

UNIVERSIDAD NACIONAL AGRARIA LA MOLINA

Facultad de Ciencias Forestales



**“ Respuesta del inóculo Micorrizal
del hongo *Sclerotinia verrucosum*
en la Producción de Plántulas de
Pinus radiata D. Don en Jauja**

Tesis para optar el Título de
INGENIERO FORESTAL

Karim Elizabeth Vergara Altarnirano

Lima – Perú

2004

RESUMEN

El presente trabajo de investigación se ha realizado en las condiciones climatológicas óptimas para la producción de plántones de *Pinus radiata* D. Don aplicando técnicas comunes y prácticas utilizadas en los viveros forestales de la sierra peruana.

El experimento se realizó en el vivero forestal de la Estación Experimental "El Mantaro" de la Universidad Nacional del Centro ubicado en el distrito El Mantaro, provincia de Jauja, región Junín, a una altura de 3 314 m.s.n.m.

Cabe señalar que ajustando el pH del sustrato se puede prevenir la presencia de la enfermedad conocida como *Chupadera fungosa* la que no se ha presentado durante las fases de almacenado ni repicado a pesar de no haber desinfectado el sustrato.

Como "huésped" se han utilizado plantas de *Pinus radiata* D. Don, siendo la semilla de procedencia chilena y como inóculo se seleccionó el hongo micorrízico *Scleroderma verrucosum* (Vaill.) Pers. recolectado de la misma zona del experimento.

Finalmente se ha encontrado que no ha habido diferencias significativas en relación con la altura y diámetro de las plantas inoculadas con las plantas testigo, pero sí hubo diferencias significativas en relación con el peso seco destacando el inóculo con granos de trigo seguido de la inoculación con esporas directamente y ésta a su vez, superó a la de musgo micorrizado.

La presencia de puntas radiculares así como la de "micorrizas incipientes" en las raíces de las plantas testigo, nos indican la necesidad del uso de "inóculos micorrízicos" en alguna de las diferentes formas que existen en el mercado para obtener plantas aptas para el trasplante en corto tiempo y disminuir los costos de producción por el mantenimiento de las plantas en el vivero.

Al finalizar el experimento se obtuvieron plantas óptimas para el trasplante a los 9 meses de edad, destacando la robustez, coloración, formación de acículas y un sistema radicular mas abundante y bien micorrizado que las plantas testigo.

ÍNDICE

DEDICATORIA	I
AGRADECIMIENTOS	II
RESUMEN	III
ÍNDICE	1
LISTA DE CUADROS.....	3
LISTA DE FIGURAS.....	5
1. INTRODUCCIÓN.....	7
2. REVISIÓN DE LITERATURA.....	9
1.1 ORÍGEN Y ECOLOGÍA DEL PINUS RADIATA	9
2.2 DESCRIPCIÓN BOTÁNICA DEL PINUS RADIATA.....	11
2.2.1 <i>Forma:</i>	11
2.2.2 <i>Hojas</i>	13
2.2.3 <i>Frutos</i>	13
2.2.4 <i>Semillas</i>	14
2.2.5 <i>Raíces</i>	14
2.2.6 <i>Taxonomía del Pinus radiata</i>	14
2.2.7 <i>Usos del Pinus radiata</i>	15
2.2.8 <i>Potencial Agroforestal</i>	15
2.2.9 <i>Manejo</i>	15
2.3 PLANTACIONES DE PINO EN EL PERÚ.....	16
2.4 CONCEPTO GENERAL DE HONGOS.....	17
2.4.1 <i>Hongos micorríticos</i>	17
A) <i>Función de los Hongos Micorríticos</i>	18
B) <i>Beneficios de los Hongos Micorríticos</i>	18
2.4.2 <i>Características Taxonómicas del Género Scleroderma sp</i>	20
2.4.3 <i>Características taxonomicas del hongo Scleroderma verrucosum</i>	21
2.5 CONCEPTO DE MICORRIZA	24
2.5.1 <i>Historia de las micorrizas</i>	24
2.5.2 <i>Importancia de la simbiosis micorrizal</i>	24
2.5.3 <i>Importancia económica de la micorriza</i>	25
2.5.4 <i>Formación de las micorrizas</i>	25
2.5.5 <i>Clases de Micorrizas</i>	27
A) <i>Ectomicorrizas</i>	27
B) <i>Endomicorrizas</i>	30
C) <i>Ecto-endomicorrizas</i>	32
2.5.6 <i>Diferencias Morfológicas de Ectomicorrizas</i>	33
2.5.7 <i>Factores dañinos a las Micorrizas</i>	34
2.5.8 <i>Formas de Micorrizar</i>	35
2.5.9 <i>Técnicas de Inoculación con Ectomicorrizas</i>	35
3. MATERIALES Y MÉTODOS	37
3.1 DESCRIPCIÓN DEL ÁREA DE ESTUDIO	37
3.1.1 <i>Descripción geográfica</i>	37
3.1.2 <i>Clima</i>	37
3.2 CARACTERÍSTICAS EDÁFICAS:	38
3.3 MATERIALES.....	38
3.3.1 <i>Materiales de Campo</i>	38
3.3.2 <i>Materiales de Gabinete</i>	39
3.4 METODOLOGÍA	39
3.4.1 <i>Elección del lugar de ensayo:</i>	39
3.4.2 <i>Topografía y Limpieza del terreno:</i>	40

3.4.3	<i>Área de almácigo</i>	40
3.4.4	<i>Preparación del sustrato para el almácigo</i>	40
3.4.5	<i>Almácigo</i>	41
3.4.6	<i>Preparación del sustrato para el repique</i>	42
3.4.7	<i>Repicado</i>	43
3.4.8	<i>Inoculación de las plantas</i>	45
3.4.9	<i>Adquisición de los inóculos</i>	45
3.4.10	<i>Disposición de camas para el repique</i>	46
3.4.11	<i>Evaluación</i>	49
A)	<i>Evaluación del crecimiento</i>	50
B)	<i>Desarrollo deEctomicorrizas</i>	50
C)	<i>Biomasa</i>	51
D)	<i>Control Sanitario</i>	51
3.4.12	<i>Duración de los ensayos</i>	52
3.4.13	<i>Trabajo de Gabinete</i>	52
4.	RESULTADOS Y DISCUSIONES	53
4.1	RESULTADOS DE ALTURA	53
4.2	RESULTADOS DE DIÁMETRO	58
4.3	RESULTADOS DE PESO SECO	60
4.4	RESULTADOS DE MICORRIZAS	63
4.5	CARACTERÍSTICAS MACROSCÓPICAS DE LAS PLANTAS INOCULADAS Y SIN INOCULAR	68
5.	CONCLUSIONES	74
6.	RECOMENDACIONES	75
	BIBLIOGRAFÍA	76
	ANEXO 1	79
	DATOS DE CAMPO DE ALTURA Y DIÁMETRO	79
	ANEXO 2	83
	MICORRIZACIÓN PRACTICA DE PLANTAS DE PINO EN VIVEROS FORESTALES	83

Lista de cuadros

Cuadro		Página
1	Localización y superficie ocupada por el <i>Pinus radiata</i> en su área natural.....	11
2	Principales hongos micorrícicos estudiados en la Sierra peruana	19
3	Mediciones efectuadas en la investigación.....	49
4	Evaluación de la Supervivencia e Incremento de alturas en plantas inoculadas con <i>Scleroderma verrucosum</i> en granos de trigo (T1).....	53
5	Evaluación de la Supervivencia e Incremento de alturas en plantas inoculadas con <i>Scleroderma verrucosum</i> en esporas (T2)	54
6	Evaluación de la Supervivencia e Incremento de alturas en plantas inoculadas con <i>Scleroderma verrucosum</i> en musgo micorrizado (T3).....	54
7	Evaluación de la Supervivencia e Incremento de alturas en plantas testigo.....	55
8	Análisis de Varianza para la altura promedio.....	56
9	Promedio de diámetros durante los 9 meses.....	58
10	Análisis de Varianza para el Diámetro	59
11	Evaluación del Peso seco de las plantas a los 9 meses.....	60
12	Análisis de Varianza para el Peso Seco	62
13	Evaluación de raíces y conteo de Ectomicorrizas a los 3 meses.....	63
14	Evaluación de raíces y conteo de micorrizas a los 6 meses	64
15	Evaluación de raíces y conteo de Ectomicorrizas a los 9 meses.....	65
16	Número de Ectomicorrizas por tratamiento.....	66
17	Porcentaje de Ectomicorrizas monopodiales, bifurcadas y ramificadas	67
18	Altura en cm de 15 plantas durante 9 meses (Inoculación con granos de trigo-T1) ..	81
19	Altura en cm de 15 plantas durante 9 meses (Inoculación con esporas -T2).....	81
20	Altura en cm de 15 plantas durante 9 meses (Inoculación con musgo micorrizado-T3).....	82

21	Altura en cm de 15 plantas durante 9 meses (sin inoculación-plantas testigo)	82
22	Diámetro en mm de 15 plantas durante 9 meses (Inoculación con granos de trigo-T1).....	83
23	Diámetro en mm de 15 plantas durante 9 meses (Inoculación con esporas -T2)	83
24	Diámetro en mm de 15 plantas durante 9 meses (Inoculación con musgo micorrizado-T3).....	84
25	Diámetro en mm de 15 plantas durante 9 meses (Sin inoculación-testigo).....	84

Lista de figuras

Figura		Página
1	<i>Pinus radiata</i>	9
2	Corteza de <i>Pinus radiata</i>	12
3	Hojas de <i>Pinus radiata</i>	13
4	Piñas adheridas de <i>Pinus radiata</i>	13
5	Plantación de Pino en el Perú.....	17
6	Esporocarpo de <i>Scleroderma verrucosum</i>	21
7	Micorriza vista al microscopio (100 X).....	26
8	Hongos de sombrero ectomicorríticos	27
9	Representación esquemática de los tipos de micorrizas.....	28
10	Formación de ectomicorrizas	30
11	Formación de endomicorrizas	31
12	Diferencias morfológicas de ectomicorrizas	34
13	Cajón de almácigo	40
14	Medición del pH.....	41
15	Cama de almácigo cubierta con plástico.....	41
16	Preparación del sustrato para el repicado.....	43
17	Pinos sacados de almácigo	44
18	Plantas listas para el repicado.....	44
19	Repicado de los plantones de <i>Pinus radiata</i>	46
20	Croquis del experimento	47
21	Instalación de los bloques con diferentes tratamientos	48
22	Instalación del bloque con plantas testigo	48
23	Medición del diámetro de las plantas.....	50

24	Promedios de alturas en los 9 meses de evaluación	56
25	Promedios de diámetros durante los 9 meses de evaluación.....	59
26	Evaluación de la biomasa con datos de peso seco al 9no mes	61
27	Número de ectomicorrizas a los 3 meses.....	64
28	Número de ectomicorrizas a los 6 meses.....	65
29	Número de ectomicorrizas a los 9 meses.....	66
30	Presencia de micorrizas en pino inoculado con <i>Scleroderma verrucosum</i> en granos de trigo (T1).....	71
31	Presencia de estructuras micorríticas incipientes en plantas testigo	71
32	Evaluación de alturas a los 3 meses	72
33	Evaluación de alturas y raíces a los 6 meses	72
34	Vista de microscopio en las raíces de plantas inoculadas con esporas directamente a los 6 meses (T2).....	73
35	Planta testigo a los 9 meses	73
36	Planta inoculada con musgo micorrizado a los 9 meses	73

1. INTRODUCCIÓN

La deforestación es uno de los problemas más serios que se presentan en la sierra altoandina del país y es allí en donde a partir de 1993 se ha experimentado un aumento del interés por la instalación de viveros permanentes y/o comunales para la ejecución de proyectos de reforestación, este interés es fácilmente observado a lo largo de la sierra peruana y sus comunidades en donde han empezado a aparecer plantaciones de especies forestales nativas y exóticas, con el fin de que el agricultor conserve y maneje los recursos forestales, no solamente con fines de conservación si no también como una opción de ingresos económicos y de creación de puestos de trabajos.

En este proceso de reforestación han sido considerados distintos aspectos que intervienen en el desarrollo de la silvicultura para convertirla en una actividad productiva y capaz de cumplir con las actividades agrícolas tradicionales. También se ha observado que ha medida que aumentan los viveros con diversas especies agrícolas y forestales, han ido surgiendo problemas fitosanitarios, entomológicos y de suelo, los cuales no han sido tomados en cuenta en su debido momento y mucho menos han sido considerados como tales.

Por otro lado es conocido el hecho de que ciertos hongos están íntimamente asociados con las raíces de ciertas plantas y que ésta asociación simbiótica es conocida con el nombre MICORRIZA. Esta asociación de ninguna manera es una casualidad por el contrario es un hecho ecológico de gran importancia ya que la mayoría de plantas dependen de la presencia de esta simbiosis. De esta manera la formación micorrizal es de particular importancia en los lugares donde se quieren introducir coníferas exóticas con el propósito de reforestación.

Actualmente en el Perú los inóculos micorríticos se aplican inadecuadamente, ya que esta actividad es realizada por personal que no ha sido capacitado apropiadamente, así como también no se toma en cuenta los demás factores paralelos a la producción de plantones, por lo que no se obtiene los resultados previstos.

Es necesario recalcar que el proceso de micorrización en plantas forestales sobre todo en *Pinus radiata* cumple un papel decisivo e importante debido a que la producción óptima de los plántones tiene una relación directa con la presencia de la micorriza en el sistema radicular.

En la presente investigación se ha empleado inóculos micorríticos disponibles en el campo y obtenidos comercialmente en laboratorio con el fin de establecer una comparación en los resultados aplicándose técnicas de micorrización sencillas, para que puedan ser aprovechadas por los campesinos quienes son los encargados de la producción de plántones en los viveros de sus respectivas comunidades.

Para la realización de esta investigación se ha elegido como factor micorrizal o inoculante el hongo *Scleroderma verrucosum* y como huésped plantas de *Pinus radiata* D. Don.

El trabajo de investigación tiene por objetivo:

- Evaluar el crecimiento de las plantas de *Pinus radiata* con tres tratamientos de inoculación y uno sin inocular durante la fase de vivero.
- Comparar el peso seco a los 9 meses de los pinos inoculados y sin inocular
- Evaluar el porcentaje de infección de los tipos de ectomicorrizas en plántulas de *Pinus radiata* inoculadas con el hongo micorrítico *Scleroderma verrucosum* durante 3, 6 y 9 meses.

2. *REVISIÓN DE LITERATURA*

2.1 **ORÍGEN Y ECOLOGÍA DEL PINUS RADIATA D.DON**

Es llamado comúnmente Pino de Monterrey posiblemente es el pino más extensamente plantado en el mundo. Es de crecimiento rápido y su madera es requerida para construcción y para pulpa. La especie fue observada por primera vez por Thomas Coulter en Monterrey en 1830. El nombre científico refiere a las marcas fuertes en las escalas del cono, y el nombre común a la península en la cual crece extensivamente. Otros nombres comunes son pino insigne y pino radiata. Mc. Donald (s/f).(Figura 1)



Figura 1 FIGURA 1. Pinus radiataD.Don

Fuente: www.arboles.orgl.paginas/pinus_radiata.html

Las características del Pino radiata han hecho que sea la especie introducida más importante en Australia, Nueva Zelanda y España, existiendo también plantaciones importantes en Argentina, Chile, Uruguay, Kenia y República de Sudáfrica. En estos países el pino de Monterrey es apoyo principal de la economía del bosque, existiendo mercados interiores que sirven, generando reservas valiosas de la moneda extranjera como exportaciones, reduciendo la presión de corte en bosques nativos.. Los bosques nativos de pino de Monterrey se encuentran en 3 áreas distintas de California central - costera en San Mateo, Santa Cruz, Monterrey y condados de San Luis Obispo y en el territorio mexicano.(Cuadro 1)

Limache (1985) afirma que el *Pinus radiata* es oriundo de una zona Meridional de California (EEUU) situado a 160 Km. al Sur de San Francisco donde cubre una extensión de 4000 Has. El clima de su hábitat es de tipo mediterráneo muy uniforme, con una precipitación total de 425 a 825 mm anuales con lluvias en invierno y verano. La temperatura media estival es de 21 a 27 °C el periodo anual libre de heladas es largo, presentándose las más fuertes en meses invernales cuando el árbol se encuentra en estado de latencia. Añade que no prospera en suelos arcillosos poco profundos ni en los mal drenados; prefiere suelos de textura ligera (arena, franco o franco arenoso), especialmente en aquellos de buena fertilidad.

