgo de erosión: muy alta.
- Erosión actual: muy severa (< 200 t/ha/año). La pérdida del horizonte A es mayor a 13.3 cm.

II. Drenaje

- Escurrimiento superficial: excesivamente rápido y/o con encharcamientos.
- Permeabilidad: muy baja.

III. Topografía:

- Pendiente: mayor a 7 - 41 %.
- Relieve: ligeramente ondulado a fuertemente ondulado.

IV. Suelo

- Textura: migajón arenosa, migajón arcillosa, migajón.
- Profundidad del suelo: mayor a 25 cm.
- Pedregosidad en el perfil: menor al 10%.
- Pedregosidad superficial: menor al 10%.
- Rocosisidad: hasta un 15%.

- Capacidad de intercambio catiónico. Ya no es importante

V. Clima del suelo

- Régimen de humedad: ústico (permanece húmedo, aproximadamente, 180 días al año) o xérico (permanece húmedo cerca de 90 días al año).
- Régimen de temperatura: frígido (menor a 15 °) o isomésico (temperatura estable durante el año, aproximadamente, 20 °).

6.2 BIODIVERSIDAD FÚNGICA

En la Figura 2 se indican los puntos establecidos para el muestreo de hongos en cada una de las distintas clases de perturbación, a partir de los cuales se obtuvieron los siguientes resultados.

Considerando los dos años de recolecta, en el área de estudio se registró un total de 41 especies de macromicetos, de las cuales el 92.6%, es decir 38 especies, han sido reportadas como ectomicorrízicas (Trappe, 1962; Smith *et al.*, 2002) y solo 3 (7.3%) no fueron encontradas registradas en esta categoría.

Es de interés señalar que todas las especies identificadas se consideran nuevos registros para la zona de estudio dado que no existen referencias de tipo micológico para esta área. Asimismo, se hace notar que *Amanita cylindrispora* Beardslee, *Inocybe eutheles* (Berkeley et Broome) Quélet, *I. maculata* var. *fastigiella* (Atk.) Kühn. et Romagn. e *I. obsoleta* Romagn., se registran por primera vez en la micobiota mexicana.

Del total de especies identificadas para la zona, se registran varias de tipo comestible muy apreciadas por su sabor, como son: *Cantharellus cibarius* Fr., *Laccaria bicolor* (Maire) Orton, *Amanita caesarea* (Scop. : Fr.) Grev, *Amanita rubescens* Pers. : Fr., *Russula brevipes* Peck y *Lactarius salmonicolor* Heim & Leclair (Villarreal y Pérez-Moreno, 1989).

Las 41 especies se distribuyen en 10 géneros y 8 familias. En la Tabla I, se aprecia que el género mejor representado fue *Inocybe* con un total de 14 especies, seguido por *Amanita* con 12. Los géneros representados por una sola especie fueron: *Cantharellus*, *Laccaria*, *Boletus* y *Scleroderma*. En el resto de los géneros el número de especies fue variable.

En esta misma tabla, también es posible observar que no todos los géneros ni las mismas especies estuvieron presentes en los dos años de recolección. En contraste, otras especies resultaron ser muy abundantes en los dos años; además de presentar una distribución relativamente más amplia a través de los diferentes niveles de perturbación explorados. No obstante, ninguna especie se localizó en los cinco niveles. Tal es el caso del género *Russula*, particularmente de la especie *R. americana*, la cual se localizó en 4 de las 5 categorías establecidas, obteniéndose micorriza en 3 de ellas. *Inocybe maculata* var. *fastigiella*, *I. praetervisa*, *Lactarius salmonicolor*, *Amanita rubescens* y *A. cokeri* presentaron también una buena distribución en el área de estudio.

El resto de los géneros y de sus especies se presentaron de manera más restringida, localizándose en uno o dos niveles únicamente (Tabla I). Del mismo modo, se observa que para el caso de algunos hongos fue posible obtener cuerpos fructíferos, pero no así la micorriza, pues

Tabla. 1 Total de géneros y especies encontrados en la zona de estudio, presencia (+) y ausencia (----) de micorriza para cada uno y su distribución a través de las clases de perturbación en los dos años de recolecta.

	Especie	2001					2002				
		1	2	3	4	5	1	2	3	4	5
Aphylophorales	<i>Cantharellus cibarius</i> Fr.				----				----		
Agaricales	<i>Laccaria bicolor</i> (Maire) Orton						+	----			
	<i>Amanita caesarea</i> (Scop. : Fr.) Grev						----				
	<i>A. cokeri</i> (Gilb. et Kühner) Gilb			+			+	+	+		
	<i>A. cylindrispora</i> Beardslee	+									
	<i>A. franchetii</i> (Boud). Fayod							----			
	<i>A. gemmata</i> (Fr.) Gillet							+			
	<i>A. longitibiale</i> Tullos, Pérez-Silva & Herrera						----				
	<i>A. pantherina</i> (D.C. : Fr.) Kummer						----	----			
	<i>A. rubescens</i> Pers. : Fr.			----			+	+	+		
	<i>A. tuza</i> Guzmán			----					----	----	
	<i>A. umbrinolutea</i> Secr.	----									
	<i>A. vaginata</i> (Bull. : Fr.) Vitt						----				
	<i>A. verna</i> (Bull. : Fr.) Roques	----									
	<i>Inocybe asterospora</i> Quél		----				----	----			
	<i>I. cookei</i> Bres.						----	----	----		
	<i>I. dulcamara</i> (A.&S.:Fr.) Quél.		----						----		
	<i>I. eutheles</i> (Berkeley et Broome)		----	----							
	<i>I. fastigiata</i> (Schaeff. : Fr.) Quél	----	----								
	<i>I. fastigiata</i> var. <i>curreyi</i> (Berkeley)		----					----			
	<i>I. geophylla</i> var. <i>alba</i> Schum. (Sow. : Fr.) Kumm.	----									
	<i>I. geophylla</i> var. <i>lilacina</i> (Fr.) Karst.		+					+			
	<i>I. lacera</i> (Fr.) Kummer	----	----								
	<i>I. maculata</i> Boud.							----	----		
	<i>I. maculata</i> var. <i>fastigiella</i> (Atk.) Kühn. et Romagn.			----			+	+	----	----	
	<i>I. obsoleta</i> Romagn.		----								
	<i>I. patouillardii</i> Bres.			----							
	<i>I. praetervisa</i> Quél.		----						----	----	
Bolbitiaceae	<i>Hebeloma sacchariolens</i> Quél.		+								

Tabla 1 Cont. Total de géneros y especies encontrados en la zona de estudio, presencia (+) y ausencia (----) de micorriza para cada uno y su distribución a través de las clases de perturbación en los dos años de recolecta.

	Especie	2001					2002				
		1	2	3	4	5	1	2	3	4	5
Boletaceae	<i>Suillus granulatus</i> (L. : Fr.) Kuntze							----	----		
	<i>S. luteus</i> (L. : Fr.) S.F. Gray		----					----			
	<i>Boletus calopus</i> Fr.							+			
Russulaceae	<i>Russula americana</i> Sing.	+	+	+	----		+	+	+	----	
	<i>R. brevipes</i> Peck						----	----		----	
	<i>R. cyanoxantha</i> Shaeffer : Fries	+	+				+	+			
	<i>R. olivacea</i> (Shaeff. : Schw.) Fr.		+					+	+		
	<i>R. sp.</i>						+	+	+		
	<i>Lactarius chrysotheus</i> Fr.							----			
	<i>L. rufus</i> (Scop. : Fr.) Fr.						----	----			
	<i>L. salmonicolor</i> Heim & Leclair						+	+	+		
Gasteromycetes	<i>Scleroderma verrucosum</i> Pers.				+					+	

esta se localizó sólo en 15 de las 41 especies registradas.

De acuerdo con la Figura 3, en la clase II de perturbación fue donde se localizó un mayor número de especies, tanto relacionadas con el hallazgo de raíces con micorriza en el sitio de recolecta como sin ellas. Después de este nivel, se observa que la diversidad disminuye conforme se incrementa el grado de perturbación.

La distribución de los hongos micorrízicos se da en función del tipo de vegetación, ya que dependen de la presencia de la especie arbórea con la que establecen simbiosis; se observó que no existe especificidad generalizada entre el hospedero y el huésped.

Géneros como *Amanita*, *Boletus*, *Laccaria* y *Lactarius*, son predominantes en el bosque de *Abies*, mientras que *Scleroderma* y *Cantharellus* lo son en bosque de *Quercus*. *Russula*, e *Inocybe* son los que se distribuyen más ampliamente y otros como *Suillus* son particulares del bosque de *Pinus*. Sin embargo, la micorriza no se encontró siempre con todos los hospederos y, como ya se mencionó anteriormente, tampoco en todos los géneros fúngicos, tal es el caso de *Cantharellus* y *Suillus*.

En la Tabla 2 se presenta la distribución de los géneros de hongos ectomicorrízicos con respecto al tipo de vegetación, así como las asociaciones en las que se encontraron raíces micorrizadas.

En la misma tabla se aprecia que fue en el bosque de *Abies* donde se encontró la mayor diversidad de especies ectomicorrízicas, dado que se cuantificaron 37. Con la menor diversidad se localizó el manchón de *Cupressus* con solo dos especies. Cabe mencionar que todas las especies que fueron encontradas en más de un tipo de vegetación, siempre incluían al bosque de *Abies* como uno de ellos.

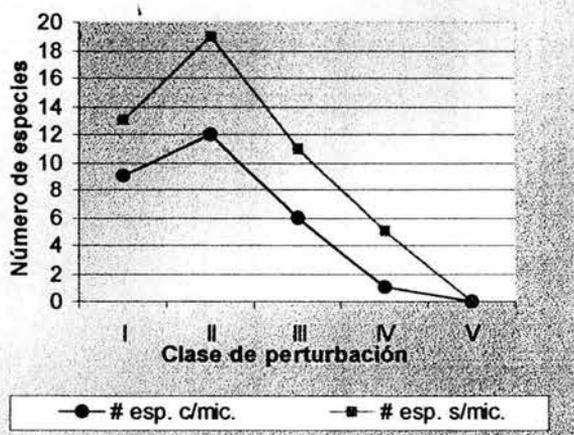


Figura 3 Distribución de especies de macromicetos, relacionados con el hallazgo en campo de raíces micorrizadas y no micorrizadas, a través de las distintas clases de perturbación detectadas en el ecosistema.

Tabla 2. Distribución de las especies según el tipo de vegetación, donde el signo (+) indica las asociaciones en las que se encontró micorriza.

ESPECIE	Bosque de <i>Abies</i>	Bosque de <i>Pinus</i>	Bosque de <i>Quercus</i>	Manchón de <i>Cupressus</i>
<i>Cantharellus cibarius</i>			x	
<i>Laccaria bicolor</i>	+			
<i>Amanita caesarea</i>	x			
<i>A. cokeri</i>	+			
<i>A. cylindrispora</i>	+			
<i>A. franchetii</i>	x			
<i>A. gemmata</i>	+			
<i>A. longitibiale</i>	x			
<i>A. pantherina</i>	x			
<i>A. rubescens</i>	+			
<i>A. tuza</i>	x	x		
<i>A. umbrinolutea</i>	x			
<i>A. vaginata</i>	x			
<i>A. verna</i>	x			
<i>Inocybe asterospora</i>	x		x	
<i>I. cookei</i>	x	x		
<i>I. dulcamara</i>	x	x		
<i>I. eutheles</i>	x	x		
<i>I. fastigiata</i>	x			
<i>I. fastigiata</i> var. <i>curreyi</i>	x			x
<i>I. geophylla</i> var. <i>alba</i>	x			
<i>I. geophylla</i> var. <i>lilacina</i>	+			
<i>I. lacera</i>	x			
<i>I. maculata</i>	x			
<i>I. maculata</i> var. <i>fastigiata</i>	+			
<i>I. obsoleta</i>	x			
<i>I. patouillardii</i>	x			
<i>I. praetervisa</i>	x		x	
<i>Hebeloma sacchariolens</i>	x			+
<i>Suillus granulatus</i>		x		
<i>S. luteus</i>		x		
<i>Boletus calopus</i>	+			
<i>Russula americana</i>	+		x	
<i>R. brevipes</i>	x			
<i>R. cyanoxantha</i>	+	x		
<i>R. olivacea</i>	+		x	
<i>Russula</i> sp.	+			
<i>Lactarius chrysorheus</i>	x			
<i>L. rufus</i>	x			
<i>L. salmonicolor</i>	+	x		
<i>Scleroderma verrucosum</i>			+	
No. de especies	37	8	6	2

6.3 CARACTERIZACIÓN DE ECTOMICORRIZAS

Laccaria bicolor (Maire) Orton

Asociada con *Abies religiosa* en clase I y II de perturbación.

Caracteres morfológicos

El sistema tiene ramificación tipo monopodial pinada de 8.0 mm de longitud (Figura 4, donde 1 cm = 1 mm). Las terminaciones no ramificadas miden de (1.0)¹ 1.9 – 3.0 (4.0) mm de largo y de 0.6 – 0.8 mm de diámetro, y de 0.9 - 1.0 mm en el eje principal. Su forma es generalmente recta a ligeramente torcida, su color es pardo grisáceo (8 D/3), las puntas son naranja grisáceo (5 B/5) y las partes viejas pardo oscuro (6 F/6). La estructura de la superficie es lisa.

Caracteres anatómicos de superficie

Superficie externa del manto. Corresponde al tipo plectenquimatoso, en vista de que está constituido por hifas dispuestas en forma irregular (o reticular) sobre la superficie de la raíz; las más superficiales se observan teñidas irregularmente (Figura 5). El diámetro de las hifas varía entre 2.7 y 4.5 μm y la pared celular tienen un grosor de 0.1 μm . La superficie de la punta presenta una mayor densidad de hifas aunque su tamaño no difiere de las del resto de la raíz.

Hifas emergentes. Se refiere a las hifas que surgen del manto y crecen hacia el exterior de la raíz; según su abundancia y longitud, le dan a la micorriza un aspecto algodonoso, lanoso, fibroso o espinoso. En este caso, se trata de hifas largas, escasamente ramificadas y torcidas que miden de 1.8 – 2.7 [4.5]¹ μm de diámetro; que presentan una tendencia a fijar intensamente el color solo en algunas zonas o a manera de puntos. Las fíbulas son escasas y no se observan cistidios.

Superficie interna del manto. El arreglo de las hifas es irregular y tienen un diámetro de 1.8 a 4.5 μm (Figura 6).

Caracteres anatómicos en sección transversal

Manto. Es delgado, con un grosor de 10 a 18.1 μm ; en él se aprecian dos estratos: el manto externo está constituido por hifas paralelas, de 1.8 a 3.6 μm de diámetro, intercaladas con células hifales ovales que miden, radialmente, de 2.7 a 3.6 [7.2] μm y, tangencialmente, de 6.3 a 10.9 [18.1] μm ; las cuales se presentan también en el estrato interno con las mismas dimensiones. El manto interno está formado por una o dos hileras de hifas redondeadas cuyo diámetro varía entre 1.8 y 3.1 [4.5] μm , donde el tamaño determina el que se forme una o dos hileras (Figura 7 M).

Células de taninos. Se presenta de una a dos hileras de estas células, las cuales son largas, delgadas y ligeramente orientadas hacia el cilindro central; sus medidas varían de 2.7 a 4.5 μm x 22.7 a 36.3 μm (Figura 7 Tn).

Red de Hartig. La forma de las células del córtex es redonda, de diversos tamaños, aunque predominan las dimensiones de 11.8 a 45.4 μm de diámetro; hay también células ovales de

¹ Los valores dimensionales expresados entre paréntesis a cada lado de la escala más frecuente de tamaños, corresponden a los valores mínimo y/o máximo eventualmente encontrados.

tamaño medio y, en casos muy aislados, aparecen de forma arriñonada; radialmente alcanzan dimensiones de 9 a 15.4 μm y, tangencialmente, de 12.7 a 45.4 μm (Figura 7 Cx).

La red de Hartig tiene una profundidad de 3 hileras del córtex, incluyendo la de células de taninos; su grosor es de 2.7 a 3.6 μm , en la parte más interna y, de 5.4 a 10 μm en la hilera inmediata al manto. La red está formada por 1 hilera de hifas en la zona interna y 2 en la de penetración, su forma varía de redonda y ligeramente cúbica (Figura 7 rH).

Caracteres anatómicos en sección longitudinal

Manto. Las hifas de la punta tienen un arreglo de tipo plectenquimatoso, cuyo diámetro varía de 1.8 a 3.6 μm .

En el resto de la raíz se observa que el manto externo está formado por hifas paralelas de 1.8 a 3.1 [3.6] μm de diámetro y por células hifales ovales de 1.8 a 5.4 μm x 6.3 a 13.6 μm . También se observan células redondas intercaladas con las hifas paralelas. El manto interno está constituido por hifas redondeadas de diferentes tamaños cuyo diámetro varía de 1.8 a 3.6 [4.5] μm (Figura 8 M).

Red de Hartig. Las células del córtex son ovales, radialmente miden de 17.2 a 29 μm y tangencialmente de 51.8 a 109 μm ; también se observan, en menor proporción, células redondeadas de 29 a 45.4 μm de diámetro (Figura 8 Cx).

Células de taninos. Son largas y angostas, cuyas dimensiones varían de 4.5 a 9 μm x 40.9 a 63.6 μm .

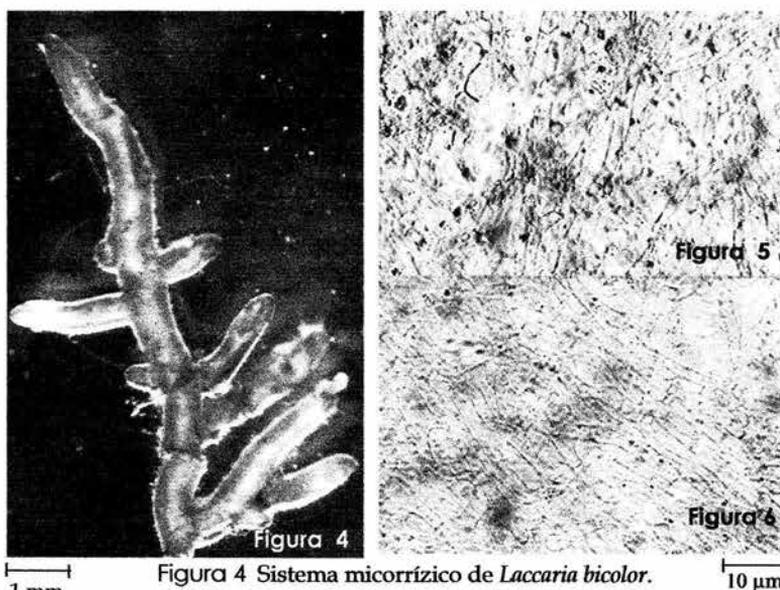


Figura 4 Sistema micorrízico de *Laccaria bicolor*.

Figura 5 Superficie externa del manto (1 cm = 10 μm).

Figura 6 Superficie interna del manto (1 cm = 10 μm).

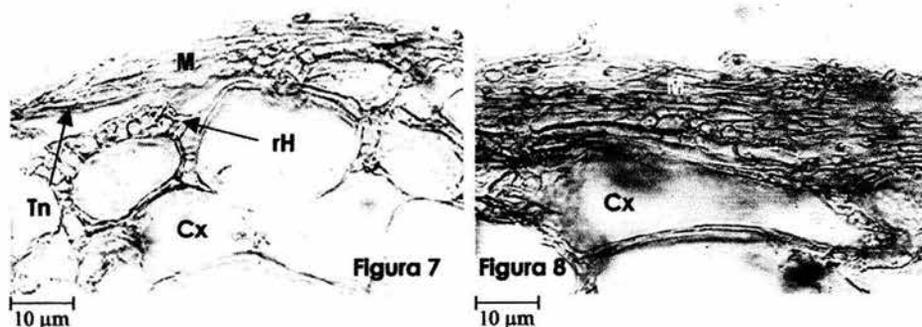


Figura 7 Corte transversal en el que se observa el manto (M), la red de Hartig (rH) y el córtex (Cx) (1 cm = 10 µm).

Figura 8 Corte longitudinal donde se muestra el manto (M) y el córtex (Cx) (1 cm = 10 µm).

***Amanita cokeri* (Gilb. et Kühner) Gilb.**

Asociada con *Abies religiosa* en clases de perturbación I, II y III.

Caracteres morfológicos

La ramificación del sistema micorrízico es monopodial pinada y su longitud es de 8.5 mm (Figura 9). Las terminaciones no ramificadas miden de 2.0 a 3.0 mm de largo y de 0.7 a 0.9 mm de diámetro y, 1.2 mm en el eje principal. Dichas terminaciones son torcidas, su color es amarillo claro (4 A/4) al igual que las puntas y las partes viejas son pardo oscuro (6 F/7). La estructura de la superficie del manto es lisa.

Caracteres anatómicos de superficie

Superficie externa del manto. Su estructura es pseudoparenquimatosa (Figura 10). Presenta células angulares, de las cuales se cuentan un promedio de 9 células en una línea de 100 µm, el grosor de su pared celular es de 0.2 µm. Las células de la superficie de la punta se presentan en mayor cantidad y se observan sobrepuestas por lo que no se distingue un solo plano de estas, en promedio se cuentan 10 en 100 µm.

Hifas emergentes. Son largas, incoloras, segmentadas y escasamente ramificadas, su diámetro varía de 2.7 a 3.6 µm y el grosor de su pared celular es de 0.1 µm. No se observan fíbulas ni cistidios.

Superficie interna del manto. El arreglo de las hifas es irregular y se aprecian algunas hifas largas predominando las cortas (Figura 11). El diámetro es de 1.8 a 5.4 µm.

Caracteres anatómicos en sección transversal

Manto. Presenta un grosor de 31.8 a 45.4 μm y se diferencia en dos estratos (Figura 12 M). El manto externo está constituido por células angulares que miden, radialmente, de 6.3 a 10 μm y, tangencialmente, de 4.5 a 16.3 [22.7] μm . El manto interno está formado por hifas redondas de 1.8 a 2.7 [3.6] μm de diámetro y, por células de forma oval que miden, radialmente, de 1.8 a 4.5 [5.4] μm y, tangencialmente, de 5.4 a 10.9 [13.6] μm .

Células de taninos. Se observa una hilera de células, las cuales son alargadas y comprimidas, sin forma definida (Figura 12 Tn). Sus medidas varían de 2.7 a 3.6 μm x 20.9 a 38.1 μm radial y tangencialmente, respectivamente.

Red de Hartig. Las células del córtex son redondas, de 15.4 a 32.7 μm de diámetro y en menor proporción, hay células ovales que miden, radialmente, de 12.7 a 45.4 μm y, tangencialmente, de 24.5 a 50.9 μm . Se observan también algunas de forma hexagonal que miden de 41.8 a 90.9 μm , radialmente, y de 22.7 a 45.4 μm tangencialmente (Figura 12 Cx).

La profundidad de la red es de 4 hileras de células del córtex, incluyendo la de taninos; su grosor varía de 3.6 a 5.4 μm ; está formada por 1 hifa y, en escasas ocasiones, por 2. La forma de las hifas puede ser redonda, cuadrada y rectangular con esquinas romas (Figura 12 rH).

Caracteres anatómicos en sección longitudinal

Manto. En la punta de la raíz se distingue un estrato externo de tipo pseuparenquimatoso; está formado por células redondas a angulares de 5.4 a 13.6 μm de diámetro y, por células hifales rectangulares que miden de 5.4 a 12.7 μm , radialmente, y de 4.5 a 18.1 μm , tangencialmente. Se observa también un estrato interno de hifas largas que penetran el córtex cuyo diámetro varía de 2.7 a 3.6 μm

En el resto de la raíz se distinguen dos estratos: el externo se constituye de células redondeadas y angulares de tamaño medio y grande, estas últimas en menor proporción. Sus dimensiones varían, radialmente, de 5.4 a 10 μm x 5.4 a 20.9 μm , tangencialmente. El manto interno presenta células hifales redondas de 1.8 a 3.6 μm de diámetro; células ovales muy escasas de 1.8 a 3.6 μm x 10.9 a 13.6 μm y, algunas hifas paralelas al corte de 2.7 - 3.6 μm de diámetro (Figura 13 M).

Red de Hartig. El córtex está formado por células redondas de 13.6 a 63.6 μm de diámetro y por células ovales que adquieren forma ligeramente rectangular, en algunos casos (Figura 13Cx). Estas células miden 15.4 - 43.6 μm , radialmente x 40 - 98.1 μm , tangencialmente.

Células de taninos. Son largas y de forma irregular. Sus dimensiones son, radialmente, 4.5 - 8.1 μm x 56.3 - 65.4 μm , tangencialmente.

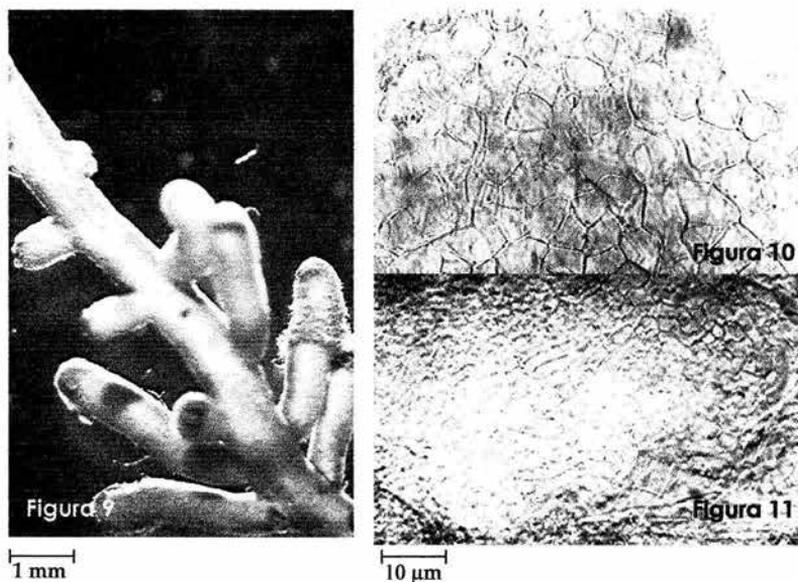


Figura 9 Sistema micorrízico de *Amanita cokeri* (1 cm = 1 mm).
 Figura 10 Superficie externa del manto (1 cm = 10 µm).
 Figura 11 Superficie interna del manto (1 cm = 10 µm).

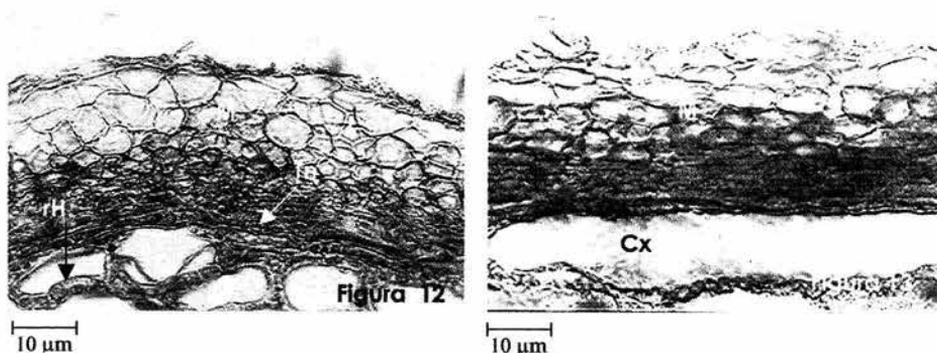


Figura 12 Corte transversal en el que se observa la diferenciación del manto (M), la red de Hartig (rH), las células de taninos (Tn) y el córtex (Cx) (1 cm = 10 µm).
 Figura 13 Corte longitudinal de la micorriza formada por *A. cokeri* donde se aprecia el manto (M) y las células del córtex (Cx) (1 cm = 10 µm).

Amanita cylindrispora Beardslee

Asociada con *Abies religiosa* en zona de perturbación clase I.

Caracteres morfológicos

El sistema tiene ramificación tipo monopodial pinada de 11 mm de largo (Figura 14). Las puntas no ramificadas miden de 1.2 a 3.0 mm de longitud y 0.7 mm de diámetro y 2.5 mm en el eje principal. Las terminaciones no ramificadas son torcidas, su color es pardo amarillento (5/D5) y en las partes viejas es pardo (6/E6). La superficie del manto es lisa.

Caracteres anatómicos de superficie

Superficie externa del manto. Su estructura es de tipo pseudoparenquimatosa; las células son grandes más o menos angulares que miden de 9 a 13.6 μm de diámetro y 0.3 μm de grosor de la pared celular (Figura 15).

Hifas emergentes. Tienen forma cilíndrica, incoloras y ocasionalmente se encuentran algunas ramificadas; miden de 2.8 a 4.6 μm de diámetro y 0.1 μm de grosor en su pared celular. No se observaron fíbulas ni cistidios.

Superficie interna del manto. El arreglo de las hifas es irregular; miden de 2.8 a 4.6 μm de diámetro, algunas alcanzan hasta 6.4 μm (Figura 16).

Caracteres anatómicos en sección transversal

Manto. Presenta un grosor que oscila entre 29 y 45 μm ; en él se distinguen tres estratos diferenciados por la forma de las células hifales y la intensidad del color de tinción (Figura 17 M). El manto externo presenta hifas laxas, alargadas, de color azul claro que miden, radialmente, de 2.6 a 4.5 μm x 18.1 a 23.6 μm , tangencialmente. El manto medio está formado de células elípticas de 3.6 a 4.5 μm , radialmente, por 4.5 a 5.4 μm , tangencialmente, mezcladas con células ovales que miden, radialmente, de 5.4 a 6.3 μm y, tangencialmente de 12.7 a 17.2 μm , tangencialmente; esta estrato presenta el mismo color que el manto externo. El manto interno está constituido por células ovales de 4.5 - 5.6 x 10 - 11.8 μm , con una mayor absorción al colorante.

Células de taninos. Son alargadas, ligeramente comprimidas; miden, radialmente, de 7.2 a 19 μm y, tangencialmente, de 30 a 50 μm . Forman una hilera de células alrededor de la raíz (Figura 17 Tn).

Red de Hartig. Las células del córtex son redondeadas a ligeramente poliédricas, de 15.4 a 48.1 μm , radialmente, por 29 a 52.7 μm , tangencialmente (Figura 17 Cx).

La profundidad de la red es de 3 hileras del córtex, incluyendo la de taninos; su grosor varía de 4.5 a 6.3 μm y se encuentra constituida por una hilera de hifas de forma redondeada (Figura 17 rH).