Proyecto FAO (s/f) señala que la especie requiere de suelos ligeramente ácidos, en este caso tiene un crecimiento rápido.

Geilfus (1989) indica que esta especie se adapta bien a las montañas tropicales hasta 3700 msnm., y no soporta climas muy húmedos.

CUADRO 1. Localización y superficie ocupada por el *Pinus radiata* en su área natural

Localidad	Latitud	Altitud (m)	Superficie (ha)
Swanton (California)	37°N	0 - 224	400
Monterrey (California)	36°N	0 - 300	4000
Cambria (California)	35°N	0 - 91	1200
Isla Guadalupe (México)	29°N	400 - 1160	100
Isla Cedros (México)	28°N	300 - 640	100
			5800

Fuente: www.agrobyte.lugo.usc.es/agrobyte/publicaciones

2.2 DESCRIPCIÓN BOTÁNICA DEL PINUS RADIATA

2.2.1 FORMA:

Según Guido (1984) es una planta arbórea con tallo único ramificado, forma una copa amplia y ramificada. (Figura 2)

Limache (1985) dice que en su lugar de origen alcanza 40 m de alto y un diámetro de 0,6 a 1,2 mt en un lapso de 80 a 90 años. Plantado en otros lugares donde las condiciones son menos apropiadas alcanza una vida corta.

Dans y otros (s/f) describen que en densidades normales como en las repoblaciones artificiales, forma a los 40 ó 50 años, copas estrechas y puntiagudas. Luego dejan de

crecer en altura y tienden a aplanarse. Si el sitio es de suelo profundo, la altura de los pinos dominantes puede llegar a 40 m., pero en los sitios peores, más expuestos o de suelo superficial, no pasan de 10 m. Si el pino ha crecido aislado, como en parques o en masas abiertas, el árbol pierde pronto la guía principal, desarrolla ramas gruesas y largas y forma una copa grande, a una altura variable, que de no haber poda, puede comenzar próxima al suelo. Comparado con el pino pinaster este árbol mantiene verdes las ramas bastante más tiempo originando copas más largas que en las repoblaciones varían desde $1/2$ hasta $1/6$ de la longitud del tronco, según la espesura. Experimenta una mala poda natural, permaneciendo las ramas secas en el tronco durante muchos años. El peso en verde del ramaje en árboles jóvenes, de 21 cm. de diámetro normal crecido en espesura, equivale aproximadamente al 50% del peso del tronco. Es muy rara la presencia de diámetros superiores al metro debido a la corta vida de este árbol que no suele durar más de 100 años en sus bosques naturales.

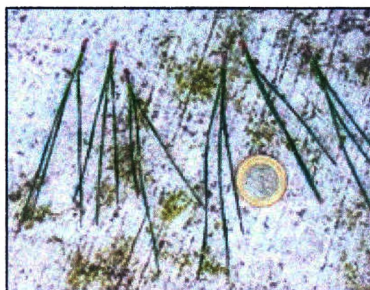


Figura 2 Corteza de Pinus radiata

Fuente: www.arboles.org1.paginas/pinus_radiata.html

2.2.2 HOJAS

Guido (1984) menciona que las hojas son persistentes, aciculares reunidas en fascículos de 3 a 5 hojas que nacen de un corto eje de tallo llamado braquioplasto, cubierto por escamas membranosas triangulares. (Figura 3)



Fuente: www.arboles.orgl.paginas/pinus_radiata.html

Figura 3 Hojas de Pinus radiata

2.2.3 FRUTOS

Presenta inflorescencias masculinas y femeninas, conos verticilados, sésiles asimétricos, ovoides, castaños. En la base de cada hoja carpelar, posee 2 óvulos, estróbilos masculinos amentiformes constituidos de numerosas hojas polínicas, cada una de las cuales lleva 2 sacos polínicos. Guido (1984)

Las piñas maduras permanecen adheridas al árbol durante varios años desprendiendo semillas viables intermitente y abundantemente. Proyecto FAO (s/f)



Fuente: www.agrobyte.lugo.usc.es/agrobyte/publicaciones/pinoradiata

Figura 4 Piñas adheridas de Pinus radiata

2.2.4 SEMILLAS

Lapulu (1985) menciona que pueden ser de 5 a 7 mm de largo por 3 a 5 mm de ancho con ala estrecha y larga, con 8 cotiledones, pudiendo variar de 5 a 12. Fructifica a los 10 años; puede contener entre 20 000 a 35 000 semillas por kilogramo, con un poder germinativo de 60 a 80 % las cuales pueden ser almacenadas durante 3 a 4 años.

2.2.5 RAÍCES

Presentan un sistema radicular bastante extenso; profundo cuando el suelo lo permite, es robusto y bien distribuido y se desarrolla en forma general en los primeros 50 cm de profundidad. Las raicillas se remontan en la materia orgánica. No tiene raíz principal, salvo en su estado joven. Guido (1984)

2.2.6 TAXONOMÍA DEL PINUS RADIATA

Se clasifica en: Limache (1985)

Reyno	Vegetal
Sub – reino	Cormofito
División	Cormofito embrionario
Sub – división	Gimnosperma
Clase	Coníferas
Orden	Pinales
Familia	Pinaceae
Sub – familia	Pinoidea
Género	Pinus
Especie	Radiata
Nombre Científico	Pinus radiata D. Don
Sinonimia	Pinus insignis Douglas
Nombre vulgar	Pino

2.2.7 USOS DEL PINUS RADIATA

Según Limache (1985), en cuanto a los usos de la madera de *Pinus radiata*, los autores coinciden en señalar múltiples aplicaciones, así por ejemplo, lo consideran como materia prima para envases, pisos, parquet, puertas, ventanas, vigas, pilotes, muelles, carrozado de vehículo, construcción de vagones, durmientes, postes telefónicos de alta y baja tensión, cercos, mangos de herramienta, partes de máquinas industriales y agrícolas, zócalos, cielos rasos, pasta para papel, alimento ganadero, artículos torneados, etc. A ellos se agrega los subproductos que se obtiene, tales como aceites, resinas, etc.

Proyecto FAO (s/f) afirma que requiere de impregnación con productos químicos para ser más durable.

2.2.8 POTENCIAL AGROFORESTAL

Según Proyecto FAO (s/f) el *Pinus radiata* es recomendable para bosques productivos en suelos y climas adecuados, en bosquetes para controlar la erosión en laderas, en sistemas silvopastoriles con ovinos, con distanciamientos grandes.

2.2.9 MANEJO

Proyecto FAO (s/f) manifiesta que debido a sus requerimientos de agua se debe prever obras de cosecha de agua para el establecimiento de la plantación. Realizar podas frecuentes para la producción de madera de calidad; prever raleos para evitar competencia.

Limache (1985) añade que para producir plántones de pinos en viveros se debe prestar atención al proceso de micorrización, puesto que esta especie forestal no desarrolla satisfactoriamente cuando carece de la asociación respectiva.

Guido (1984) menciona que entre las principales enfermedades de la raíz a nivel de vivero se tiene la *Chupadera fungosa*, enfermedad muy común en el género *Pinus*. En el Perú se

ha comprobado que los causantes de esta enfermedad, son los hongos *Phytophthora sp.*; *Rhizoctonia solani*; *Fusarium sp.* y *Pythium sp.* Las plantaciones recién establecidas están expuestas a los daños ocasionados por las condiciones meteorológicas, insectos hongos y virus; así como incendios, animales salvajes y domésticos e inclusive el hombre. Entre las principales enfermedades tenemos a las causadas por el hongo *Dothistroma pini* que ocasiona la muerte de las hojas aciculares.

2.3 PLANTACIONES DE PINO EN EL PERÚ

La primera plantación de pinos en el Perú (5 has de *Pinus radiata* D.Don) fue realizada en Huánuco y ejecutada por la familia Torne en el predio Mitotambo, distrito de Kichki. Este predio de 114 has al ser afectado por la Reforma Agraria en 1977 fue cedido a favor de la Ex_dirección Gral. Forestal y de Fauna del Ministerio de agricultura. Luego se declaró como el Rodal Semillero Mitotambo.

Según SEMIABOBIO (2003), en el Perú existen varias plantaciones con *Pinus radiata* y así como de otras especies de pino, habiendo sido introducidas al país mediante semillas. Estas plantaciones varían en cantidad de hectáreas y de edad, siendo difícil establecer exactamente la cantidad de has. a nivel nacional. En Cajamarca existen muchas plantaciones en menor escala pero hay dos predios en donde si se puede establecer la cantidad de has. y edad , así tenemos “El predio Granja Porcón” de la cooperativa Atahualpa-Jerusalén, la que tiene unas 8000 has. de las cuales el 99% son bosques de pino de diferentes variedades, así como *Pinus patula* de 6400 has. (79.98%), de 20 años de edad; *Pinus radiata* de 1040 has. (13%) de 15 años; *Pinus michoacana* de 160 has.(2%) con 18 años; *Pinus pseudostrabus* de 240 has. (3%) con 18 años y *Pinus montezumae* de 160 has. (2%) con 18 años de edad. Actualmente se viene explotando la madera de pino procedente del raleo selectivo que se efectúa en los bosques. Tenemos también las plantaciones de pino de la SAIS Sunchubamba en donde se han introducido varias especies de pino de las cuales no existe una información oficial ni completa de la cantidad de has. siendo ésta aproximadamente de 8000 a 9000 y la especie predominante es *Pinus radiata*.



Figura 5 Plantación de pinos en el Perú

2.4 CONCEPTO GENERAL DE HONGOS

Según Pronamachs (1998) los hongos son plantas que no pueden producir su propio alimento, porque son incapaces de convertir la luz del sol en la energía requerida para producir azúcares. Consecuentemente, los hongos deben adquirir sus alimentos de otras plantas incluyendo árboles forestales. Algunos hongos son perjudiciales al desarrollo de los árboles mientras que otros los favorecen al parasitar sus órganos al adquirir los alimentos que necesitan.

2.4.1 HONGOS MICORRITICOS

Según Pronamachs (1998), los hongos micorrizales o micorríticos colonizan las raíces de las plantas, formando extensos hilos fungosos en forma de raíz, llamados hifas. Estas, penetran el suelo, incrementando el área de la superficie de absorción.

Muchos autores e investigadores indican que estos hongos se desarrollan de preferencia en suelos ácidos y que el pH óptimo varía con las diferentes especies de hongos. A mayor humedad del suelo las micorrizas son más abundantes. Además se ha comprobado que el desarrollo de las micorrizas varía inversamente con la fertilidad del suelo. Las micorrizas ocurren normalmente en suelos que tienen deficiencia en uno o más minerales. Asimismo

se indica que la presencia de ciertas vitaminas y aminoácidos son factores que influyen en la distribución y actividades de los hongos micorrizales.

SEMIABOBIO (2003) ha realizado estudios de la flora fungosa micorrítica en la sierra peruana habiendo identificado los hongos y ubicados por departamento las plantaciones donde han sido recolectado los cuerpos fructíferos para lo cuál se elaboró el Cuadro 2.

A) FUNCIÓN DE LOS HONGOS MICORRÍTICOS

El micelio de los hongos que se encuentra en las raíces micorrizadas desempeña un papel importante en la nutrición. Se explica que éste micelio, al ocupar un mayor volumen del suelo permite a las raíces micorrizadas competir con mayor ventaja por los nutrientes del suelo en relación a los otros microorganismos. Se ha comprobado que los hongos micorríticos producen un antibiótico atíctero natural llamado "diatretynadepoliacetileno" el cuál actúa como un controlador biológico en combinación con sustratos óptimos y con pH ligeramente ácido para el caso de los hongos que producen la enfermedad conocida como "Damping off" o Chupadera fungosa en almácigos y en plantas repicadas .

B) BENEFICIOS DE LOS HONGOS MICORRÍTICOS (IDEMA-1999)

- Incremento notable en la superficie de absorción de los pelos radiculares más la que se produce por la cobertura producida por el hongo.
- Mejoramiento de la absorción iónica y acumulación más eficiente y selectiva, especialmente en el caso del fósforo.
- Solubilización de minerales que se encuentran en el suelo, facilitando su absorción por las raíces de las plantas.
- Incremento de la vida útil de las raíces absorbentes; las raíces micorrizadas persisten durante mayor tiempo que las raíces no micorrizadas.
- Resistencia de raíces a infecciones causadas por hongos patógenos, tales como *Phytophthora* spp. *Pythium* spp., *Fusarium* spp. y *Rhizoctonia*, especialmente en coníferas en época de lluvia.
- Incremento de la tolerancia del árbol a las toxinas del suelo (orgánicas e inorgánicas), con valores extremos de acidez del suelo y mayor resistencia a las sequías.

CUADRO 2. PRINCIPALES HONGOS MICORRITICOS EN EL PERÚ

Hongos Departamentos	<i>Suillus luteus</i>	<i>Boletus granulatus</i>	<i>Boletus edulis</i>	<i>Scleroderma verrucosum</i>	<i>Lycoperdon pertatum</i>	<i>Cyathus olla</i>	<i>Laccaria laccata</i>	<i>Cantharellus cibarius</i>	<i>Thelephora terrestris</i>	<i>Boletus calopus</i>
Cajamarca	x		x	x	x	x	x		x	
Piura	x			x			x		x	
La libertad	x		x	x			x		x	
Ancash	x			x			x		x	
Amazonas	x			x			x			
San Martín				x						x
Pucallpa	x			x			x		x	x
Pasco	x			x	x		x		x	
Lima	x			x	x		x		x	
Junín	x			x			x	x	x	
Ayacucho	x			x	x	x			x	
Ica	x								x	
Cuzco	x	x		x	x		x	x	x	
Puno	x	x		x	x		x		x	
Arequipa	x			x	x		x		x	
Moquegua				x			x		x	
Huánuco	x			x	x		x		x	
Apurímac	x			x	x		x		x	

FUENTE: SEMIABOBIO(2003)

Por otra parte debe mencionarse que algunas especies de hongos micorrícicos son más beneficiosos que otros para el desarrollo de determinada especie forestal; así como algunas especies arbóreas en especial del género *Pinus*, tienen necesidad obligada de esta asociación para desarrollar bien, esta característica no parece ser importante para otras especies de árboles.

2.4.2 CARACTERÍSTICAS TAXONÓMICAS DEL GÉNERO *SCLERODERMA SP*

Olivera (1984) indica que la característica del género *Scleroderma* se basa en la dureza y sencillez del peridio, ausencia de estípites, textura corchosa o polvorienta de la gleba, la falta de capelicio y en la estructura equinulada o reticulada de las esporas. Revisando los caracteres taxonómicos del género *Scleroderma* se concluye que la existencia de la base rizomórfica, que es la de mayor significancia para la identificación de las especies. Además hay que agregar el tipo de dehiscencia que también tiene valor taxonómico en determinadas especies. La forma del esporóforo es suavemente alveolada en los primeros estadios de su desarrollo; conforme madura, la gleba se va ennegreciendo hasta llegar a violeta negro, en la fase adulta cuando se produce la dehiscencia es polvorienta, de color café amarillento, café oscuro u oliváceo oscuro, debido a la desintegración de las hifas, en algunos casos es posible observar filamentos amarillentos muy delgados y entrelazados en una masa que representa a la trama. Las hifas laticíferas, comunes en todas las estructuras del esporóforo principalmente en el peridio son de color amarillo, no se sabe que papel desempeña en el hongo. Los basidios del *Scleroderma* poco se han estudiado. Esta dificultad se debe a la corta duración de los mismos, ya que expulsan prematuramente las esporas y se degeneran de inmediato. Las reacciones químicas no se pueden relacionar claramente con la taxonomía.

2.4.3 CARACTERÍSTICAS TAXONOMICAS DEL HONGO SCLERODERMA VERRUCOSUM

Según Bakshii (1974) el hongo presenta las siguientes características:

Esporocarpo.- Puede ser globoso o deprimido sub-globoso sostenido en la base con una forma de tallo elongado o a veces sésil, hasta 4,0 cm. de diámetro de color blanquizco a crema amarillo claro, virando a marrón grisáceo, adherido con masas densas de micelio en la base, peridium escamoso, liso o raramente con verrugas delgadas irregularmente dehiscente, gleba marrón clara a púrpura volteando a marrón oscuro , esporas marrón oscuras a marrón castaño, inamiloides, globoso, equinuladas sin filo, 8-14 u. hifas casi hialinas , amarillo claro en masas, pared ligeramente delgadas, ramificada, septa simple, muchas veces con depósitos en las paredes 3,6-5,5 u de ancho.(Figura 6)

Cultivo.- (aislado del esporóforo). Crecimiento lento. Mota de color blanco, algodonoso-lanudo a lanoso. Reverso volviéndose a marrón negro bajo el inóculo. Hifas hialinas, ante claro en masa, pared ligeramente delgada, ramificada, septa simple, algunas veces con depósitos

3,5 – 5,5 u.



Fuente:www.sentieriboschivi.ch/serie4/sclerodermaverrucosum.htm

Figura 6 Esporocarpo de *Sclerotinia verrucosum*

Olivera (1984) indica que la ubicación del espécimen en estudio queda comprendida dentro de los hongos superiores de la siguiente manera:

División	Mycota
Sub-división	Eumycotina
Clase	Basidiomycetes
Sub-clase	Homobasidiomycitidae
Serie	Gasteromycetes
Orden	Sclerodermatales
Familia	Sclerodermateaceae
Genero	Scleroderma
Especie	Verrucosum

Maghembe y Redhead (1984) inocularon suelo de vivero con basidiosporas de *Scleroderma dyctiosporum* y lo usó como sustrato para llenar bolsas y sembrar *Pinus caribaea*; al término del experimento comprobó que el inóculo fue efectivo. Las plantas inoculadas mostraron un crecimiento superior en altura, area de collar radicular, longitud del tallo longitud de acículas y producción de materia seca. Asimismo la inoculación también incrementó la concentración de fósforo en el tejido de la planta pero no tuvo ningún otro efecto en otros nutrientes. Finalmente recomienda que estas basidiosporas sean aptas para usarlas como inoculante en suelo de vivero con bajos niveles de NPK obteniéndose beneficios biológicos y económicos.

Garbaye J. y otros (1988) criaron en vivero híbridos de Eucalipto (*E. urophylla* y *E. kirtoniana*) en bolsas llenas con suelo y arena fumigada con formol e inoculadas con los hongos ectomicorrizales *Pisolithus tinctorius*, *Scleroderma aurantium*, *Scleroderma tésense*, *S. dictyosporum*. Luego se sembraron en suelos de sabana con arena ácida y pobres en nutrientes. Tres de los hongos introducidos formaron micorrizas y estimularon el crecimiento de los eucaliptos, el más eficiente (*P tinctorius*) incrementó el volumen de producción en un 30% durante más de 50 meses. Los resultados de este experimento

indican que *Scleroderma texense* y *S. aurantium* pueden también formar ectomicorrizas con eucaliptos. Una segunda raza de *P.tinctorius* y otros dos hongos (*S. dictyosporum* y *H. cylindrosporum*) no formaron micorrizas en las plantas, indicándonos que no son específicos para pinos o las condiciones del vivero fueron desfavorables para la infección micorrizal de eucaliptos por este hongo.

Marx, D. H. y Kenney, D. S. (1984) mencionan que los Gasteromycetes, tales como las bolas producidas por los géneros *Rhizopogon*, *Scleroderma* y *Pisolithus* producen numerosos basidiosporos que son fáciles de recolectar en grandes cantidades que los producidos por los hongos micorríticos agaricales o boletáceas. Asimismo indica que varios autores han demostrado el valor de los basidiosporas como inóculos.

Tackas (1967) en Argentina modificó la técnica para la producción de inóculo en viveros, usó hongos después de 1 a 2 meses de incubación en cuartos temperados; fueron varios los hongos que aisló, entre ellos usó *Scleroderma verrucosum* y *Scleroderma vulgare*.

Marais L.J. y Kotzé J.M. (1975) demostraron que el desarrollo micorrizal es estimulado por temperaturas altas, este incremento se muestra en el incremento del crecimiento, principalmente debido al efecto de la temperatura alta sobre la toma de nutrientes por la planta.

Según Mikola (1969) varios gasterales o gasteromicetes (entre ellos están *Rhizopogon*, *Scleroderma* y *Pisolithus*) son hongos que forman asociaciones comunes en plantaciones forestales exóticas. La frecuente presencia de esporóforos de *Rhizopogon* en viveros de pino se ha observado anteriormente en plantaciones después de dos años de plantados los pinos. Algunas especies de *Scleroderma* son conocidos como micorizales en eucalipto; esporóforos de este hongo son comunes en plantaciones de eucalipto exótico, no obstante el hongo puede ser también nativo en el área. *Pisolithus tinctorius* ha sido descrito como un hongo micorrizal nativo de eucalipto en Australia y creciendo como exótico en plantaciones de eucalipto en Israel. De acuerdo con otras fuentes también es nativo en Norte América en donde forma micorrizas con pinos e introducido en plantaciones de pino en Sud América

2.5 CONCEPTO DE MICORRIZA.

Molleapaza (1979) define a la micorriza como una estructura que resulta de la asociación simbiótica de hongos bien particulares con las raíces en nuestro caso de árboles forestales, esta asociación que transforma profundamente la biología de las raíces del árbol, se da constantemente en suelos forestales.

2.5.1 HISTORIA DE LAS MICORRIZAS

Garbaye J. y otros (1988) comenta que las micorrizas fueron primeramente descritas por Theodore Hartig en coníferas, pero no investigó su función. Un alemán llamado Frank publicó en 1885 los resultados sobre la relación de la micorriza con el crecimiento de las plantas y el hongo en los bosques; quien a su vez inventó el término de "micorriza". Melinn y Bjorkman en Suecia, Harley en Gran Bretaña y Hatch & Doak en EEUU han explorado mediante investigaciones la función de las micorrizas en árboles forestales.

Según Raisman (2004) recién en 1900 el francés Bernard puso de manifiesto su importancia estudiando las orquídeas; las primeras que despertaron interés fueron las micorrizas de los árboles forestales, y aunque las de las plantas cultivadas comenzaron a estudiarse en 1910, es recién después de los trabajos de Mosse en Inglaterra en 1955 cuando se empieza a reconocer la importancia y la generalidad de esta simbiosis.

2.5.2 IMPORTANCIA DE LA SIMBIOSIS MICORRIZAL

De Miguel (s/f) describe ésta simbiosis como un sistema de absorción que se extiende por el suelo y es capaz de proporcionar agua y nutrientes (nitrógeno y fósforo principalmente) a la planta, y proteger las raíces contra algunas enfermedades. El hongo por su parte recibe de la planta azúcares provenientes de la fotosíntesis. Existen miles de especies de hongos micorrícicos que forman esta simbiosis con los árboles.

Rodríguez (s/f) dice que la asociación micorrizal es uno de los factores que contribuyen el crecimiento y desarrollo del género Pinus y otras especies forestales. Mecinas (1992) añade que las micorrizas son importantes para la nutrición mineral, crecimiento y sobrevivencia de las plantas.

2.5.3 IMPORTANCIA ECONÓMICA DE LA MICORRIZA

Vozzo(1984) indica que el fracaso en los proyectos de reforestación con coníferas en diferentes países como Puerto Rico, Costa Rica, Filipinas, Java y algunas praderas al centro de Estados Unidos, ha sido atribuido a la ausencia de hongos micorrizales. La introducción de humus de plantaciones o cultivos de hongos micorrizales fueron para facilitar a los árboles a crecer en éstas áreas. En Florida, la siembra directa de coníferas en pantanos recuperados hubiera fracasado si no se agregaba humus con micorrizas en las semillas. Las semillas de algunas orquídeas que crecen comercialmente germinan fácilmente solo cuando el hongo micorrizal apropiado está presente, o cuando ciertos suplementos orgánicos se agregan al suelo.

2.5.4 FORMACIÓN DE LAS MICORRIZAS

Garbaye y otros(1988)comentan que la infección del huésped por las ectomicorrizas empieza en la primavera cuando empieza el crecimiento de la planta. El inóculo consiste de elementos activos como esporas, raíces micorrizadas trozadas, micelio en el suelo y ocasionalmente rizomorfos. Las raíces largas son infectadas primero y las raíces alimenticias cortas son infectadas antes que emerjan del cortex. El número de raíces cortas es casi el doble en las plantas infectadas comparadas con las no infectadas y la presencia del hongo retrasa la absorción o pérdida de las raíces cortas. El desarrollo radicular está en relación a la presencia o deficiencia de Nitrógeno, Fósforo y posiblemente Potasio. Si los pinos son bien fertilizados con nutrientes, pocas micorrizas van a desarrollar. Así las plantas en suelo fértil normalmente tienen pocas micorrizas que aquellas en suelos infértiles. El desarrollo de las micorrizas puede reducirse con poca cantidad de luz *Conococcum graniforme* es la más tolerante de las especies que ocurren comúnmente El pH más favorable para estos hongos esta alrededor de 4,0 – 5,5. Diferentes hongos forman micorrizas a diferentes temperaturas y no exigen temperatura óptima. Los suelos demasiado húmedos y secos son dañinos para las micorrizas; *C. graniforme* es favorable con relación a otros hongos en suelos secos.

Pronamachs (1998) señala que la infección micorrizal se inicia a partir de esporas e hifas (propágulos) de los hongos simbioses en la rizósfera de las raíces. El propágulo es

estimulado por los exudados radiculares y crece vegetativamente sobre la superficie de estas raíces, formando el manto fungal. A continuación, las hifas empiezan a desarrollarse intercelularmente en la corteza de la raíz, formando la red Hartig, la cuál puede reemplazar completamente la lámina media entre las células del córtex. La presencia de la asociación micorrizal en las plantas es tan común bajo condiciones naturales de suelo que una planta sin micorrizar es una excepción mas que una regla.

Guido (1984) menciona que los suelos que determinan el desarrollo de las micorrizas sobre las raíces de los pinos son los de textura suelta (arenosos) con un alto contenido de materia orgánica descompuesta (humus), buena aireación, donde exista la posibilidad de fácil desarrollo de los hongos. Los hongos requieren suelos de reacción ácida, pH de 4 a 5. El crecimiento es muy pobre en pH mayor o menor, no obstante existen micorrizas en forma natural en suelos calcáreos, con el hongo *Suillus granulatus*. La temperatura óptima para el desarrollo de micorrizas es entre 14 y 30 C, habiendo hongos que se adaptan a temperaturas bajas y otros a temperaturas altas.



<http://www.terralia.com/revista14/pag>

Figura 7 Micorriza vista al microscopio (100 X)

2.5.5 CLASES DE MICORRIZAS

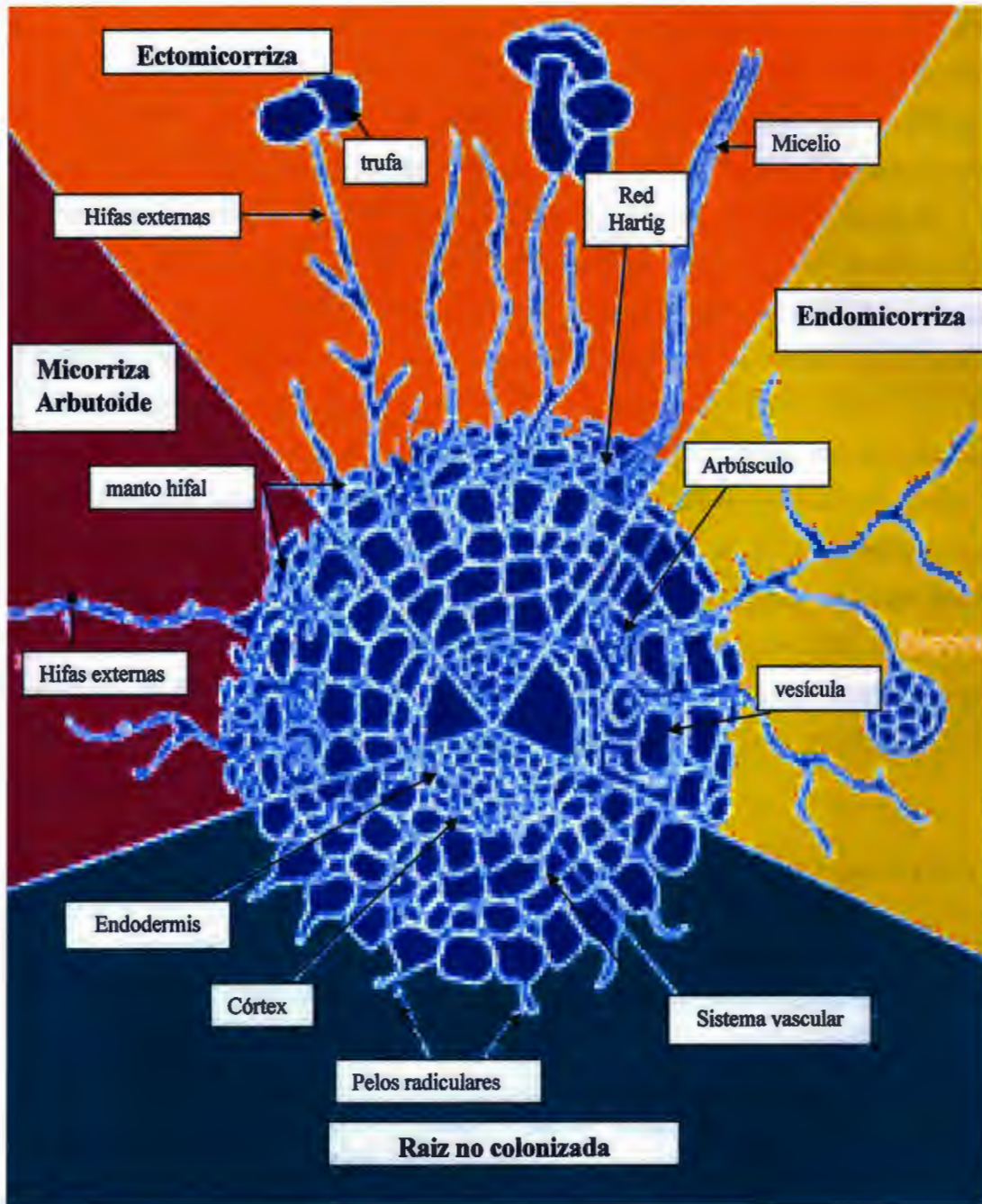
Marx & Kenney (1984) clasifica a las micorrizas en tres grandes grupos basadas en la relación física de los hongos y las células radiculares (Figura 9). La terminología de estos tipos ha experimentado recientes cambios. Estos tres tipos de micorrizas son los más comúnmente conocidos por los investigadores y especialistas en el estudio de las micorrizas, éstas son:

A) Ectomicorrizas: Pronamachs (1998) manifiesta las ectomicorrizas son las más comunes en los árboles forestales de las regiones templadas especialmente en pináceas en las coníferas y en algunas plantas angiospermas .Suele producirse en raíces secundarias de crecimiento limitado las cuales son rodeadas por un manto fungoso el cual puede tener 60 micrones de espesor, los filamentos de los hongos se introducen entre las células que forman la corteza de la raíz, pero nunca dentro de ellas, formando una estructura que recuerda mucho a una red, se llama RED DE HARTIG, además añade que crecen naturalmente en las pináceas como pinos, abedules, alerces y abetos entre otros.(Figura 8)



Figura 8 Hongos de sombrero ectomicorríticos

Zegarra (1981) menciona que la red o manto es a menudo coloreado de blanco o negro, dependiendo de las hifas del hongo involucrado, usualmente es de superficie lisa, aunque puede ser rugosa suelta y tener muchas hifas irradiando hacia el suelo.



Fuente: www.terralia.com/revista14/pag

Figura 9 Representación esquemática de los distintos tipos de micorrizas

Marx (1984) menciona que las ectomicorrizas ocurren naturalmente en raíces secundarias en pino abeto, alerce, eucalipto, haya, abedul, roble, nogal americano y otros árboles en Norteamérica. Las ectomicorrizas pueden distinguirse microscópicamente de las no micorríticas por su forma hinchada y generalmente son ramificadas. La bifurcación de las raíces puede estar estimulada por otros factores que por la infección del hongo ectomicorrizal. Las ectomicorrizas pueden ser no bifurcadas (monopodiales), Forma de "Y" o bifurcadas, multibifurcadas (coraloide) o de otras formas. Una ectomicorriza monopodial de pino puede tener como medidas de 1 x 2 mm (diámetro y longitud), y una coraloide compleja puede ser de 10 x 15 mm. Algunas raíces de pino no micorrizadas tienen aproximadamente de 1 a 24 mm. Bajo el microscopio, las hifas de los hongos ectomicorrizales pueden observarse creciendo internamente alrededor de las células corticales primarias de las raíces formando la red de Hartig, de aquí el prefijo "ecto". Esta red está formada por las hifas del hongo, parece reemplazar la lámina media, es una capa normalmente compuesta de pectinas las que cementan las células corticales. Estos hongos no infectan el tejido meristemático o vascular. Las hifas de los simbiontes fungales normalmente rodean las raíces alimenticias en un molde muy apretado ondulado llamado "manto fungal". El espesor del manto ectomicorrizal está dado por una o dos hifas o varias docenas de hifas. Las ectomicorrizas pueden ser blancas, marrones, amarillas, negras, azules u otra gama de colores. Todos los colores están aparentemente determinados por el color de las hifas que forma el manto fungal. (Figura 10)

González(1965) describe tres tipos de micorrizas ectotróficas o ectomicorrizas en pinos:

- a) *Gabemykorrhiza* (coraloide), la más común en suelos forestales. Está formada por pequeñas raíces ramificadas en forma dicotómica que pueden aparecer aisladas o en grupos.
- b) *Knollenmykorrhiza* (tuberculada), también abundante en suelos forestales y formada por dictomías reunidas y agrupadas una contra otras que en conjunto asemejan cuerpos tuberculados.
- c) *Einfachmykorrhiza* (simple), consiste en una corta raíz con la extremidad dilatada, pudiendo ser fina y larga, formando como un nuevo manto. Se puede considerar a esta última como un estado nuevo de las dos anteriores.