Caracteres anatómicos en sección longitudinal

Manto. Presenta tres estratos los cuales se pueden diferenciar por la tinción que toman las hifas.

En el manto externo las células hifales son laxas, alargadas, que miden, radialmente, $5\ \mu\text{m}$ y, tangencialmente, de 22 a $23\ \mu\text{m}$; el manto medio está formado por células redondeadas a ligeramente ovaladas cuyas dimensiones varían, radialmente, de $5 - 8\ \mu\text{m}$ y, tangencialmente, de $7 - 14\ \mu\text{m}$, del mismo color que el manto externo. El manto interno está constituido por células ovales que, radialmente, miden de 5 a $7\ \mu\text{m}$ y, tangencialmente, de 12 a $18\ \mu\text{m}$; en él se observa una mayor absorción de colorante (Figura 18 M).

Red de Hartig. Las células del córtex son redondeadas a ligeramente poliédricas cuyas dimensiones, radialmente, van de 20 a $65\ \mu\text{m}$ y, tangencialmente, de 30 a $70\ \mu\text{m}$ (Figura 18 Cx).

Células de taninos. Son alargadas, ligeramente comprimidas; miden de 5 a $7\ \mu\text{m}$, radialmente, por 45 a $50\ \mu\text{m}$, tangencialmente (Figura 18 Tn).

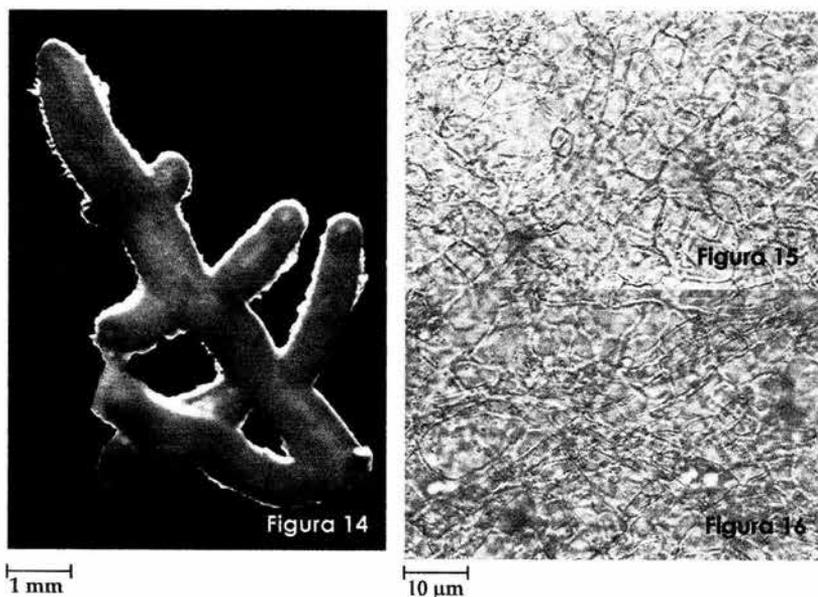


Figura 14 Sistema micorrízico de *Amanita cylindrispora* (1 cm = 1 mm).

Figura 15 Superficie externa del manto (1 cm = $10\ \mu\text{m}$).

Figura 16 Superficie interna del manto (1 cm = $10\ \mu\text{m}$).

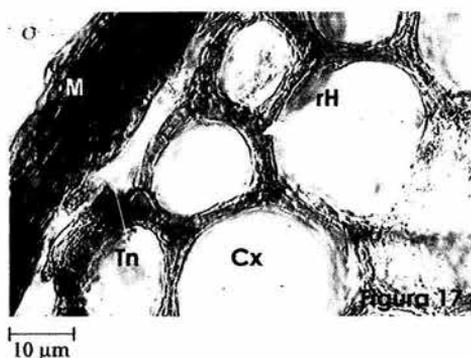


Figura 17 Corte transversal en el que se observa el manto diferenciado en tres estratos (M), la red de Hartig (rH), las células de taninos (Tn) y el córtex (Cx) (1 cm = 10 μ m).

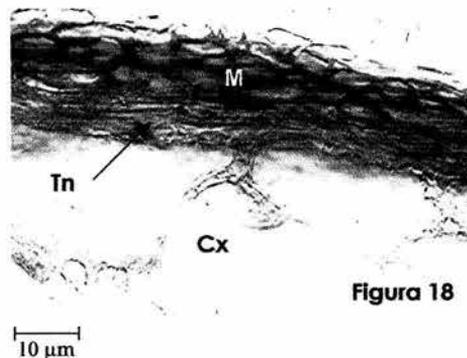


Figura 18

Figura 18 Corte longitudinal de la micorriza formada por *A. cylindrispora* donde se aprecia el manto (M), las células de taninos y las del córtex (Cx) (1 cm = 10 μ m).

Amanita gemmata (Fr.) Gillet

Asociada con *Abies religiosa* en clase II de perturbación.

Caracteres morfológicos

La ramificación del sistema micorrízico es monopodial pinada de 9 mm de largo (Figura 19). Las terminaciones no ramificadas miden de 1.8 a 3.0 mm de longitud y 0.7 a 0.9 mm de diámetro, y 1.1 mm en el eje principal. Estas terminaciones tienen forma recta a ligeramente torcida, su color es pardo naranja (6 C/4), las puntas son naranja grisáceo (5 B/5) y las partes viejas son morenas (6 E/5). La superficie está cubierta por una gruesa red de hifas que permite la adherencia de partículas de suelo.

Caracteres anatómicos de superficie

Superficie externa del manto. La estructura externa del manto es plectenquimatosa, está constituida por una red de hifas que tiende a teñirse intensamente dificultando la observación. El diámetro de las hifas varía de 1.8 a 3.6 μ m [4.5 μ m] y la pared celular tiene un grosor de 0.1 μ m. La superficie de la punta presenta hifas paralelas de diámetro igual a las del resto de la raíz.

Hifas emergentes. Son delgadas, ligeramente torcidas, septadas, incoloras pero con acumulación de colorante en algunos puntos distribuidos de manera irregular; miden de 1 a 1.8 μ m de diámetro. El espesor de su pared celular es inconspicuo; no se observaron fíbulas ni cistidios.

Superficie interna del manto. Las hifas tienen un arreglo irregular, aunque se observan zonas con hifas paralelas cuyo acomodo se refleja en la superficie del manto (Figura 20). El diámetro varía de 1.8 a 3.6 μ m.

Caracteres anatómicos en sección transversal

Manto. Su espesor varía de 13.6 a 25.4 μm ; en él no se observó diferenciación de estratos (Figura 21 M). Está constituido por células hifales redondas cuyo diámetro varía de 1 a 3.6 μm . Se observan también células ovales que miden, radialmente, de 1.8 a 2.7 μm y, tangencialmente, de 4.5 a 10 μm , e hifas paralelas que ocupan de manera irregular algunas zonas del manto, su diámetro es de 1.3 a 2.7 μm .

Células de taninos. Se presenta de una a dos hileras de estas células, las cuales son largas y de forma irregular; miden, radialmente, 3.6 - 5.4 μm y, tangencialmente, 19 - 32.7 μm (Figura 21 Tn).

Red de Hartig. Las células del córtex son redondeadas de diversos tamaños, de 10.9 a 33.6 μm de diámetro y, en menor cantidad, ovales orientadas hacia el centro del corte, cuyas dimensiones, radialmente, varían de 7.2 a 15.4 μm y, tangencialmente, de 22.7 a 40.9 μm (Figura 21 Cx).

La profundidad de la red de Hartig es de 2 hileras cuando las células del córtex son grandes y 3 cuando son pequeñas, además de la constituida por las células de taninos. El grosor de la red varía de 2.7 a 4.5 μm y se constituye por una hifa y hasta 5 en la zona de penetración donde su grosor puede alcanzar hasta 15.4 μm . La forma de las hifas es redonda (Figura 21 rH).

Caracteres anatómicos en sección longitudinal

Manto. El arreglo de las hifas en la punta de la raíz es de tipo plectenquimatoso, donde el diámetro de las hifas es de 2.7 a 3.6 μm .

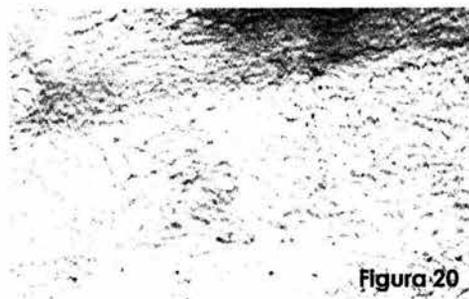
En el resto de la raíz no se observa diferenciación de estratos y las hifas que constituyen el manto tienen forma redonda de [1] 1.8 - 3.6 [6.3] μm de diámetro, y forma oval con diversos tamaños cuyas medidas varían, radialmente, de 1.8 a 4.5 μm y, tangencialmente, de 3.6 a 13.6 μm . Se observan también escasas hifas paralelas sin disposición definida que presentan 1.8 - 3.6 μm de diámetro (Figura 22 M).

Red de Hartig. Las células del córtex son rectangulares, miden 11.8 - 47.2 μm , radialmente, por 70 - 145.4 μm , tangencialmente; en menor cantidad hay células ovales de 29 - 36.3 μm x 56.3 - 72.7 μm y escasas células redondas de 23.6 a 38.1 μm de diámetro (Figura 22 Cx).

Células de taninos. Son largas, sin forma definida; miden 3.6 - 9 μm , radialmente, por 43.6 - 90 μm , tangencialmente (Figura 22 Tn).



1 mm

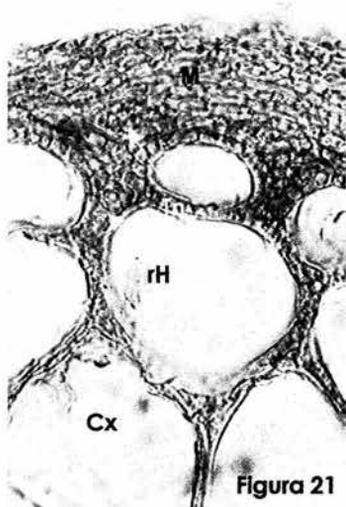


10 μm

Figura 20

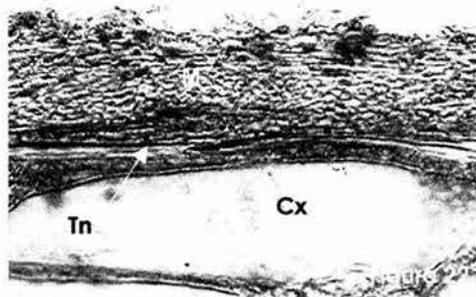
Figura 19 Sistema micorrízico de *Amanita gemmata* (1 cm = 1 mm).

Figura 20 Superficie interna del manto (1 cm = 10 μm).



10 μm

Figura 21



10 μm

Figura 21 Corte transversal en el que se aprecia el manto (M), la red de Hartig (rH), las células de taninos (Tn) y el córtex (Cx) (1 cm = 10 μm).

Figura 22 Corte longitudinal de la micorriza formada por *A. gemmata* donde se aprecia el manto (M), las células de taninos (Tn) y el córtex (Cx) (1 cm = 10 μm).

Amanita rubescens Pers. : Fr.

Asociada con *Abies religiosa* en zonas de perturbación clases I, II y III.

Caracteres morfológicos

El sistema micorrízico presenta ramificación monopodial pinada, de 13 mm de longitud (Figura 23). Las terminaciones no ramificadas miden de 1.4 a 6.0 mm de largo, con 0.9 mm de diámetro y de 1 a 1.6 mm en el eje principal. Estas terminaciones son torcidas, de color amarillo brillante (4 A/4), las puntas son amarillo pálido (4 A/3) y las partes viejas pardo oscuro (6 F/7). La estructura de la superficie es lisa.

Caracteres anatómicos de superficie

Superficie externa del manto. Es de tipo plectenquimatoso, está formado por hifas de 1.8 a 3.6 μm de diámetro y la pared celular de 0.1 μm . de grosor (Figura 24). La superficie de la punta presenta mayor densidad de hifas pero con dimensiones iguales.

Hifas emergentes. Son largas, incoloras, angostas y poco ramificadas, de 2.7 a 3.6 μm de diámetro y de pared celular de 0.1 μm de espesor. No se observaron fíbulas ni cistidios.

Superficie interna del manto. El arreglo de las hifas es irregular aunque en algunas zonas presentan acomodo paralelo, su diámetro varía de 1.8 a 3.6 μm (Figura 25).

Caracteres anatómicos en sección transversal

Manto. Tiene un grosor de 47.2 a 60.9 μm y se considera diferenciado en dos estratos (Figura 26 M). El manto externo corresponde a una delgada capa formada por hifas densamente teñidas por lo que generalmente no se distinguen células individuales; las hifas que se pueden diferenciar son redondas y, en menor proporción, paralelas, en ambos casos, con un diámetro de 1.8 a 2.7 μm . El manto interno está constituido por células redondeadas de distintos tamaños cuyo diámetro varía de 1.8 a 5.4 μm ; se observan también células ovales en baja proporción que miden 1.8 - 4.5 μm , radialmente y, 4.5 - 13.6 μm tangencialmente, e hifas paralelas que conforman pequeños haces que se intercalan con las demás células a lo ancho y largo del manto, su diámetro varía de 1.8 a 2.7 μm .

Células de taninos. Se presentan de 1 a 2 hileras de estas células cuya forma es alargada e irregular (Figura 26 Tn). Sus dimensiones, radialmente, varían de 4.5 a 6.3 μm y, tangencialmente, de 27.2 a 29 μm .

Red de Hartig. Las células del córtex tienen forma redondeada y miden de 12.7 a 28.1 μm de diámetro, también se aprecian células poliédricas de tamaño medio que, radialmente, miden de 12.7 a 54.5 μm y 18.1 a 48.1 μm , tangencialmente (Figura 26 Cx).

La red de Hartig tiene una profundidad de 3 hileras del córtex, considerando la presencia de una hilera de células de taninos. En la zona de penetración su grosor alcanza hasta 20 μm pero a medida que penetra el córtex este disminuye y varía de 2.7 a 3.6 μm . La red está formada por una hifa, observándose dos en los vértices e incluso 4 en las zonas de penetración, su forma es redonda o rectangular (Figura 26 rH).

Caracteres anatómicos en sección longitudinal

Manto. La parte terminal de la raíz es de tipo plectenquimatoso; el diámetro de las hifas fluctúa entre 2.7 y 3.6 μm .

En el resto de la raíz se distingue un estrato externo intensamente teñido en el que no se distinguen formas celulares. Se observa también un estrato interno constituido por células redondas de diversos tamaños cuyo diámetro varía de 1.3 a 4.5 μm y por células paralelas al corte de 1.8 a 2.7 μm de diámetro. (Figura 27 M).

Red de Hartig. Las células del córtex son rectangulares y redondas; las primeras miden 19 - 48.1 μm , radialmente, por 40 - 101.8 μm , tangencialmente, y las últimas presentan un diámetro de 19 a 52.7 μm (Figura 27 Cx).

Células de taninos. Son alargadas, angostas, de forma irregular; radialmente miden de 3.6 a 9 μm y, tangencialmente, de 45.4 a 93.6 μm (Figura 27 Tr).

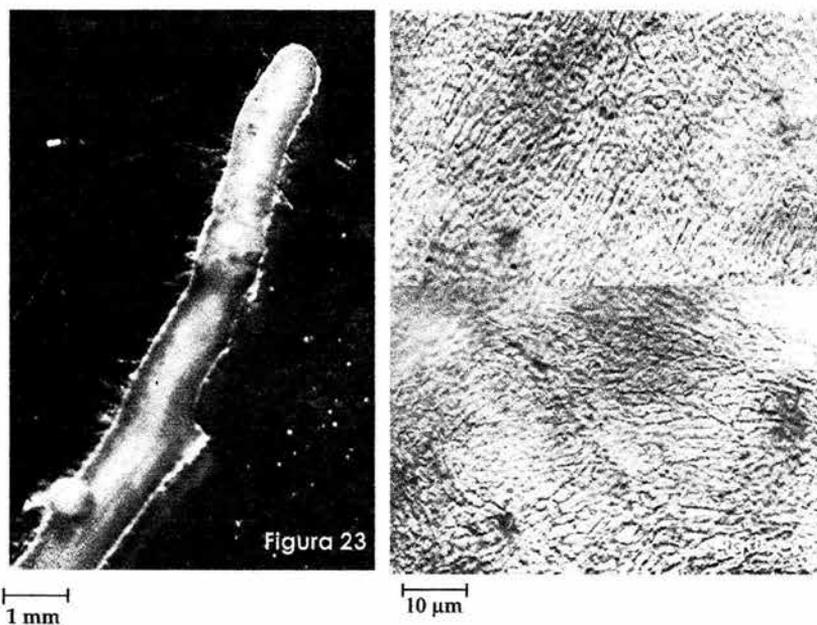


Figura 23 Sistema micorrízico de *Amanita rubescens* (1 cm = 1 mm).

Figura 24 Superficie externa del manto (1 cm = 10 μm).

Figura 25 Superficie interna del manto (1 cm = 10 μm).

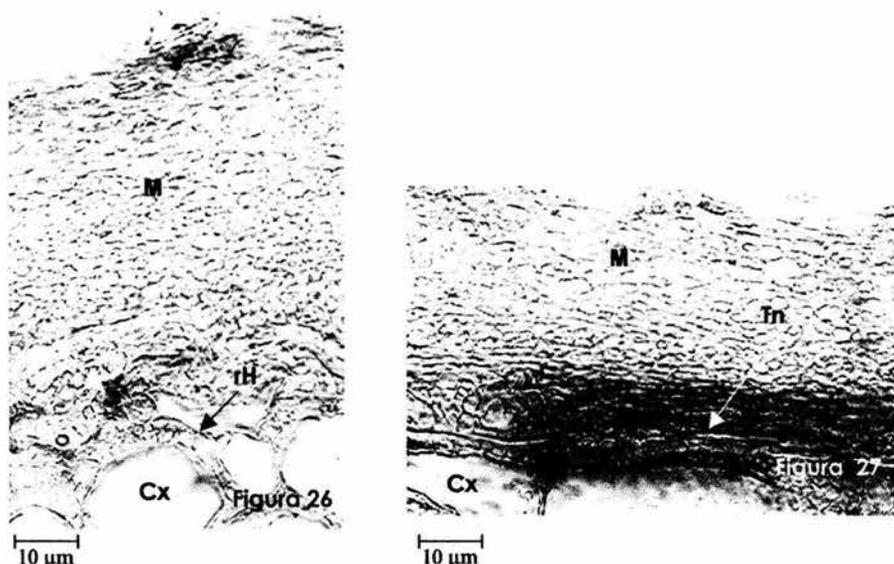


Figura 26 Corte transversal de la raíz micorrizada por *A. rubescens* en el que se observa el manto (M), la red de Hartig (rH), las células de taninos (Tn) y el córtex (Cx) (1 cm = 10 µm).

Figura 27 Corte longitudinal en el que se aprecia el manto (M), el córtex (Cx) y las células de taninos (Tn) (1 cm = 10 µm).

***Inocybe geophylla* var. *lilacina* (Fr.) Karst.**

Asociada con *Abies religiosa* en clase II de perturbación.

Caracteres morfológicos

La ramificación del sistema micorrízico es de tipo monopodial pinada y su longitud es de 9.5 mm (Figura 28). Las terminaciones no ramificadas miden de 1.5 a 2.5 mm de largo, 0.5 a 0.7 mm de diámetro y 1.1 mm en el eje principal. Su forma es recta, de color naranja grisáceo (5 B/3) al igual que las puntas (5 B/4), las partes viejas son color pardo oscuro (6 F/6). La estructura de la superficie es algodonosa, aunque no cubre totalmente al sistema.

Caracteres anatómicos de superficie

Superficie externa del manto. Es de tipo plectenquimatoso en transición con pseudoparenquimatoso (Figura 29). Las hifas miden de [1.8] 2.7 a 4.5 [6.3] µm de diámetro y la pared celular tiene un grosor de 0.1 µm. La superficie de la punta presenta una mayor densidad de hifas de 2.7 a 6.3 µm de diámetro.

Hifas emergentes. Son largas, cilíndricas e incoloras; miden de 1.8 a 2.7 µm de diámetro y la pared celular es de 0.1 µm de grosor. Las fíbulas son escasas y no se observaron cistidios.

Superficie interna del manto. El arreglo de las hifas es irregular y tienen un diámetro que varía de 1.8 a 4.5 μm , predominando las que miden de 2.7 a 3.6 μm (Figura 30).

Caracteres anatómicos en sección transversal

Manto. Presenta un grosor de 19 a 25.4 μm , en él se distinguen dos estratos sin un límite definido entre ambos. El manto externo presenta células hifales ovales cuyas medidas son, radialmente, 3.1 - 4.5 μm y, tangencialmente, 5.4 - 10.9 μm , se observan también células hifales redondas en menor cantidad que miden de 2.7 a 4.5 μm de diámetro intercaladas con células elípticas y ovales pequeñas cuyas dimensiones corresponden a las del estrato interno. El manto interno está formado por células elípticas pequeñas que miden de 1 a 1.8 μm radialmente, por 2.7 a 3.6 μm tangencialmente; hifas paralelas de 1.3 a 2.7 μm de diámetro y cuya presencia es irregular a lo largo y ancho del estrato. Se observan también escasas células redondas de 1 a 2.7 μm de diámetro y, ovales en mayor proporción, que miden, radialmente, de 1.8 a 2.7 μm y, tangencialmente, de 4.5 a 8.1 μm (Figura 31 M).

Células de taninos. Se aprecia de 1 a 2 hileras de estas células. La hilera externa presenta células alargadas, delgadas y continuas; sus medidas son, radialmente, de 1 a 3.1 μm y, tangencialmente, de 22.7 a 45.4 μm . Las células de la hilera interna son ovales, ligeramente orientadas hacia el córtex y en algunos casos comprimidas, su presencia no es constante alrededor de la raíz; miden, radialmente, de 3.6 a 9 μm y, tangencialmente, de 21.8 a 40.9 μm (Figura 31 Tn).

Red de Hartig. Las células del córtex son redondas, de [7.2] 10.9 a 40.9 μm de diámetro; ovales de diversos tamaños cuyas dimensiones, radialmente, son de 7.2 a 36.3 μm y, tangencialmente, de 9 a 50.9 μm y se observan también células poliédricas que tienden a ser hexagonales, sus medidas varían, radialmente, de 24.5 a 34.5 μm y, tangencialmente, de 40.9 a 50.9 μm (Figura 31Cx).

La profundidad de la red de Hartig es de 4 hileras del córtex, incluyendo la de taninos, su diámetro es de 2.7 a 4.5 μm y de 7.2 hasta 19 μm en la zona de penetración. Está formada por una hifa y hasta 5 en donde ocurre la penetración, estas son redondas o rectangulares (Figura 31 rH).

Caracteres anatómicos en sección longitudinal

Manto. Las células de la punta presentan una estructura plectenquimatosa en transición con pseudoparenquimatosa; el diámetro de las hifas varía de 3.6 a 6.3 [9] μm .

En el resto de la raíz, las hifas del manto externo son ovales, miden, radialmente, de 2.7 a 4.5 μm y, tangencialmente, de 4.5 a 15.4 μm ; se presentan también hifas paralelas de 1.8 a 2.7 μm de diámetro, estas son más frecuentes aunque sin acomodo definido. En el manto interno se observan células ovaladas que, radialmente, miden de 1 a 2.7 μm y de 2.7 a 6.3 μm , tangencialmente (Figura 32 M).

Red de Hartig. Las células del córtex son de forma ovalada a rectangular. Sus dimensiones varían, radialmente, de 14.5 a 45.4 μm y, tangencialmente, de 38.1 a 189 μm (Figura 32 Cx).

Células de taninos. Son largas y estrechas; miden, radialmente, de 1 a 3.6 μm y, tangencialmente, de 29 a 100 μm (Figura 32 Tn).

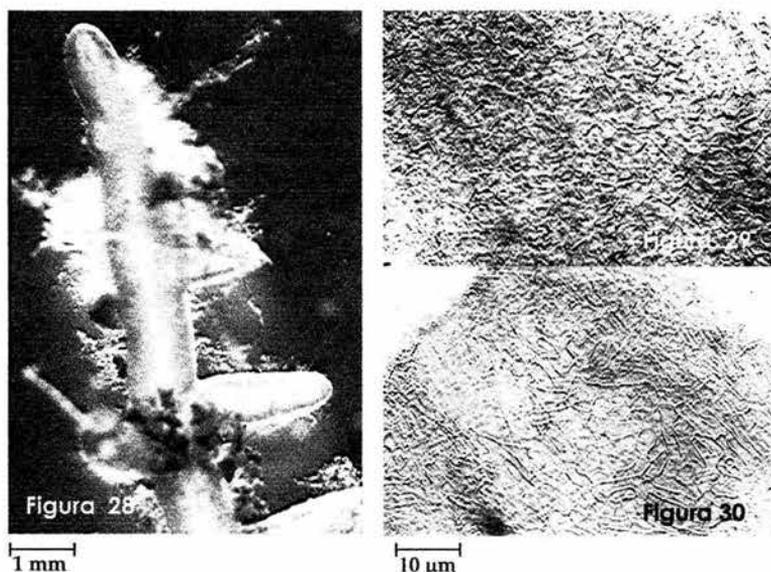


Figura 28 Sistema micorrízico de *Inocybe geophylla* var. *lilacina* (1 cm = 1 mm).
 Figura 29 Superficie externa del manto (1 cm = 10 μm).
 Figura 30 Superficie interna del manto (1 cm = 10 μm).

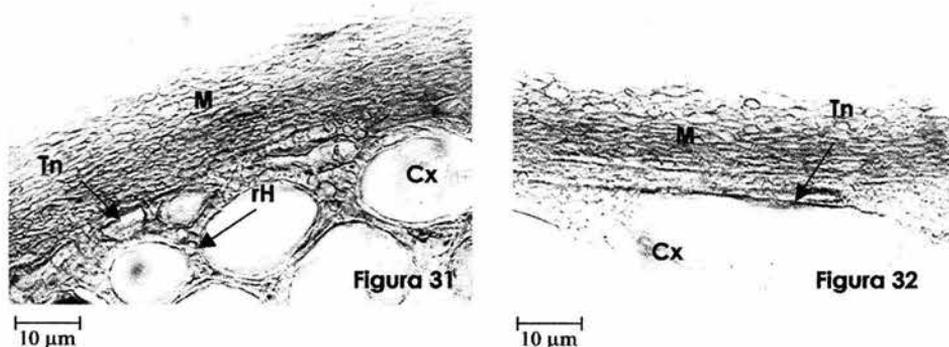


Figura 31 Corte transversal de la raíz micorrizada en el que se observa el manto (M), la red de Hartig (rH), las células de taninos (Tn) y el córtex (Cx) (1 cm = 10 μm).
 Figura 32 Corte longitudinal de la micorriza en donde se aprecia el manto, las células de taninos y el córtex (Cx) (1 cm = 10 μm).

***Inocybe maculata* var. *fastigiella* (Atk.) Kühn et. Romagn.**

Asociado con *Abies religiosa* en zonas de perturbación clase I, II, III y IV.

Caracteres morfológicos

El sistema micorrízico tiene ramificación monopodial pinada, con una longitud de 11 mm (Figura 33). Las terminaciones no ramificadas miden de 1.4 a 2.9 mm de largo y de 0.4 a 0.6 mm de diámetro y 0.9 mm en el eje principal. Su forma es recta, su color es naranja (4 A/5) igual que el de las puntas, las parte viejas son de color pardo (6 D/7). La superficie presenta una estructura algodonosa que no cubre la totalidad del sistema.

Caracteres anatómicos de superficie

Superficie externa del manto. Corresponde al tipo plectenquimatoso; las hifas forman capas sobrepuestas en acomodo relativamente paralelo tomando una dirección distinta en cada capa (Figura 34). El diámetro de las hifas varía entre 1.8 y 3.6 [4.5] μm ; el grosor de su pared celular es de 0.1 μm . En la superficie de la punta de la raíz no se observa el acomodo paralelo, las hifas están más juntas y superpuestas de manera irregular; estas presentan un diámetro de 1.8 a 2.7 [3.6] μm .

Hifas emergentes. Son escasas, incoloras, cilíndricas y algunas ligeramente torcidas; su diámetro varía de 1.8 a 2.7 μm y la pared celular tiene un espesor de 0.1 μm . Las fíbulas son escasas y no se observaron cistidios.

Superficie interna del manto. El arreglo de las hifas es irregular y tienen un diámetro que varía de 1.8 a 3.6 [4.5] μm (Figura 35).

Caracteres anatómicos en sección transversal

Manto. Su grosor varía de 34.5 a 54.5 μm ; se encuentra irregularmente diferenciado en dos estratos (Figura 36 M). El manto externo está formado por células hifales redondas, de 1 a 3.6 [4.5] μm y por células elípticas de 1 a 3.6 μm , radialmente y, de 1.8 a 5.4 μm , tangencialmente, mezcladas con hifas paralelas de 1 a 3.6 [4.5] μm de diámetro. El manto interno está constituido por células hifales redondas de 1 a 3.6 μm y por células ovales que miden, radialmente, de 1 a 3.6 μm y, tangencialmente, de 1.8 a 7.2 μm , su acomodo es apretado y el límite con el siguiente estrato no está bien definido.

Células de taninos. Forman de 1 a 2 hileras de células alargadas, muy estrechas, que, radialmente, miden de 1.8 a 4.5 μm y, tangencialmente, de 21.8 a 57.2 μm (Figura 36 Tn).

Red de Hartig. Las células del córtex son redondas de 18.1 a 40 μm de diámetro, elípticas que miden de 11.8 a 50 μm , radialmente y, de 21.8 a 41.8, tangencialmente; en menor proporción, se presentan células poliédricas de 35.4 a 45.4 μm , radialmente y, de 45.4 a 54.5, tangencialmente (Figura 36 Cx).

La red de Hartig tiene una profundidad de 2 a 3 hileras y un grosor de 2.7 a 4.5 [6.3] μm y de 5.4 a 11.8 [17.2] μm en la zona de penetración. La red está formada por una hifa y, hasta 5 en la zona de penetración; la forma de las hifas es redonda y ovalada (Figura 36 rH).