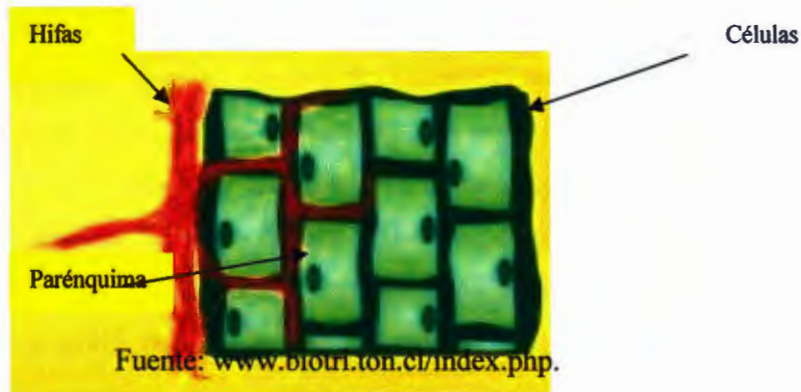


Figura 10 Formación de Ectomicorriza

Las hifas del hongo envuelven las raíces de las plantas, penetran intracelularmente el parénquima de la corteza, sin infectar sus células.

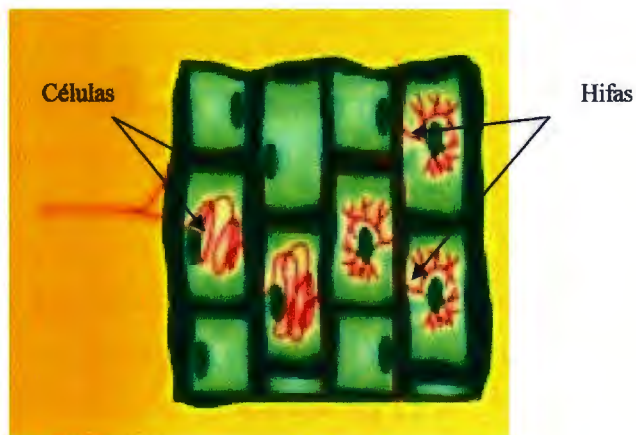
B) Endomicorrizas

Marx(1984) afirma que los hongos endomicorrizales forman una red floja de hifas en la superficie de las raíces secundarias en lugar de un manto fungoso de uso característico de algunas ectomicorrizas. Muchas veces, estos hongos tienen esporas alargadas, conspicuas de paredes delgadas en las raíces, en la rizófora y algunas veces entre el tejido cortical. Las hifas de los hongos endomicorrizales penetran la pared celular de la epidermis y crecen en las células corticales de las raíces; de allí el prefijo “endo”. Las hifas que infectan las células corticales pueden desarrollar estructuras absorbentes (haustorias) llamadas arbusculas o vesículas de paredes delgadas, esféricas u ovadas. Algunas veces ambas estructuras penetran el mismo tejido. El término vesícula arbuscular (VA) ha sido utilizado para denotar este tipo de micorriza. Ciertos simbiontes forman estructuras que anatómicamente son diferentes de la micorriza VA. Como en la ectomicorriza, la infección endomicorrizal no progresa dentro del tejido meristemático o vascular. Ni la ecto y/o endomicorriza cambian significativamente la apariencia de las raíces alimenticias.

Los hongos que forman endomicorrizas con árboles son principalmente Ficomicetos. No producen esporas redondas en formas de mazo o cuerpo fructífero exteriormente. Estos hongos se desparpaman al ras del suelo por medio de hifas que crecen de raíz a raíz que son diseminadas de una a otra área por el agua o por medio de animales causando el

movimiento del suelo infectado u otros materiales. Algunos hongos endomicorrizales en plantas forestales pertenecen al género *Endogone*. Estos hongos están diseminados y no hay sitio en el mundo en que no puedan ser encontrados. En ausencia de un huésped, las esporas son capaces de sobrevivir en estado de dormancia durante algunos años en el suelo. Basado en la cantidad de trabajos hechos sobre las endomicorrizas, algunas especies de hongos tienen un amplio rango de huéspedes. Por ejemplo *Endogone mosseae* forma endomicorrizas con sicamoro, arce, cotton wood, populus amarillo, goma dulce, y algarrobo negro. Este hongo forma endomicorrizas en cultivos agrícolas tales como el algodón, raíz, soya, sorgo y pimienta; y en horticultura como cítricos y duraznos. (Figura 11)

Pronamachs (1998) señala que este tipo de micorriza se ha encontrado en cultivos agrícolas económicamente importantes, así como cultivos frutícolas como nogal, manzano, mandarina, naranja y fresa, entre otros, también se presentan en algunos árboles como el arce, olmo y fresno principalmente.



Fuente: www.biotri.ton.cl/index.php.

Figura 11 Formación de Endomicorriza

*Las Hifas penetran el tejido cortical de la raíz y provocan una infección progresiva de las células de la corteza.

C) Ecto-endomicorrizas

Esta clase de micorriza se ha encontrado en raíces de coníferas, tiene las características de las ecto y las endomicorrizas. La clasificación taxonómica del hongo puede pertenecer a distintos grupos de hongos o ellos pueden ser actualmente ectomicorrizales, los que forman un tipo morfológico diferente de micorrizas. Anatómicamente, las ecto-endomicorrizas pueden o no pueden tener un manto fungoso delgado, pero tienen la red Hartig entre las células corticales. Las hifas generalmente son de diámetro pequeño, penetran las células de la corteza primaria de tal manera que reemplaza ciertos tipos de infección endomicorrizal. Las ecto-endomicorrizas raramente se hallan en árboles y suelos forestales, pero exclusivamente están confinadas a los pinos en vivero en áreas boscosas o en suelos con condiciones adversas. Los pinos que forman ecto-endomicorrizas en viveros eventualmente, pueden formar ectomicorrizas después que son llevados al campo. Marx(1984)

Pronamachs (1998) menciona que las ecto-endo micorrizas son ecológicamente menos importantes que las otras dos. En la sierra y selva peruana se han encontrado este tipo de micorrizas en eucaliptos y latifoliadas. Manifiesta que es necesario estudiar este tipo de micorrizas en el Perú, sobre todo en plantas nativas de altura como la queñua y el colle, entre otras.

Ruiz (1992) distingue por lo menos cinco tipos de asociaciones micorríticas; las cuales involucran diferentes clases de hongos y plantas hospederas y distintos patrones morfológicos. Las asociaciones más comunes son:

- 1) Micorrizas vesículo-arbusculares (MVA), en las que los hongos Zygomycetos producen arbusculos, hifas y vesículas en las células corticales de la raíz.
- 2) Ectomicorrizas en donde Basidiomicetos y otros hongos forman un manto alrededor de las raíces y una estructura llamada red de Hartig entre las células radiculares.
- 3) Micorrizas orquidáceas, en donde los hongos producen serpentines de hifas dentro de las raíces (o tallos) de las plantas orquidáceas.

4) Micorrizas ericoides, donde los serpentines de hifas son producidos en las células exteriores de los pelos radiculares en los Ericales.

5) Micorrizas arbutoides; un tipo de endomicorriza asociado con los géneros *Arbutos* y *Monotropa*.

2.5.6 DIFERENCIAS MORFOLÓGICAS DE ECTOMICORRIZAS

Grand & Harvey (1984) manifiestan que la variación en la ramificación de las ectomicorrizas es considerable. Las ramificaciones pueden variar desde simple monopodial a coraloide, con un número de formas intermedias (Figura 12). Un solo tipo puede o no puede ser una sola combinación hongo-huésped. Además puede alterar el resultado, sobre todo si se está interesado en una combinación difícil, aún cuando solo se conozca el número de ectomicorrizas y no su identidad (procedimiento comúnmente usado). La figura E obviamente tiene más volumen, área superficial, puntas ectomicorrizales y presumiblemente más peso que las figuras B, C, y D. Posiblemente la transformación de una raíz corta a una forma de tubérculo puede ser característico de 150 tipos de ectomicorrizas.

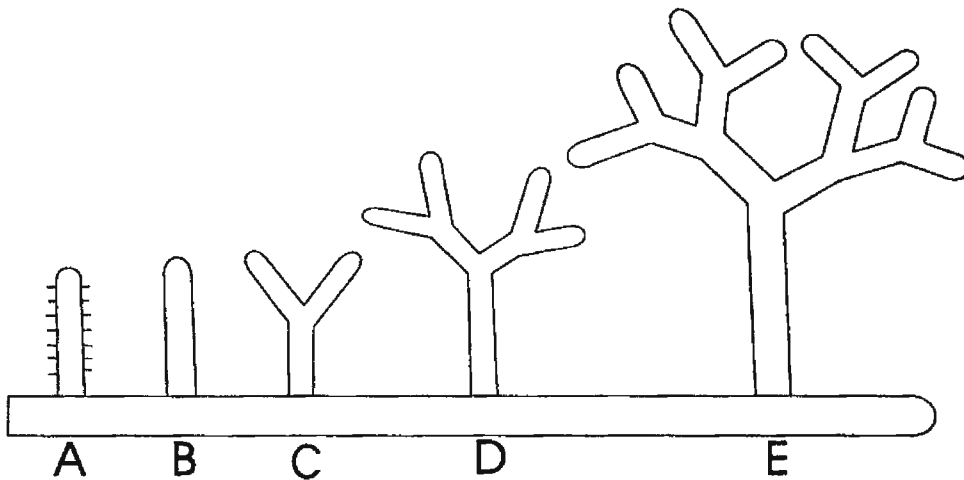


Figura 12. Diferencias Morfológicas de Ectomicorrizas.

Donde:

- A: Raíz pequeña sin micorriza
- B: Micorriza Simple o Monopodial
- C: Micorriza Bifurcada
- D: Micorriza Ramificada
- E. Micorriza Ramificada o Coraloide

2.5.7 FACTORES DAÑINOS A LAS MICORRIZAS (PRONAMACHS-1998)

1. Reducción de oxígeno del suelo (compactación del suelo, debido al uso indebido de sustratos pesados).
2. Alteración del pH del suelo (uso indebido de fertilizantes o cal, y descuido en chequear el pH del agua usada con algún tratamiento químico).
3. Condiciones del suelo, sometidos principalmente a incendios forestales.
4. Prolongadas inundaciones (suelos compactados o cosechamiento en áreas con poco drenaje).
5. Toxicidad química por uso indebido de fertilizantes y herbicidas o introducción de hierbas o grasas que liberan sustancias inhibitorias de sus raíces.

Todas estas condiciones pueden ser fácilmente evitadas si se pone mucha atención al ambiente forestal donde se está trabajando y a los métodos potencialmente dañinos que se están empleando.

2.5.8 FORMAS DE MICORRIZAR

Pronamachs (1998) indica que las micorrizas se presentan en las raíces bajo dos maneras:

- Al natural, en la mayoría de especies forestales, hierbas y arbustos, cuando están ausentes las micorrizas se observan claros síntomas de debilidad de las plántulas (amarillamiento generalizado). La micorrización natural es lenta y muchas veces el hongo no es el más apropiado para el huésped y para las condiciones del suelo.
- La micorrización artificial se realiza mediante el uso de inóculo vegetativo, el que consiste en la selección y aislamiento de hongos micorríticos y después son propagados como semilla. La micorrización artificial es rápida y selectiva, dando la ventaja de inocular a un hospedero determinado con su hongo micorrítico apropiado.

2.5.9 TÉCNICAS DE INOCULACIÓN CON ECTOMICORRIZAS

Pronamachs (1998) señala que la mayoría de técnicas utilizan hongos ectomicorríticos de la clase basidiomicetos para inocular plantas de pino y eucalipto. Destacan las siguientes técnicas.

- Inóculo suelo.- Este tipo de inóculo esta constituido por suelo o humus colectado de plantaciones establecidas con plantas hospederas de estos hongos ectomicorríticos y fragmento de raíces infestadas por estos simbioses.

Este método es preferido especialmente en los trópicos, porque es de fácil aplicación sin embargo Maghembe (1984) menciona que es susceptible a la introducción de insectos y patógenos que pueden ser perjudiciales para los plantones.

- Inóculo con esporas.- Esporóforos o esporas de varios hongos ectomicorríticos han sido usados como inóculo para formar ectomicorrizas en plantas de especies

forestales. Este tipo de inóculo esta constituido solamente por basidiosporas de hongos, pues la matriz vegetativa del esporóforo pierde la viabilidad durante el secado. Los hongos ectomicorríticos, tales como *Scleroderma*, *Rhizopogon* y *Pisolithus*, producen millones de basidiosporas, y su uso como inóculo ha sido demostrado por varios investigadores, uno de ellos ,Maghembe, utilizo el género *Scleroderma* para inocular *Pinus caribae* en Tanzania mediante la inoculación directa de basidiosporas.

- Inóculo Vegetativo.- El inóculo vegetativo constituido por micelio de hongos ectomicorríticos ha sido recomendado por varios autores. Lamentablemente varias especies de hongos ectomicorrizales son difíciles de cultivar en medios artificiales. La mayoría de estos hongos necesitan de nutrientes específicos, tales como la tiamina, biotina y carbohidratos. Este tipo de micorrización es considerado como el más eficiente, selectivo, y seguro para obtener plántulas de pino robustas, sanas y resistentes a condiciones adversas en el menor tiempo posible en vivero. Este método de inoculación es utilizado en Estados Unidos de América con el hongo *Pisolithus tinctorius*.

Zegarra (1981) menciona que ésta técnica consiste en triturar a los cuerpos fructíferos de los hongos micorrizógenos y las esporas se mezclan con la tierra superficial de vivero, el método tiene mayor aplicación cuando se practica siembra directa, esta técnica es usada actualmente en algunos viveros de la Sierra del Perú.

Loroña (1992) recomienda realizar la inoculación del hongo en el momento del trasplante puesto que es el momento apropiado para que la micorriza incremente la capacidad radicular de la plántula y la absorción de nutrientes.

3. MATERIALES Y MÉTODOS

3.1 DESCRIPCIÓN DEL ÁREA DE ESTUDIO

El experimento se realizó en el vivero forestal de la Estación Experimental “El Mantaro” de Universidad Nacional del Centro del Perú, el cuál se encuentra situado en el distrito El Mantaro, provincia de Jauja, región Junín.

3.1.1 DESCRIPCIÓN GEOGRÁFICA

Geográficamente se encuentra en las sgtes. coordenadas.

Latitud Sur: 11° 46'48”

Longitud Oeste : 75° 20'13” al oeste del meridiano de Greenwich

Altitud : 3314 msnm.

3.1.2 CLIMA

a. Precipitación promedio: 587 mm.

b. Temperatura

Máxima absoluta: 18,9° C

Mínima absoluta: 5,2° C

c. Zona de Vida: bh – Mt

3.2 CARACTERÍSTICAS EDÁFICAS:

Suelo Franco Arenoso de origen aluvial de buen drenaje de terrazas altas, corresponde al grupo III de la clasificación de suelos.

Se tomó una muestra de suelo utilizado en el repique y se obtuvieron los siguientes datos

PH : 4.8 fuertemente ácido

CE : 0.41 muy ligeramente salino

M.O. : 1.7 bajo

P : 35.4 alto

K : 104 medio

Arena : 80%

Limo : 16%

Arcilla : 4%

3.3 MATERIALES

3.3.1 MATERIALES DE CAMPO

- 300 g, de semillas de *Pinus radiata* (Origen :Chile)
- Inóculo micorrizal comercial de la especie *Scleroderma verrucosum* (en granos de trigo) (Fuente: "Arborizaciones E.I.R.L.)
- 1 k de Musgo micorrizado (Fuente: PRONAMACHS)
- Bolsas de polietileno de 5" x 7"
- Turba (procedente de una laguna en el distrito del Mantaro en Jauja usado en el vivero forestal de la UNCP).
- Tierra Agrícola (procedente del vivero forestal de la UNCP).
- Arena (procedente de las orillas del río Matahuasi en Jauja utilizado en el vivero forestal de la UNCP).
- Potenciómetro
- Vernier digital
- Repicadores
- Agua destilada

- Plásticos de doble ancho
- Regadera
- Lampa
- Palita jardinera
- Zaranda
- Wincha (5m)
- Cámara fotográfica
- Pico
- Cordel
- Manguera
- Otros (pintura, letrero, etc.)

3.3.2 MATERIALES DE GABINETE

- Útiles de escritorio
- Balanza de precisión
- Computadora
- Horno Eléctrico

3.4 METODOLOGÍA

La metodología siguió algunas técnicas de la práctica normal empleada en los viveros forestales de la Sierra Peruana según PRONAMACHS.

3.4.1 ELECCIÓN DEL LUGAR DE ENSAYO:

El lugar de ensayo se eligió de acuerdo a las características ecológicas que exige *Pinus radiata* para su normal producción y óptimo crecimiento. El lugar también reúne las siguientes condiciones (propias de un vivero de producción):

- Disponibilidad de agua durante todo el año.
- Estar cerca de la población.
- Estar bien protegido.

- Estar cerca al terreno definitivo.

3.4.2 TOPOGRAFÍA Y LIMPIEZA DEL TERRENO:

Se escogió un área plana luego se limpió, deshirió y se niveló el terreno además de asegurarnos que tenga buen drenaje para poder armar el cajón para el almácigo.

3.4.3 ÁREA DE ALMÁCIGO

Para la cantidad de plantas que se necesitan para el estudio se preparó un cajón de madera con las siguientes dimensiones: 0.95m.X6m.x0.09m. (Figura 13)

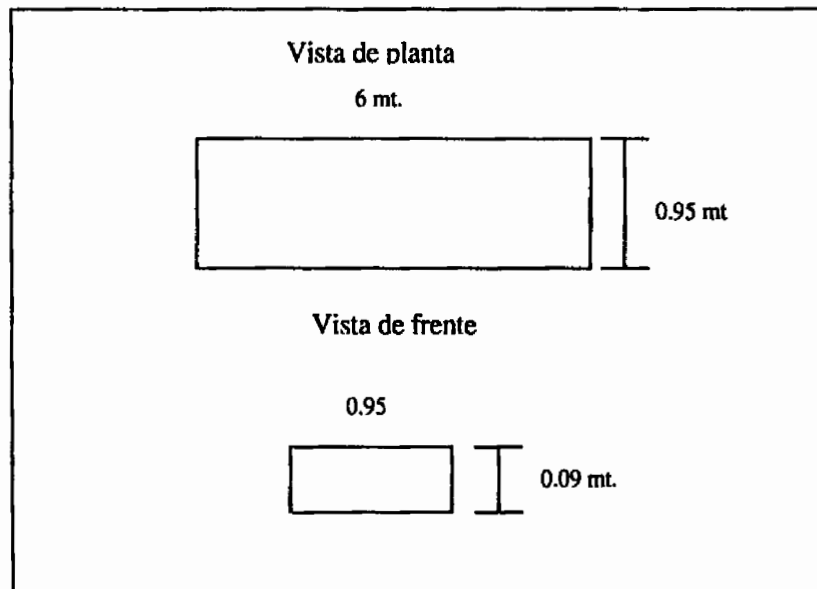


FIGURA13. Cajón de Almácigo

3.4.4 PREPARACIÓN DEL SUSTRATO PARA EL ALMACIGADO

El sustrato para el almácigo se preparó mezclando tierra agrícola (traída de los alrededores del vivero) y arena (obtenida de las orillas del río Matahuasi en Jauja), previamente zarandeados, en una proporción de 2:1

respectivamente siempre manteniendo el pH ligeramente ácido (5,5 – 6,5) el cuál se controló usando un potenciómetro digital (figura 14). Cuando el pH no estaba en el rango requerido, debido a que el agua utilizada en el riego era de naturaleza básica (pH 8,2) se recurrió al uso de jugo de limón (jugo de 1 limón para una regadera con 15 – 20 litros de agua).

3.4.5 ALMACIGADO

Se procedió a sembrar al voleo. Después se esparció arena fina, encima se cubrió con ichu. Además se colocó un plástico negro (Figura 15) para proteger y fomentar la germinación creando un microclima estable. Luego se procedió a poner el tinglado a 0,2 m. del suelo (malla de protección). El riego se realizó cada dos o tres días con regadera de gota fina hasta que se inició la germinación de las plántulas.



Figura 14 Medición de pH del sustrato*



Figura 15 Cama de almácigo cubierta con plástico.*

*Fuente: Fotografías propias

3.4.6 PREPARACIÓN DEL SUSTRATO PARA EL REPIQUE

A. Para la preparación de este sustrato se utilizó turba procedente de una laguna en el distrito del Mantaro, tierra agrícola traída de los alrededores del vivero y arena de las orillas del río Matahuasi en Jauja , el sustrato se preparó de acuerdo a la siguiente proporción: (Figura 16)

- o Turba 3 partes
- o Tierra Agrícola 2 partes
- o Arena 1 parte

Los componentes fueron pasados por una zaranda de 1cm x 1 cm. Previamente a la mezcla se midió el pH de cada componente a fin de lograr un sustrato con un pH ligeramente ácido, para evitar el desarrollo de chupadera fungosa, sin tener que recurrir al uso de fungicidas, así como crear un ambiente óptimo para el crecimiento del pino y el hongo micorrízico.

El pH de cada componente fue:

- Turba 4,5 – 5,0
- Tierra Agrícola 7,0
- Arena 5 – 6

La textura del sustrato fue franca arenosa. Por recomendaciones de SEMIABOBIO en la mayoría de viveros no se utilizan productos químicos para ninguna enfermedad ya sea a nivel de almácigo y de plantas repicadas, asimismo, no se utilizan fertilizantes orgánicos sino que en ambos casos se aplican productos biológicos y fertilizantes inorgánicos, constituyéndose de esta manera los viveros en ecológicos.

No se realizó la desinfección del sustrato conforme al proceder en la actualidad al realizar la producción de plantones en los viveros de PRONAMACHS.



Figura 16 Preparación del sustrato para el repicado

Fuente: Fotografía propia

3.4.7 REPICADO

A los 40 días aproximadamente se realizó el repique. Previamente a esta operación las plantas fueron retiradas del almácigo con mucho cuidado para no dañar las raíces (Figuras 17 y 18). Se seleccionaron 200 plantas de la cama del almácigo, las más vigorosas y de mayor tamaño (entre 5 y 6.5 cm de altura) para ser repicadas. Una vez colocadas en bolsas de polietileno de 5" x 7" de color negro llenadas con sustrato (3:2:1) se realizó el repique de las plantas previamente seleccionadas, siguiendo el procedimiento que se describe a continuación:

Primero se humedeció el sustrato de las bolsas con una regadera. Las plántulas extraídas del almácigo, se colocaron con ayuda de un repicador de madera, teniendo cuidado de mantener en forma vertical las raíces tanto principal como secundaria. En seguida se rellenó el hoyo dejado por el repicador en el sustrato. El procedimiento preciso de repicado varió dependiendo del método de inoculación para el caso de las plantas a micorrizar, como se explica en el punto 3.4.8. En cualquiera de los casos, el repique es seguido por el humedecimiento con agua con pH ligeramente ácido.



Figura 17 Pinos sacados de almacigo a los 45 días .

Fuente: Fotografía Propia

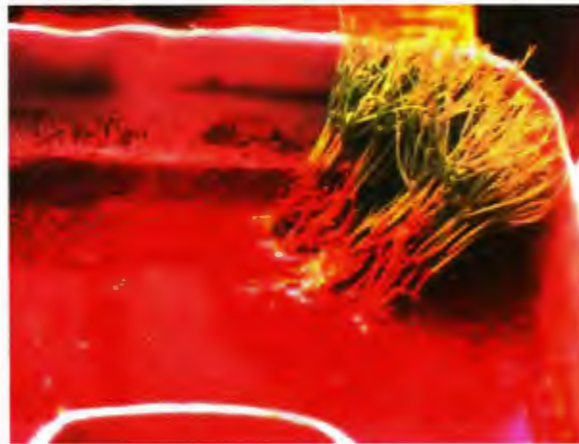


Figura 18 Plantas inoculadas con esporas de *Scleroderma verrucosum* listas para el repique

Fuente: Propia

3.4.8 INOCULACIÓN DE LAS PLANTAS

La inoculación se realizó en tres formas: por medio de inóculo con esporas, con inóculo micorrizal en granos de trigo (los granos de trigo habían sido inoculados previamente en un laboratorio) y musgo micorrizado

A) *INOCULACIÓN CON GRANOS DE TRIGO*

En este caso se colocan 3 granos de trigo, previamente inoculados con el hongo micorrítico, dentro del hoyo hecho con el repicador, antes de colocar la planta.

B) *INOCULACIÓN MICORRIZAL CON ESPORAS*

En un recipiente con 250 ml. de agua se diluyen 5gr de esporas (5×10^{12} esporas/gramo) puras del hongo micorrítico, antes de llevar las plantas a las bolsas de repique sus raíces se sumergen en el recipiente para que estas tengan contacto directo con las esporas.

C) *INOCULACIÓN CON MUSGO MICORRIZADO*

Se mezcla 1 kilo de musgo esterilizado con 20 gramos de esporas (20×10^{12} esporas/gramo) puras del hongo. La inoculación se logra mezclando 1 k de musgo micorrizado con 75 k de sustrato para el repique

D) *TESTIGO (SIN INOCULAR)*

Para las plantas testigo se usó sustrato del vivero el cual no fue desinfectado ni inoculado.

3.4.9 ADQUISICIÓN DE LOS INÓCULOS

Los inóculos pueden ser adquiridos en laboratorios que ofrecen estos productos.



Figura 19 Repicado de los plantones de *Pinus radiata*

Fuente. Fotografía Propia

3.4.10 DISPOSICIÓN DE CAMAS PARA EL REPIQUE

La disposición en camas separadas tuvo como objetivo evitar que las esporas de los hongos inocularan a las plantas testigos en el momento del riego. (Figura 20)

Las bolsas con las plantas repicadas pertenecientes a cada tratamiento fueron agrupadas en un cuadrado de 50 plantas ubicándose el conjunto en camas de 1,5 x 3,0 mt. (Figuras 21 y 22)

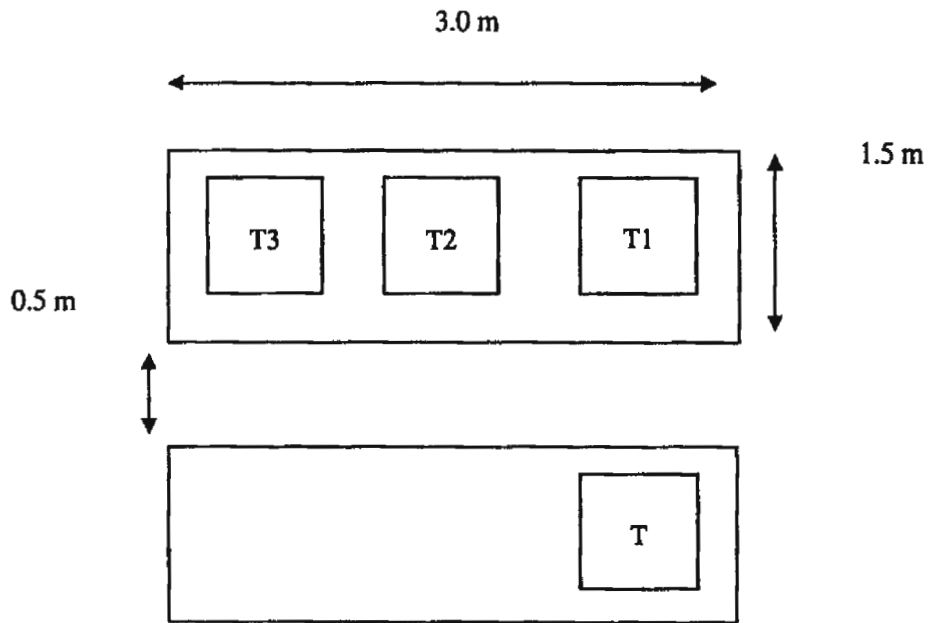


FIGURA 20. Croquis del experimento

Donde:

T1 = plantas inoculadas con *Scleroderma verrucosum* en granos de trigo.

T2 = plantas inoculadas con *Scleroderma verrucosum*, con esporas directamente.

T3 = plantas inoculadas con *Scleroderma verrucosum* con musgo micorrizado.

T = Testigo (Sin inoculación)

El riego de las plantas se realizó en forma interdiaria, es decir dejando un día, en los primeros meses, aumentando a 3 veces por semana a partir del tercer mes.

El pH obtenido en el momento del repique fue 6.2 el cual es un valor aceptable para el normal desarrollo de las micorrizas



Figura 21 Instalación de los bloques con diferente tratamiento inoculados con *Sclerotinia* verrucosum.*



Figura 22 Instalación del bloque con plantas Testigo*

Fuente: Fotografías propias

3.4.11 EVALUACIÓN

Después del repique y en un lapso de 9 meses se efectuaron mediciones en plantas seleccionadas al azar de cada tratamiento con la periodicidad que se indica en el cuadro siguiente:

CUADRO 3. Mediciones efectuadas en el experimento

Determinación	Variable Evaluada	Elemento Muestral	Tamaño de la muestra	Periodicidad de la Evaluación
Crecimiento	Altura (cm)	Planta (parte aérea)	15	c/30 días
	Diámetro (mm)	Planta (parte aérea)	15	c/30 días
Desarrollo de Ectomicorrizas	No de ectomicorrizas	Raíz	2	c/90 días
	Forma de ectomicorrizas	Raíz	2	c/90 días
	Color de ectomicorrizas	Raíz	2	c/90 días
Biomasa	Peso seco de toda la planta	Planta (parte aérea + raíz)	5	Una vez a los 270 días.
Aspecto Sanitario	Control de Chupadera fungosa	Planta (parte aérea)	15	Almácigo y repicado
	Color y conformación de Acículas	Acículas	15	Una vez a los 270 días

A) EVALUACIÓN DEL CRECIMIENTO

1) Altura: Se eligió al azar 15 plantas por cada tratamiento y se evaluaron una vez por mes durante 9 meses midiendo la altura del tallo desde el cuello hasta el ápice con una wincha de 5 mt.

2) Diámetro: Se midió el diámetro de la base del tallo de las 15 plantas seleccionadas, con un vernier digital una vez por mes durante 9 meses.



Figura 23 Medición del diámetro de plantas

B) DESARROLLO DE ECTOMICORRIZAS

1) Número de Ectomicorrizas: Se eligió al azar 2 plantas por cada tratamiento, esta evaluación se hizo cada 3 meses (3°, 6° y 9° mes después del repique), se eligió esta cantidad de plantas ya que después de cada evaluación las plantas no podían ser repuestas. Para el conteo de las micorrizas, las bolsas fueron cortadas y las plantas con el sustrato se colocaron en tinas con agua durante 24 horas para soltar el suelo de las raíces y evitar dañar las micorrizas, este conteo se realizó con la ayuda de una lupa de aumento.

Con mucho cuidado se retiró la tierra del sustrato en cada raíz, primeramente se ubicó la raíz principal (por el tamaño) y las secundarias éstas fueron separadas (cortadas) para evitar equivocaciones al momento de ubicar las ectomicorrizas luego se procedió con el conteo de ectomicorrizas en cada raíz. Solamente se consideraron en el conteo las micorrizas que permanecieron en las raíces ya que algunas de ellas se cayeron en el momento de retirar la tierra.

2) Forma de Ectomicorrizas: Estos datos se obtuvieron de las mismas plantas que sirvieron para obtener el número de micorrizas. En este caso se contaron la cantidad de micorrizas monopodiales, bifurcadas, y ramificadas que se encontraban en la raíces.

3) Color de Ectomicorrizas: Se obtuvieron de las plantas evaluadas para el número de micorrizas. Se observó el color de las ectomicorrizas.