Caracteres anatómicos en sección longitudinal

Manto. En la punta de la raíz se aprecian los dos estratos, el interno formado por células hifales apretadas y el externo constituido por hifas paralelas con las mismas dimensiones que se observan en el resto de la raíz; donde el manto externo está formado por células elípticas de 1 a 2.7 μm , radialmente y, de 1.8 a 5.4 μm , tangencialmente; se presentan también células redondas de 1 a 2.7 [4.5] μm de diámetro e hifas paralelas de 1 a 3.6 μm de diámetro. El manto interno presenta células hifales redondas de 1 a 2.7 [4.5] μm de diámetro y elípticas que miden, radialmente, de 1 a 4.5 μm y, tangencialmente, de 2.2 a 7.2 μm , sin embargo, en este caso, este estrato desaparece con frecuencia (Figura 37 M).

Red de Hartig. Las células del córtex son ovaladas a ligeramente rectangulares; miden, radialmente, de 13.6 a 59 μm y, tangencialmente de 40.9 a 115.4 μm .

Células de taninos. Son muy largas y estrechas; miden 3.6 - 5.4 μm , radialmente y, 46.3 - 121.8 μm , tangencialmente (Figura 37 Tr).

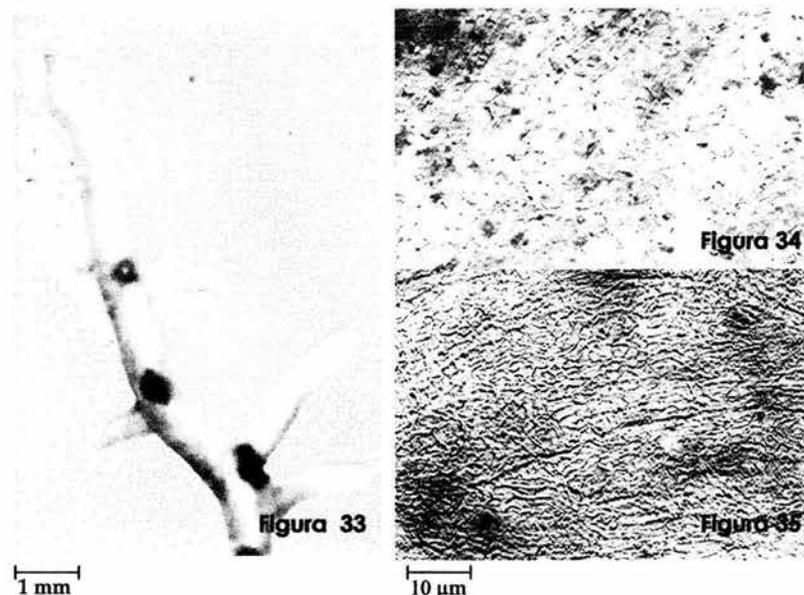


Figura 33 Sistema micorrízico de *Inocybe maculata* var. *fastigiella* (1 cm = 1 mm).

Figura 34 Superficie externa del manto (1 cm = 10 μm).

Figura 35 Superficie interna del manto (1 cm = 10 μm).

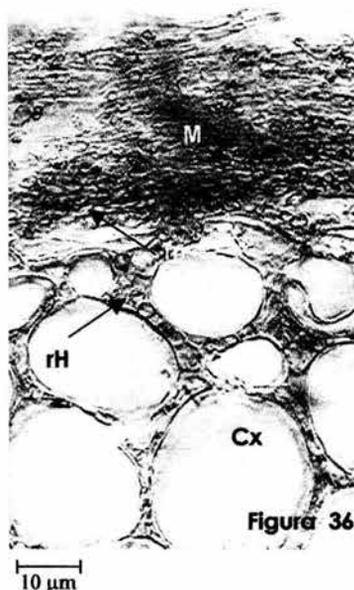


Figura 36 Corte transversal de la raíz micorrizada en el que se observa el manto (M), la red de Hartig (rH), las células de taninos (Tn) y el córtex (Cx) (1 cm = 10 μm).

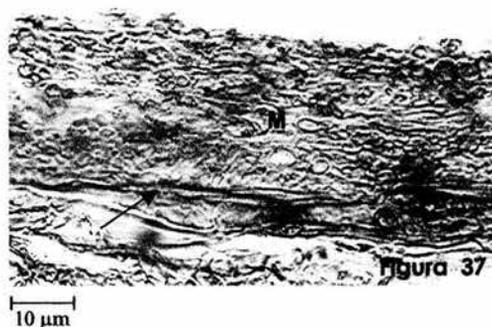


Figura 37 Corte longitudinal de la micorriza en donde se aprecia el manto (M) y las células de taninos (Tn) (1 cm = 10 μm).

***Hebeloma sacchariolens* Qué.**

Asociado con *Cupressus* sp. en zonas de perturbación clase II.

Caracteres morfológicos

El sistema micorrízico presenta ramificación simple y mide 17 mm de longitud (Figura 38). Las terminaciones miden de 0.6 a 6.2 mm de largo, 0.1 mm de diámetro y 0.2 mm en el eje principal. Las terminaciones son torcidas, de color naranja brillante (4 A/5), las puntas son del mismo color y las partes viejas son pardo brillante (6 D/7). La estructura de la superficie es algodonosa.

Caracteres anatómicos de superficie

Superficie externa del manto. Es de tipo plectenquimatoso; el manto es delgado, constituido por hifas acomodadas de manera irregular que miden de 2.7 a 3.6 μm de diámetro y su pared celular tiene 0.1 μm de grosor (Figura 39). La superficie de la punta presenta hifas más juntas con las mismas dimensiones.

Hifas emergentes. Son abundantes, incoloras, cilíndricas y largas; su diámetro varía de 1.8 a 3.6 [4.5] μm con 0.2 μm de grosor en su pared. Fíbulas abundantes, no se observaron cistidios.

Superficie interna del manto. El arreglo de las hifas es irregular; miden de 1.8 a 3.6 μm de diámetro (Figura 40).

Caracteres anatómicos en sección transversal

Manto. Su espesor varía de 8.1 a 16.3 μm . No se observa una clara diferenciación de estratos; generalmente se encuentra un estrato formado por células hifales redondas de 1 a 2.7 μm de diámetro y células elípticas que miden, radialmente, de 1 a 2.7 μm y, tangencialmente, de 1.8 a 4.5 μm . Se presentan también hifas paralelas de 1.8 a 2.7 μm de diámetro, las cuales pueden formar, ocasionalmente, un manto externo, o bien, se mezclan con las células redondas y elípticas. (Figura 41 M).

Células de taninos. Son alargadas, de forma irregular; miden, radialmente, de [1.8] 2.7 a 3.6 μm y, tangencialmente, de 10.9 a 12.7 [29] μm . Forman una hilera, la que en algunos casos, es continua sin una clara diferenciación individual (Figura 41 Tn).

Red de Hartig. Las células del córtex adyacentes a las de taninos tienen forma rectangular a ligeramente oval y miden, radialmente, de 27.2 a 41.8 μm y, tangencialmente, de 11.8 a 18.1 μm ; se presentan también células pentagonales orientadas hacia el centro del corte cuyas medidas, radialmente, varían de 20.9 a 23.6 μm y, tangencialmente, de 9.0 a 11.8 μm . Las células más internas son poliédricas de 14.5 a 20.9 μm , radialmente, por 9.0 a 18.1 μm , tangencialmente, y redondeadas de 18.1 a 20.9 μm de diámetro (Figura 41 Cx).

La red de Hartig tiene dos hileras del córtex de profundidad, considerando la de taninos; mide de 1.8 a 2.7 [3.6] μm de diámetro; está constituida por una hifa de forma redonda a rectangular (Figura 41 rH).

Caracteres anatómicos en sección longitudinal

Manto. En la punta de la raíz se aprecian hifas individuales entrelazadas, de 1.8 a 2.7 [3.6] μm de diámetro. En el resto se observa un estrato constituido por hifas paralelas que tienen 1.3 a 2.7 [3.6] μm de diámetro (Figura 42 M).

Red de Hartig. Las células del córtex son rectangulares a ligeramente ovales, perpendiculares a la disposición del manto; miden 21.8 a 40.9 μm , radialmente, por 7.2 a 20 μm , tangencialmente (Figura 42 Cx). En el origen de la raíz su disposición cambia y son paralelas al manto, en este caso sus medidas, radialmente, varían de 11.8 a 22.7 μm y, tangencialmente, de 11.8 a 34.5 μm ; también se observan algunas de forma cúbica de 11.8 a 22.7 μm .

Células de taninos. Son largas y algunas de forma rectangular; miden, radialmente, 1.8 a 4.5 μm y, tangencialmente, 18.1 a 31.8 μm .

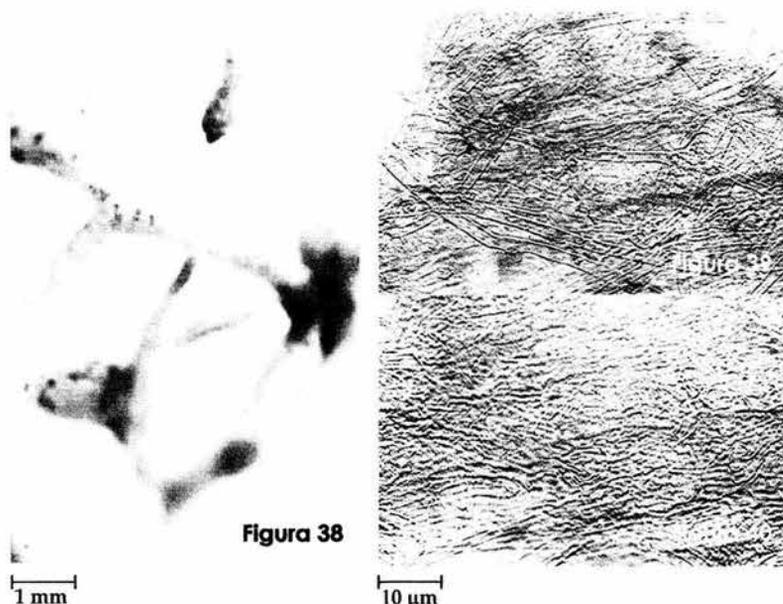


Figura 38 Sistema micorrízico de *Hebeloma sacchariolenis* (1 cm = 1 mm).
 Figura 39 Superficie externa del manto (1 mm = 1 μm).
 Figura 40 Superficie interna del manto (1 mm = 1 μm).

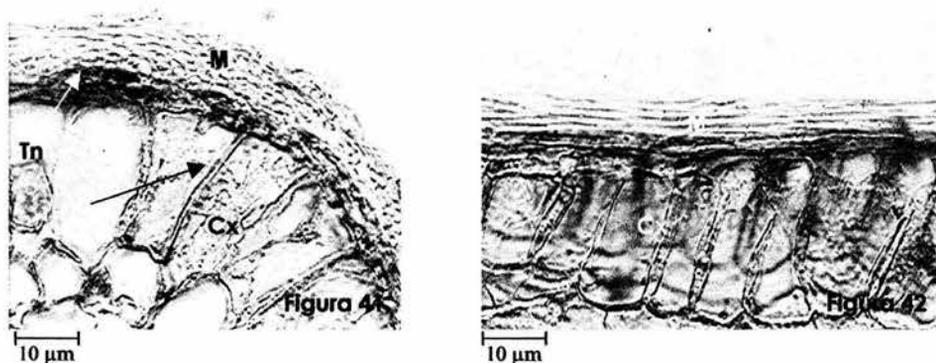


Figura 41 Corte transversal en el que se observa el manto (M), la red de Hartig (rH), las células de taninos (Tn) y el córtex (Cx) (1 mm = 1 μm).
 Figura 42 Corte longitudinal de la micorriza en el que se aprecia el manto (M) y el córtex (Cx) (1 mm = 1 μm).

Boletus calopus Fr.

Asociado con *Abies religiosa* en clase de perturbación II.

Caracteres morfológicos

El sistema micorrízico tiene ramificación tipo irregular - pinada de 3.0 mm de longitud (Figura 43). Las terminaciones no ramificadas miden 2.5 a 10 mm, su diámetro es de 0.5 a 0.8 mm y 1.0 mm en el eje principal. Su forma es recta y, ocasionalmente, torcida, su color es naranja grisáceo (5 B/5) en las partes jóvenes y negro en las parte viejas. La superficie del manto es lisa.

Caracteres anatómicos de superficie

Superficie externa del manto. Corresponde al tipo plectenquimatoso, está formada por hifas septadas que miden 1.8 - 3.6 μm de diámetro y la pared celular tiene un grosor de 0.1 μm (Figura 44). La superficie de la punta tiene una mayor densidad de hifas con las mismas medidas que las del resto de la raíz, en las que también se distinguen septos.

Hifas emergentes. Son escasas, largas, septadas, transparentes, con un diámetro de 2.7 a 3.6 μm . Se aprecian también, en menor cantidad, hifas de color moreno de 2.7 a 5.4 μm de diámetro y la pared celular con un grosor de 0.3 μm . No se observaron cistidios ni fíbulas.

Superficie interna del manto. El arreglo de las hifas es irregular, aunque en algunas zonas es relativamente paralelo, su diámetro varía de 1.8 a 3.6 μm (Figura 45).

Caracteres anatómicos en sección transversal

Manto. Tiene un espesor de 22.7 a 36.3 μm y se encuentra diferenciado en dos estratos (Figura 46 M). El manto externo está formado por hifas paralelas aisladas de 1.8 a 3.6 μm de diámetro, intercaladas con células hifales redondas, también aisladas y en baja proporción que miden 1.8 a 3.6 μm de diámetro. Este estrato presenta una baja absorción al colorante siendo las hifas casi transparentes. El manto interno está formado por células redondas cuyo diámetro varía de 1 a 2.7 [3.6] μm y por células ovales escasas que miden, radialmente, 1.8 - 2.7 μm y, tangencialmente, 4.5 - 7.2 μm .

Células de taninos. Se presenta una a dos hileras de estas células con dos morfologías; unas son alargadas, angostas, sin forma definida que miden 1.8 a 3.6 μm , radialmente y, 14.5 a 31.8 μm , tangencialmente. Las otras células son anchas y escasas, miden 4.5 a 7.2 μm , radialmente y, 21.8 a 39 μm , tangencialmente (Figura 46 Tn).

Red de Hartig. Las células del córtex son ovales y redondas de diversos tamaños, las primeras miden, radialmente, de [4.5] 9 a 33.6 μm y, tangencialmente, de 25.4 a 63.6 μm ; las otras miden de 12.7 a 50.9 μm de diámetro. También se observan células poliédricas orientadas hacia el centro del corte, que miden de 30.9 a 63.6 [71.8] μm radialmente, por 18.1 a 32.7 [59] μm , tangencialmente (Figura 46 Cx).

La profundidad de la red es de 3 hileras de células del córtex y su diámetro varía de 1.8 a 3.6 μm y en la zona de penetración alcanza 6.3 a 10.9 μm . Se constituye de 1 hifa y hasta 4 en la zona de penetración, su forma es redonda (Figura 46 rH).

Caracteres anatómicos en sección longitudinal

Manto. En la punta de la raíz se distinguen dos estratos; el externo está formado por células hifales perpendiculares con arreglo irregular, que miden de 1.8 a 3.1 μm de diámetro. En el estrato interno las células son redondas de 1.8 a 2.7 μm de diámetro.

En el resto de la raíz, el manto externo se forma de hifas paralelas de 1.8 a 2.7 [3.6] μm de diámetro, intercaladas con células redondas de 2.7 a 3.6 μm de diámetro. El manto interno se constituye por células elípticas de 1.8 a 2.7 μm de diámetro y algunas ovals que miden 1.8 a 3.6 μm , radialmente, por 4.5 a 9 μm , tangencialmente. Se observan también hifas paralelas de 1.8 a 2.7 μm de diámetro y, en mayor cantidad, células redondas de [1] 1.8 a 2.7 [4.5] μm de diámetro. (Figura 47 M).

Red de Hartig. En el córtex se observan células ovals a rectangulares, que miden, radialmente, de 15.4 a 49 μm y, tangencialmente, de 40 a 108.1 μm . Se observan también, algunas ovaladas orientadas hacia el centro cuyas dimensiones son, radialmente, de 62.7 a 74.5 μm por, 33.6 a 40.9 μm , tangencialmente. Hay células redondas de 33.6 a 50 μm de diámetro (Figura 47 M).

Células de taninos. Son largas y estrechas; miden radialmente, 3.6 - 9 μm y, tangencialmente 43.6 - 70 μm .

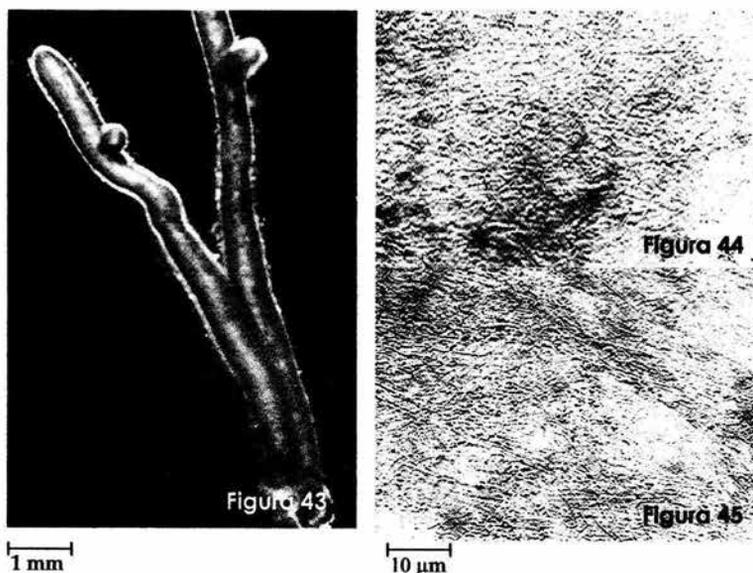


Figura 43 Sistema micorrízico de *Boletus calopus* (1 cm = 1 mm).

Figura 44 Superficie externa del manto (1 mm = 1 μm).

Figura 45 Superficie interna del manto (1 mm = 1 μm).

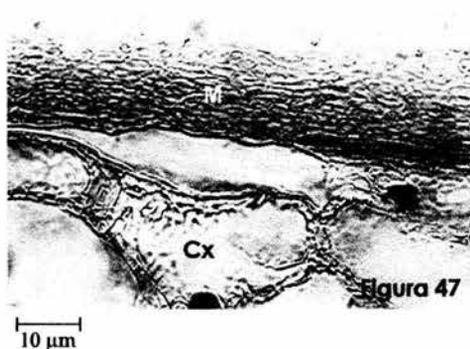
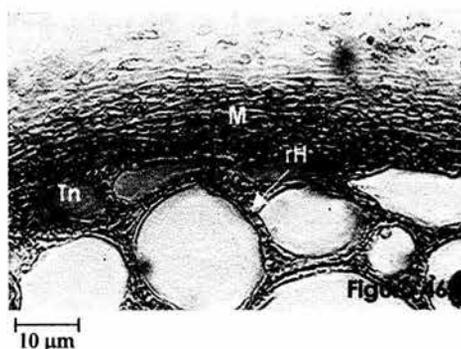


Figura 46 Corte transversal en el que se observa el manto(M), la red de Hartig (rH), las células de taninos (Tn) y el córtex (Cx) (1 mm = 1 μm).

Figura 47 Corte longitudinal de la micorriza en el que se aprecia el manto (M) y el córtex (Cx) (1 mm = 1 μm).

***Russula americana* Sing.**

Asociada a *Abies religiosa*, se localiza en zonas de perturbación clase I, II, III y IV.

Caracteres morfológicos.

El sistema tiene ramificación del tipo monopodial pinada de 10 mm de longitud. Las terminaciones no ramificadas miden de 1.3 a 3.0 mm de largo y de 0.5 a 0.6 mm de diámetro y 2 mm en el eje principal. Estas terminaciones son torcidas, de color pardo naranja (5/C5) y pardo (6/D6) en las partes viejas. La estructura de la superficie es lisa (Figura 48).

Caracteres anatómicos de superficie

Superficie externa del manto. Es de tipo plectenquimatoso en transición con pseudoparenquimatoso (Figura 49). Las hifas tienen un diámetro de 2.6 a 6.3 μm y la pared celular tiene un grosor de 0.1 μm. La superficie de la punta presenta una mayor densidad de hifas aunque su tamaño no difiere de las del resto de la raíz.

Hifas emergentes. Son cilíndricas, incoloras y largas; su diámetro varía de 3 a 5 μm. No se observaron fíbulas ni cistidios.

Superficie interna del manto. las hifas presentan un arreglo irregular; su diámetro oscila entre 2.7 y 4.5 μm (Figura 50).

Caracteres anatómicos en sección transversal

Manto. Su grosor varía de 27.2 a 45.4 μm y en él se diferencian dos estratos. El manto externo está formado por células ovales que miden, radialmente, de 1.8 a 2.7 μm y, tangencialmente, de 6.3 a 22.7 μm y, por células redondas de 2.7 a 4.5 μm de diámetro. El manto interno se encuentra irregularmente definido, está constituido por células hifales redondas con las mismas

dimensiones que en el manto externo (Figura 51 M).

Células de taninos. Se presenta una hilera de estas células, las cuales tienen forma alargada e irregular; miden de 4.5 a 9 μm radialmente, por 29 a 34.5 μm , tangencialmente (Figura 51 Tn).

Red de Hartig. Las células del córtex tienen forma redondeada a ligeramente poliédrica; miden, radialmente, de 7.2 a 40.9 μm y, tangencialmente, de 12 a 48.1 μm (Figura 51 Cx).

La profundidad de la red es de 3 hileras del córtex, incluyendo la de taninos, tiene un grosor de 1.8 a 5.4 μm . Esta formada por 1 hifa y por 3 en los vértices de las células del córtex, donde la red puede ensancharse. En sección transversal, las hifas de la red tienen forma redonda a ligeramente ovalada (Figura 51 rH).

Caracteres anatómicos en sección longitudinal

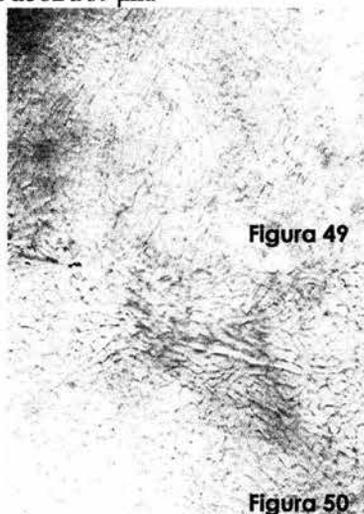
Manto. Las células del manto externo son paralelas, miden de 3 a 4 μm de diámetro y, se encuentran mezcladas con células redondas pequeñas de 2.4 a 4.2 μm de diámetro. El manto interno sin un límite claramente definido está constituido por células redondas cuyo diámetro varía de 2.2 – 5.6 μm .

Red de Hartig. Las células del córtex presentan forma ligeramente poliédrica, sus dimensiones radialmente, varían de 10 a 50 μm y, tangencialmente, de 20 a 52 μm (Figura 52 Cx).

Células de taninos. Son alargadas, ligeramente ensanchadas en la parte media; miden, radialmente, de 7 a 14 μm y, tangencialmente de 32 a 39 μm .



1 mm



10 μm

Figura 48 Sistema micorrízico de *Russula americana* (1 cm = 1 mm).

Figura 49 Superficie externa del manto (1 mm = 1 μm).

Figura 50 Superficie interna del manto (1 mm = 1 μm).

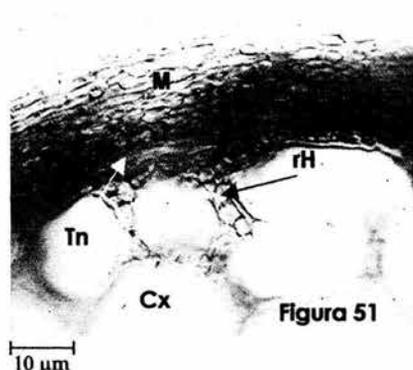


Figura 51

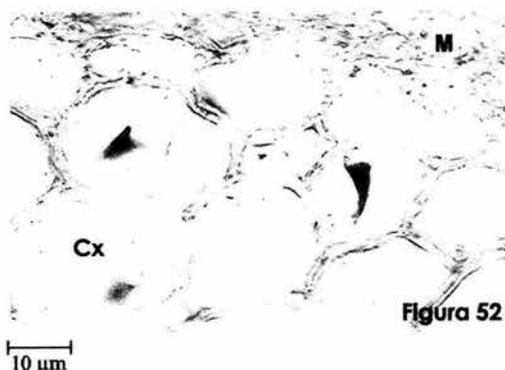


Figura 52

Figura 51 Corte transversal en el que se observa el manto(M), la red de Hartig (rH), las células de taninos (Tn) y el córtex (Cx) (1 mm = 1 μm).

Figura 52 Corte longitudinal de la micorriza en el que se aprecia parte del manto (M), la red de Hartig y el córtex (Cx) (1 mm = 1 μm).

***Russula cyanoxantha* Shaeffer : Fries**

Asociada con *Abies religiosa* en las zonas de perturbación clase I y II.

Caracteres morfológicos

El sistema micorrízico es del tipo monopodial pinado y su longitud es de 8 mm (Figura 53). Las terminaciones no ramificadas miden 1.5 a 2.0 mm de largo, tienen un diámetro de 0.5 a 0.8 mm y 0.9 a 1.0 mm en el eje principal. Las terminaciones son ligeramente torcidas, de color naranja grisáceo (5 B/5), las puntas son pardo naranja (5 C/3) y las partes viejas pardo oscuro (6 F/5). La superficie del manto es lisa, con hifas emanando en forma algodonosa en algunas zonas.

Caracteres anatómicos de superficie

Superficie externa del manto.: Es de tipo plectenquimatoso; el diámetro de las hifas varía de 3.6 a 5.4 μm y la pared celular tiene un grosor de 0.1 μm (Figura 54).

Hifas emergentes. Son incoloras, alargadas y delgadas; miden de 1.8 a 2.7 μm de diámetro, el grosor de la pared celular es de 0.1 μm. No se observaron fíbulas ni cistidios.

Superficie interna del manto. El arreglo de las hifas es irregular, aunque en algunas zonas es paralelo. Estas pueden ser cortas, largas o gruesas; su diámetro varía de 1.8 a 4.5 μm (Figura 55).

Caracteres anatómicos en sección transversal

Manto. Tiene un grosor de 40 a 66.3 μm; en él se diferencian dos estratos: el manto externo está formado de células ovales que miden, radialmente, de 2.2 a 3.6 μm y, tangencialmente, de 4.5 a

10 μm . El manto interno está constituido por células elípticas pequeñas y apretadas que miden 1.8 - 2.7 μm radialmente y, 2.7 a 4.5 μm tangencialmente (Figura 56 M).

Células de taninos. Forman una hilera; son alargadas y de forma irregular; miden 3.6 a 9.0 μm radialmente y, 16.3 a 43.6 μm tangencialmente (Figura 56 Tn).

Red de Hartig. Las células del córtex presentan dos morfologías distintas, aquellas que forman las hileras más externas, es decir, inmediatas al manto, son redondeadas a ovals y miden 11 a 41 μm radialmente por 17 a 60 μm tangencialmente; las células internas son poligonales, miden radialmente, de 39 a 51 μm y, tangencialmente, de 60 a 64.5 μm (Figura 56 Cx).

La red de Hartig tiene una profundidad de 4 hileras del córtex, considerando la de taninos; su grosor varía de 2.7 a 8.1 μm , alcanzando el mayor grosor en los intersticios de unión entre las células y en las zonas de penetración al córtex. El número de hifas en la red depende de la cercanía al manto pues en estas áreas se observan 2 o más hifas mientras que al interior, la red se compone únicamente de una hifa. La forma de estas es redonda (Figura 56 rH).

Caracteres anatómicos en sección longitudinal

Manto. En la punta de la raíz se diferencian dos estratos. El manto externo tiene hifas largas y redondas acomodadas de manera irregular, forman una capa de células separadas entre sí; su diámetro varía de 2.7 a 3.6 μm y de 3.6 a 4.5 μm , respectivamente. El estrato interno presenta células redondas en acomodo muy compacto que en ocasiones, impide diferenciar entre una célula y otra, su diámetro varía de 1.8 a 2.7 μm .

El manto externo del resto de la raíz está formado por hifas redondas de 2.7 a 5.4 μm de diámetro y por ovals escasas que miden, radialmente, de 2.7 a 4.5 μm y, tangencialmente, de 7.2 a 14.5 μm . En corte longitudinal, generalmente, este estrato se separa del interno y tiene un aspecto de células intercaladas no unidas entre sí (Figura 57 M). El manto interno presenta células ovaladas pequeñas que van de 1.8 a 3.6 μm radialmente y, 2.7 a 5.4 μm tangencialmente.

Red de Hartig. Las células del córtex son alargadas a ligeramente rectangulares, de diversos tamaños; miden 10 - 36.3 μm radialmente y, 40 - 122.7 μm tangencialmente (Figura 57 Cx).

Células de taninos. Tienen forma irregular, son delgadas y alargadas. Miden, radialmente, de 5.4 a 10 μm y, tangencialmente, de 38.1 a 72.7 μm .



Figura 53

1 mm

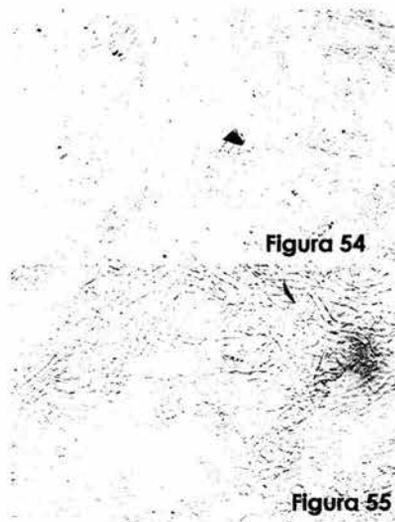


Figura 54

Figura 55

10 μ m

Figura 53 Sistema micorrízico de *Russula cyanoxantha* (1 cm = 1 mm).

Figura 54 Superficie externa del manto (1 mm = 1 μ m).

Figura 55 Superficie interna del manto (1 mm = 1 μ m).