C) BIOMASA

Se eligió al azar 5 plantas de cada tratamiento. Al 9no mes éstas fueron retiradas del sustrato de la misma forma que para la evaluación de micorrizas, luego se secaron en el horno del laboratorio de Pulpa y Papel de la Universidad Nacional Agraria de La Molina a una temperatura de 105 °C, se pesó cada una de las plantas secas en una balanza analítica todos los días hasta que la medida sea constante.

D) CONTROL SANITARIO

Control de Chupadera fungosa: En el tiempo de almacigado se controló el ph del sustrato regando con agua y limón (1 limón para una regadera con 15 – 20 de agua) y midiéndolo con el potenciómetro. Asimismo previamente al repicado se le hizo un ligero aireado al sustrato y se regó con agua y limón , cuando fue necesario, para controlar el pH hasta 5.5.

Color y conformación de acículas: Se observó el color de las acículas así como la conformación de las mismas para comprobar la robustez de las plantas.

3.4.12 DURACIÓN DE LOS ENSAYOS

Todos los ensayos se realizaron en los años 2001 y 2002. El almácigo se sembró el 15 de Julio y se repicó el 27 de Agosto, realizándose las evaluaciones desde el 27 de Setiembre del 2001 y finalizaron el 27 de Mayo del 2002.

3.4.13 TRABAJO DE GABINETE

En esta etapa se procesaron los datos obtenidos en los viveros y laboratorio. Se elaboraron los gráficos y los cuadros con los resultados. Mediante el análisis de varianza (ANOVA) se verificó si hubo alguna diferencia significativa entre los tratamientos. Se realizaron las pruebas de Dunnet y Tuckey para comprobar entre que tratamientos hubo diferencia. El nivel de confianza que se utilizó para todos los ensayos fue de 90% ($\alpha = 0,10$).

4. RESULTADOS Y DISCUSIONES

4.1 RESULTADOS DE ALTURA

Los resultados del análisis de crecimiento teniendo como variable la altura se muestran en los siguientes cuadros:

CUADRO 4. Evaluación de la Supervivencia e Incremento de Alturas en plantas inoculadas con *Scleroderma verrucosum* en granos de trigo (T1)

Fecha de Observación	No de plantas		Crecimiento			
	Vivas	Muertas	Sobre vivencia	Altura promedio	Incremento acumulado	Altura máxima
27-Sep	15	0	100%	4.21		5.3
27-Oct	15	0	100%	5.26	1.04	6.4
27-Nov	15	0	100%	6.44	2.23	7.6
27-Dic	14	1	93%	8.11	3.90	11.9
27-Ene	14	0	93%	8.72	4.51	12.3
27-Feb	14	0	93%	11.78	7.56	14.5
27-Mar	14	0	93%	15.15	10.94	18.5
27-Abr	14	0	93%	15.45	11.23	18.8
27-May	14	0	93%	16.08	11.86	19.1

1. Como podemos observar en el Cuadro 4 la supervivencia en plantas inoculadas con granos de trigo es 93% ,solo hubo una planta muerta .El incremento en alturas a los 9 meses fue 11.86 cm, representando un incremento mensual promedio de 1.48 cm.

CUADRO 5. Evaluación de la Supervivencia e Incremento de Alturas en plantas inoculadas con *Scleroderma verrucosum* en esporas (T2)

Fecha de Observación	No de plantas		Crecimiento			
	Vivas	Muertas	Sobre vivencia	Altura promedio	Incremento acumulado	Altura máxima
27-Sep	15	0	100%	4.35		5.6
27-Oct	15	0	100%	5.44	1.09	7.5
27-Nov	15	0	100%	6.94	2.59	9.4
27-Dic	15	0	100%	7.64	3.29	10.5
27-Ene	15	0	100%	7.98	3.63	10.5
27-Feb	15	0	100%	10.29	5.94	14.0
27-Mar	15	0	100%	13.60	9.25	17.5
27-Abr	15	0	100%	14.10	9.75	17.9
27-May	15	0	100%	14.96	10.61	18.4

Podemos observar en el cuadro 5 que a supervivencia en plantas inoculadas con esporas directamente es 100%, el incremento final a los 9 meses fue de 10.61, lo que representa un incremento mensual promedio de 1.32 cm.

CUADRO 6. Evaluación de la Supervivencia e Incremento de Alturas en plantas inoculadas con *Scleroderma verrucosum* en musgo micorrizado (T3)

Fecha de Observación	No de plantas		Crecimiento			
	Vivas	Muertas	Sobre vivencia	Altura promedio	Incremento acumulado	Altura máxima
27-Sep	15	0	100%	4.55		5.5
27-Oct	15	0	100%	5.59	1.04	6.8
27-Nov	15	0	100%	6.85	2.31	8.7
27-Dic	15	0	100%	7.54	2.99	11
27-Ene	15	0	100%	7.97	3.43	11
27-Feb	14	1	93%	9.79	5.24	15
27-Mar	14	0	93%	12.62	8.07	18.3
27-Abr	14	0	93%	13.23	8.69	18.5
27-May	14	0	93%	14.38	9.84	18.9

2. En el cuadro 6 observamos que la sobrevivencia en plantas inoculadas con musgo micorrizado es de 93% , es decir solo se encontró una planta muerta El incremento final es de 9.94 cm y el incremento promedio mensual de 1.24 cm.

CUADRO 7. Evaluación de la Sobrevivencia e Incremento de Alturas en plantas testigo

Fecha de Observación	No de plantas		Crecimiento			
	Vivas	Muertas	Sobre vivencia	Altura promedio	Incremento acumulado	Altura máxima
27-Sep	15	0	100%	4.52		5.8
27-Oct	15	0	100%	5.32	0.80	6.2
27-Nov	14	1	93%	5.92	1.40	7.1
27-Dic	14	0	93%	7.26	2.74	9.9
27-Ene	14	0	93%	7.79	3.26	11.5
27-Feb	14	0	93%	9.88	5.36	15.5
27-Mar	14	0	93%	13.60	9.08	18
27-Abr	14	0	93%	14.10	9.58	18.3
27-May	14	0	93%	14.58	10.06	18.9

En el cuadro 7 encontramos que la sobrevivencia en las plantas testigo es de 93%, asimismo el incremento acumulado al final de los 9 meses es de 10.06 cm y el incremento mensual promedio es 1.25cm

FIGURA 24. Promedios de Alturas durante los 9 meses de Evaluación.

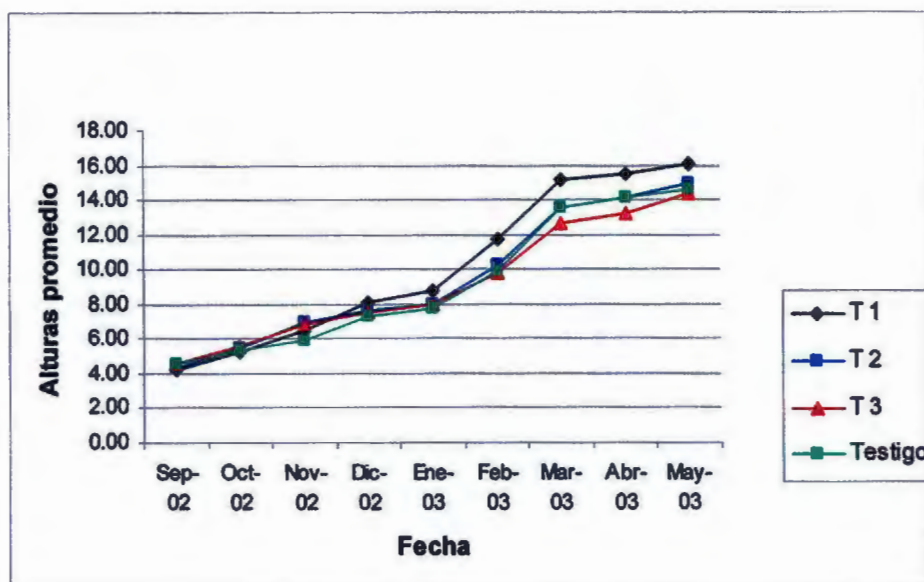


Figura 24 Promedios de alturas en los 9 meses de evaluación

*observamos que T1 destaca sobre los otros tratamientos en los últimos meses

Los promedios obtenidos mensualmente se observan en el figura 24 para cada uno de los tratamientos en el que se observa que el incremento fue mayor en los tratamientos entre los meses 5to y 7mo.

Cuadro 8 Análisis de Varianza para la altura promedio

ANOVA

Dependent Variable: ALTURA

Source	Type III of Squares	df	Mea Squar	F	Sig.
Tratamientos	32.185	3	10.72	1.314	.280
Error	432.805	53	8.166		
Total	6837.75	57			
Corrected Total	464.99	56			

3. Al aplicar ANOVA no se encontraron diferencias significativas en el incremento de alturas en los pinos cuando se aplicó *Scleroderma verrucosum* en granos de trigo (T1), esporas (T2), musgo micorrizado (T3) y el testigo.
4. La homogeneidad de la altura en las plantas, así como la aparición de estructuras bifurcadas en forma de micorrizas sin la presencia de micelio en las raíces de las plantas testigos posiblemente se debe a las grandes cantidades de nutrientes que se encuentran fácilmente disponibles en el suelo, lo que trae como consecuencia el crecimiento juvenil de los pinos y las puntas radicales o micorrizas incipientes, sin necesidad de un inóculo micorrizal, lamentablemente estas plantas no van a responder en el transplante en campo definitivo.
5. Desde el punto de vista del análisis de caracterización del sustrato, podemos decir que la altura parecida o semejante de las plantas inoculadas y sin inocular se deba probablemente a que las últimas han asimilado los pocos nutrientes del sustrato sobre todo P que según el análisis ha sido 35.4 considera como alto, K 104 considerado como medio y 1.7 de materia orgánica considerado baja. La diferencia es que las plantas sin inóculo no presentan prendimiento micorrizal.
6. Los resultados obtenidos durante el experimento demuestran que las plantas han alcanzado una altura apropiada para el transplante en el campo a los nueve meses.

4.2 RESULTADOS DE DIÁMETRO

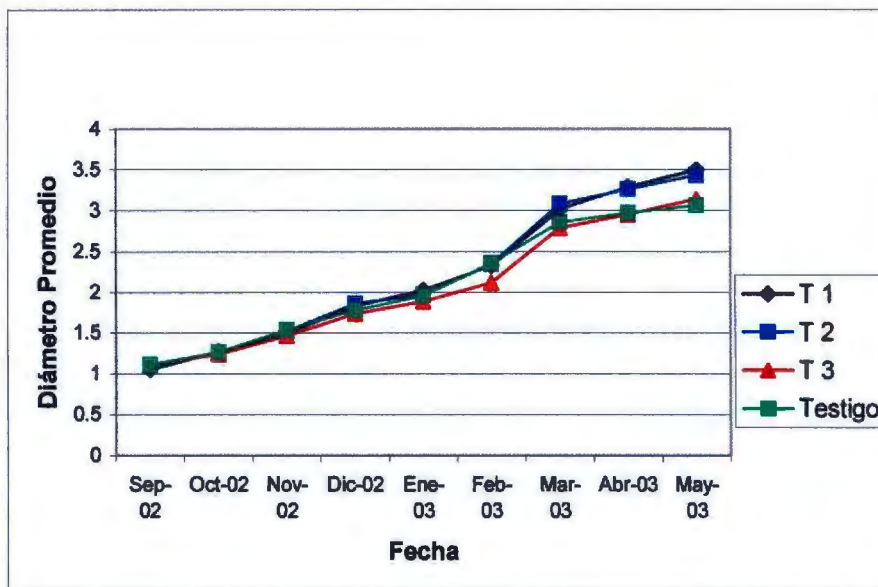
Los resultados del análisis de crecimiento teniendo como variable el diámetro se muestran en los siguientes cuadros:

CUADRO 9. Promedio de Diámetros en mm. durante los 9 meses.

Fecha	T 1	T 2	T 3	Testigo
27-Sep	1.0521	1.0886	1.1185	1.1164
27-Oct	1.2757	1.2640	1.2450	1.2671
27-Nov	1.4921	1.5193	1.4628	1.5385
27-Dic	1.8321	1.8640	1.7357	1.7800
27-Ene	2.0278	1.9686	1.8864	1.9607
27-Feb	2.3264	2.3426	2.1150	2.3550
27-Mar	3.0192	3.0820	2.7885	2.8564
27-Abr	3.2878	3.2673	2.9571	2.9700
27-May	3.5014	3.4340	3.1357	3.0642

1. Observamos en el cuadro 9 que los promedios de diámetros iniciales no varían mucho entre los tratamientos asimismo se observa que el promedio final de diámetro en T1 superó a los otros tratamiento (3.5014mm) y las plantas testigo presentan el menor promedio final (3.0642 mm)

FIGURA 25. Promedios de Diámetros durante los 9 meses de Evaluación.



2. En la figura 25 podemos observar una misma tendencia en los 4 casos obteniéndose un mayor incremento entre los meses 6to y 7mo, destacando en los últimos meses las plantas inoculadas con Scleroderma en granos de trigo (T1) y esporas (T2).

CUADRO 10. Análisis de Varianza para el Diámetro

ANOVA

Dependent Variable DIAMETRO					
Source	Type III of Squares	df	Mea Squar	F	Sig.
Tratamientos	2.54	3	.847	2.685	.05
Error	16.699	53	.315		
Total	293.26	57			
Corrected Total	19.2	56			

3. Con ANOVA se encontraron diferencias significativas en el incremento de diámetros en los pinos cuando se aplicaron *Scleroderma verrucosum* en granos de trigo (T1), con esporas directamente (T2), musgo micorrizado (T3) y el testigo. Para saber en que tratamientos hubo diferencias se realizó la prueba de Dunnet, de la cuál se concluyó que los tratamientos aplicados no fueron mejor que el testigo.

4.3 RESULTADOS DE PESO SECO

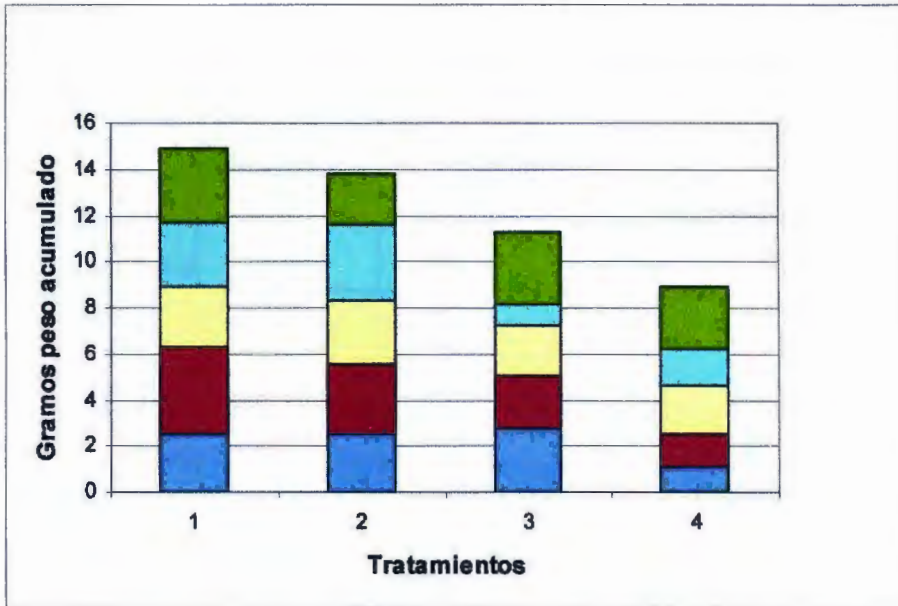
Se evaluó biomasa midiendo los pesos secos de las plantas seleccionadas y se obtuvieron los siguientes resultados:

CUADRO 11. Evaluación del peso seco de las plantas a los 9 meses

Tratamiento 1	Tratamiento 2	Tratamiento 3	Testigo
2.5073	2.5432	2.7654	1.1039
3.8249	3.013	2.312	1.4354
2.6288	2.7399	2.154	2.0513
2.7503	3.3305	0.906	1.6251
3.1698	2.2241	3.1618	2.7237

1. En el cuadro 11 correspondiente a la evaluación del peso seco se obtuvieron datos de 5 plantas para cada tratamiento. En T1 encontramos un peso seco máximo de 3.8249 g en T2 un peso máximo 3.3305 g y para T3 un peso máximo 3.1618 g y en el testigo un peso máximo de 2.7237 gramos.

FIGURA 26. Evaluación de la biomasa con datos de peso seco al 9o mes.