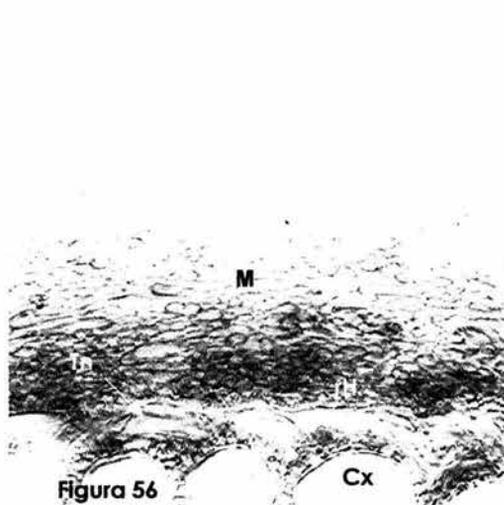


Figura 56

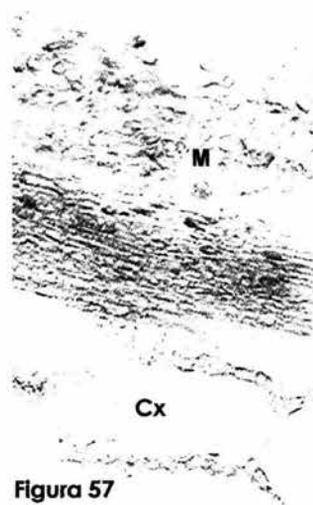
10 μ m

Figura 57

10 μ m

Figura 56 Corte transversal en el que se observa el manto (M), la red de Hartig (rH), las células de taninos (Tn) y una porción del córtex (Cx) (1 mm = 1 μ m).

Figura 57 Corte longitudinal de la micorriza donde se observa la separación del manto externo (M) y el córtex (Cx) (1 mm = 1 μ m).

Russula olivacea (Schaeff. : Schw.) Fr.

Asociada con *Abies religiosa* en zonas de perturbación clase II y III.

Caracteres morfológicos

El sistema micorrízico presenta ramificación monopodial pinada, su longitud es de 9 mm (Figura 58). Las terminaciones no ramificadas miden 1.8 a 2.8 mm de largo, de 0.7 a 0.8 mm de diámetro y 1.0 mm en el eje principal. Su forma es recta, su color es pardo naranja (6 C/4), las puntas son naranja pálido (5 A/3) y las parte viejas pardo oscuro 6 F/5). La estructura de la superficie es lisa.

Caracteres anatómicos de superficie

Superficie externa del manto: Es del tipo plectenquimatoso en transición con pseudoparenquimatoso (Figura 59). Las hifas tienen un diámetro que varía de 2.7 a 5.4 μ m y la pared celular tiene un grosor de 0.1 μ m. Superficialmente, se aprecia una delgada cubierta de hifas individuales con acomodo irregular cuyo diámetro es de 1.3 a 3.1 μ m. La superficie de la punta presenta células de menor tamaño, miden de 1.3 a 3.6 μ m de diámetro.

Hifas emergentes. Son ramificadas, incoloras, largas y delgadas; miden 1 a 2.7 μ m de diámetro, el grosor de su pared celular es inconspicuo. No se observaron fíbulas ni cistidios.

Superficie interna del manto. El arreglo de las hifas es relativamente paralelo, se trata de hifas largas que tienen un diámetro de 1.8 a 2.7 μ m (Figura 60).

Caracteres anatómicos en sección transversal

Manto. Su grosor varía de 27.2 a 69 μ m y se encuentra diferenciado en dos estratos: el manto externo está formado por hifas paralelas intercaladas con células redondas pequeñas, en ambos casos el diámetro varía de 2.7 a 3.6 μ m. Este estrato es fácilmente diferenciado ya que se observan amplias separaciones entre las células, incluso tiende a separarse del estrato interno al momento del corte. El manto interno está constituido por células hifales elípticas y ovaladas de tamaño pequeño. Las células elípticas miden 1.8 μ m radialmente, por 2.7 a 3.6 μ m tangencialmente y, las ovals miden, radialmente de 2.7 a 3.6 μ m por 10 a 11.8 μ m, tangencialmente. En mayor proporción se observan células redondeadas de tamaño medio que, radialmente, miden 3.6 - 9 μ m y, tangencialmente, 3.6 - 6.3 μ m (Figura 61 M).

Células de taninos. Se forma una hilera de estas células; son alargadas, angostas y de forma irregular. Miden 3.6 a 6.3 μ m radialmente por 13.6 a 29 μ m tangencialmente (Figura 61 Tn).

Red de Hartig. Las células del córtex son redondeadas y ligeramente poliédricas. Las primeras son más pequeñas, miden, radialmente, de 12.7 a 39 μ m y, tangencialmente, de 18.1 a 48.1 μ m; las demás miden de 47.2 a 57.2 μ m radialmente y, de 45.4 a 66.3 μ m tangencialmente (Figura 61 Cx).

La red de Hartig tiene una profundidad de 3 hileras del córtex, incluyendo la de taninos; su grosor varía de 2.7 a 3.6 μ m. Está formada por una hifa de forma redonda u oval (Figura 61 rH).

Caracteres anatómicos en sección longitudinal

Manto. En sección longitudinal, la punta de la raíz presenta manto externo y manto interno. El primero es plectenquimatoso con hifas que tienen 1.8 a 3.6 μm de diámetro; el segundo presenta células angulares a redondas de 4.5 a 7.2 μm de diámetro

En el resto de la raíz, el manto externo presenta hifas paralelas y redondas, de 1.8 a 3.6 μm de diámetro, en ambos casos. El manto interno se constituye de células hifales redondas de 1.8 a 3.6 μm de diámetro; células redondeadas de tamaño medio de 3.6 a 6.3 μm radialmente por 6.3 a 7.7 μm tangencialmente y, células ovales que miden, radialmente, de 3.6 a 4.5 μm y, tangencialmente, de 7.2 a 11.8 μm (Figura 62 M).

Red de Hartig. Las células del córtex son poliédricas de diversos tamaños; miden, radialmente, de 20.9 a 43.6 μm y, tangencialmente, de 36.3 a 87.2 [118.1] μm (Figura 62 Cx).

Células de taninos. Son alargadas y angostas; miden, radialmente, de 2.7 a 9 μm y, tangencialmente, de 30 a 77.2 μm .

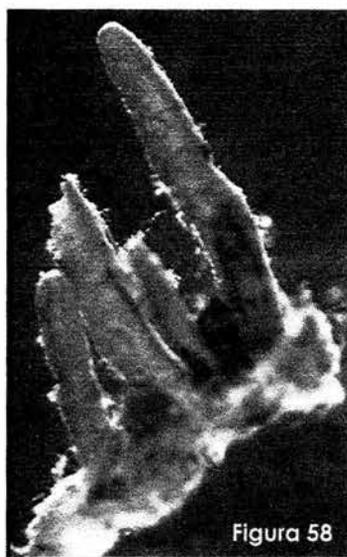


Figura 58

1 mm

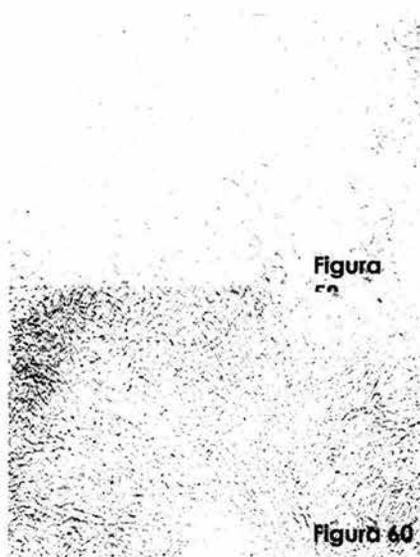


Figura 59

Figura 60

10 μm

Figura 58 Sistema micorrízico de *Russula olivacea* (1 cm = 1 mm).

Figura 59 Superficie externa del manto (1 mm = 1 μm).

Figura 60 Superficie interna del manto (1 mm = 1 μm).

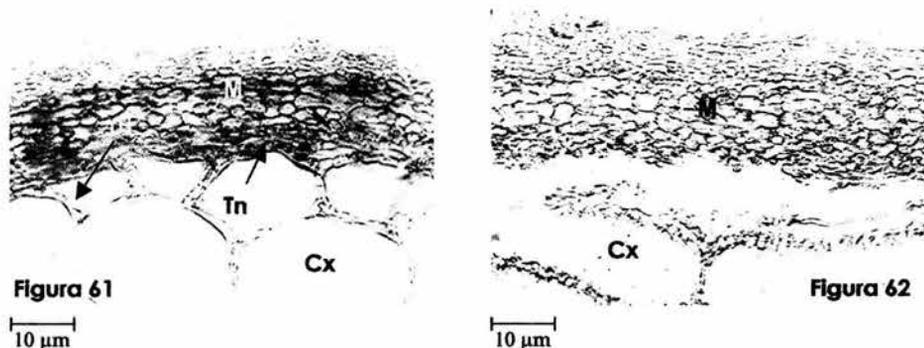


Figura 61 Corte transversal en el que se aprecia la diferenciación del manto(M), la red de Hartig (rH), las células de taninos (Tn) y el córtex (Cx).

Figura 62 Corte longitudinal en el que se distingue el manto (M) y el córtex (Cx).

Russula sp.

Asociada con *Abies religiosa* en zonas de perturbación clase I, II y III.

Caracteres morfológicos

El sistema micorrízico tiene ramificación tipo monopodial pinada y 20 mm de longitud (Figura 63). Las terminaciones no ramificadas miden 2.0 a 3.7 mm de largo, con un diámetro de 0.8 a 0.9 mm y 1.0 a 1.1 mm en el eje principal. Dichas terminaciones son torcidas y, ocasionalmente, rectas, de color pardo naranja (5 C/4) al igual que las puntas. Las partes viejas son pardo oscuro (6 F/7). La estructura de la superficie es lisa.

Caracteres anatómicos de superficie

Superficie externa del manto. Es de tipo pseudoparenquimatoso (Figura 64); las células son angulares, en promedio se cuentan 16 en un área de 100 μm, el grosor de su pared celular es de 0.2 μm. La superficie de la punta tiene células de menor tamaño pues se cuentan 20 células en 100 μm.

Hifas emergentes. Son alargadas, poco ramificadas, escasas e incoloras, aunque se observan algunas con ligera tonalidad amarilla. Su diámetro varía de 1.3 a 2.7 μm, el grosor de su pared celular es de 1 μm No se observan fíbulas ni cistidios.

Superficie interna del manto. Las hifas son largas con un arreglo irregular (Figura 65); su diámetro varía de 1.8 a 2.7 [3.6] μm.

Caracteres anatómicos en sección transversal

Manto. Presenta un grosor de 30.9 a 43.6 μm; en él se distinguen tres estratos. El manto externo está formado por células similares a las del estrato medio pero se considera de manera independiente dada la tendencia de sus células por no absorber el colorante, sus medidas son,

radialmente, de 2.7 a 7.2 μm y, tangencialmente, de 3.6 a 14.5 μm . El manto medio está formado por células redondeadas a ligeramente ovales que presentan diversos tamaños, sus medidas varían, radialmente, de 2.7 a 8.1 μm y, tangencialmente, de 4.5 a 11.8 μm . El manto interno está constituido por una capa de células redondas de 1.3 a 2.7 μm de diámetro que está íntimamente en contacto con las células de taninos (Figura 66 M).

Células de taninos. Se presenta de 1 a 2 hileras de estas células, las cuales son alargadas y de forma irregular; miden de 4.5 a 6.3 μm radialmente y, de 14.5 a 54.5 μm , tangencialmente (Figura 66 Tn).

Red de Hartig. Las células del córtex son redondeadas a ligeramente ovales; sus dimensiones, radialmente, varían de [9 μm] 13.6 a 63.6 μm y, tangencialmente, de 27.2 a 73.6 μm (Figura 66 Cx).

La red de Hartig tiene una profundidad de 2 a 3 hileras del córtex, incluyendo una hilera de células de taninos; su grosor es de 2.7 a 4.5 μm . Está formada por una hifa y hasta 3 en los vértices de las células del córtex, la forma de las hifas varía de redonda a rectangular (Figura 66 rH).

Caracteres anatómicos en sección longitudinal

Manto. Las células de la punta presentan el arreglo de transición entre un tejido plectenquimatoso y pseuparenquimatoso, las hifas tienen un diámetro de 2.7 a 8.1 μm . Se observa también una serie de hifas paralelas que penetran en el córtex cuyo diámetro es 2.7 μm .

En el resto de la raíz, el manto se diferencia en tres estratos. El manto externo está formado por células hifales ovaladas que miden, radialmente, de 2.7 a 6.3 μm y, tangencialmente, de 8.1 a 13.6 μm , y células elípticas de 3.6 a 4.5 radialmente y, 6.3 a 8.1 tangencialmente; este estrato tiene la misma morfología que el manto medio, pero sus células están menos aglutinadas. En el manto medio las células elípticas miden, radialmente, de 2.7 a 6.3 y, tangencialmente, de 5.4 a 7.2 μm y las ovaladas de 2.7 a 8.1 radialmente y, de 7.2 a 22.7 μm tangencialmente. El manto interno es difícil distinguirlo en algunas zonas, las células que se observan son redondas de 1 a 2.7 μm de diámetro (Figura 67 M).

Red de Hartig. Las células del córtex tienen forma oval a ligeramente rectangular, sus medidas son, radialmente, 20.9 – 57.2 μm y, tangencialmente [22.7] 47.2 – 108.1 μm (Figura 67 Cx).

Células de taninos. Son de forma irregular, alargadas y estrechas; miden, radialmente, 5.4 – 7.2 μm x 42.7 – 52.7 μm , tangencialmente (Figura 67 Tn).

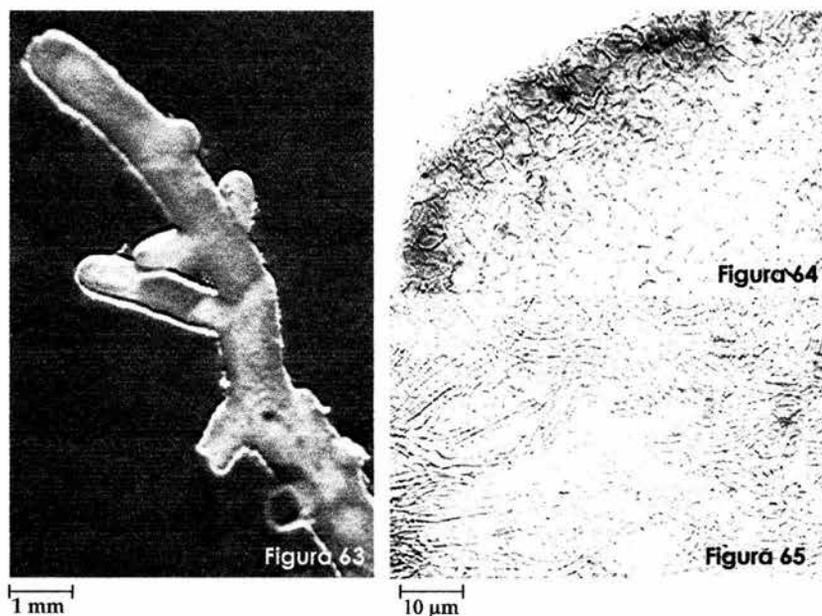


Figura 63 Sistema micorrízico de *Russula* sp. (1 cm = 1 mm).

Figura 64 Superficie externa del manto (1 mm = 1 μm).

Figura 65 Superficie interna del manto (1 mm = 1 μm).

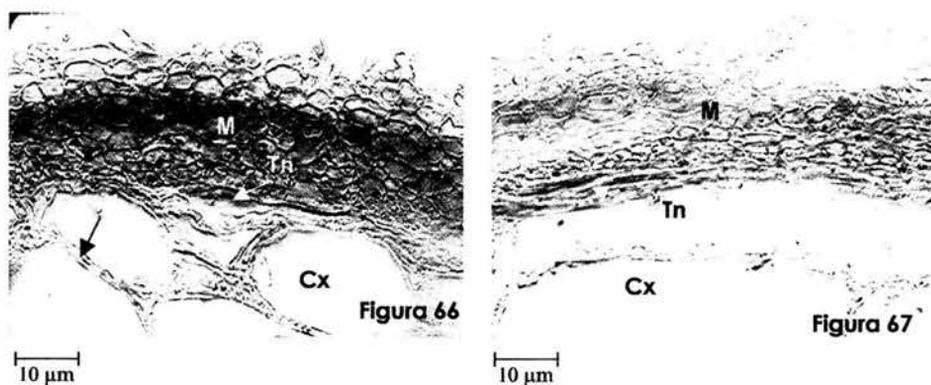


Figura 66 Corte transversal del manto en el que se observa su diferenciación (M), la red de Hartig (rH), las células de taninos (Tn) y el córtex (Cx) (1 mm = 1 μm).

Figura 67 Corte longitudinal de la raíz micorrizada por *Russula* sp. en donde se muestra el manto (M), el córtex (Cx) y las células de taninos (Tn) (1 mm = 1 μm).

Lactarius salmonicolor Heim & Leclair

Asociado con *Abies religiosa* en zonas de perturbación clase I, II y III.

Caracteres morfológicos

El sistema micorrízico presenta ramificación de tipo monopodial pinada, mide 12 mm de largo (Figura 68). Las terminaciones no ramificadas miden 1.9 a 2.1 mm de longitud, 0.5 a 0.7 mm de diámetro y 1.0 mm en el eje principal. La forma de estas terminaciones es recta y su color es amarillo pálido (4 A/3), las puntas son naranja grisáceo (5 B/3) y las parte viejas pardo brillante (6 D/5). La estructura de la superficie del manto es generalmente lisa con algunas zonas algodonosas.

Caracteres anatómicos de superficie

Superficie externa del manto. Es de tipo plectenquimatoso, el diámetro de las hifas varía de [1.8] 2.7 a 4.5 [5.4] μm y la pared celular tiene un grosor de 0.1 μm . Superficialmente se observa una capa de hifas sin acomodo definido que miden 1.0 - 3.6 μm de diámetro (Figura 69). La superficie de la punta también es de tipo plectenquimatoso, las hifas presentan las mismas dimensiones pero se encuentran más juntas y en mayor cantidad.

Hifas emergentes. Son largas, no ramificadas, de tonalidad ligeramente morena, miden 1.8 a 2.7 μm de diámetro y su pared celular tiene un grosor de 0.1 μm . Las fíbulas son escasas y no se observan cystidios.

Superficie interna del manto. El arreglo de las hifas es irregular aunque en algunas zonas se acomodan de manera paralela; miden de 1.3 a 2.7 μm de diámetro (Figura 70).

Caracteres morfológicos en sección transversal

Manto. Su espesor varía de 27.2 a 54.5 μm , en él se diferencian 2 estratos (Figura 71 M). El manto externo está formado por hifas dispuestas de manera irregular, separadas entre sí. La forma de las células hifales es variable, algunas son redondas a ligeramente ovales y otras son paralelas, su diámetro es de 1.8 a 3.6 μm . El manto interno está integrado por células redondas, pequeñas, que miden 1.0 - 2.7 [3.6] μm de diámetro y células ovales cuyas dimensiones son, radialmente, 1.8 - 2.7 μm y, tangencialmente, 3.6 - 11.8 μm . Este estrato se caracteriza porque el acomodo de sus células es muy compacto y absorben fácilmente el colorante.

Células de taninos. Forman una hilera, son angostas y largas; miden de 3.6 a 4.5 μ radialmente y, de 26.3 a 41.8 μm , tangencialmente (Figura 71 Tn).

Red de Hartig. El córtex está compuesto, predominantemente, por células redondas de 14.5 a 36.3 μm de diámetro y, en menor cantidad, por células poliédricas que miden, radialmente, de 36.3 a 56.3 μm y, tangencialmente, de 30.9 a 50 μm . Asimismo, se diferencian células ovales de 15.4 a 28.1 μm , radialmente y, 29 a 52.7 μm tangencialmente (Figura 71 Cx).

La red de Hartig tiene un profundidad de 3 a 4 hileras del córtex, considerando la de taninos; tiene un grosor de 2.7 a 3.6 μm en el córtex interno y de 6.3 a 13.6 μm en la zona de penetración y en la hilera inmediata a las células de taninos. La red está formada por una hifa en las hileras

internas y por 2 a 5 e incluso 7, en la hilera adyacente a la de taninos. Las hifas que la componen pueden ser rectangulares, redondas y cúbicas (Figura 71 rH).

Caracteres anatómicos en sección longitudinal

Manto. En la punta de la raíz se aprecian dos estratos. El externo formado por hifas separadas entre sí, siendo en su mayoría hifas completas que miden de 2.2 a 4.5 μm de diámetro y, el interno de tipo plectenquimatoso con hifas de 1.8 a 3.6 μm de diámetro.

En el resto de la raíz, el manto externo presenta células hifales redondas con 1.3 a 2.7 μm de diámetro e hifas paralelas al corte con un diámetro de 2.7 a 3.6 μm , cuyo acomodo es difuso. El manto interno está formado por hifas redondas de 1.3 a 3.6 μm de diámetro, células ovales de 1.8 a 2.7 μm radialmente y, de 5.4 a 10.9 μm tangencialmente e hifas paralelas de 1.8 a 2.7 μm de diámetro, todas en acomodo muy compacto (Figura 72 M).

Red de Hartig. Las células del córtex tienen forma rectangular a ligeramente oval; sus dimensiones son, radialmente, 20 – 53.6 μm y, tangencialmente 50.9 – 96.3 μm (Figura 72 Cx).

Células de taninos. Son largas, de forma irregular; miden, radialmente, de 4.5 a 7.2 μm y, tangencialmente, de 41.8 a 58.1 μm .

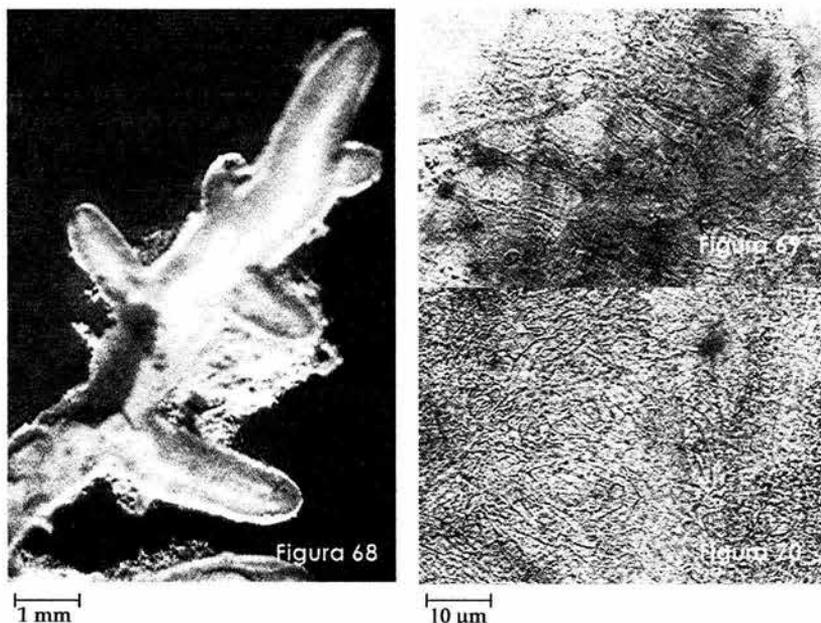


Figura 68 Sistema micorrízico de *Lactarius salmonicolor* (1 cm = 1 mm).

Figura 69 Superficie externa del manto (1 mm = 1 μm).

Figura 70 Superficie interna del manto (1 mm = 1 μm).

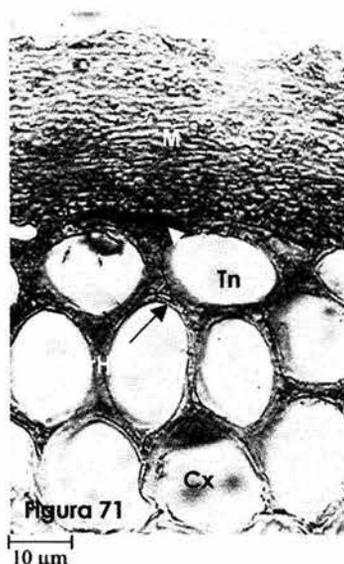


Figura 71 Corte transversal de la micorriza de *L. salmonicolor* en el que se observa la diferenciación del manto (M), la red de Hartig (rH), las células de taninos (Tn) y el córtex (Cx) (1 mm = 1 μ m).

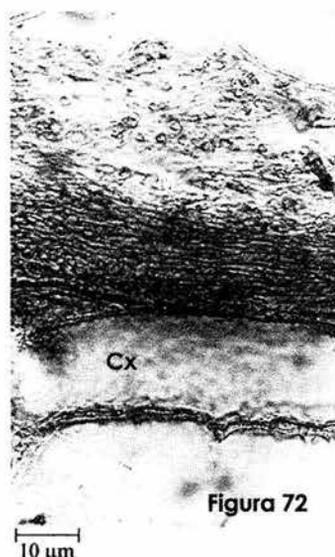


Figura 72 Corte longitudinal de la micorriza donde se aprecia el manto (M) y las células de córtex (Cx) (1 mm = 1 μ m).

***Scleroderma verrucosum* Pers.**

Asociada con *Quercus* sp. en zona de perturbación clase IV.

Caracteres morfológicos

El sistema micorrízico presenta ramificación monopodial pinada; mide 13 mm de longitud. Las terminaciones no ramificadas miden de 0.3 a 3.2 mm de largo, su diámetro es de 0.1 a 0.4 mm y de 0.5 mm en el eje principal. Las terminaciones no ramificadas son tortuosas, su color es amarillo (5/C6), las partes viejas son color pardo (7/E6). La superficie del manto es algodonosa (Figura 73).

Caracteres anatómicos de superficie

Superficie externa del manto. Es de tipo plectenquimatoso, con hifas que miden de 2.7 a 5.4 μ m de diámetro (Figura 74). Las células de la punta están más juntas aunque presentan las mismas dimensiones.

Rizomorfos. Están constituidos por hifas gruesas distribuidas al azar, las cuales están rodeadas por hifas más delgadas que tiene un arreglo relativamente paralelo. Las hifas gruesas tienen un

diámetro de 13.6 μm mientras que el de las más delgadas oscila entre 3.6 y 8.1 μm . Todas son incoloras, no se observaron fíbulas y las anastomosis son poco frecuentes.

Hifas emergentes. Son cilíndricas, incoloras, muy largas y abundantes pues forman una cubierta algodonosa visible a simple vista; algunas son ramificadas. Tienen un diámetro de 2.6 a 3.7 μm . No se observaron fíbulas ni cistidios.

Superficie interna del manto. Las hifas presentan un arreglo irregular; miden de 2.7 a 3.6 μm de diámetro (Figura 75).

Caracteres anatómicos en sección transversal

Manto. Presenta un grosor de 14.5 a 39 μm ; en él no se observa diferenciación de estratos (Figura 76 M). Está formado por células elípticas que miden, radialmente, 3.6 μm y, tangencialmente, de 3.6 a 5.4 μm ; se observan también células ovales que miden, radialmente 2.7 μm y, tangencialmente, de 5.4 a 8.1 μm intercaladas con hifas paralelas de 2.7 a 3.6 μm de diámetro.

Células de taninos. Forman una hilera de células alargadas, comprimidas y relativamente sinuosas; miden de 3.6 a 4.5 μm radialmente y, de 20 a 24.5 μm tangencialmente (Figura 76 Tn).

Red de Hartig. Las células del córtex son de forma rectangular, miden de 8.1 a 13.6 μm radialmente y, de 33.6 a 66.3 μm tangencialmente. También se presentan células poliédricas de 10.9 a 22.7 μm radialmente y, de 9.09 a 31.8 μm tangencialmente (Figura 76 Cx).

La profundidad de la red de Hartig es de una hilera cuando las células del córtex son rectangulares y dos cuando son poliédricas, esto sin considerar la hilera de células de taninos. La red tiene un grosor de 2.7 a 3.7 μm , y se constituye por una hifa de forma redondeada (Figura 76 rH).

Caracteres anatómicos en sección longitudinal

Manto. No se observa diferenciación de estratos. Está formado por células hifales elípticas que miden, radialmente, de 3 a 6 μm y, tangencialmente, de 3 a 9 μm ; por células ovales cuyas dimensiones, radialmente, varían de 5 a 6 μm y, tangencialmente, de 11 a 14 μm . Se observan también hifas paralelas de 3 a 5 μm de diámetro (Figura 77 M).

Red de Hartig. Las células del córtex tienen forma rectangular y poliédrica. Las primeras miden, radialmente, de 16 a 22 μm y, tangencialmente, de 36 a 55 μm y las otras de 12 a 22 μm , radialmente, por 20 a 31 μm , tangencialmente (Figura 77 Cx).

Células de taninos. Son alargadas, de forma irregular; sus medidas son, radialmente 3 - 9 μm y, tangencialmente 25 - 30 μm .

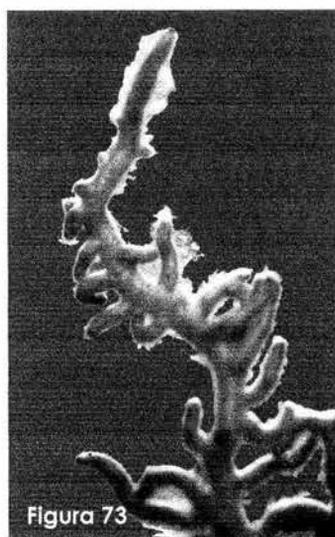


Figura 73
1 mm

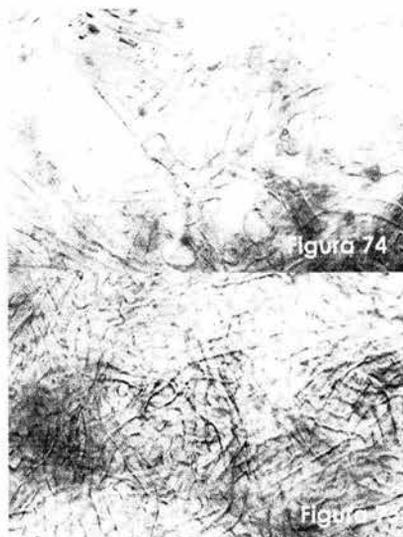


Figura 74
10 µm

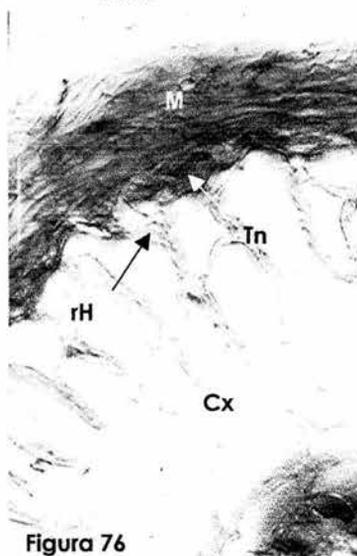


Figura 76
10 µm

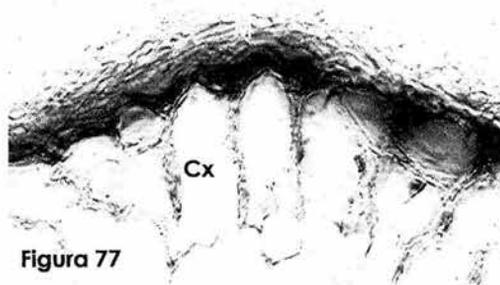


Figura 77
10 µm

Figura 73 Sistema micorrízico de *Scleroderma verrucosum* (1 cm = 1 mm).

Figura 74 Superficie externa del manto (1 mm = 1 µm).

Figura 75 Superficie interna del manto (1 mm = 1 µm).

Figura 76 Corte transversal en el que se observa el manto (M), la red de Hartig (rH), las células de taninos (Tn) y el córtex (Cx) (1 mm = 1 µm).

Figura 77 En el corte se observa el manto (M) y las células rectangulares que junto con las poliédricas constituyen el córtex (Cx) (1 mm = 1 µm).

6.4 PROPIEDADES DE SUELO

De los análisis físicos y químicos que se realizaron al suelo, los resultados obtenidos para cada una de las distintas clases de perturbación fueron los siguientes:

Color

En la tabla 3 se observa que el color del suelo, en las diferentes clases de perturbación, varía de pardo a negro pasando por tonalidades grisáceas oscuras; sin embargo, de manera general, estos colores implican suelos oscuros característicos de zonas forestales. En este caso, se presenta el total de muestras analizadas dado que esta propiedad es determinada de manera cualitativa por comparación con tablas Munssell (Black, 1965) por lo que no es posible obtener promedios de las repeticiones.

Tabla 3 . Color del suelo en las clases de deterioro identificadas en el área de estudio.

Punto de muestreo	Clases de perturbación	Color en seco	Color en húmedo
A	Clase I	10 YR 5/3 Café	7.5 YR 2.5/1 Negro
B		10 YR 5/3 Café	10 YR 3/2 Café grisc. muy oscuro
C		10 YR 4/2 Café grisáceo oscuro	10 YR 2/1 Negro
A	Clase II	10 YR 3/2 Café grisc. muy oscuro	10 YR 2/1 Negro
B		10 YR 4/2 Café grisáceo oscuro	10 YR 2/1 Negro
C		10 YR 4/3 Café	10 YR 2/1 Negro
A	Clase III	10 YR 4/3 Café	10 YR 2/1 Negro
B		10 YR 4/3 Café	10 YR 2/2 Café muy oscuro
C		10 YR 4/2 Café grisáceo oscuro	10 YR 2/1 Negro
A	Clase IV	10 YR 4/2 Café grisáceo oscuro	10 YR 3/2 Café grisc. muy oscuro
B		10 YR 4/3 Café	10 YR 2/2 Café muy oscuro
C		10 YR 4/3 Café	10 YR 2/1 Negro
A	Clase V	10 YR 5/4 Café amarillento	10 YR 3/2 Café grisc. muy oscuro
B		2.5 YR 5/3 Café rojizo	10 YR 3/2 Café grisc. muy oscuro
C		10 YR 5/3 Café	10 YR 2/1 Negro

Café grisc. muy oscuro = Café grisáceo muy oscuro

Textura

En las distintas clases de perturbación no se observó variación en la textura del suelo; como se aprecia en la Tabla 4, la clase textural predominante es el Migajón. De acuerdo con los resultados del análisis estadístico, con un nivel de confianza del 95 %, no existe diferencia significativa en los contenidos de arenas, limos y arcillas entre las diferentes clases.

Tabla 4. Clase textural y contenido de arena, limo y arcilla en las diferentes clases de perturbación.

Clase de perturbación	% Arena	% Limo	% Arcilla	Clase textural
I	51.11 ± 4.9 a	30.41 ± 10.5 a	18.46 ± 8.0 a	Migajón
II	47.73 ± 6.8 a	36.56 ± 4.9 a	15.69 ± 2.3 a	Migajón
III	48.78 ± 5.8 a	31.43 ± 8.7 a	19.77 ± 3.2 a	Migajón
IV	48.39 ± 3.6 a	35.62 ± 1.0 a	15.98 ± 2.6 a	Migajón
V	50.07 ± 6.2 a	28.60 ± 4.7 a	19.97 ± 4.1 a	Migajón

Letras iguales dentro de la columna no hay diferencia significativa; ± Desv. estándar.

Densidad aparente

Los resultados obtenidos para esta propiedad muestran que existen diferencias entre las cinco clases de perturbación, presentándose los valores más bajos en las clases I, II y III y los más altos en la IV y V. Sin embargo, aunque estadísticamente dicha diferencia no sea significativa, la interpretación de los valores, de acuerdo con las categorías propuestas para su clasificación, demuestra que solo las cuatro primeras clases tienen baja densidad, mientras que la clase V presenta una densidad media (Tabla 5).

Tabla 5. Densidad aparente y categoría a la que pertenecen las cinco clases de perturbación estudiadas.

Clase de perturbación	Densidad aparente g/cm ³	Categoría
I	0.69 ± 0.3 a	Baja
II	0.70 ± 0.3 a	Baja
III	0.54 ± 0.2 a	Baja
IV	0.93 ± 0.07 a	Baja
V	1.10 ± 0.1 a	Media

Letras iguales dentro de la columna no hay diferencia significativa; ± Desv. estándar.

pH

Los valores de pH real para las distintas clases de perturbación varían muy poco entre sí, por lo que, de acuerdo con el análisis estadístico, no existe diferencia significativa entre ellos. No obstante, la interpretación que se da según los intervalos establecidos para cada categoría, los valores más bajos correspondientes a las clases I, III y IV fueron clasificados como fuertemente ácidos. En las clases II y V la categoría de Medianamente ácidos contiene a las medidas más altas de pH.

Por otro lado, el pH potencial resultó ser muy fuertemente ácido para las cinco clases, pues los valores obtenidos también difieren muy poco entre ellos (Tabla 6).

Tabla 6. pH real, pH potencial y su interpretación para las clases de deterioro.

Clase de pert.	pH real	Interpretación	pH potencial	Interpretación
I	5.5 ± 0.2 a	Fuertemente ácido	4.7 ± 0.1 a	Muy fuertemente ácido
II	5.6 ± 0.05 a	Medianamente ácido	4.7 ± 0.05 a	"
III	5.5 ± 0.1 a	Fuertemente ácido	4.8 ± 0.08 a	"
IV	5.4 ± 0.3 a	Fuertemente ácido	4.9 ± 0.07 a	"
V	5.7 ± 0.2 a	Medianamente ácido	4.9 ± 0.07 a	"

Letras iguales dentro de la columna no hay diferencia significativa; ± Desv. estándar.

Materia orgánica

En cuanto al contenido de materia orgánica, el menor porcentaje se obtuvo en la clase V, la clase I presentó un valor intermedio entre el más bajo y los valores más altos registrados en las clases II, III y IV (Tabla 7). La diferencia que existe entre estas tres clases con respecto a la V resultó estadísticamente significativa (95 % de confianza), no así la registrada con la clase I, la cual tampoco presenta diferencia significativa con la clase V.

A pesar de tales variaciones y de acuerdo con la interpretación de Moreno (1970), los suelos de las cinco clases de perturbación son extremadamente ricos en materia orgánica, debido a que en esta categoría se incluyen los suelos cuyo contenido es mayor a 4.20%.

Tabla 7. Porcentaje de materia orgánica y su interpretación para las clases de perturbación estudiadas.

Clase de perturbación	% Materia orgánica	Interpretación
I	12.42 ± 1.1 a b	Extremadamente rico
II	15.18 ± 4.0 a	Extremadamente rico
III	15.59 ± 0.7 a	Extremadamente rico
IV	15.54 ± 1.7 a	Extremadamente rico
V	9.16 ± 0.9 b	Extremadamente rico

Letras iguales dentro de la columna no hay diferencia significativa; ± Desv. estándar.

Nitrógeno total

El porcentaje de nitrógeno varía poco entre las clases II, III y IV; sin embargo, la diferencia se incrementa al comparar estos valores con el obtenido en la clase I y aún más con el de la clase V (Tabla 8). De acuerdo con el análisis de varianza no existe diferencia significativa entre la clase I y las otras cuatro clases; sin embargo, la diferencia registrada entre la clase V con respecto a las clases II, III y IV si resultó ser significativa.

No obstante, al igual que en el caso de la materia orgánica, al agrupar los porcentajes de acuerdo con las categorías propuestas por Moreno (1970) todos los suelos resultan ser ricos en nitrógeno debido a que su contenido es mayor a 0.222 %.

Tabla 8. Porcentaje de Nitrógeno y categoría a la que pertenecen las distintas clases de perturbación.

Clase de perturbación	% Nitrógeno total	Categoría
I	0.37 ± 0.04 a b	Rico
II	0.56 ± 0.1 a	"
III	0.58 ± 0.07 a	"
IV	0.53 ± 0.1 a	"
V	0.26 ± 0.06 b	"

Letras iguales dentro de la columna no hay diferencia significativa; ± Desv. estándar.

Fósforo asimilable

Los resultados de fósforo indican que las clases II y V son las que poseen mayor cantidad de este elemento, mientras que la clase IV es la que lo tiene en menor proporción. Sin embargo; todas las clases corresponden a la misma categoría la cual muestra que, en general, todos estos suelos son pobres en fósforo (Tabla 9).

A pesar de las variaciones registradas entre clases, no existe diferencia significativa entre ellas.

Tabla 9. Contenido de fósforo asimilable y categoría a la que pertenecen las diferentes clases de perturbación.

Clase de perturbación	Fósforo asimilable ppm	Categoría
I	0.450 ± 0.2 a	Pobre
II	1.457 ± 0.8 a	"
III	0.578 ± 0.1 a	"
IV	0.359 ± 0.07 a	"
V	2.897 ± 2.5 a	"

Letras iguales dentro de la columna no hay diferencia significativa; ± Desv. estándar.

Capacidad de Intercambio Catiónico

En la tabla 10 se observa que la menor capacidad de intercambio catiónico corresponde a la clase V, mientras que en las otras cuatro clases los valores son más altos y homogéneos entre ellos. Aunque, estadísticamente, no existe diferencia significativa entre las cinco clases, la interpretación dada para esta propiedad, ubica a la clase V en una categoría menor a la que corresponden las cuatro primeras clases.

Tabla 10. Capacidad de intercambio catiónico en las cinco Clases estudiadas.

Clase de perturbación	C I C meq/100g	Categoría
I	36.3 ± 5.6 a	Alta
II	37.9 ± 6.0 a	"
III	36.0 ± 6.8 a	"
IV	33.5 ± 7.6 a	"
V	24.9 ± 0.7 a	Media

Letras iguales dentro de la columna no hay diferencia significativa; ± Desv. estándar.

6.5 POTENCIAL DE INÓCULO

El experimento realizado para la evaluación del potencial de inóculo se concluyó el día 21 de noviembre del 2003 con la cosecha de las plántulas cuya edad para esa fecha era de aproximadamente 8 meses.

Porcentaje de germinación. La siembra de las semillas se llevó a cabo el 17 de Marzo de dicho año y el 27 inició la germinación, cuyo mayor porcentaje se registró el 22 de Abril (Tabla 11). Aunque la germinación de las semillas supero el 50 % en la mayoría de los tratamientos, fue en la fase de plántula donde se registraron las mayores pérdidas.

Para reponer las plántulas muertas se hicieron algunas resiembras; sin embargo, la mortalidad continuo aunque con menor frecuencia.

Sobrevivencia de plántulas. El número final de plántulas al momento de la cosecha se presenta en la Tabla 12. Fue a partir de esta población de donde se tomaron 5 plántulas de cada tratamiento para realizar la evaluación de su desarrollo.

Tabla 11. Porcentaje total de germinación de *Abies religiosa*.

Clase de perturbación	Dilución	No. de semillas germinadas	Porcentaje (%)
I	1:10	29	96.6
	Sin dilución	25	83.3
III	1:10	20	66.6
	Sin dilución	20	66.6
V	1:10	16	53.3
	Sin dilución	14	46.6
Total		124	68.8

Tabla 12. Sobrevivencia de plántulas de *Abies religiosa* en cada tratamiento al momento de la cosecha.

Clase de perturbación	Dilución	No. de plántulas
I	1:10	14
	Sin dilución	15
III	1:10	16
	Sin dilución	17
V	1:10	11
	Sin dilución	9

Las variables medidas y los resultados obtenidos se muestran en la Tabla 13. De manera general, se aprecia que los valores más altos de la mayoría de las variables consideradas se registraron en la clase de perturbación I (c.p. I) sin dilución y los más bajos en la c.p. V con dilución 1:10. Sin embargo; no todas las diferencias detectadas son significativas.

Tamaño de las plántulas. Los valores más altos se obtuvieron en la clase de perturbación I (c.p. I) sin dilución (Figura 78) y en la c.p. III con dilución 1:10 (Figura 79); mientras que el más bajo se registró en la c.p. V, dilución 1:10 (Figura 80). De acuerdo con el análisis de varianza (95 % de confianza) la diferencia existente entre estos tratamientos no es significativa, por lo que tampoco lo es con respecto a los otros tres. La diferencia de los valores obtenidos en las distintas clases de perturbación para esta variable se describe con la siguiente secuencia c.p. I > III > V.

Tamaño de la raíz. Para esta variable, las medidas más pequeñas se obtuvieron en las clases de perturbación I y V, dilución 1:10 y los valores más altos en la c.p. III dilución 1:10 y c.p. I sin dilución. A diferencia de la variable anterior fue en la clase de perturbación III donde se obtuvieron los mejores resultados, lo cual se muestra en la secuencia c.p. III > I > V. En este caso, tampoco se registra diferencia significativa entre tratamientos.

Diámetro del fuste. En contraste con lo referido anteriormente, en la medida del diámetro del fuste si se encontró diferencia significativa entre tratamientos. Específicamente, entre la c.p. III, sin dilución, donde se registró el valor más alto, con respecto a la misma clase con dilución 1:10 y a la c.p. V, sin dilución, donde se presentaron las medidas más bajas (Tabla 13). La secuencia, en esta variable, es igual a la correspondiente al tamaño de la raíz: c.p. III > I > V.

Peso húmedo de las plántulas. En la c.p. I, sin dilución, se detectó el valor más alto de todos los tratamientos; no obstante, a pesar de la diferencia esta resultó no ser significativa, incluso con la c.p. V, sin dilución, en la cual se registró el valor más bajo en esta variable de respuesta. La secuencia correspondiente es c.p. I > III > V.

Peso seco de las plántulas. Con el peso seco, ocurrió algo similar al peso húmedo en cuanto a que tampoco se registraron diferencias significativas entre los tratamientos. En este caso, la c.p. V dilución 1:10 fue en la que se encontró el menor valor, mientras que el mayor estuvo en la c.p. I sin dilución (Tabla 13). La secuencia es: c.p. I > III > V; igual a la registrada en la variable anterior.

El empleo de la secuencias presentadas permitió resaltar que los mejores resultados se obtuvieron en la clase de perturbación I y en segundo término en la clase de perturbación III, mientras que en la clase de perturbación V fue donde se registraron los valores más bajos para todas las variables de respuesta consideradas.

Además de medir las características ya mencionadas, se realizaron cortes de la raíz de cada una de las plántulas con la finalidad de observar la formación de micorriza y, de ser posible, identificar el hongo con el cual se había establecido la simbiosis; esto con base en la caracterización descrita en el apartado 6.3.

Sin embargo, la micorriza solo se presentó en el 30% de las plántulas estudiadas y, en la mayoría de los casos, su desarrollo apenas se iniciaba pues solo algunas de las raíces de cada individuo

Tabla 13. Evaluación del crecimiento de las plántulas de *Abies religiosa*.

Clase de perturbación	Dilución	Tamaño plántula (cm)	Tamaño raíz (cm)	Diámetro fuste (cm)	Peso húmedo (gr)	Peso seco (gr)
I	1:10	20.66 a ± 2.3	11.94 a ± 1.4	0.108 a ± 0.01	0.378 a ± 0.1	0.116 a ± 0.07
	Sin dilución	26.08 a ± 5.2	15.62 a ± 5.4	0.114 a ± 0.01	0.626 a ± 0.2	0.176 a ± 0.05
III	1:10	25.0 a ± 6.0	15.88 a ± 6.3	0.102 b ± 0.0	0.310 a ± 0.1	0.112 a ± 0.03
	Sin dilución	20.66 a ± 1.2	12.22 a ± 1.1	0.122 a ± 0.01	0.330 a ± 0.07	0.101 a ± 0.01
V	1:10	20.4 a ± 2.1	11.94 a ± 1.6	0.110 a ± 0.01	0.322 a ± 0.1	0.090 a ± 0.03
	Sin dilución	22.06 a ± 1.5	13.40 a ± 0.8	0.096 b ± 0.01	0.300 a ± 0.2	0.114 a ± 0.08

Letras iguales dentro de la columna no hay diferencia significativa; ± Desv. estándar.



Figura 78

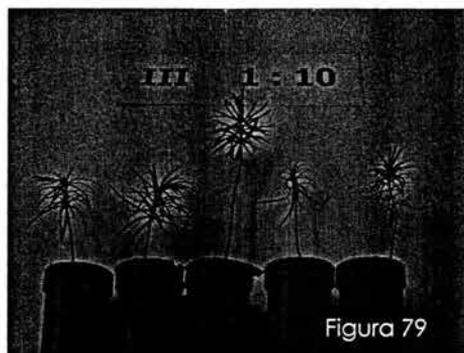


Figura 79

Figura 78 Altura de las plántulas correspondientes al tratamiento clase I sin dilución.

Figura 79 Plántulas del tratamiento clase III dilución 1:10.

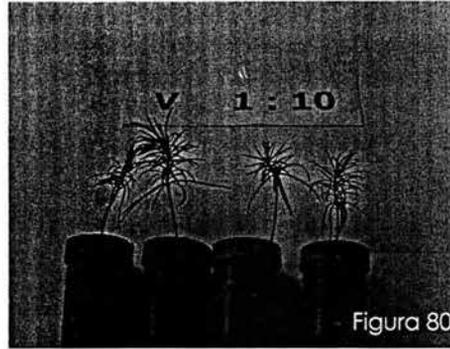


Figura 80 Tratamiento, clase V dilución 1:10, en el que se obtuvo el menor crecimiento de plántulas.

estaban colonizadas por hongos micorrízicos. El manto aún no era evidente y la red de Hartig comenzaba su formación, razón por la cual no fue posible estimar la relación con algún hongo específico.

En la Tabla 14 se muestra el número de plántulas colonizadas en cada tratamiento, dicho número resultó ser muy bajo; no obstante, a excepción de la clase V sin dilución, en los demás tratamientos se presentó cuando menos una plántula micorrizada; en la c.p. III, dilución 1:10, se registraron 3 ejemplares micorrizados; la frecuencia de plántulas micorrizadas en las diferentes clases fue: III > I > V.

Asimismo, las plántulas muertas en el transcurso del experimento cuya raíz estaba en buenas condiciones se colocaron en FAA para conservarlas y ,posteriormente, mediante su revisión microscópica determinar la presencia de micorriza; los resultados en todos los casos estudiados fueron negativos.

Tabla 14. Desarrollo de micorriza en las plántulas de los diferentes tratamientos.

Clase de perturbación	Dilución	# de plántulas micorrizadas	Hongo simbiote
I	1:10	2	Desconocido
	Sin dilución	1	"
III	1:10	3	"
	Sin dilución	2	"
V	1:10	1	"
	Sin dilución	0	"

VII. DISCUSIÓN

7.1 IDENTIFICACIÓN DE LAS CLASES DE PERTURBACIÓN DEL SUELO Y LA VEGETACIÓN

El suelo como recurso natural, es el elemento fundamental de los ecosistemas terrestres, cuya productividad ambiental ya sea como edafocistemas forestales o como agroecosistemas es indiscutible. La conservación de estos habitats, reservorios de la biodiversidad biológica de cada región, depende de que se garantice la permanencia, precisamente, del suelo. El sustrato edáfico permite el establecimiento y permanencia de la biodiversidad vegetal que, a su vez le da sustento a la biodiversidad animal. De acuerdo con la información oficial, de los 200 millones de hectáreas del territorio nacional, 154 millones están sujetas a diversos grados de erosión, lo que equivale a casi el 80% del territorio nacional. De conformidad con este mismo diagnóstico, 30 millones de hectáreas (15% del país) están ya erosionadas en un nivel severo o muy severo (Brañes, 2000).

La deforestación, causada por el cambio de uso del suelo, es uno de los factores de mayor relevancia relacionado con el deterioro edáfico. La estrecha relación que existe entre ambos componentes hacen que la modificación que sufre la cubierta vegetal tenga repercusiones inmediatas sobre el suelo.

Esta situación se hace evidente en la concordancia encontrada al identificar clases de perturbación de suelo y de la vegetación en el área de estudio. La pérdida total de cobertura corresponde con los suelos que presentan los mayores cambios en sus propiedades; mientras que en las áreas donde la cubierta forestal está mejor conservada se encuentran los suelos menos alterados.

En el área de estudio, la distribución de las cinco clases de perturbación es muy irregular lo que la hace más susceptible a una generalización del deterioro. No existen límites definidos para cada clase, por lo que la superficie se divide en zonas características de cada nivel y áreas de transición entre ellos. La estabilidad en zonas de transición es muy frágil por lo que, de continuar el mal manejo que actualmente se lleva a cabo, los cambios a clases superiores no tardarán en aparecer si no se toman las medidas apropiadas.

Actividades como la tala clandestina, la apertura de áreas para la agricultura y la ganadería, el pastoreo, la expansión de los asentamientos humanos, así como el turismo no regulado, se ubican como las principales causas de alteración del ecosistema, cuya acción se extiende en toda la cuenca del río Magdalena lo mismo en las partes más altas que en las bajas.

Además de su gran importancia ecológica, esta zona brinda a la población de la Ciudad de México un espacio de recreación y convivencia con la naturaleza. Las partes bajas son las más visitadas debido a su más fácil acceso, por lo que existe un área destinada a los paseantes. Es en esta zona donde se observa el mayor impacto antrópico, pues la cubierta forestal natural se ha perdido y el suelo ha quedado desnudo en áreas importantes, lo que ocasiona su compactación debido al tránsito de personas y animales, además de erosión hídrica. El uso agrícola y el pastoreo, que llegan a ser comunes en estos lugares, contribuyen también al deterioro del suelo y la vegetación.

No obstante, en las laderas cercanas, la vegetación natural se encuentra en buenas condiciones dado que las altas pendientes impiden que se les asigne otro uso y hacen difícil el acceso de los visitantes.

Sin embargo, en las partes más altas, la influencia humana también se hace evidente. Existen áreas de pastizal para ganado vacuno y ovino, mismo que además es pastoreado en las zonas boscosas. El saqueo de madera es frecuente y no sólo se limita a los árboles enfermos como comúnmente se pretexto. También existen algunas viviendas y actividades religiosas cuya influencia en el entorno ha sido alta, pues no solo se han abierto espacios sino que las frecuentes visitas dejan basura por todas partes.

Por otra parte, los factores ambientales y físicos, como la lluvia y la topografía accidentada (Figura 2b), incrementan los procesos erosivos en donde la vegetación se ha removido o se ha visto disminuida.

La problemática antrópica antes expuesta, repercute directamente en la cantidad y calidad del cauce del río Magdalena; en primera instancia, porque la recarga de los acuíferos de esta región, se verá disminuida conforme se incremente la pérdida de vegetación. Asimismo, el depósito de basura por parte de los visitantes ocurre en diversas zonas del río y, de modo preocupante, se observa que los asentamientos irregulares están vertiendo sus desechos directamente en este cuerpo de agua.

7.2 BIODIVERSIDAD FÚNGICA

La importancia de los hongos ectomicorrízicos (ECM) en el crecimiento y desarrollo de los árboles y, por otro lado, el incremento del deterioro de los bosques, han hecho necesario conocer la diversidad de especies que existen, para determinar el grado de riesgo que pudiera poner en peligro su existencia, pues de su conservación depende la recuperación natural de la cubierta vegetal de zonas perturbadas, además de que el aislamiento y cultivo de las especies micorrízicas, para su aplicación como inoculantes, promete buenos resultados en la recuperación de los bosques degradados (Valdés, 1986).

En la cuenca del Río Magdalena, como ya se ha indicado, fueron identificadas cinco clases de perturbación, a través de las cuales se realizó el inventario de macromicetos ectomicorrízicos. De manera global se registraron 41 especies (Tabla 1), las cuales se consideran nuevos registros para la zona debido a que no se encontraron trabajos previos en los que se aborde este tema. Del mismo modo se cita a *Amanita cylindrispora*, *Inocybe maculata* var. *fastigiella*, *I. obsoleta* e *I. eutheles* por primera vez para la micobiota mexicana. Este inventario permite contribuir al conocimiento de la diversidad de los hongos ectomicorrízicos en los bosques del Distrito Federal no sólo para utilizarlos en programas de reforestación sino para tener datos de las especies que pueden perderse si la perturbación de estas zonas continúa.

Entre las especies identificadas, se encuentran algunas de importancia económica ya que por ser comestibles son objeto de venta en los mercados de la localidad o bien se destinan al consumo de los mismos recolectores, siendo las principales: *Amanita rubescens*, *Cantharellus cibarius*, *Laccaria bicolor*, *Lactarius salmonicolor* y *Russula brevipes*. También se encontraron especies tóxicas como *Amanita gemmata*, la cual se sospecha ha sido causante de la intoxicación de algunas

personas (Pérez-Silva *et al.*, 2003).

No todos los géneros ni las mismas especies estuvieron presentes durante los dos años de recolección (Tabla 1), esto debido a la variación de factores ambientales importantes para la fructificación de los hongos así como a la consecuente irregularidad en su reproducción (Dahlberg, 2001).

Por otro lado, de las 41 especies de hongos, 38 se encontraron reportadas como ectomicorrízicas y solo *Inocybe cookei*, *I. obsoleta* e *I. patouillardii* no han sido reportadas en esta categoría; los resultados obtenidos en este trabajo no aportan evidencia de lo contrario.

El hecho de que con el 60.5% de los hongos identificados, considerando sólo los que han sido reportados como ectomicorrízicos, no se obtuvo micorriza, se atribuye a la escasez de fructificaciones encontradas y de raíces micorrizadas en el suelo que se tomaba con el hongo, así como a las insuficientes evidencias de que las raíces detectadas tuvieran alguna relación con algún basidiocarpo. Un ejemplo lo constituye *Amanita vaginata*, de cuya especie no se encontró ningún ejemplar en el año 2001 y en el 2002 sólo se encontró un espécimen no micorrizado. Cabe mencionar que no es necesario que los carpóforos se encuentren unidos o muy cercanos a las raíces del hospedero, debido a que el transporte de nutrimentos se realiza a través del micelio y éste se encuentra tanto en la raíz como extendido en el suelo.

La distribución de las especies a través de las clases de perturbación exploradas también fue diferencial. Registrándose mayor diversidad en las clases I y II, esta última supera ligeramente el número de especies encontradas en la clase I debido a que en esta categoría se encuentran representados los principales tipos de vegetación de la zona, lo que diversifica a los hospederos y, consecuentemente, incrementa el número de hongos simbiotes. Además, el grado de disturbio en estas zonas es aún reducido.

Después de la clase II se observa la disminución de la diversidad y de la abundancia de cuerpos fructíferos conforme se incrementa el grado de perturbación, hasta llegar a la clase V donde no se localizó ningún ejemplar ectomicorrízico.

Como se puede apreciar, la diversidad fúngica fue notablemente más reducida conforme mayor fue el grado de deterioro. Este fue determinado, principalmente, por la pérdida de cobertura vegetal y por el detrimento de las propiedades del suelo.

Respecto a la pérdida de cobertura, se aprecia que la disminución o ausencia de hospederos, dificulta el establecimiento, desarrollo y persistencia de los hongos ECM; es decir, impone presiones de selección. Cuando la cantidad de árboles decrece por clareo o por tala selectiva, los hongos presentes en el suelo deben competir por colonizar las raíces disponibles, lo que trae como consecuencia la reducción en el número de especies fúngicas. Estas observaciones están avaladas por autores como Arnolds (1991), Amaranthus (1992) y Kranabetter y Kroegeer, (2001).

El tiempo de sobrevivencia de los hongos micorrízicos en ausencia total de hospederos aún se desconoce, aunque se ha sugerido que es corto. Se sabe, sin embargo, que algunas especies son capaces de vivir por varios años como saprobios de vida libre bajo ciertas condiciones (Meyer, 1973). En otros casos, el hecho de que el sitio sea invadido rápidamente por ciertos arbustos,

como aquellos de las familias Ericaceae y Fagaceae, puede ayudar a preservar la diversidad de los hongos, pues muchos de ellos son capaces de formar micorrizas con dichos arbustos (Molina y Trappe, 1982), los cuales funcionan como reservorios de inóculo.

La persistencia de la diversidad ofrece una mayor capacidad de amortiguamiento, lo que facilita la recuperación del sitio durante la reintroducción de las especies arbóreas. Esta capacidad es altamente limitada cuando el número de especies se reduce drásticamente (Amaranthus *et al.*, 1987). Lo anterior es debido a que las diferentes funciones que realizan estos organismos son aseguradas por su alta diversidad, la cual corresponde a una amplia escala de habilidades funcionales complementarias importantes para el funcionamiento del ecosistema. Se ha podido observar que, un número mínimo de especies es esencial para el funcionamiento del ecosistema, bajo condiciones constantes, y un gran número es probablemente necesario para mantener la estabilidad de los procesos en un ambiente cambiante (Janyl *et al.*, 2003).

Los resultados obtenidos en este estudio, corroboran los hallazgos previos acerca de que la remoción de hospederos reduce las poblaciones micorrízicas y la formación de raíces micorrizadas, (Amaranthus y Perry, 1987; Zhou *et al.*, 1997) lo que se atribuye a la pérdida de propágulos fúngicos, a la ruptura de redes micorrízicas por el disturbio del suelo y por la ausencia de plantas hospederas (Amaranthus, 1992; Malaczuk *et al.*, 1994).

De acuerdo con Harvey *et al.* (1978) la pérdida de hongos ectomicorrízicos y la falta de colonización de las raíces, en zonas donde se ha removido parte de la cubierta vegetal, es consecuencia del incremento de la temperatura del suelo. El aumento de 2 a 4°C arriba de lo normal, produce una severa mortalidad de las raíces finas y de las cortas, ya que estas últimas son las que son colonizadas por los hongos micorrízicos. La reducción de hongos ECM en el estrato húmico es también consecuencia de las altas temperaturas y del bajo contenido de humedad en el suelo.