*Observamos que T1 superó notoriamente a los otros tratamientos; las plantas testigo presentaron el menor peso seco que las plantas inoculadas

2. Existe diferencias significativas en el peso seco de las plantas sometidas a los distintos tratamientos y el testigo destacando las inoculadas con granos de trigo. Esto se vió reflejado en el tamaño y grosor de las ectomicorrizas en el caso de las plantas inoculadas con *Scleroderma verrucosum* tenían mayor grosor y tamaño, mientras que en las plantas testigo las micorrizas incipientes eran delgadas y más pequeñas.

CUADRO 12. Análisis de la Varianza para el peso seco

ANOVA

Dependent Variable: P_SECO

Source	Type III of Squares	df	Mean Square	F	Sig
Planton	4.27	3	1.42	3.58	.03
Error	6.35	16	.39		
Total	130.5	20			
Corrected Total	10.62	1			

5. Del ANOVA podemos afirmar que existen diferencias significativas en el peso seco de los plantones inoculados con *Scleroderma verrucosum* en los tratamientos 1, 2, y 3 en relación con el testigo. Se realizó la prueba Tuckey HSD para el análisis de peso seco, de la cuál podemos concluir que si hubo diferencias significativas entre el tratamiento 1 (*Scleroderma* en granos de trigo) y el testigo (sin inoculación). (Cuadro 12)

4.4 RESULTADOS DE DESARROLLO DE ECTOMICORRIZAS

A) NÚMERO DE ECTOMICORRIZAS

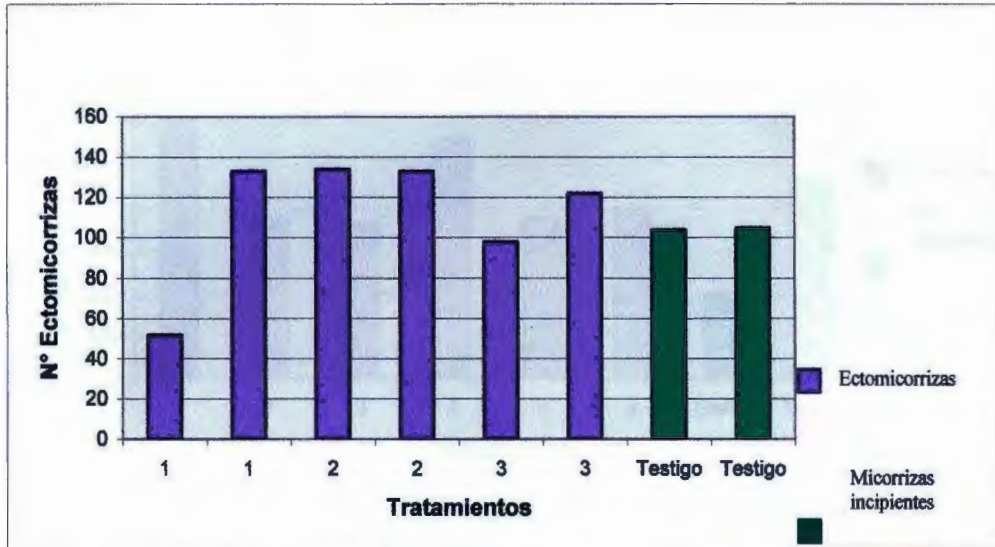
Al analizar el desarrollo de ectomicorrizas encontramos los resultados siguientes:

CUADRO 13. Evaluación de raíces y conteo de ectomicorrizas a los 3 meses

Tratamiento	Nº Raíces	Nº Ectomicorrizas
1	9	52
1	16	133
2	12	134
2	12	133
3	13	98
3	12	122
Testigo	13	104 *
Testigo	15	105 *

1. En el cuadro 13 podemos observar que T2 presentó mayor cantidad de ectomicorrizas, siguiendo en orden T3 y finalmente T1.
2. En las plantas testigo se han encontrado puntas radiculares bifurcadas de forma micorrítica incipiente (*) por lo que no se considera como una verdadera micorriza.

FIGURA 27. Número de Ectomicorrizas a los 3 meses

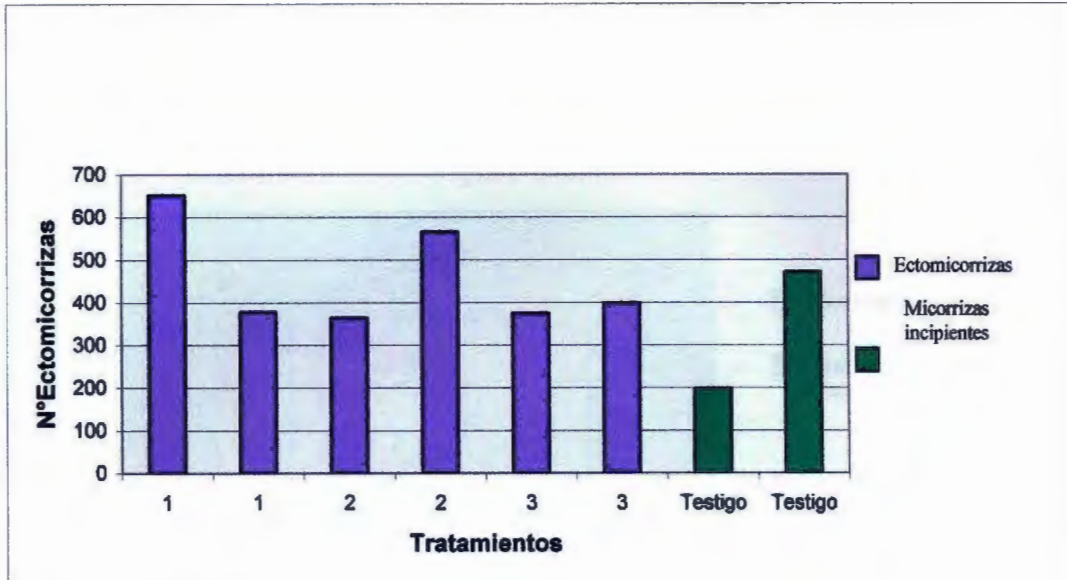


CUADRO 14. Evaluación de raíces y conteo de Ectomicorrizas a los 6 meses

Tratamiento	N° Raíces	N°Ectomicorrizas
1	13	652
1	13	378
2	12	364
2	12	565
3	8	375
3	6	399
Testigo	5	198*
Testigo	13	471*

4. En el cuadro 14 podemos observar una mayor cantidad de ectomicorrizas en T1 seguido por T2 y finalmente por T3.

FIGURA 28. Número de Ectomicorrizas a los 6 meses.

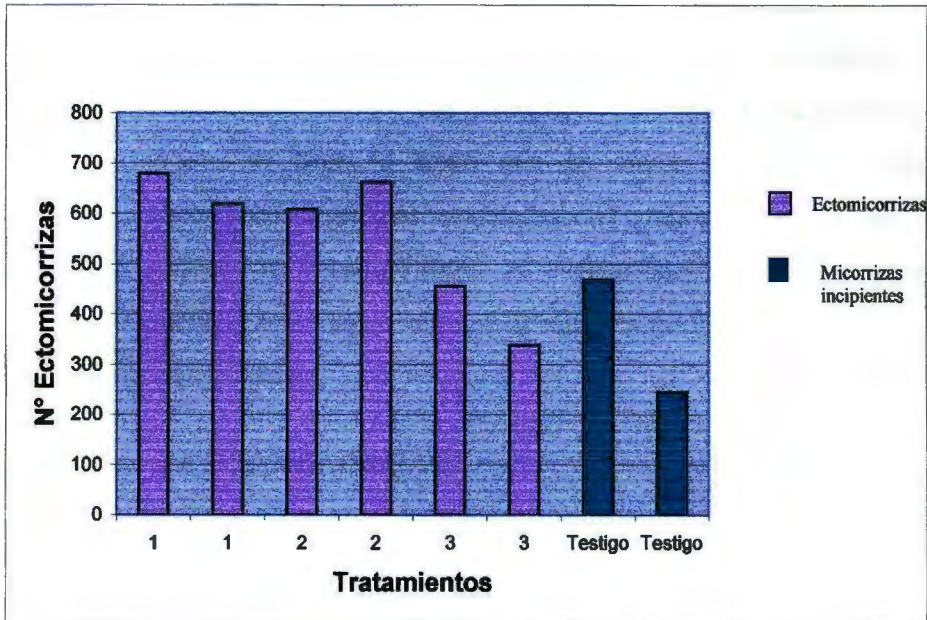


CUADRO 15. Evaluación de raíces y conteo de Ectomicorrizas a los 9 meses

Tratamiento	N° Raíces	N°
1	15	680
1	16	620
2	9	608
2	11	662
3	11	456
3	10	339
Testigo	7	469 *
Testigo	9	245 *

Se encontró una mayor cantidad de micorrizas en T1 seguido por T2 y finalmente T3. (Cuadro 15)

FIGURA 29. Número de Ectomicorrizas a los 9 meses



CUADRO 16. Número de Ectomicorrizas por Tratamiento

Meses	Tratamiento 1	Tratamiento 2	Tratamiento 3	Testigo*
3	185	267	220	209
6	1030	929	774	669
9	1300	1270	795	714

*Los datos encontrados en el testigo son estructuras similares a micorrizas

5. Se observó formación de ectomicorrizas en las plantas inoculadas con el hongo; en el caso de las plantas testigo se encontraron unas estructuras micorríticas incipientes ya que no tenían todas las características de una micorriza. Al comparar las cantidades de ectomicorrizas encontramos al tercer mes un mayor número de ectomicorrizas en plantas inoculadas con esporas directamente (267) y una menor cantidad (185) en las plantas inoculadas con granos de trigo. Al sexto mes la mayor cantidad de ectomicorrizas se observaron en plantas inoculadas con granos de trigo (1030) y en menor cantidad en el testigo (669). Al evaluar las ectomicorrizas al noveno mes se encontró una mayor cantidad de ellas, en las plantas inoculadas con granos de trigo (1300).

B) FORMA DE ECTOMICORRIZAS

Al analizar la formas de Ectomicorrizas se encontraron los siguientes resultados:

CUADRO 17. Porcentaje de Ectomicorrizas Monopodiales, Bifurcadas y Ramificadas

TIEMPO	TRATAMIENTO	MONOPODIALES	BIFURCADAS	RAMIFICADAS
3 MESES	1	75.76	23.03	1.21
	2	79.4	18.35	2.25
	3	75.5	22.45	2.04
6 MESES	1	39.32	23.59	36.89
	2	38.21	37.35	24.43
	3	44.96	16.28	38.76
9MESES	1	62.62	17.69	20.38
	2	69.76	15.35	14.88
	3	52.08	25.91	22.01

1. En el cuadro 17 se observa un mayor porcentaje de ectomicorrizas monopodiales en las tres evaluaciones (al 3er, 6to y 9no mes), al tercer mes se encontró un mayor porcentaje de ectomicorrizas monopodiales en T2 (79.4 %), se observó además un mayor porcentaje de ectomicorrizas bifurcadas en plantas inoculadas

con granos de trigo T1 (23.03%) y el mayor porcentaje de ectomicorrizas ramificadas en plantas inoculadas con esporas directamente T2 (2.25%). Al sexto mes T3 (44.96%) tuvo el mayor porcentaje de ectomicorrizas monopodiales, se encontró un mayor porcentaje de ectomicorrizas bifurcadas en plantas inoculadas con esporas (37.35%) y el mayor porcentaje de ectomicorrizas ramificadas (38.76%) en plantas inoculadas con musgo micorrizado. Al noveno mes el mayor porcentaje de ectomicorrizas monopodiales se encontraron en plantas inoculadas con esporas directamente (69.76%), el mayor porcentaje de bifurcadas en T3 (25.91%), y ectomicorrizas ramificadas en mayor porcentaje en plantas inoculadas con musgo micorrizado. (22.01%).

2. En los casos de inoculación con *Scleroderma verrucosum*, las características morfológicas de las ectomicorrizas fueron muy similares.
3. El número de raíces cortas es significativamente mejor y abundante en las plantas inoculadas a los tres meses en relación con los otros tratamientos lo que indica un mayor actividad fisiológica por parte de las plantas en la toma de nutrientes a diferencia de los testigos.
4. En el caso de las plantas micorrizadas, su crecimiento y mejor conformación se debe a que las plantas han asimilado el hongo micorrítico, así como también el P disponible en el suelo, esto hace que la presencia de las puntas micorrizadas de color marrón claro a pálido se diferencien de las testigos las que en su mayoría presentan solo puntas radiculares pero sin prendimiento micorrizal ni presencia de micelio. Se ha observado que las micorrizas han empezado a crecer a los tres meses de repicadas, aunque no se ha encontrado manto micelial en ese momento quizás por falta de humedad y la temperatura no apropiada para su crecimiento. A los 9 meses se observaron en las raíces de las plantas inoculadas ectomicorrizas cubiertas con micelio de color blanco característico del hongo inoculado así como la formación de micorrizas ya descritas.
5. El desarrollo ectomicorrizal es debido a la morfogénesis radicular, este es un pre-requisito necesario para su formación. Aunque la infección micorrizal desarrolló en todas las plantas inoculadas este fue más alto en el tratamiento con *Scleroderma* en granos de trigo en relación con el testigo.

C) COLOR DE ECTOMICORRIZAS

Se observaron que las micorrizas formadas por la inoculación de *Scleroderma verrucosum* en los 3 tratamientos eran de color marrón claro a diferencia que en las plantas testigo las micorrizas eran de un color marrón oscuro además presentaban menor grosor que las formadas por la inoculación artificial.

4.5 ASPECTO SANITARIO

A) CONTROL DE CHUPADERA FUNGOSA

1. Durante la producción de plántones del presente estudio, no se ha presentado la enfermedad conocida como “chupadera fungosa” o “Damping – off” en las etapas de almácigo y repicado, a pesar de que no se ha utilizado ningún producto químico para desinfectar semillas ni sustrato en las fases pre-emergente y post-emergente.
2. La ausencia de esta enfermedad en las plantas obtenidas se puede atribuir a las “prácticas culturales” que se han aplicado siendo una de ellas el manejo del sustrato haciéndole un ligero aireado primeramente y bajado el pH hasta 5.5, tratándose de controlar en forma natural la presencia de hongos patógenos ya que ellos crecen en pH neutro a ligeramente alcalino.
3. Además este pH 5.5 ha permitido el crecimiento óptimo del hongo micorrítico inoculado así como el crecimiento del pino en estudio.
4. Se hace hincapié que ha habido 3 plantas muertas en total; dos en los tratamientos y una en el testigo, las cuales murieron por daños mecánicos.

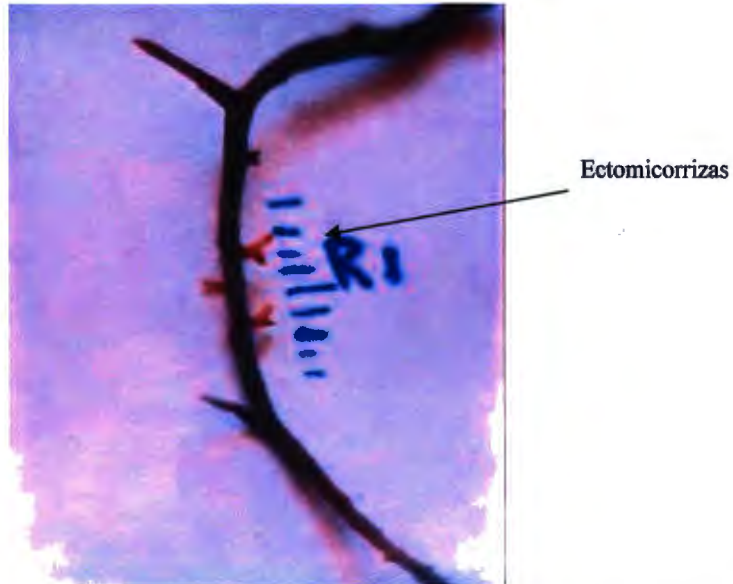
B) COLOR Y CONFORMACIÓN DE ACÍCULAS

1. Al final del presente estudio las plantas inoculadas fueron sanas y robustas y de buen crecimiento a los 9 meses y el color de las acículas fue verde intenso mientras que las plantas sin inocular fueron de color verde amarillento pero alargados lo que nos indica la participación fisiológica del hongo en las plantas inoculadas a diferencia de las plantas testigo.

2. Algunas plantas micorrizadas desarrollaron algunos brotes laterales como acículas de color verde intenso y lustroso a diferencia del testigo donde no hay brotes laterales y un pobre desarrollo además las plantas son alargadas y con follaje verde claro (amarillento).