Por otro lado, en lo que concierne a la alteración de las condiciones edáficas, esta es consecuencia del cambio de uso de suelo. La apertura de áreas para uso agrícola disminuye notablemente la cantidad de materia orgánica, debido a que el escaso aporte de restos vegetales se limita a la época de cultivo. Además, las malas técnicas de manejo y la elección de zonas con altas pendientes aceleran los procesos erosivos.

Para los hongos ectomicorrízicos la cantidad de humus en el suelo es de suma importancia, dado que la mayoría de ellos se localiza en los estratos superficiales, esto es, en la interfase de materia orgánica y suelo mineral donde los procesos de mineralización son más activos. Típicamente, arriba del 90% de las micorrizas están dentro de los primeros 10 cm del perfil del suelo; principalmente asociados con el estrato húmico (Dahlberg, 2001). De ahí que las poblaciones micorrízicas sean susceptibles a las variaciones del componente orgánico y a los cambios en la microbiota.

Los materiales orgánicos contienen grandes cantidades de nutrientes y de humedad por lo que son un sustrato favorable para la actividad de los hongos ECM (Amaranthus y Perry, 1994). Las prácticas forestales que incrementan la compactación del suelo y la erosión, afectan adversamente la formación micorrízica y el establecimiento de plántulas. El aumento en la densidad aparente y la pérdida de la estructura restringen el movimiento del O₂, del agua y el flujo de CO₂. Los altos niveles de oxígeno y agua, así como su escasez alteran las poblaciones de

estos organismos. Además, las concentraciones elevadas de CO₂ producen efectos similares dado que todos los hongos ectomicorrízicos son aerobios estrictos (Amaranthus, 1992).

Waltert *et al.* (2002) encontraron que el uso recreativo en un bosque cercano a una ciudad, presentó los primeros signos de daño sólo 4 años después de que se implementara esta actividad; la causa, el constante e intensivo pisoteo de personas y animales. El daño redujo el estrato de humus y el establecimiento de plántulas incluyendo sus ectomicorrizas, cuya disminución repercutió en la salud de los árboles maduros los cuales dependen de estos hongos para la obtención de nutrimentos. En este caso, la compactación del suelo no tuvo efectos sobre los hongos, dado que la densidad aparente no registró valores altos por lo que los efectos adversos se atribuyen, principalmente, a la reducción de la capa de hojarasca. Esto se menciona porque la zona de estudio es constantemente visitada por numerosos paseantes.

Los factores ambientales pueden influir en el desarrollo de las micorrizas ya sea afectando las raíces de los árboles o los hongos. La baja intensidad de luz, en áreas donde el dosel es muy denso, suprime el crecimiento de las yemas y redunda en una cantidad similarmente baja de carbohidratos solubles en las raíces y una supresión similar de la formación micorrizal (Bjorkman, 1970; Harley y Smith, 1983). Esta situación es frecuente en el caso de las plántulas, debido a que la espesa vegetación secundaria impide la llegada de luz al suelo, disminuyendo la tasa fotosintética.

Zhou *et al.* (1997) encontraron que las mejores condiciones para la colonización de los hongos ectomicorrízicos para encino es a coberturas medias del dosel (entre 45 y 70 %), lo que atribuyó a condiciones más favorables de luz, temperatura y humedad. Sin embargo, Bjorkman (1970) obtuvo mejores resultados en condiciones de luz de 25 a 49 % para *Pinus sylvestris*, mientras que Ekwebelan y Reid (1983) encontraron el mayor desarrollo ectomicorrízico en *Pinus contorta* bajo altos niveles de luz. Esto sugiere que los niveles óptimos de luz para la colonización micorrízica son también dependientes de la especie arbórea.

Está comprobado que el alto nivel de contaminación del aire puede influir directamente en el estatus nutricional de los árboles, causando un cambio en el patrón de distribución y/o en la cantidad de carbohidratos. Esto puede resultar en una baja disponibilidad de azúcares en las raíces y, consecuentemente, en un cambio en la composición de especies y una baja producción de esporocarpos en algas (Keizer and Arnolds, 1994).

Jansen (1991) encontró que en un bosque contaminado existieron menos micorrizas por unidad de volumen de suelo y, cuanto mayor fue la carga de contaminantes, existió menor cantidad de micorriza y menor número de especies de hongos. La tendencia en las conclusiones de estos trabajos apuntan hacia el daño que los contaminantes atmosféricos como bióxido de azufre (SO₂) y ozono (O₃) producen sobre los hongos y sobre la vitalidad de los árboles, los cuales se debilitan y son más susceptibles al ataque de plagas y enfermedades; este proceso es conocido como declinación forestal (Arnolds, 1991).

Otro efecto muy importante es el causado por la deposición de nitrógeno a través de la lluvia ácida (deposición húmeda) o de manera directa (deposición seca), el cual proviene de los óxidos de nitrógeno liberados a la atmósfera por industrias, vehículos, la quema de combustibles fósiles y calefacciones. Su acumulación en los suelos forestales eleva considerablemente la concentración de este elemento y, por otra parte, el incremento en su disponibilidad produce

efectos negativos en la biodiversidad de plantas y en el funcionamiento del ecosistema.

Según Lilleskov y Bruns (2001) en los hongos ectomicorrízicos la deposición de nitrógeno ocasiona, a corto plazo, la declinación de la riqueza y diversidad de esporocarpos pero no de sus micelios, los cuales perduran en el suelo pero dejan de destinar energía y nutrientes a la producción de cuerpos fructíferos. A largo plazo, las poblaciones de hongos (micelio) comienzan también a desaparecer, principalmente aquellas especies que requieren aportes locales de esporas para mantenerse; tal es el caso de algunas especies de *Amanita*, *Russula*, *Laccaria* y *Hebeloma*. Esto, probablemente, ocurra en el área de estudio.

A pesar de la evidencia en los cambios causados por altos aportes de nitrógeno sobre las comunidades ectomicorrízicas, los mecanismos a través de los cuales se llevan a cabo aún no están muy claros. Algunas posibilidades incluyen el alto costo de carbono en la asimilación del nitrógeno inorgánico altamente disponible (Wallander, 1995); cambios en la nutrición planta-huésped y, consecuentemente, en la receptividad de los hongos ECM; además, los aportes de nitrógeno producen una disminución del pH del suelo y de la disponibilidad de cationes (Lilleskov and Bruns, 2001).

Cabe mencionar que para la cuenca del Río Magdalena no existen estudios sobre el efecto que la contaminación atmosférica causa sobre los bosques y, como se verá más adelante, en el estado del suelo no se registran aún cambios como los que arriba se mencionan, pues si bien el pH es ácido, los valores obtenidos son normales para este tipo de suelos, asimismo el contenido de nitrógeno y la capacidad de intercambio catiónico se encuentran dentro de las cuantificaciones normales.

Sin embargo, para el Desierto de los Leones, un bosque adyacente, se mencionan problemas de declinación forestal y pérdida de especies ectomicorrízicas, atribuibles a la contaminación que se genera en la Ciudad de México (García, 1997). Su gran cercanía no hace difícil suponer que los contaminantes provenientes de ella puedan tener efectos adversos sobre estas zonas forestales.

En cuanto a los incendios, estos se presentan con poca frecuencia en el área de estudio y, aunque su ocurrencia influencia las poblaciones micorrízicas, es difícil generalizar sobre sus efectos debido a que dichas poblaciones son altamente dependientes de la duración e intensidad del fuego, así como de las condiciones del sitio y del suelo (Amaranthus, 1992).

Como ya vimos, la distribución de los hongos ectomicorrízicos está influenciada por el grado de perturbación del suelo y la vegetación; sin embargo, está determinada por la composición de hospederos. La generalización convencional es que la mayoría de los hongos ECM posee una amplia escala de hospederos y sólo algunos expresan especificidad. De manera similar, los hospederos pueden asociarse con pocos o con un alto número de especies fúngicas. Consecuentemente, no todas las combinaciones árbol-hongo funcionan.

En el presente estudio el tipo de vegetación en el que se presentó mayor número de especies fue el bosque de *Abies religiosa* con 34, le siguen el bosque de *Pinus* con 7, el de *Quercus* con 6 y, finalmente, el manchón de *Cupressus* con solo 2 especies (Tabla 2). En este caso, se consideran únicamente las especies que han sido registradas como micorrízicas, es decir, se excluye a *Inocybe cookei*, encontrado en el bosque de *Abies religiosa* y de *Pinus*, a *I. obsoleta* e *I. patouillardii* presentes en el bosque de *Abies religiosa*, debido a que, como se señaló anteriormente, no existe

evidencia de que formen simbiosis ectomicorrízica.

La mayor diversidad encontrada en el bosque de oyamel indica la escasa especificidad que esta especie arbórea tiene con respecto a sus hongos simbiosistas, pues la mayoría fueron encontradas exclusivamente en este tipo de vegetación. Se trata principalmente de los géneros *Amanita*, *Boletus*, *Laccaria* y *Lactarius*. Asimismo, este bosque ocupa la mayor parte de la superficie del área de estudio lo que contribuye a que tenga áreas mejor conservadas.

Para el bosque de *Pinus*, el número de especies disminuyó considerablemente con respecto al bosque de *Abies*. En este caso, las especies exclusivas fueron *Suillus luteus* y *Suillus granulatus*, encontradas además, en mayor abundancia que *Amanita toza*, *Inocybe dulcamara*, *I. eutheles*, *Russula cyanoxantha* y *Lactarius salmonicolor*.

El bosque de *Quercus* se encuentra en una superficie menor que el primer tipo de vegetación mencionado, ocupa las partes más bajas y, en él, se identificaron tres niveles de perturbación correspondientes a las Clases II, III y IV. De las seis especies micorrízicas registradas, una se encontró sólo en la Clase IV (*Scleroderma verrucosum*) y cinco en las Clase II y III (*Cantharellus cibarius*, *Inocybe asterospora*, *I. praetervisa*, *Russula americana* y *R. olivacea*). La escasa diversidad y abundancia que existe en la Clase II, a pesar de que la cubierta arbórea se encuentra poco perturbada, se atribuye a la gran acumulación de hojarasca cuya descomposición es lenta, lo que lleva a procesos de eutroficación (Keizer and Arnolds, 1994) y, por ende, a la disminución del O₂ disponible (Dalhberg, 2001). Las especies exclusivas de este bosque fueron *Cantharellus cibarius* y *Scleroderma verrucosum*, esta última, como se cita anteriormente, se localizó únicamente en la Clase IV, probablemente debido a que aquí la cantidad de hojarasca fue mucho más baja.

Finalmente, el manchón de *Cupressus* fue el que presentó menor número de especies, de las cuales ninguna es exclusiva de este tipo de vegetación. Cabe mencionar que *Cupressus* es un género ectomicorrízico facultativo razón por la cual no es estrictamente necesaria su asociación con un mayor número de hongos, no siendo afectado por la pérdida de diversidad como lo serían *Abies*, *Pinus* y *Quercus*, los cuales se reportan como ectomicorrízicos obligados (Meyer, 1973).

La mayor diversidad de hongos encontrada en el bosque de *Abies* concuerda con los resultados obtenidos por Moreno-Zárate (1990) en Santa Catarina del Monte y por Pérez-Moreno (1992) en el parque Nacional Zoquiapan.

A modo de recapitulación, se han descrito en este apartado las principales causas de pérdida de biodiversidad de los hongos ectomicorrízicos que están actuando o podrían actuar en el área de estudio. Como se verá más adelante, la mayoría de las propiedades del suelo medidas, aparentemente, no afectan de manera importante la presencia de los hongos; no obstante, ésta se encuentra determinada por una mezcla de factores que se ponen de manifiesto en las zonas con mayor grado de deterioro en donde, la remoción de los hospederos aunada a la modificación de las condiciones del entorno, ocasionan la disminución o pérdida de especies, corroborando la hipótesis que se planteó al inicio de este trabajo.

7.3 CARACTERIZACIÓN DE ECTOMICORRIZAS

La morfología de las micorrizas varía en función de los simbioses participantes, aunque la especie arbórea sea la misma, la especie fúngica con la que se asocia determina la diferencia en la estructura de la raíz micorrizada.

En el presente trabajo, se describen 15 morfologías (morfotipos) distintas, 13 de las cuales son el resultado de la simbiosis formada por *Abies religiosa* con diferentes especies de hongos, algunos correspondientes al mismo género. Sin embargo, en estos casos, no se aprecia la existencia de algún patrón que relacione los morfotipos formados por hongos del mismo género con la misma especie de árbol.

En estas descripciones, se identificaron mantos de tipo plectenquimatoso y pseudoparenquimatoso, algunos de mayor grosor como *Amanita rubescens* y *Russula cyanoxantha* y otros muy delgados como *Hebeloma sacchariolum*. La profundidad de la red de Hartig también fue variable aunque en todos los casos está formada por una hifa cubierta por su vaina.

Aunque en una primera instancia, es posible suponer que cada morfología proporciona diversas características a la asociación, aún se desconoce mucho acerca de las ventajas o desventajas que proporciona un morfotipo determinado. De ahí que la correcta y completa caracterización de las micorrizas resulte de gran importancia en la investigación sobre fisiología, patología y en la inoculación para la producción maderable y de recuperación de bosques. En este caso, se consideró que la caracterización de las micorrizas de simbioses conocidos puede tener utilidad en estudios sobre inoculación, por ejemplo para: (a) conocer los patrones morfológicos micorrízicos, (b) conocer el grado o estado en el que se encuentra la micorrización y, (c) establecer el grado de eficiencia micorrízica en relación al patrón de desarrollo micorrízico.

Asimismo debe considerarse que en condiciones naturales las raíces del hospedero no son colonizadas por una sola especie de hongo ya que existen patrones de competencia entre las numerosas especies que habitan en el suelo. Especialmente en primavera y después de la época de lluvia las puntas de las raíces pueden crecer a través del manto, pero son rápidamente recolonizadas, algunas veces por el mismo hongo y frecuentemente, por especies diferentes. (Brand, 1992).

Esto hace que no exista una total seguridad con respecto al hongo con el que se está formando la simbiosis, por lo que resulta necesario confirmar los resultados por medio de técnicas de biología molecular.

7.4 PROPIEDADES DEL SUELO

Los suelos de los ecosistemas forestales naturales poseen determinadas propiedades químicas, físicas y biológicas que son únicas para las condiciones en las cuales se han desarrollado. Por lo general, son entidades normalmente estables y plásticas, que solo se alteran temporalmente por la acción del fuego, la fuerza del viento u otros fenómenos naturales. Sin embargo, los efectos de las perturbaciones, asociados con el manejo intensivo, inciden directamente en sus propiedades físicas, en el contenido de materia orgánica y de nutrimentos, en la población microbiana y en su productividad (Pritchett, 1986).

En este estudio, la determinación de algunas características edáficas nos permitió conocer el efecto que diferentes niveles de deterioro antrópico causan sobre ellas.

La propiedad del suelo más fácilmente observable es el color, este sirve como indicador de algunas características como son su origen geológico, el grado de intemperización del material edáfico y la acumulación de compuestos químicos (Pritchett, 1986). Los colores claros son característicos de regiones áridas y semiáridas así como de suelos donde la erosión ha arrebatado los horizontes superficiales.

En todas las clases de perturbación estudiadas se encontraron suelos de color oscuro (Tabla 3) el cual está determinado, principalmente, por el alto contenido de materia orgánica y por su grado de descomposición, así como por la formación de complejos hierro-arcilla-humus y/o humus + óxidos de hierro. Esto nos permite inferir que en los niveles más dañados aún no se ha perdido totalmente el humus, aunque los aportes de materia orgánica son escasos o nulos.

Cabe mencionar que el tiempo, además de considerarse un factor formador del suelo, también posee un papel muy importante en su degradación, dado que mientras mayor tiempo transcurra entre la perturbación y la recuperación de una zona mayores serán los daños que habrá que remediar.

Otra característica importante es la textura del suelo la cual está relacionada con el tamaño de las partículas minerales. Esta propiedad ayuda a conocer no solo la facilidad de abastecimiento de nutrientes sino, también, el suministro de agua y aire, tan importantes para la vida de las plantas y microorganismos. Determina, además, el tamaño de la superficie sobre la cual ocurren las reacciones físicas y químicas en los suelos y puede emplearse como un indicador indirecto del valor económico de los terrenos y de su susceptibilidad a la erosión (Gavande, 1987).

Por esta razón, la textura adquiere tanta importancia y debido a que no puede alterarse fácilmente se la considera propiedad fundamental del suelo.

En este caso, se obtuvo que en las cinco clases de perturbación el suelo es de tipo Migajón (Tabla 4), lo que significa que contiene cantidades más o menos iguales de arena, limo y arcilla. Estos suelos se consideran más favorables para el crecimiento de las plantas, ya que retienen más agua y minerales que los de tipo arenoso y son más aireados que los arcillosos (León, 1991).

Según Pritchett (1986) la textura de un suelo forestal influye en su productividad, pero esta influencia puede ser de carácter más bien indirecto que directo debido a que las características de textura pueden modificarse por el contenido de materia orgánica, la cual aporta beneficios similares. La textura en sí tiene poco efecto sobre el establecimiento y crecimiento de los árboles en tanto que la humedad, los nutrientes y la aireación sean los adecuados para la especie.

Si bien la importancia de la textura puede ser eclipsada por otros factores, esto ocurre mientras las condiciones naturales del bosque no han sido alteradas. La pérdida de materia orgánica por remoción de la cubierta vegetal deja al suelo únicamente con los beneficios que la textura puede aportar. Entre ellos, estabilidad y resistencia a la erosión, así como la retención de nutrientes y el mantenimiento de algunos microorganismos.

De esta manera, todos los componentes del suelo se encuentran relacionados entre sí, por lo que

la deficiencia de uno puede afectar el funcionamiento del sistema, pero también puede poner de manifiesto la relevancia de otros.

Las partículas que definen a la textura se pueden encontrar sueltas o en forma de agregados. La organización de las partículas es conocida como estructura y tiene la particularidad de influir positiva o negativamente en la penetrabilidad de las raíces en el suelo, en la infiltración del agua y en el intercambio gaseoso. Esta característica determina la cantidad de espacio poroso debido al arreglo de la porción sólida del suelo.

La estructura influye directamente sobre la densidad aparente, la cual se define como la masa del suelo dividida entre el volumen total del mismo; es decir, toma en cuenta tanto la fase sólida como los espacios intersticiales. Por tanto un suelo suelto y poroso tendrá una densidad aparente menor que un suelo compacto, aunque la densidad absoluta de las partículas individuales de ambos suelos pudiera ser la misma.

La densidad en los suelos forestales generalmente no es mayor a la unidad, aunque Pritchett (1986) menciona que varía desde 0.2 g/cm³ para algunas capas orgánicas hasta casi 1.9 en las arenas gruesas. Sin embargo, los andisoles comúnmente tienen valores menores a la unidad (0.9 g/cm³). Los suelos que tienen un alto contenido de materia orgánica tienen menor densidad aparente que los suelos bajos en este componente, y los suelos sueltos y porosos tienen bajos pesos por unidad de volumen, en tanto que aquellos que están compactados tienen valores altos.

El pisoteo excesivo por los animales de pastoreo, el uso de maquinaria pesada de tala, el uso recreativo intenso, o las perturbaciones cuando los suelos están húmedos, aumentará la densidad aparente, sobre todo en suelos de textura fina.

Lo anterior concuerda con los resultados obtenidos para esta característica, en donde se observa que los suelos correspondientes a las tres primeras clases de perturbación presentan menor densidad aparente (Tabla 5). Esto debido a que la cobertura vegetal favorece el alto contenido de materia orgánica y la estabilidad de la estructura. Asimismo, estas zonas presentan pendientes pronunciadas lo que reduce el tránsito de personas y animales disminuyendo la compactación. El tipo de textura contribuye debido a la similitud en las proporciones de las partículas.

En el caso de la clase III, el valor más bajo se debe también a la pedregosidad que existe en el horizonte superficial.

La clase IV presenta una densidad mayor que las anteriores, aunque se ubica en la misma categoría. Este incremento se atribuye a que en las partes con menor pendiente se han establecido pastizales, los cuales son visitados por paseantes y en ellos se alimenta ganado vacuno y ovino aunque no de manera permanente. Cabe mencionar que este tipo de vegetación si bien no es natural, permite el mantenimiento o la baja variación de las propiedades del suelo. En las partes más inclinadas, la reducción de la vegetación y los factores climáticos contribuyen a la pérdida de materia orgánica, lo que incrementa la densidad.

Finalmente, en la clase V el valor más alto es consecuencia de la compactación que ocasionan los numerosos visitantes y de la pérdida de materia orgánica dado que la vegetación se ha reducido considerablemente.

El incremento de la densidad aparente aunado a la textura, puede evitar la penetración de las raíces de algunas plantas, la germinación y afectar a las poblaciones de organismos; en este caso, a los hongos ectomicorrízicos. Los valores en los que esto ocurre varían de 1.3 a 1.55 para suelos arcillosos y de 1.75 en suelos arenosos. En este estudio, el valor más alto registrado en la clase V (1.10 g/cm³) es menor que los propuestos por Pritchett, por lo que, teóricamente, esta propiedad no afecta el establecimiento de plántulas ni su desarrollo y tampoco el de los hongos.

En cuanto a las características químicas del suelo y a su variación se analizó, en primera instancia, el pH. Este se refiere a la concentración de iones hidrógeno (H⁺) activos que se da en la interfase líquida del suelo, dentro de la interacción de los componentes sólidos y líquidos. Se encuentra determinado por el material parental, la materia orgánica y el tipo y cantidad de cationes (FitzPatrick, 1984). A su vez, tiene influencia sobre los procesos físicos, químicos y biológicos del suelo, dentro de los que se encuentran la estabilidad de minerales, la actividad microbiana, la disponibilidad de nutrientes, su asimilación por parte de las plantas y, como consecuencia, el crecimiento y desarrollo de éstas (Reyes, 1996).

En la medida del pH se reconocen dos tipos de lecturas: el pH real y el pH potencial. El primero se vincula a los iones hidrógeno activos presentes en la solución del suelo y el segundo a la acidez de reserva, representada por todos los iones adsorbidos al complejo de intercambio. Los valores del pH potencial son mayores a los de pH real debido a que, en ese caso, se consideran tanto los iones hidrógeno solubles como los intercambiables (Porta, 1994).

De acuerdo con los valores registrados en el área de estudio, se observa que los suelos van de moderadamente ácidos a muy fuertemente ácidos (Tabla 6). Según Pritchett (1986) la mayor parte de los suelos forestales van de moderada a extremadamente ácidos, como resultado de la liberación de ácidos orgánicos durante la descomposición de la capa de hojarasca y la consiguiente lixiviación de las bases del suelo mineral superficial.

Los tipos de vegetación tienen la probabilidad de tener una influencia notable sobre la acidez del suelo debido a diferencias inherentes al contenido de bases de su hojarasca. Los suelos que sostienen a las coníferas tienden a ser más ácidos dado que las hojas tienden a tener un menor contenido de bases. De ahí que la mayor parte de las especies de *Abies* y *Pinus* crezcan mejor en suelos ácidos.

Asimismo, los hongos predominan en suelos con valores bajos de pH en donde las bacterias y actinomicetos disminuyen (Lyttleton y Buckman, 1947).

Los valores de pH obtenidos en la zona de estudio, resultan congruentes con los tipos de vegetación que allí se desarrollan y con los contenidos de materia orgánica. Además, el material parental está constituido principalmente por andesitas que son rocas de carácter ácido que al descomponerse acidifican el suelo. En el caso de las zonas más deterioradas, no se registra variación en el pH con respecto a las más conservadas, debido a los altos contenidos de materia orgánica que poseen, al tipo de material parental y a la capacidad de amortiguación que tienen los suelos.

Este poder de amortiguación se refiere a la resistencia del medio a los agentes que tienden a modificar su pH y se debe al complejo absorbente. Se incrementa con la proporción de arcillas y con la cantidad de materia orgánica, por lo que los suelos arcillohúmicos, con fuerte capacidad

de cambio, están mejor amortiguados que los suelos arenosos. Los suelos ácidos son los mejor amortiguados con respecto a las bases (Duchaufour, 1978).

Como se ha mencionado, la materia orgánica del suelo tiene influencia sobre numerosas propiedades de este, ya sean físicas o químicas, de ahí su gran importancia en el funcionamiento del sistema edáfico. La materia orgánica se define como la fracción que incluye residuos vegetales y animales en diferentes estados de descomposición, tejidos y células de organismos que viven en el suelo y sustancias producidas por los habitantes del mismo. Aporta al suelo macro y micronutrientes, incrementa la capacidad de intercambio catiónico total y actúa como regulador del pH. Al biodegradarse, forma CO₂ que interviene en el intemperismo de las rocas y minerales mejorando algunas propiedades físicas de los suelos como la estructura. Además, favorece la aireación pues permite la formación de agregados que mejoran la capilaridad y permeabilidad de los suelos (Aguilera, 1989).

La acumulación de la materia orgánica depende de la vegetación, el clima y del tipo de suelo. De modo general, las vegetaciones forestales tienen tendencia a aportar al suelo una proporción mayor de residuos ricos en lignina, por lo cual es más lenta la descomposición. Asimismo, debido a la estacionalidad del clima, las tasas de actividad biológica y química varían disminuyendo considerablemente en la temporada invernal. Finalmente, las propiedades físicas del suelo determinan condiciones de aireación, humedad y calor, afectando o favoreciendo el desempeño de los organismos (Gaucher, 1971).

En la zona de estudio, predominan los suelos de tipo andosol (INEGI, 1995) los cuales se caracterizan por ser ricos en materia orgánica, dato que concuerda con los resultados obtenidos. Sin embargo, se observa que la cantidad de materia orgánica presente en los suelos con distinto grado de perturbación se incrementa o mantiene pero, a excepción de la clase V no disminuye. Estos resultados se atribuyen a diversos factores.

En la clase II de perturbación, la cantidad de materia orgánica se incrementa en comparación con el valor obtenido para la clase I. Lo anterior se atribuye al incremento de la vegetación secundaria, la que se constituye de arbustos y herbáceas de diversos tamaños, debido a que los restos vegetales que aportan son frecuentes y se descomponen con mayor rapidez que los aportados por las coníferas.

En la clase III también se observa un incremento en los valores, en este caso, la vegetación secundaria se compone principalmente por pastos amacollados cuya presencia aporta cerca del 50 % de la materia orgánica (Fitzpatrick, 1984), además de conferir una mayor protección al suelo evitando la pérdida de esta.

Asimismo, en la clase IV los valores obtenidos son altos. En esta clase existen numerosas áreas cubiertas por pastizales en donde, como ya se mencionó, se da un buen aporte de materia orgánica y, al mismo tiempo, se evita su pérdida por efecto de la lluvia pues provee una cubierta continua y permanente. Además, las pendientes en las que se encuentran son bajas, lo que contribuye a su estabilidad.

Finalmente, en la clase V si bien los valores no son superiores a los de las demás clases, sí son altos. Esto se atribuye a que las áreas no están totalmente desprovistas de vegetación, ni se encuentran completamente aisladas de zonas arboladas desde donde se da el aporte de

materiales, el cual se ve favorecido en las zonas bajas de las pendientes. Estos aportes permanecen por más tiempo en el suelo debido, probablemente, a que la escasa población microbiana que allí vive descompone sólo una fracción del material disponible, o bien este permanece intacto si las condiciones no permiten la existencia de vida.

Por otro lado, la capacidad de amortiguamiento que tiene el suelo ha contribuido a que la pérdida de sus propiedades sea lenta, además de que en algunas zonas el cambio de uso de suelo es relativamente reciente.

Las variaciones encontradas en el contenido de materia orgánica para las distintas clases de perturbación, presentan la misma tendencia que las registradas en la determinación de nitrógeno total. Esto debido a que la mayor parte de este elemento está contenido en ella y, por tanto, depende directamente de la cantidad en que esta se presenta.

Particularmente, en los suelos de regiones húmedas el nitrógeno proviene, como ya se indicó, de la materia orgánica y, en menor proporción, del agua de lluvia. Su contenido total varía de 0.05 a 2%, del cual alrededor del 50% se presenta como aminoácidos, una cantidad pequeña como amidas, del 5 al 10% como azúcares amínicos y alrededor del 30% no se ha identificado (FitzPatrick, 1984).

Los hongos ectomicorrízicos poseen la capacidad de utilizar estas fuentes orgánicas, así como las inorgánicas en forma de nitratos y amonio. En contraste con muchas bacterias, no existe evidencia de que los hongos puedan fijar el nitrógeno atmosférico.

Todo suelo como resultado de la acción de factores interrelacionados tiene contenidos más o menos definidos de materia orgánica y de nitrógeno. Estos, hay que hacer notar, difieren marcadamente de acuerdo al manejo del suelo y a su cubierta vegetal.

Después del nitrógeno, el fósforo es el nutrimento más requerido, tanto por las plantas como por los microorganismos, su principal función fisiológica radica en algunos pasos esenciales en la acumulación y liberación de energía durante el metabolismo celular.

La cantidad de fósforo en la solución del suelo, en cualquier tiempo dado es muy baja, por lo general, menos de una parte por millón y aparentemente, existe menos fósforo en los suelos que sostienen cultivos de coníferas; lo cual concuerda con los resultados obtenidos. Además, los andosoles, grupo de suelos predominante en el área, tienden a fijar el fósforo haciéndolo no disponible para las plantas y organismos que habitan el suelo.

La disponibilidad de este elemento está influida por varios factores, entre ellos: (1) la acidez del suelo; (2) la presencia de hierro, aluminio y manganeso solubles, los cuales forman precipitados insolubles en suelos muy ácidos, pero en condiciones normales evitan su lixiviación y, (3) el tipo de humus y su tasa de descomposición (Pritchett, 1986).

En la mayoría de los suelos minerales, de la mitad a dos terceras partes del total del fósforo es orgánico, pero las proporciones varían de 4 a 90% según el tipo de suelo. La gran cantidad de vegetación que se descompone en el suelo es la principal fuente de compuestos orgánicos de fósforo. Sin embargo, estas formas son poco asimilables por las plantas por lo que deben sufrir primero una mineralización y aparecer en forma iónica. La ventaja que ofrecen en este caso, los

hongos ectomicorrízicos, radica en la mayor superficie de captación que ofrece la expansión de las hifas en zonas donde no pueden penetrar las raíces más gruesas (Bowen, 1973) y en la producción de enzimas que catalizan la hidrólisis de los fosfatos orgánicos, haciéndolos asimilables (Harley, 1969).

La asimilabilidad del fósforo varía con el tipo de suelo, alcanzando su valor óptimo cuando es retenido por la arcilla de los complejos humicoarcillosos.

En los resultados obtenidos, se encontró que los suelos de las cinco clases de perturbación son pobres en fósforo, aunque los valores se incrementan un poco más para las clases II y V. Probablemente, el mayor aporte y la rápida descomposición de la materia orgánica con que contribuye la vegetación secundaria sea la causa del ligero incremento registrado en la clase II, mientras que en la clase V las arcillas y la materia orgánica quizá retengan el fósforo permanentemente dado que no es asimilado.

La arcilla y la materia orgánica humificada son las fracciones más importantes del suelo porque representan las porciones más activas tanto física como químicamente. Esta actividad se basa en su carácter coloidal, en su gran área superficial y en su carga negativa, gracias a las cuales el suelo puede actuar como un almacén de nutrientes para los organismos.

Esta retención reduce la pérdida de cationes por lixiviación y, al mismo tiempo, los mantiene disponibles para que sean captados por la vegetación. Tales iones pueden intercambiarse por otros cationes fácilmente; de ahí su nombre de cationes intercambiables (Bohn, 1993).

La capacidad de intercambio catiónico (CIC) es una expresión del número de sitios de adsorción de cationes por unidad de peso de suelo y se define como la suma de cationes intercambiables adsorbidos. El intercambio de cationes en el suelo está afectado por una serie de factores, tales como: la naturaleza misma de cada catión, la concentración de cada uno de ellos en relación a los otros cationes existentes y el pH de la solución del suelo, entre otros.

Los resultados obtenidos muestran que las cuatro primeras clases perturbación tienen una CIC alta, lo cual concuerda con el contenido de materia orgánica, con el tipo de textura y con el pH del suelo. Sin embargo, en la clase V se registra un valor más bajo probablemente relacionado con la menor cantidad de materia orgánica encontrada.

Por otro lado, cabe mencionar que en la Delegación Magdalena Contreras se realizó en 1988 un estudio de suelos para algunos terrenos de la Comunidad del mismo nombre, para determinar tipos de cultivo y dosis de fertilización más adecuados. Dicho estudio fue hecho por la Comisión Coordinadora para el Desarrollo Rural (Subdirección Regional No. 1) e incluye numerosas determinaciones, algunas de las cuales también fueron hechas para el presente trabajo.

De los 13 pozos y una barrena que se abrieron, 5 (los últimos en la numeración) se encuentran dentro de la zona de estudio. Su localización es dispersa y no se refiere la ubicación exacta por lo que parece ser que, de acuerdo con el análisis de imágenes, concuerdan con zonas donde se ha removido la vegetación correspondiendo a la clase V de perturbación. En la Tabla 15 se presentan los resultados que ellos obtuvieron en comparación con los nuestros.

Tabla 15. Resultados obtenidos por la Comisión Coordinadora para el Desarrollo Rural.

Sitio	D. aparente g/cm ³	Textura	pH	Nitrógeno %	M.O %	Fósforo ppm
Pozo 1	0.53	Migajón	5.0	0.65	12.53	0.78
Pozo2	0.94	Migajón	5.0	0.63	12.01	0.39
Pozo 3	1.09	Migajón	5.9	0.20	3.84	0.19
Pozo 4	0.99	Migajón	5.4	0.29	5.55	0.19
Barrena	0.96	Migajón arenoso	5.1	0.33	6.29	0.29
Clase IV	0.93	Migajón	5.4	0.53	15.54	0.35
Clase V	1.10	Migajón	5.7	0.26	9.16	2.89

Los valores obtenidos para los pozos 1 y 2 son más aproximados a los que en este trabajo corresponden a la clase IV, mientras que en los pozos 3, 4 y la barrena tienen mayor relación con la clase V. La importancia de estas comparaciones radica en que dado el uso que se da al suelo (agrícola) sus condiciones, al momento del estudio son buenas, lo cual coordina con lo obtenido en este trabajo para las zonas con mayor grado de perturbación.

De manera general, las propiedades del suelo aquí evaluadas demuestran que, en las áreas con mayor grado de perturbación, no se registran alteraciones significativas con respecto a las menos perturbadas. Probablemente debido al poder de amortiguamiento que, de manera natural tienen los suelos; a que las primeras ocupan superficies no muy grandes; a que no se encuentran totalmente aisladas de zonas arboladas y a que, para algunas, el cambio de uso de suelo es relativamente reciente. Sin embargo, como se mencionó anteriormente, de continuar el mal manejo de los recursos forestales puede ser que no solo las condiciones de las zonas deterioradas empeoren sino que se extiendan a las mejor conservadas pues, como se observa en la Figura 2a, ya existen procesos de transición entre clases, desafortunadamente en orden ascendente.

Los elementos formadores del suelo son: la vegetación, el clima, el material parental, el relieve y el tiempo. La acción integrada de todos ellos dan como resultado diferentes tipos de suelo, cada uno con características distintivas. La modificación de las condiciones naturales de un área determinada altera el papel de cada uno de ellos, a tal grado, que las lluvias continuas que alguna vez favorecieron el desarrollo de la cubierta vegetal y del suelo gracias al aporte de materia orgánica y a los procesos de descomposición y mineralización de los microorganismos, ahora ocasionan el arrastre del suelo y la pérdida de este dando paso a la erosión; situación que es favorecida cuando los terrenos poseen un relieve inclinado. La permanencia de estas circunstancias en el tiempo llevarán a condiciones difíciles de corregir.

7.5 POTENCIAL DE INÓCULO

Las comunidades ectomicorrízicas, como se ha mencionado anteriormente, son sensibles a la perturbación del ecosistema, lo que se ve reflejado en la reducción de la riqueza de especies de hongos, así como, en el potencial micorrízico. Es por ello que, particularmente, la perturbación antrópica de los ecosistemas forestales puede significar una seria dificultad para la micorrización natural de las plántulas que resultan de la germinación de las semillas que se han dispersado de manera natural, lo que afecta significativamente su establecimiento y

sobrevivencia ya que la dispersión de esporas desde sitios no perturbados puede ser insuficiente para proveer inóculo a niveles comparables con un bosque no alterado (Hagerman *et al.*, 2001). Este hecho, representa un riesgo muy importante que pone en peligro la regeneración natural de los bosques.

Por lo anterior, la evaluación del potencial de inóculo tuvo como finalidad determinar la presencia de propágulos micorrízicos en las clases del ecosistema clasificados con niveles de perturbación: I, III y V. Estos niveles, cualitativamente, se describen como perturbación: escasa, moderada y alta, respectivamente.

Con la evaluación efectuada, mediante la medición de algunas características de las plántulas, se encontró que aquellas crecidas en el suelo clasificado como clase I de perturbación (sin realizar ninguna dilución del suelo) se registraron los valores más altos en tres de las cinco propiedades medidas. Sin embargo, el mayor número de plántulas con inicios de micorrización se encontró en la clase de perturbación III (c.p. III), con la dilución 1:10.

Esto indica que el desarrollo de las plántulas, más que determinado por la presencia de micorriza, probablemente fue promovido por la capacidad de la plántula para obtener los nutrimentos del suelo sobre el que se desarrolló ya que la micorriza, en todos los casos, se encontraba en la etapa inicial de su formación.

Ante tales circunstancias, las condiciones del sustrato fueron las que tuvieron una mayor influencia sobre el crecimiento de las plántulas pues, como se aprecia en los resultados, en la clase V de perturbación no solo se registraron los valores más bajos en cuanto a peso y tamaño de las plántulas sino, también, se obtuvo la menor sobrevivencia de las mismas después de los ocho meses de permanencia en el vivero.

La cantidad de composta agregada a los tratamientos correspondientes a la c.p. V, con y sin dilución, pudo haber mejorado parcialmente sus características, pues aunque a la mayor compactación del suelo, con respecto a las otras clases, es probable atribuir la mayor mortalidad de plántulas que se registró en estos tratamientos, los resultados obtenidos de la medida de las distintas variables, muestran que si bien son menores a los presentados en las clases I y III, la diferencia significativa solo se registró en el diámetro del fuste. El suelo de los tratamientos correspondientes a los niveles I y III presentó buenas características de estructura y porosidad, las cuales se vieron mejoradas aun mas con la composta agregada.

Por otro lado, la baja micorrización de las plántulas se atribuye a la escasez de propágulos existentes en el suelo, ya que para la inoculación de plántulas con esporas se agregan poblaciones de 1×10^6 a 1×10^9 (Pérez-Moreno, 2002; Santiago 2002).

En este experimento se utilizaron contenedores de, aproximadamente, 60 gr. de capacidad donde cerca de 24 gr. correspondieron al suelo forestal en el caso de los tratamientos sin dilución, en donde probablemente la cantidad de propágulos fue baja.

El tiempo que permanecieron en el vivero favoreció la presencia de micorriza, aunque esta era incipiente, se esperaría que si se hubiesen dejado las plántulas por un lapso más prolongado la micorrización habría sido mayor.

Estos resultados son comparables a los obtenidos por Santiago (2002) quien también utilizó

suelo forestal sin esterilizar pero, a diferencia de este estudio, no lo mezcló con otros componentes. En dicho trabajo se evaluó el porcentaje de micorrización cada 2 meses para un total de 6, sin obtener ninguna micorrización. Probablemente, como se mencionó anteriormente, la diferencia en el tiempo de permanencia en el vivero haya influido en los resultados de ambos estudios y el permitir un mayor crecimiento del sistema radicular contribuyó al contacto entre los simbioses.

Meyer (1973) encontró que, aún en las zonas con mayor grado de deterioro, es posible encontrar propágulos capaces de micorrizar plántulas los cuales, probablemente, provienen de las regiones arboladas cercanas, más que tratarse de propágulos viables con permanencia en el suelo por largos periodos. Por lo que se refiere al tamaño del área perturbada y la distancia de zonas arboladas son estos factores importantes que deben considerarse para la recuperación del potencial micorrízico de este edafocistema dado que, en este caso, aunque el tamaño de las zonas perturbadas es variable, existen áreas arboladas adyacentes a partir de las cuales se puede dar el aporte de inóculo.

En la clase de perturbación III, con y sin dilución, se registró el mayor número de plántulas con formación de micorriza; esto puede atribuirse a que si bien el número de árboles en el área es menor en comparación con la clase I, los que existen pueden estar funcionando como "refugio de inóculo", a partir de los cuales se dispersan los propágulos de los hongos, principalmente esporas, para colonizar las raíces de las plántulas que estén disponibles. La importancia de los árboles refugio es muy amplia en las áreas perturbadas, ya que conservan gran parte de la riqueza natural de los hongos micorrízicos del bosque; la disminución de "árboles refugio" podría disminuir significativamente el suministro de inóculo (Kranabetter, 1999). La misma función pueden estar jugando los árboles que, en menor proporción, existen aun en la clase de perturbación IV.

Asimismo se ha visto que, después de realizar claros, algunas especies de arbustos previamente presentes en el dosel y que persisten forman ectomicorrizas y tienen la capacidad de mantener el inóculo fúngico que podría desaparecer dada la ausencia de sus árboles hospederos; no obstante, este hecho no se verificó durante este estudio. Entre dichas plantas se encuentran algunas especies de los géneros *Arbutus* y *Arctostaphylos*, con las cuales especies de hongos basidiomicetos y ascomicetos que forman ectomicorrizas con árboles pueden formar micorrizas ericoides con dichos arbustos. Esto se infiere debido a que se ha observado que las plantas que comúnmente forman micorrizas ericoides pueden también asociarse con hongos ectomicorrízicos (Hagerman, 2001).

Por lo que respecta a la clase de perturbación I, el menor número de plántulas con inicios de colonización micorrízica pudo haberse debido al efecto de la aleatoriedad en la distribución de los propágulos presentes en los envases donde se desarrollaron las plántulas.

A pesar de esto, con el experimento fue posible demostrar que la cantidad de inóculo presente en la clase III de perturbación, es aún suficiente para colonizar nuevas plántulas que, de manera natural, constituyan el renuevo del bosque, así como aquellas trasplantadas desde un vivero.

Asimismo, implícito al experimento, fue la intención de conocer la cantidad mínima de suelo forestal, capaz de actuar como inóculo suficiente para micorrizar plántulas en vivero. Esto debido a que en los viveros se da un amplio uso al suelo extraído de los bosques como fuente de

inóculo y con el propósito de reducir la cantidad empleada pues, generalmente, en estos lugares no se realizan diluciones y el suelo forestal constituye la totalidad del sustrato sobre el que se desarrollan las plántulas, desde su siembra hasta que alcanzan el tamaño adecuado para su trasplante al bosque. Durante este período se realizan, por lo menos, tres cambios de envase lo que significa una demanda mayor de suelo forestal para los viveros.

Sin embargo, si consideramos los resultados de este estudio, es posible tomar en cuenta esta alternativa para ser probada manteniendo durante un período más prolongado el experimento, con el propósito de saber si el grado de micorrización que se alcanza es satisfactorio, el tiempo en que esta se logra y la respuesta de las plántulas pues, de acuerdo con lo que se observó, aún diluyendo el suelo diez veces es posible conseguir micorrización.

Es importante considerar, que la inoculación de las plántulas desde el vivero, otorga ventajas para su adaptación, sobrevivencia y desarrollo en campo; sobre todo cuando las condiciones de los sitios de trasplante imponen factores de estrés. Sin embargo, el éxito que pueda obtenerse depende directamente del hongo con que se inocule pues, como se observó en el apartado II, no todos poseen la misma capacidad de adaptación cuando se modifican las características donde crecen de manera natural.

VIII. PROPUESTA PARA USO DE LOS HONGOS ECTOMICORRÍZICOS

La utilidad de estudiar a los hongos ectomicorrízicos no solo se basa en la valiosa alternativa que representan para la recuperación de ecosistemas forestales perturbados a través de su inoculación en plántulas destinadas a estas áreas. En el presente estudio se ha puesto de manifiesto la información que brindan como indicadores de algunas de las propiedades del ecosistema forestal ya que son muy sensibles a las modificaciones ambientales estrechamente relacionadas con su funcionamiento. El daño que sufran las poblaciones de hongos potencialmente afecta al ecosistema en su totalidad, ya que se reduce el establecimiento de plántulas y la vitalidad de los árboles adultos los cuales dependen de las ectomicorrizas para la adquisición de nutrientes desde el suelo reduciendo así la pérdida de recursos (Waltert, 2002).

Asimismo, en la búsqueda de las causas que ocasionan los cambios en su biodiversidad se evidencian todos aquellos factores que de alguna manera están influenciando dichos cambios. Así, los hongos ectomicorrízicos pueden ser indicadores, aunque quizá no de manera directa, del grado y tipo de perturbación que está ocurriendo en el entorno.

Recientes cambios en la diversidad y producción de esporocarpos ectomicorrízicos en diferentes regiones de Europa, por ejemplo, han sido atribuidos a la sucesión forestal, la recolección de cuerpos fructíferos comestibles, cambios en el manejo del bosque, influencia directa de contaminantes atmosféricos, acidificación de suelos forestales con la consecuente disponibilidad de aluminio en el suelo, deposición de nitrógeno, incremento en la acumulación de hojarasca, cambios en el estrato herbáceo y reducción de la vitalidad de los árboles (Arnolds, 1990). El grado de influencia de estos factores, así como sus interacciones, difieren en los distintos lugares donde se presenta la reducción de las poblaciones ectomicorrízicas, por lo que la acertada identificación de la o las causas principales es de primordial importancia para tomar las medidas correctas que permitan revertir los procesos de deterioro.

En el presente estudio, la reducción en el número de especies micorrízicas corrobora la información obtenida por medio de técnicas distintas sobre el daño que sufre la zona de estudio, pero además como ya se ha comentado, permitió elucidar con mayor certeza las causas, las cuales se presentan en Discusión.

Por lo anterior, se considera de vital importancia el estudio de este componente del ecosistema forestal, pues los beneficios se hacen notar en dos aspectos: el primero, en cuanto al conocimiento de su comportamiento ante el deterioro y como indicadores de los tipos de este, citado en los párrafos precedentes y, el segundo, porque a partir de ello es posible proponer acciones concretas para detener y revertir los procesos en cuyas acciones se incluye su uso en vivero, como se expone a continuación.

La Delegación Magdalena Contreras cuenta, desde hace varios años, con el vivero llamado "Potreritos", el cual se ubica en el ejido de San Nicolás Totoloapan, cerca del Ajusco. Actualmente este vivero tiene como meta producir 60,000 arbolitos al año. Las especies que en él se siembran son *Pinus patula*, *P. ayacahuite*, *Abies religiosa*, 2 especies de *Quercus* (probablemente *Q. rugosa* y *Q. leiophylla*) y *Cupressus*. A excepción del cedro, el cual se utiliza para reforestación de parques, todas las demás especies se emplean para reforestar los bosques de la Delegación.

Los árboles destinados a la reforestación de la cuenca del Río Magdalena provienen de este vivero y de los viveros de la Comisión de Recursos Naturales y Desarrollo Rural (CONEDAR) y de CORENA.

En el vivero se utiliza inóculo de suelo para promover la micorrización de las plántulas. Las semillas se recolectan en las áreas forestales cercanas al igual que la tierra de monte y la de hoja cuya mezcla se emplea como sustrato desde la germinación. Aproximadamente, todos los días se emplean alrededor de 500 a 600 kg de tierra.

Las personas que trabajan en el vivero desconocen la existencia de las micorrizas y los beneficios que éstas proporcionan a la planta, sin embargo, por observación y gracias a la experiencia que han adquirido tras trabajar varios años en este lugar saben cuando las plantas están enfermas o tienen alguna deficiencia.

Sólo una vez se ha empleado un producto comercial para micorrizar las plántulas, dicho producto se llama EctoRize, y aparentemente se trata de esporas en solución. Desafortunadamente, este inóculo lejos de beneficiar a las plántulas causó en ellas amarillamiento y muerte por lo que inmediatamente se suspendió su uso. Al realizar observaciones microscópicas de esta solución no se encontró en ella ningún tipo de propágulo micorrízico, menos aún, se encontraron esporas.

Ante esta situación y dada la disponibilidad de las personas que dirigen y trabajan en el vivero para probar nuevas alternativas, se realizó una propuesta con base en los resultados obtenidos.

De funcionar satisfactoriamente las recomendaciones que aquí se hacen, sería conveniente extenderlas a aquellos viveros cuyas plantas se destinan a la zona o bien restringir al vivero Potreritos los trabajos de reforestación por lo menos los correspondientes a las zonas más perturbadas. Esto con la finalidad de homogenizar los procesos ya que los métodos de inoculación así como los hongos inoculados difieren en los distintos viveros. Sobre todo es necesario limitar la introducción de hongos exóticos cuyo efecto sobre los nativos aún se desconoce, pues algunos viveros adquieren inóculo de tipo comercial donde las especies empleadas no son las mismas que se encuentran en el área.

8.1 TIPO DE HONGO

Como ya se mencionó anteriormente, en la zona de estudio se encontró un total de 38 especies de hongos ectomicorrízicos, distribuidos heterogéneamente a través de las cinco clases de perturbación identificadas.

Para proponer el uso de alguna o algunas especies como fuente de inóculo se consideró, en primera instancia, a las especies que estuvieron presentes en los niveles de perturbación más altos, esto debido a que no todas poseen la misma capacidad de adaptación a condiciones adversas (Schramm, 1966).

En este caso, la especie que presentó una mayor resistencia a la perturbación fue *Scleroderma verrucosum*, la cual sólo se encontró asociada a *Quercus* sp. Esta especie es abundante en la zona y provee gran cantidad de esporas de fácil obtención dada la forma esférica del cuerpo

fructífero. Estas características otorgan ventajas, en el caso de que sea de tipo esporal el inóculo elegido.

Otras especies propuestas son *Inocybe maculata* var. *fastigiella*, *Russula americana*, *I. praetervisa*, *Lactarius salmonicolor* y *Amanita rubescens*. Las dos primeras se presentan en cuatro de los cinco niveles de perturbación, además, de que sus carpóforos son abundantes. *I. praetervisa* se encontró en las clases de perturbación II, III y IV y, las dos últimas se consideran aunque solo se hayan encontrado en los tres primeros niveles, debido a que también son abundantes y a su uso comestible, lo cual permitiría agregar un beneficio económico y/o alimenticio al empleo de este tipo de hongos.

A favor de *A. rubescens* existen estudios (Schramm, 1966) en los que se reporta como uno de los escasos hongos capaces de micorrizar y permitir la sobrevivencia de plántulas sobre sustrato constituido por desechos de minas, donde factores como alta temperatura, baja disponibilidad de humedad y de materia orgánica ejercen fuertes presiones de selección sobre las especies fúngicas.

Otras especies como *Amanita tuza* y *Russula brevipes* se encontraron también en las clases III y IV, sin embargo, no son tan abundantes como las anteriores.

Las especies antes mencionadas son frecuentes en el bosque de *Abies*. Mientras que de las asociadas con *Pinus* se consideró a *Suillus luteus*, debido a que es muy abundante y, en este caso, se encontró sólo en este tipo de vegetación, por lo cual es la especie a proponer.

Como se observa, para cada especie arbórea hay especies fúngicas que no se consideran con otra, esto debido a que ninguna de ellas las incluye a todas como hospedero. La preferencia sobre el uso de especies generalistas o con mayor especificidad de hospedero es una cuestión discutida aunque parece son mejores las últimas, pues una relación más especializada puede proporcionar mayores beneficios a la especie arbórea con la que se establece (Mikola, 1973).

Es importante mencionar que en el proceso de sucesión de las poblaciones ectomicorrízicas se han diferenciado especies denominadas de etapas tempranas, las cuales aparecen durante los primeros cuatro años, después de este período aparecen las de etapas tardías. De acuerdo con esta clasificación los hongos de etapas tardías no son capaces de infectar plántulas y son difícilmente adaptables a zonas perturbadas pues demandan mayor cantidad de carbohidratos, presentan crecimiento micelial más lento y los nutrimentos los obtienen principalmente de combinaciones orgánicas (Keizer y Arnolds, 1994). Los géneros *Laccaria*, *Hebeloma*, *Inocybe* y *Thelephora* corresponden a etapas tempranas siendo relativamente pocas especies, mientras que la gran mayoría de los hongos ectomicorrízicos pertenecen a etapas tardías como son los géneros *Amanita*, *Boletus*, *Cortinarius*, *Lactarius* y *Russula*.

Aún es necesario realizar mayores estudios al respecto por lo que actualmente se consideran como especies fuente de inóculo a aquellas pertenecientes a ambos grupos (Pérez-Moreno, 2002).

Considerando esta situación, se propone probar como especies de etapas tempranas, para *Pinus* a *Inocybe dulcamara* y, para *Quercus* a *I. praetervisa* e *I. asterospora*. Dichas especies fúngicas fueron encontradas en estos tipos de vegetación, sin embargo, su consideración sólo obedece a su posición en el proceso de sucesión ya que a excepción de *I. praetervisa*, los demás no son muy

abundantes y/o su distribución a través de los niveles es restringida.

Las especies aquí sugeridas corresponden en su mayoría a etapas tardías, el considerarlas independientemente de la etapa en la que aparecen se debe a que en muchos de los inoculantes comerciales se procede de la misma forma, sobre todo se considera de gran interés verificar la capacidad de los hongos de distintas etapas en la sucesión para infectar plántulas y para adaptarse a suelos perturbados. Esto permitiría hacer más eficaces los programas de inoculación y reforestación, pues estos se enfocarían al uso de las especies más adecuadas, las cuales podrían reducirse solo a las primeras en la sucesión o bien continuar empleando especies de ambas etapas.

8.2 TIPO DE INÓCULO

El inóculo que se propone emplear es el esporal, pues el de suelo ya se utiliza y aunque ha dado buenos resultados se pretende limitar el empleo de suelo forestal para evitar mayores daños a los bosques por pérdida de materia orgánica y nutrientes. Asimismo, en estos casos, se desconoce el hongo con el que se realiza la simbiosis y es probable que este no sea el adecuado para brindar los mejores beneficios a su hospedero en condiciones desfavorables.

Por otro lado, para el uso de inóculo micelial aún falta mucho por hacer en cuanto a lograr aislamientos de los hongos propuestos, además de que su uso requiere de mayor sofisticación del vivero. Ahora se pretende lograr beneficios con los recursos con que se cuenta.

Si bien el uso de inóculo esporal presenta limitantes debido a que la producción de cuerpos fructíferos ocurre sólo en la época de lluvias, es posible exceder la cantidad necesaria si se emplea más de una especie. Por lo general, se recomienda el uso de esporas frescas siempre que sea posible, sin embargo, se ha demostrado que esporas refrigeradas a 5°C pueden mantener una viabilidad aceptable hasta por un período de un año (Pérez-Moreno, 2002). Para conocer las técnicas que se emplean en la aplicación y producción de inóculo esporal consultar el apartado de Materiales y Métodos.

El método empleado y el hongo aplicado deben ser evaluados con el porcentaje de micorrización y crecimiento de las plántulas para elegir el más indicado. Posteriormente, cuando las plántulas se transporten a campo es necesaria otra evaluación considerando el porcentaje de sobrevivencia.

Se recomienda probar el empleo de composta como sustrato, o bien, empleándola como parte de este como se realizó en este trabajo, para evitar que se continúe con la extracción de tierra de monte. De existir otro posible sustrato en el vivero puede probarse para obtener mejores resultados y descartar posibilidades.

Si bien con los hongos propuestos se pretende obtener buenos resultados para reforestar las clases de perturbación III, IV y V, las plántulas inoculadas con ellos también podrían destinarse a la clase II pues no existe ningún inconveniente para ello.

En algunos casos, se recomienda la adición de materia orgánica a los sitios mayormente erosionados para mejorar las condiciones del suelo y facilitar el establecimiento de los hongos micorrízicos redundando esto en la mayor sobrevivencia de las plántulas. Para la zona de

estudio podría probarse esta posibilidad si se construyera una planta de composta, con la finalidad de optimizar resultados.

Asimismo será necesario realizar algunos trabajos adicionales en las zonas perturbadas pues la sola reforestación no basta para detener procesos erosivos que se ven favorecidos por las fuertes pendientes (Figura 2b). En estas áreas es necesaria la estabilización del suelo a través de la construcción de terrazas y la reforestación de éstas.

Es conveniente delimitar zonas de recolección de los cuerpos fructíferos para organizar la extracción, de tal manera que ésta no implique daños a las poblaciones naturales. De existir varios lugares de recolección es factible su rotación y nunca se debe recolectar la totalidad de los carpóforos, pues varias especies dependen del inóculo esporal para persistir. En el caso de las especies comestibles, se propone obtener una porción del inóculo a través de la compra de los hongos en los mercados, los cuales no necesariamente deben provenir de la zona.

El incremento en la diversidad de especies micorrízicas en zonas reforestadas ocurre de manera natural a través de la dispersión de otros hongos provenientes de zonas forestales cercanas, lo cual como se menciona para el potencial de inóculo en distintas clases de perturbación, está sucediendo en la zona, dado que las áreas mayormente dañadas no están aisladas de aquellas que presentan menor grado de deterioro.

Se sugiere reforestar con especies arbóreas nativas del área, principalmente, *Abies religiosa*, *Pinus hartwegii*, *Quercus rugosa* y *Quercus leiophylla*, cada una en la zona de distribución que le corresponde. Con el empleo de los hongos ectomicorrízicos también nativos se trata de aprovechar las ventajas ofrecidas por la adaptación de los simbiontes a las condiciones de la zona o bien, promoviendo la recuperación de las áreas más deterioradas con especies originales para evitar la introducción de otras, cuyos efectos pudieran no ser tan benéficos como se pretende. Asimismo, la recuperación más cercana de lo existente antes del disturbio solo puede ocurrir empleando las mismas especies.

Finalmente, cabe mencionar, que las áreas menos perturbadas pueden sólo requerir que se permita la continuidad de los procesos de sucesión evitando la influencia humana.

Todo lo anteriormente propuesto constituye un gran campo de investigación poco explorado aún en nuestro país, pese a su gran biodiversidad. Donde el uso adecuado de las micorrizas, como se ha hecho ver, constituye amplios beneficios. Es necesario promover estudios micológicos en el Suelo de Conservación del Distrito Federal, pues al igual que en el resto de la República se posee un gran potencial, el cual no ha sido lo suficientemente valorado.

Asimismo, es estrictamente necesario considerar el contexto en el que se encuentra la zona que se pretende reforestar, pues en la gran mayoría de los casos se encuentran involucrados numerosos factores en el estado de perturbación del área, por lo que es esencial abordar la problemática en su totalidad, lo que requiere tomar diversas medidas a diferentes niveles. Esta situación se presenta en la zona de estudio en la que existen problemas de diferente índole entre los que se encuentran la tala clandestina, el uso recreativo no regulado, el cambio de uso de suelo, el régimen de tenencia de la tierra, así como deficiencias en normatividad y vigilancia.

IX. CONCLUSIONES

La gran diversidad biológica, climática, edáfica y cultural que existe en nuestro país requiere de implementar estrategias distintas para solucionar la problemática ambiental presente en cada zona. No existe una fórmula única que pueda aplicarse en todos los casos, y el empleo de los hongos micorrízicos constituye una herramienta para alcanzar mejores resultados, pero son necesarias investigaciones cuidadosas para su empleo y sobre todo, es necesario un cambio de mentalidad económica, política y de respeto por el ambiente.

De la realización de este trabajo se obtuvieron las siguientes conclusiones:

- El conjunto de problemas de diferente índole, presentes en la zona de estudio han limitado su correcto funcionamiento como Área Natural Protegida.
- Se identificaron cinco clases de perturbación de suelo y vegetación en el área de estudio entre las que existe concordancia directa, dado que la deforestación es uno de los factores de mayor relevancia relacionado con el deterioro edáfico.
- La distribución de los distintos grados de perturbación en la zona es irregular lo que la hace más susceptible a la generalización de esta. Las causas principales son la tala clandestina, cambio de uso de suelo, asentamientos humanos irregulares y turismo no regulado.
- Las 42 especies de hongos identificadas se consideran nuevos registros para la zona y se registra por primera vez para la micobiota mexicana a *Amanita cylindrispora*, *Inocybe eutheles*, *I. maculata* var. *fastigiella* e *I. obsoleta*.
- La mayor diversidad de hongos ectomicorrízicos se localizó en el bosque de *Abies* evidenciando su escasa especificidad para con sus simbioses.
- La reducción y pérdida de diversidad micorrízica son consecuencia de la disminución y remoción de sus hospederos, así como de cambios en las propiedades del suelo.
- *Amanita tuza*, *Inocybe maculata* var. *fastigiella*, *I. praetervisa*, *Russula americana*, *R. brevipes* y *Scleroderma verrucosum* fueron las especies que se encontraron en la clase de perturbación IV, mientras que en la Clase V no se registró ningún hongo ectomicorrízico.
- Las condiciones físicas y químicas del suelo en las clases con perturbación más alta aún no han cambiado considerablemente con respecto a las presentes en los suelos mejor conservados. Esto significa que se facilitarán las labores de recuperación de la cobertura vegetal.
- La disminución de la cantidad de inóculo de suelo por medio de diluciones, hasta diez veces, permite la micorrización de las plántulas, aunque implica mayores períodos tiempo para que la simbiosis se establezca.

- El potencial de inóculo de suelo que persiste en las clases de perturbación III y V es favorecido por la existencia de árboles que funcionan como reservorio de este y por la cercanía de zonas arboladas a partir de las cuales se da el aporte hacia las más deterioradas.
- La presencia de zonas forestales circundantes a las áreas perturbadas facilitan la dispersión natural de otras especies micorrízicas contribuyendo a los procesos de recuperación de dichas áreas.

X. SUGERENCIAS

- Es importante modificar los métodos de propagación de especies forestales para reforestación que se utilizan en los viveros, implementando técnicas que limiten el uso de suelo forestal como inóculo y sustrato, en vista del daño ecológico que significa la extracción de suelo de los ecosistemas forestales.
- En los viveros se utiliza inóculo proveniente de diversas fuentes incluyendo, inoculantes comerciales preparados con cepas extranjeras y, en menor proporción, con cepas mexicanas. Actualmente, la demanda de inoculantes micorrizicos es cubierta por empresas dedicadas a la importación de estos productos o, en el mejor de los casos, por inoculantes preparados en México con especies autóctonas, con el consecuente impacto ecológico que conlleva la introducción de especies exóticas a un ecosistema. Existe en la legislación mexicana escasa normatividad para el uso de inoculantes de origen nacional y de importación, además de ser desconocida tanto por los productores forestales, como por comercializadores y académicos.
- Frecuentemente, los resultados de la investigación mexicana no son conocidos por la gente involucrada en el manejo de los recursos forestales debido, entre otras razones, a la falta de información publicada; lo que origina la mala toma de decisiones que lejos de beneficiar causan mayores daños y, asimismo, se pierde interés en las actividades científicas por parte de personas o industrias que podrían beneficiar estos estudios a través de apoyo político y financiero para investigaciones sobre problemas específicos.
- Es necesaria la pronta elaboración e implementación de un programa de manejo en el que se aborden aspectos no solo ecológicos sino, también, sociales, económicos y culturales que permita la restauración y conservación de los edafosistemas forestales, como es el caso del área de estudio.

XI. LITERATURA CITADA

- Agerer, R. 1986. Studies on ectomycorrhizae III. Mycorrhizae formed by four fungi in the genera *Lactarius* and *Russula* on spruce. *Mycotaxon* 27: 1-59.
- Agerer, R. 1987. Studies on ectomycorrhizae IX. Mycorrhizae formed by *Tricholoma sulfureum* and *T. Vaccinum* on spruce. *Mycotaxon* 28: 327-360.
- Aguilera H. N. 1989. *Tratado de edafología de México*. Tomo I. Universidad Nacional Autónoma de México.
- Aguirre, A.C.E. y E. Pérez-Silva. 1978. Descripción de algunas especies del género *Laccaria* (Agaricales) de México. *Bol. Soc. Mex. Mic.* 12: 33-58.
- Alessio, C.L. 1980. *Iconographia Mycologica*. XXIXa. Suppl. III. *Inocybe*. Testo a cura.
- Alexander, M. 1980. *Introducción a la microbiología del suelo*. AGT EDITOR. México. 491 p.
- Amaranthus, M.P. 1992. Mycorrhizas, forest disturbance and regeneration in the Pacific northern United States. In: Read, D.J., D.H. Lewis, A.H. Fitter e I.J. Alexander (eds) *Mycorrhizas in Ecosystems*. C.A.B. International, Wallingford, UK, 202 - 207.
- Amaranthus, M.P. and D.A. Perry. 1987. Effect of soil transfer on ectomycorrhiza formation and the survival and growth of conifers seedling on old, non- reforested clear-cuts. *Can. J. For. Res.* 17: 944 - 950.
- Amaranthus, M.P. and D.A. Perry. 1994. The functioning of ectomycorrhizal fungi in the field: linkages in space and time. *Plant and Soil* 159: 133 - 140.
- Arnolds, E. 1991. Decline of ectomycorrhizal fungi in Europe. *Agr., Ecosystems and Env.* 35: 209 - 244.
- ASP. American Society of Photogrammetry. 1993. *Manual of remote sensing*. 2nd ed. Vol 1. Theory, instruments and techniques; 2. Interpretation and applications. Fall Church, VA.ASP&RS. 2440p.
- Ávila, Z.H. 1988. *Aislamiento, caracterización y confirmación de micelios de cuatro especies de Amanita (Agaricales) de México*. Tesis Licenciatura. Facultad de Ciencias. UNAM. México, D.F.
- Bandala, V. M., L. Montoya and I. H. Chapela. 1997. Wild Edible Mushrooms in México: A Challenge and Opportunity for Sustainable Development. In: Palm, M. E. e I. H. Chapela (Eds.) *Mycology in Sustainable Development: Expanding Concepts, Vanishing Borders*. Parkway Publishers Inc. Boone, North Carolina, 76 - 90.
- Bauer, T., S. Blenschmidt-Schneider and W. Eschrich. 1991. Regulation of photoassimilate allocation in *Pinus sylvestris* seedlings by the nutritional status of the mycorrhizal fungus *Suillus variegatus*. *Trees* 5: 36 - 43.

- Bjorkman, E. 1970. Forest tree mycorrhiza - the conditions for its formation and the significance for tree growth and afforestation. **Plant and Soil** 32: 589 - 610.
- Black, C.A. 1965. **Methods of Soil Analysis**. Pt. 2 Amer. Soc. Agron. Madison. 1572 p.
- Bowen, G. D. 1973. Mineral Nutrition of Ectomycorrhizae. In: Marks, G.C. and T.T. Koslowski (eds) **Ectomycorrhizae Their Ecology and Physiology**. Edit. Academic Press. New York, 151 - 206
- Bowen, G.D. and C. Theodorou. 1973. Growth of Ectomycorrhizal Fungi around Seeds and Roots. In: Marks, G.C. and T.T. Koslowski (Eds.) **Ectomycorrhizae Their Ecology and Physiology**. Edit. Academic Press. New York, 107 - 150.
- Brand, F. 1992. Mixed Associations of Fungi in Ectomycorrhizal Roots. In: Read, D.J., D.H. Lewis, A.H. Fitter e I.J. Alexander (Eds.) **Mycorrhizas in Ecosystems**. C.A.B. International, Wallingford, UK, 142 - 147.
- Brañes, R. 2000. **Manual de derecho ambiental mexicano**. Fondo de Cultura Económica. México 770 p.
- Capello, S. y J. Cifuentes. 1982. Nuevos registros del género *Suillus* (Boletaceae) en México. **Bol. Soc. Mex. Micol.** 17: 196-206.
- Carranza, T.N. 1998. **Aplicación y evaluación de métodos de conservación a corto y mediano plazo para hongos ectomicorrízicos**. Tesis Licenciatura. Escuela Nacional de Ciencias Biológicas. IPN. México.
- Cervantes, B.S. 1969. Algunas consideraciones geomorfológicas de la Cuenca del Río Magdalena. **Bol. Inst. de Geogr. UNAM.** 2: 89 - 107.
- Clowes, F.A.L. 1951. The structure of micorrhizal roots of *Fagus sylvatica*. **New Phytol.** 50: 1 - 16.
- Comisión Coordinadora Para el Desarrollo Rural. Subdirección Regional No. 1. 1988. **Estudio de suelos de parte de la comunidad Magdalena Contreras, Delegación Magdalena Contreras, D.F.**
- Cruz-Ulloa, B.S. 1990. **Cultivo in vitro y caracterización de micelios de Basidiomicetos ectomicorrizógenos**. Tesis Doctorado. Facultad de Ciencias. UNAM. México, D.F.
- Cruz-Ulloa, B.S. 1995. **Micorrizas, Un Caso de Simbiosis entre Plantas y Hongos**. 2^{da}. Ed. Universidad Nacional Autónoma de México. México. 102 p.
- Cuevas, R.R.A. 1979. Prueba de inoculación con el hongo micorrizico *Pisolithus tinctorius* (Pers.) Coker and Couch, en plántulas de *Pinus montezumae* Lamb. en suelo de vivero. **Ciencia Forestal** 4(19):46-62.
- Dahlberg, A. 2001. Community ecology of ectomycorrhizal fungi: an advancing

interdisciplinary field. *New Phytol.* **150**: 555 - 562.

- DETENAL. 1977. **Carta Edafológica de la Ciudad de México**. E14 A39. Escala 1: 50 000. Instituto Nacional de Geografía e Informática. Secretaría de Programación y Presupuesto. México.
- Diario Oficial de la Federación. 1996. **Decreto que reforma, adiciona y deroga diversas disposiciones la SEMARNAP**. Publicado el 13 de diciembre de 1996. México.
- Duchaufour, P. 1978. **Manual de Edafología**. Edit. Toray-Masson. España. 476 p.
- Ekwebelam, S.A. and C.P.P. Reid. 1983. Effect of light nitrogen fertilization, and mycorrhizal fungi on growth and photosynthesis of lodgepole pine seedlings. *Can. J. For. Res.* **13**: 1099 - 1100.
- Estrada-Torres, A. y M. Valdés. 1986. El crecimiento y la micorrización de plántulas de pino inoculados con *Pisolithus tinctorius* en el semillero o en el envase de trasplante. *Biótica* **11**. 137-142.
- Estrada-Torres, A. y Santiago-Martínez, G. 2003. **Avances en el estudio de la ectomicorriza en el estado de Tlaxcala, México**. Universidad Autónoma de Tlaxcala.
- FAO-PNUMA. 1980. **Metodología provisional para la evaluación de la degradación de los suelos**. Roma. 105p.
- FitzPatrick, E.A. 1984. **Suelos. Su formación, clasificación y distribución**. CECSA. México. 430 p.
- France, R. C. and C. P. Reid. 1983. Interactions of nitrogen and carbon in the physiology of ectomycorrhizae. *Can. J. Bot.* **61**: 964 - 984.
- García, B. R. M. 1997. **Distribución de hongos ectomicorrízicos en rodales de *Abies religiosa* (H.B.K.) Schl. et Cham. y la relación con su declinación**. Tesis Licenciatura. Facultad de Ciencias, UNAM.
- García, E. 1973. **Modificaciones al Sistema de Clasificación Climática de Köppen (para adaptarlo a las condiciones de la República Mexicana)**. 2^{da}. Ed. Instituto de Geografía. UNAM. México. 153 p.
- García, E. 1978. **Los climas del Valle de México**. Colegio de Posgraduados. Chapingo. SARH. México. 63 p.
- García, M.I., A. Moreno y A. Montoya. 2003. Contribución al estudio etnomicológico urbano en el Distrito Federal y áreas conurbadas, Fase1: Delegación Magdalena Contreras. **Memorias, VIII Congreso Nacional de Micología**. Toluca, Estado de México, 68.
- Gaucher, G. 1971. **El Suelo y sus características agronómicas**. Ediciones Omega. España. 647 p.

- Gavande, S.A. **Física de suelos. Principios y aplicaciones.** Edit. Limusa. México. 351 p.
- Gogala, N. 1989. Growth substances in root exudate of *Pinus sylvestris*- their influence on mycorrhizal fungi. **Agric. Ecosystems Environ.** 28: 151 - 154.
- González, V.A. y R. Valenzuela. 1993. Boletáceos y Gonfidiáceos *Pinus montezumae* del estado de México. I. Discusiones sobre su distribución en diferentes tipos de vegetación, asociaciones ectomicorrizógenas, fenología y comestibilidad. **Rev. Mex. Mic.** 9: 35-46.
- Grove, T.S. y N. Malajczuk. 1994. The potential for Management of Ectomycorrhiza in Forestry. In: Robson, A.D., L.K. Abbott y N. Malajczuk (eds) **Management of Mycorrhizas in Agriculture, Horticulture and Forestry.** Kluwer Academic Publishers. Netherlands, 159 - 170.
- Guzmán, G. 1970. **Monografía del género *Scleroderma* Pers.** Emend. Fr. (Fungi-Basidiomycetes). Argentina.
- Hacsckaylo, E. 1965. *Telephora terrestris* and mycorrhiza of Virginia pine. **Forest Sci.** 11: 401 - 404.
- Hacsckaylo, E. 1973. Carbohydrate physiology of ectomycorrhizae. In: Marks, G.C. y T.T. Koslowski (Eds.) **Ectomycorrhizae: Their Ecology and Physiology.** Academic Press. New York.
- Hacsckaylo, E. and G. Bruchet. 1972. Hebelomas as mycorrhizal fungi. **Bull. Torrey Bot. Club** 99: 17-20.
- Harley, J.L. 1969. **The Biology of Mycorrhiza.** Edit. Leonard Hill. Great Britain. 2^{da} Ed. 334 p.
- Harley, J.L. and McCready, C.C. 1952. Uptake of phosphate by excised mycorrhizas of the beech. III. The effect of the fungal sheath on the availability of phosphate to the core. **New Phytol.** 51: 343 - 348.
- Harley, J.L. y Smith, S.E. 1983. **Mycorrhizal Symbiosis.** Academic Press. Printed in Great Britain. 483 p.
- Harvey, A.E., M.F. Jurgensen and M.J. Larsen. 1978. Seasonal distribution of ectomycorrhiza in a mature Douglas-fir/larch forest soil in western Montana. **Forest Sci.** 22: 393 - 398.
- Herrera, T. y G. Guzmán. 1961. Taxonomía y ecología de los principales hongos comestibles de diversos lugares de México. **Anales del Instituto de Biología T.** XXXII. Nos. 1 y 2.
- Honorubia, M., P Torres, G. Díaz y A. Cano. 1992. **Manual para Micorrizar Plantas en Viveros Forestales.** ICONA. Ministerios de Agricultura, Pesca y Alimentación. LUCDEME VII. Murcia
- INE. 1997. **Programa de Conservación de Vida Silvestre y Diversificación Productiva en el Sector Rural.** México.

- Instituto Nacional de Estadística, Geografía e Informática. 1994. Magdalena Contreras. Distrito Federal. **Cuaderno Estadístico Delegacional**. Ed. INEGI, D.F. 110 p.
- INEGI - UNAM. 2001. **Inventario Forestal Nacional 2000**. México.
- Jansen, A. E. 1991. The mycorrhizal status of douglas fir in the Netherlands: its relation with stand age, regional factors, atmospheric pollutants and tree vitality. **Agr., Ecosystems and Env.** 35: 191 - 208.
- Janyl, J.L., F. Martin y J. Garbaye. 2003. Respiration activity of ectomycorrhizas from *Cenococcum geophilum* and *Lactarius* sp. in relation to soil water potential in five beech forests. **Plant and soil** 255: 487 - 494.
- Keizer, P.J. and E. Arnolds. 1994. Succession of ectomycorrhizal fungi in roadside verges planted with common oak (*Quercus robur* L.) in Drenthe, The Netherlands. **Mycorrhiza** 4: 147 - 150.
- Kornerup, A. & J.H. Wanscher. 1978. **Handbook of Color**. Ed. Methuen, Copenhage. 252pp.
- Kranabetter, J.M. 1999. The effect of refuge trees on a paper birch ectomycorrhiza community. **Canadian Journal of Botany** 77: 1523 - 1529.
- Kranabetter, J.M. y P. Kroeger. 2001. Ectomycorrhizal mushroom response to partial cutting in a western hemlock - western redcedar forest. **Canadian Journal of Forest Research** 31: 978 - 988.
- Last, F.T., P.A. Mason, K. Ingleby and L.V. Fleming. 1984. Sucession of Fruit Bodies of Sheathing Mycorrhizal Fungi Associated with *Betula pendula*. **Forest Ecology and Management** 9: 229 - 234.
- Last, F.T., K. Natarajan, V. Mohan and P.A. Mason. 1992. Sequences of Sheathing (Ecto) Mycorrhizal Fungi Associated with Man - made Forests, Temperate and Tropical. In: Read, D.J., D.H. Lewis, A.H. Fitter and I.J. Alexander (Eds.) **Mycorrhizas in Ecosystems**. C.A.B International. Uk at the University Press. Cambridge, 214 - 219.
- León, A.R. 1991. **Nueva Edafología**. Regiones tropicales y áreas templadas de México. 2ª Ed. Edit. Fontamara. 366 p.
- León, G.L. y G. Guzmán. 1980. Las especies de hongos micorrizicos conocidos en la región de Uxpanapa - Coatzacoalcos - Los Tuxtlas - Papaloapan - Xalapa. **Bol. Soc. Mex. Mic.** 14: 27-38.
- Lewis, D. H. and J. L. Harley. 1965. Carbohydrate physiology of mycorrhizal roots of beech. II. Utilization of exogenous sugars by uninfected and mycorrhizal roots. **New Phytol.** 64: 238 - 255.
- Lilleskov, E.A. and T. D. Bruns. 2001. Nitrogen and ectomycorrhizal fungal communities: what we know, what we need to know. **New Phytol.** 149: 154 - 158.

- Luis-Martínez, A y J. Llorente-Bousquets. 1988. Mariposas en el Valle de México: Introducción e Historia. 1. Distribución local y estacional de las *Papilionoidea* en la Cañada de los Dinamos, Magdalena Contreras, D.F. *Folia Entomológica Mexicana* 78: 95 - 198. México.
- Lyttleton, L.T. y H. O. Bukcman. 1947. *Edafología. Naturaleza y propiedades del suelo*. Edit. Acme Agency. Buenos Aires. 479 p.
- Macdonel, M.C.E. 1962. *Estudio morfológico de micorrizas en Pinus montezumae Lamb. y Pinus patula Schl. Et Cham. de cultivos en vivero*. Licenciatura Biología. Facultad de Ciencias. UNAM. México D.F.
- Machuca, A., G. Pereira, A. Aguilar y A.M.F. Milagres. 2003. Agentes quelantes de metal producidos por hongos ectomicorrizicos aislados de suelos forestales. *Memorias, VIII Congreso Nacional de Micología*. Toluca, Estado de México, 63.
- Malajczuk, N., Reddell, P. and Brundrett, M. 1994. Role of ectomycorrhizal fungi in minesite reclamation. In: F.L. Pfleger and R.G. Linderman (Eds.) *Mycorrhizae and Plant Health*. ASP Press, St. Paul, MN, 83 - 100.
- Marshall, J. D. and D. A. Perry. 1987. Basal and maintenance respiration of mycorrhizal and nonmycorrhizal root systems of conifers. *Can. J. Forest. Res.* 17: 872 - 877.
- Marx, D.H. 1977. **The role of mycorrhizae in forest production**. TAPPI Conf. Pap. Annual Meeting, Atlanta, Ga. 151-161.
- Marx, D.H., J.L. Ruehle, C.E. Cordell. 1991. Methods for studying nursery and field response of trees to specific ectomycorrhiza. In: Norris, J.R., D.J. Read and A.K. Varma (Eds.) *Methods in Microbiology* 23. Academic Press, London, pp. 383 - 411.
- Meyer, F.H. 1973. Distribution of Ectomycorrhizae in Native and Man-Made Forests. In: Marks, G.C. y T.T. Koslowski (Eds.) *Ectomycorrhizae: Their Ecology and Physiology*. Academic Press. New York, 79 - 106.
- Miller, S. L. and E.B. Allen. 1992. Mycorrhizae, Nutrient Traslocation, and Interactions Between Plants. In: Allen M.F. (Ed.) *Mycorrhizal Funtioning*. Chapman & Hall. New York, 301 - 332.
- Mikola, P. 1973. Application of Mycorrhizal Symbiosis in Forestry Practice. In: Marks, G.C. y T.T. Koslowski (Eds.) *Ectomycorrhizae: Their Ecology and Physiology*. Academic Press. New York, 383 - 412.
- Molina, R. and J.M. Trappe. 1982. Lack of mycorrhizal specificity by the ericaceus hosts *Arbutus menziesii* and *Arctostaphylos uva-ursi*. *New Phytol.* 90, 495 - 509.
- Molina, R. y J.G. Palmer. 1983. Isolation, maintenance, and pure culture manipulation of ectomycorrhizal fungi. In: Schenk N.C. (Ed.) *Methods and Principles of Mycorrhizal Research*. The American Phytopatological Society Minn. 115-126.

- Molina, R. and J. M. Trappe. 1984. Mycorrhiza Management in Bareroot Nurseries. In: Duryea M. L. and T. D. Landis (Eds.) **Forest Nurseries Manual: Production of Bareroot Seedlings**. Martinus Nijhoff/Dr. W. Junk Publishers, La Haya. 211: 223.
- Moreno, D.R. 1970. **Clasificación tentativa propuesta por el autor**. SAG. México.
- Moreno-Zárate, C. 1990. **Los hongos comestibles: un componente de la productividad del bosque en Santa Catarina del Monte, México**. Tesis Maestría. Colegio de Posgraduados, Montecillo, México.
- Newton, A.C. 1992. Towards a functional classification of ectomycorrhizal fungi. **Mycorrhiza** 2: 75 - 79.
- Nylund, J. y T. Unestam, 1982. Structure and physiology of ectomycorrhizae. I. The process of mycorrhizae formation in Norway spruce *in vitro*. **New Phytol.** 91: 63.79.
- Orozco-García, J.P., L.A. Camacho, P.V. Zúñiga y D.J.A. Zúñiga. 2003. Hongos ectomicorrízicos y su aplicación en el restablecimiento de áreas deforestadas del sureste de Estado de Jalisco. **Memorias, VIII Congreso Nacional de Micología**. Toluca, Estado de México, 66.
- Pantidou, M. E. 1961a. Cultural studies of Boletaceae. *Gyrodon meruloides* and four species of *Boletinus*. **Can. J. Bot.** 39: 1149-1162.
- Pantidou, M. E. 1961b. Carpophores of *Phlebopus sulphureus* in culture. **Can. J. Bot.** 39: 1163-1167.
- Pantidou, M. E. y J. W. Groves. 1966. Cultural studies of Boletaceae. Some species of *Suillus* and *Fuscoboletinus*. **Can. J. Bot.** 44: 1371-1392.
- Pérez-Moreno, J. 1992. **Aspectos ecológicos ; aislamiento de cepas, síntesis de micorriza y pruebas "in vitro" contra patógenos de diversos hongos ectomicorrízicos del Parque Nacional Zoquiapan, Edo. de México**. Tesis Maestría. Colegios de Posgraduados, Montecillo, México. 115 p.
- Pérez-Moreno, J. 2002. Aspectos fisiológicos y ecológicos de la simbiosis ectomicorrízica y fuentes utilizadas en la producción de inoculantes forestales. In: Pérez-Moreno, J., J. Alvarado-López y R. Ferrera-Cerrato (Eds.) **Producción y control de calidad de inoculantes agrícolas y forestales**. Colegio de Postgraduados, Montecillo, Estado de México, 47 - 66.
- Pérez-Silva, E. 1967. Les Inocybes du Mexique. An. Inst. Biol. Universidad Nacional Autónoma de México. 38, **Ser. Bot.** 1:1-60.
- Pérez-Silva, E. y T. Herrera. 1982. Nuevos registros para México de especies del género *Amanita*. **Bol. Soc. Mex. Mic.** 17:120-129.

- Pérez-Silva E. y R. Delgado. 2003. Micetismo gastrointestinal. **Memorias, VIII Congreso Nacional de Micología**. Toluca, Estado de México, 31.
- Powel, C.L. 1982. Mycorrhizae. In: Burns, R.C. y J.M. Slater (Eds.) **Experimental Microbiol. Ecology**. Blakwell Scientific Publications, Londres, 447-471.
- Porta, J. 1994. **Edafología. Para la agricultura y el medio ambiente**. Mundi-Prensa. Madrid, España.
- Pritchett, W.L. 1986. **Suelos Forestales. Propiedades, conservación y mejoramiento**. Edit. Limusa. México. 634 p.
- Quintos, M., L. Varela y M. Valdés. 1984. Contribución al estudio de los macromicetos principalmente los ectomicorrízicos en el estado de Durango (México). **Bol. Soc. Mex. Mic.** 19: 283-290.
- Quintos, M. y M. Valdés. 1987. El desarrollo de micorriza y el crecimiento de plántulas de pino real (*Pinus engelmannii*) al inocularse con *Pisolithus tinctorius*. **Rev. Lat. Amer. Microbiol.** 29: 189-192.
- Rabaudengo, E. 1980. Iconographia Mycologica. XXIXb. Suppl. III ii. *Inocybe*. Tavola a cura.
- Rebollo, M.E. 1998. **Aplicación y evaluación de métodos de conservación a corto y mediano plazo para hongos ectomicorrízicos**. Tesis Licenciatura. Escuela Nacional de Ciencias Biológicas. IPN. México.
- Reyes, J.I. 1996. **Fundamentos teórico-prácticos de temas selectos de la ciencia del suelo**. Parte I. Universidad Autónoma Metropolitana. México.
- Rzendowski, J. 1978. **Vegetación de México**. Edit. Limusa. México. 432 p.
- Schramm, J.R. 1966. Plant colonization studies on black wastes from anthracite minig in Pennsylvania. **Amer. Philoso. Soc.** 56: 1-194.
- Salas-Portugal, A. 1996. **Ecología. Ciencias.** 43: 3.
- Sánchez, E.M.A. 1995. **Aislamiento y selección de hongos ectomicorrízicos mexicanos para su uso potencial en la producción de especies de importancia forestal**. Tesis Licenciatura. Escuela Nacional de Ciencias Biológicas. IPN. México, D.F.
- Santiago-Martínez, M.G. 1992. **Pruebas de crecimiento, síntesis *in vitro* y caracterización de 10 cepas de hongos ectomicorrizógenos**. Tesis Maestría. Facultad de Ciencias. UNAM. México, D.F.

- Santiago-Martínez, M. G. 2002. **Pruebas de crecimiento, descripción e identificación de cultivos de hongos ectomicorrizógenos e inoculación controlada de plántulas, con esporas.** Tesis Doctorado. Facultad de Ciencias. UNAM. México, D.F.
- Santiago-Martínez, M.G., L. Varela, A. Estrada y V. Cuaxilo. 1995. Efecto de 6 medios de cultivo sobre el crecimiento de 3 cepas de *Pisolithus tinctorius*. **Rev. Mex. Mic.** 11: 57-68.
- Sieverding, E. 1991. **Vesicular-Arbuscular micorrhiza Management in Tropical Agroecosystems.** Deutsche Gesellschaft fur Technische Zusammenarbeit (GTZ), Eschborn, Germany. 371 p.
- Simard, S.W., D.A. Perry, M. D. Jones, D. D. Myrold, D. M. Durall and R. Molina. 1997. Net transfer of carbon between ectomycorrhizal tree species in the field. **Nature** 388: 579 - 582.
- Slankis, V. 1973. Hormonal Relationships in Mycorrhizal Development. In: Marks, G.C. y T.T. Koslowski (eds) **Ectomycorrhizae: Their Ecology and Physiology.** Academic Press. New York, 232 - 298.
- Smith, S.E. y D.J. Read. 1997. **Mycorrhizal symbiosis.** 2nd edition. Academic Press. London.
- Smith, S.E., R. Molina, M.M.P. Huso, D.L. Luoma, D. McKay, M.A. Castellano, T. Lebel y Y. Valachovic. 2002. In species richness, abundance and composition of hypogeous and epigeus ectomycorrhizal fungus sporocarps in young, rotation-age end old-growth stands of Douglas-fir (*Pseudotsuga menziesii*) in the Cascade Range of Oregon, USA. **Can. J. Bot.** 80 : 186 - 201.
- Singer, R. 1986. **The Agaricales in Modern Taxonomy.** Koeltz Scientific Books. R.A. Alemania. p. 595-617.
- The Provent Solution for Image Analysis.** 1999. Start - Up Guide. Image-Pro Plus. Media Cybernetics USA.
- Thiers, H.D. 1975. **California Mushrooms, a field guide to the Boletes.** Hafner, Nueva York. pp 173-216.
- Thiers, H.D. 1979. The genus *Suillus* in the Westrn United States. **Mycologia** 9: 285-286.
- Trappe, J.M. 1962. Fungus associates of ectotrophic mycorrhizae. **Bot. Rev.** 28: 538-606.
- Valdés, M. 1986. Survival and growth of pines with specific ectomycorrhizae after 3 years on a highly eroded site. **Can. J. Bot.** 64 : 885-888.
- Varela, L. y A. Estrada-Torres. 1997. Diversity and Potential Use of Mycorrhizae for Sustainable Development in México.. In: Palm, M. E. y I. H. Chapela (Eds.) **Mycology in Sustainable Development: Expanding Concepts, Vanishing Borders.** Parkway Publishers Inc. Boone, North Carolina, 160 - 182.

- Wallander H. 1995. A new hypothesis to explain allocation of dry matter between mycorrhizal fungi and pine seedlings in relation to nutrient supply. **Plant and Soil**, **169**: 243 - 248.
- Waltert, B., V. Wiemken, H.P. Rusterholz, T. Boller y B. Baur. 2002. Disturbance of forest by trampling: Effects on mycorrhizal roots seedlings and mature trees of *Fagus sylvatica*. **Plant and soil** **243**: 143 - 154.
- Werner, D. 1992. **Symbiosis of Plants and Microbes**. Chapman & Hall. London. 390 p.
- Wilcox, H.E. 1984. Morphology and development of ecto- and ectendomycorrhizae. En: N.C. Shenk (ed.) **Methods and principles of mycorrhizal research**. The American Phytopathological Society, St. Paul, Minn.
- Zak, B. 1973. Classification of ectomycorrhizae. In: **Ectomycorrhizae Their Ecology and Physiology**. Marks, G.C. and T.T. Koslowski (Eds). Edit. Academic Press. New York.
- Zamora-Martínez, M., L. Varela y E. Amora, 2002. Marco Legal para la Producción de Plantas Micorrizadas en México. In: Guzmán G. y G. Mata (Eds.) **Estudios Sobre los Hongos Latinoamericanos. Resúmenes del IV Congreso Latinoamericano de Micología**. Xalapa, Veracruz. 376 p.
- Zhou, M., T.L. Sharik, M.F. Jurgensen, D.L. Richter. 1997. Ectomycorrhizal colonization of *Quercus rubra* seedlings in response to vegetation removals in oak and pine stands. **Forest Ecology and Management** **93**: 91 - 99.