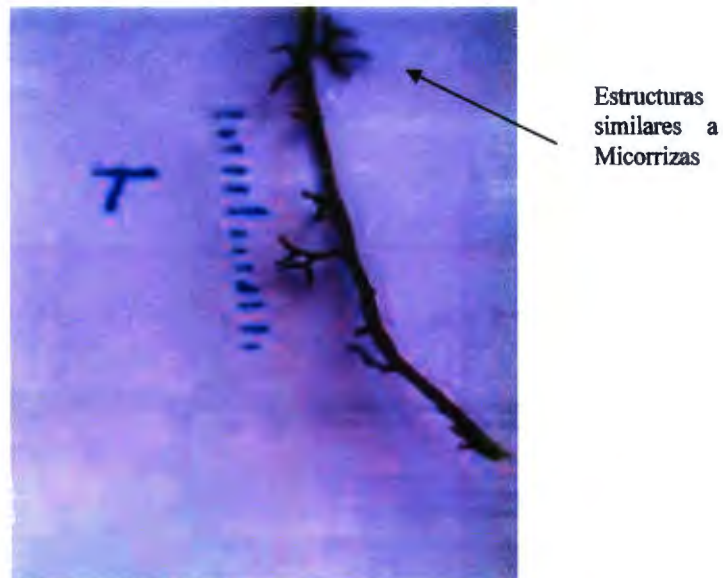
3. El pH 4.8 considerado en el análisis de suelo como fuertemente ácido ha impedido en las plantas sin inocular la formación del micelio o trama hifal de hongos nativos, lo que no ha sucedido con las plantas inoculadas en donde si hay presencia de micorrizas y micelio del hongo inoculado, indicándonos este fenómeno que el hongo crece sin problemas en pH 4.8. Esta es una de las razones por las que *Scleroderma verrucosum* está considerado como un hongo patrón o dual a nivel mundial y funciona como micorrítico en pino y eucalipto además de otras especies nativas estudiadas en el Perú. De ahí que este hongo está siendo introducido a nivel nacional en terrenos adversos a ciertos pisos altitudinales en donde funciona bien.

FIGURA 30. Presencia de micorrizas en pino inoculado con *Scleroderma verrucosum* en granos de trigo(T1)*



Se pueden observar las ectomicorrizas de color marrón propias de *Scleroderma verrucosum*

FIGURA 31. .Presencia de estructuras micorríticas incipientes en planta Testigo*



Se pueden observar unas estructuras micorríticas incipientes de color negro similares a las micorriza

Fuente: Fotografías propias

Figura 32. Evaluación de alturas a los 3 meses*

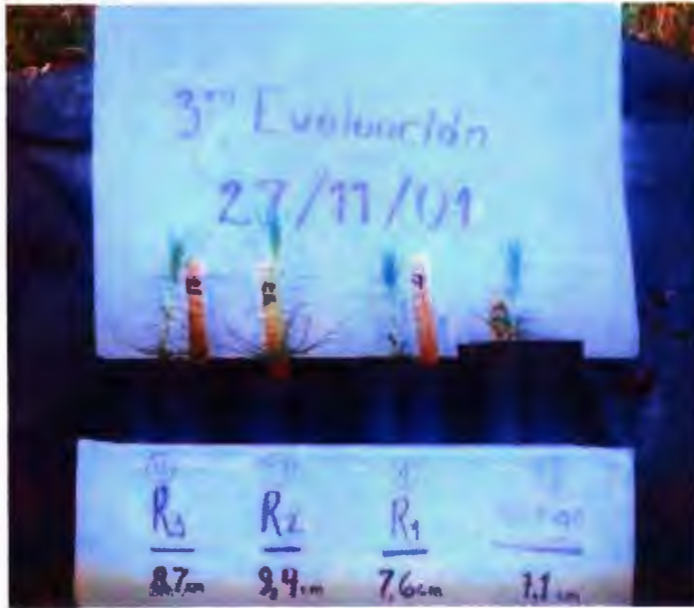
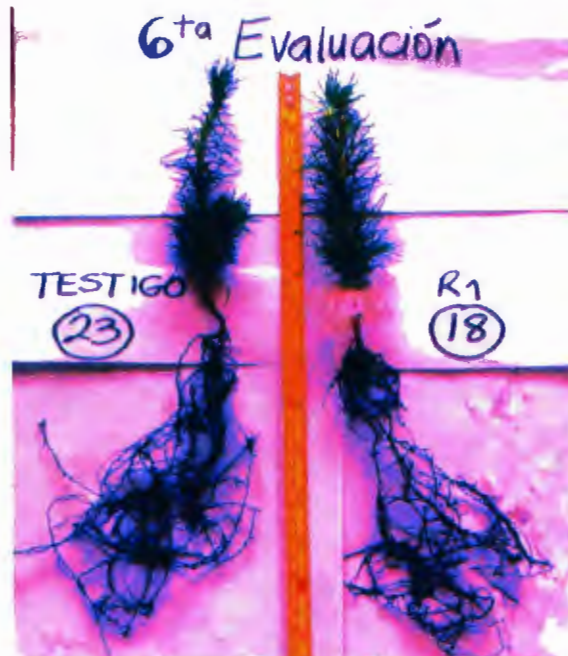


FIGURA 33. Evaluación de raíces a los 6 meses*



*Fuente: Fotografías Propias

FIGURA34. Vista de micorrizas en las raíces de plantas **inoculadas con esporas directamente (T2)***



FIGURA 35. Planta testigo a los 9 meses*

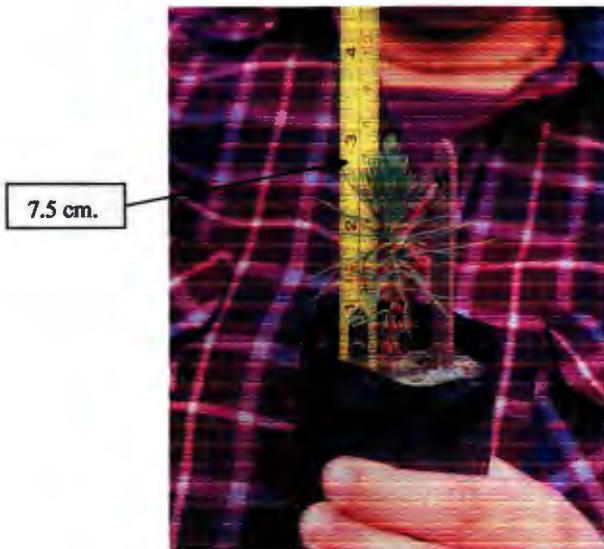


FIGURA 36. Planta inoculada con musgo micorrizado a los 9 meses*



*Fuente: Fotos propias

Se observa el manto fungoso

5. CONCLUSIONES

1. Existe diferencia significativa en el peso seco de las plantas sometidas a los distintos tratamientos y el testigo destacando las inoculadas con granos de trigo. Esto se vio reflejado en el tamaño y grosor de las ectomicorrizas, en el caso de las plantas inoculadas con *Scleroderma verrucosum* tenían mayor tamaño y grosor, mientras en las plantas testigo eran delgadas y más pequeñas.
2. Según el análisis de alturas de las plantas podemos concluir que no se encontraron diferencias significativas entre las plantas inoculadas y el testigo. Los resultados de las evaluaciones del diámetro no muestran diferencias significativas entre las plantas inoculadas con *Scleroderma verrucosum* y el testigo.
3. En las evaluaciones al 3er, 6to y 9no mes que se realizaron para el análisis de porcentajes de ectomicorrizas, se encontró a las monopodiales en mayor cantidad.
4. En los tres casos de inoculación de *Scleroderma verrucosum* las características morfológicas de las micorrizas eran muy similares.
5. Comparativamente la inoculación con granos de trigo fue relativamente más favorable que la inoculación con esporas directamente y ésta superó a la de musgo micorrizado.
6. Se ha podido demostrar que el uso de un pH ligeramente-ácido no ha permitido la presencia de *Chupadera fungosa*.

6. RECOMENDACIONES

1. Se recomienda tener en cuenta el pH del suelo durante la producción de plántones micorrizados usando el potenciómetro.
2. Hacer evaluaciones de las plantas en plantación definitiva.
3. Utilizar semillas de calidad y certificadas para obtener una buena producción en el menor tiempo posible
4. Es necesario incentivar y financiar trabajos de investigación con hongos nativos adaptados ecológicamente al lugar donde se piensa establecer plantaciones nuevas de exóticas y nativas o en programas de reforestación manejados utilizando los recursos naturales de la zona, antes de introducir nuevos hongos porque finalmente son dominados por los nativos.

BIBLIOGRAFÍA

- BAKSHII, B. 1974 Mycorrhizae. Forest Research Institute and College. India. 126p.
- DANS, F. ; FERNÁNDEZ, F.& ROMERO, A. (s/f). Manual de selvicultura del pino radiata en Galicia. La sanidad del pino insigne.(en línea). España.Consultado en febrero 2004).Disponible en <http://www.agrobyte.lugo.usc.es/agrobyte/publicaciones/pinoradiata>
- DE MIGUEL, S.& VALIOS, X. (s/f). Las micorrizas:"hongo-raíz", una simbiosis muy importante. Introducción de hongos comestibles micorrícicos en repoblaciones forestales en el NE de España.(en línea). España. (Consultado en febrero 2004). Disponible en <http://www.labpatfor.udl.es/plantmicol/micorrizacast.html>.
- GARBAYE, J. ; DELWAULLE, J. & DIANGANA D. 1988 Growth Response of Eucalypts in the Congo to Ectomycorrhizal Inoculation. Forest Ecology and Management. No 24 Elsevier Science Publishers B.V., Amsterdam. Printed in the Netherlands. p. 151 - 157
- GEILFUS, F. 1989. El árbol al servicio del agricultor: Manual de Agroforestería para el Desarrollo Rural Vol 2. Guía de Especie. Santo Domingo. DO: Enda - Caribe y CAME
- GONZÁLEZ, R. 1965. Influencia de la Micorriza en la germinación y desarrollo inicial de *Pinus radiata*, *P. Canariensis* y *P. Pinaster*. Anales científicos V3 (3) Perú p.257-277.
- GUIDO, J. 1984. Estudio del sistema radicular en plantaciones demostrativas de *Pinus radiata* D Don. Tesis Ing. Agron. UNC. Cajamarca – Perú.
- GRAND, L.F. & HARVEY D.E. 1984 Quantitative Measurement of Ectomycorrhizae on Plant Roots. Chapter 14. Methods and Principles of Mycorrhizal Research. 157 – 164p.
- HERNÁNDEZ, A. 2000. Las micorrizas. Revista TERRALIA.(en línea). España. (Consultado en febrero 2004). Disponible en <http://www.terralia.com/revista14/pag>
- IDEMA .(s/f).Biofertilización. Micorrizas. ¿Qué es una micorriza?(en línea).Instituto de defensa del medio Ambiente. Arequipa. Perú. (Consultado en Marzo 2004). Disponible en <http://www.geocities.com/RainForest/jungle/2535/bfer.html>.

- INFANTE, J. 2003. Micorrizas. Providencia y Santiago. (En línea). Chile(Consultado en febrero 2004). Disponible en <http://www.biotri.ton.cl/index.php>.
- LAPULU, P. 1985 Acción del *Cyathus sp.* y *Schizophyllum sp.* inoculados al repique con diferentes fórmulas de fertilización en la producción de plantones de pinos (*Pinus radiata*. D Don). Tesis Ing. Agron. UNC. Cajamarca – Perú.
- LIMACHE, A. 1985 Ensayo de micorrización de *Pinus radiata* D. Don en los viveros forestales del Dpto. de Cuzco. Tesis Ing. For. UNCP. Huancayo-Perú.
- LOROÑA A. 1992. Micorrización de *Pinus radiata* D.Don en la etapa de vivero con dos cepas de hongos (*Pisolithus tinctorius* y *Boletus luteus*) ITTO INEFAN Quito.
- MC DONALD. P & KAACKKE, R (s/f) Pino de Monterrey.(Consultado en Marzo 2003). Disponible en http://www.na.fs.fed.us/spfo/pubs/silvics_manual/volume_1/pinus/radiata
- MAGHEMBE J., REDHEAD J. 1984 Growth and ectomycorrhizal development of *Pinus caribaea* seedlings inoculated with basidiospores of *Scleroderma dictyosporum* in fertilized . Forest Ecology and Management. No 8 Elsevier Science Publishers B. V., Amsterdam - Printed in the Netherlands p. 221-228.
- MARAIS & KOTZÉ .1975. Mycorrhizal Associates of *Pinus patula* in South Africa. South african Forestry Journal. February No 92. p. 13-16.
- MARX, D. 1984 .Ectomycorrhizae as Biological Deterrents to Pathogenic Root Infections. Separate. No FS-287 Mycorrhizae. p.81-86
- MARX , D. 1984. Production of Ectomycorrhizal fungus inoculans. Methods and Principles of Mycorrhizal Research. 244p
- MIKOLA , P. 1969. Hongos micorrizales de plantaciones forestales exóticas. Departamento de Silvicultura . Uinversidad de Helsinski. Eripainos. Karstenia. p. 1-8.
- MILLER, C. 1984. Citokenim Production by Mycorrhizal fungi.MYCORRHIZAE. p. 168-174
- MOLLEPAZA E. 1979 Las Micorrizas: sus influencias. Universidad San Antonio de Abad del Cusco. Departamento Académico de Ciencias Biológicas. Perú 5p.
- OLIVERA M. 1984 Influencia de la micorriza en el crecimiento inicial del *Eucalyptus globulus* Labill (Marcara – Carhuaz) Tesis Ing. For. UNCP. Huancayo – Perú.

- PRONAMACHS. 1998. Aspectos fitosanitarios y micorríticos en viveros forestales en la Sierra Peruana 1996 – 1997. Proyecto Forestería en Microcuencas Altoandinas del Pronamachs Femap FAO/GCP/033/Net-Donación del Gobierno del Reino de los países Bajos Holanda. Perú. 140p.
- PROYECTO FAO/HOLANDA/CDF. (s/f) Desarrollo Forestal Comunal en el Altiplano Boliviano. Guía de Rotafolio - Especies Agroforestales Departamento de Potosí.
- RAISMAN, J.;GONZALES,A. (2004)Reino Fungi: Micorrizas (en línea). Argentina. (Consultado en Noviembre 2004). Disponible en <http://wwwbiologia.edu.or/fungi/micorrizas.htm>
- RODRIGUEZ, M. 1981 Asociación de tres hongos ectomicorrizales en plántulas repicadas y siembra directa de *Pinus radiata* D. Don. EE. "El Mantaro". Tesis Ing. For. UNCP Huancayo - Perú.
- RUIZ, P. 1992. Significado de las micorrizas para la agroforestería en ultizoles de la Amazonía. Suelos Amazónicos. Publicación del proyecto de suelos tropicales. INIAA No SA-04. 31 P.
- SEMIABOBIO (2004) Resumen de trabajos sobre micorrizas del Perú y el extranjero (trabajo no publicado). Perú. 153 p.
- TACKAS, A. 1967. Producción de cultivos puros micorrizógenos. E: Centro Nacional de Investigación. Argentina.
- VOZZO, J. 1984. Field Inoculations with Micorrizal fungi. Separate. No FS-297 Mycorrhizae. p. 187-196p.
- ZEGARRA, A. 1981 Comparativo de diferentes suelos forestales y sustratos para la producción de plántulas de pinos (*Pinus radiata*). Tesis Ing. Agron. UNC Cajamarca – Perú.

ANEXO 1

DATOS DE CAMPO DE ALTURA Y DIÁMETRO DURANTE 9 MESES

CUADRO 18. ALTURA EN cm DE 15 PLANTAS DURANTE 9 MESES (INOCULACIÓN CON GRANOS DE TRIGO - T1)

Planta	27-Sep	27-Oct	27-Nov	27-Dic	27-Ene	27-Feb	27-Mar	27-Abr	27-May
4	3.5	5.1	7.6	11.9	12.3	14.3	18.5	18.7	19
5	3.8	4.5	6.8	8.9	8.9	10.2	15.1	15.5	15.9
15	5	5.2	5.6	6	6.2	10.5	14.1	14.2	14.5
17	5.1	5.7	6.8	10.1	11.5	14.0	16	16.6	17.1
19	4.5	5.6	6.5	6.8	8.5	13.5	18.3	18.8	19.1
22	4.2	4.5	6.1	6.8	7	8.5	11.4	12.2	13.1
25	4.1	5.5	6.9	11.6	12.2	14.5	17.2	17.5	17.6
30	4	6.4	7.2	9.5	10.5	13.5	16	16.5	16.9
36	3.6	4.1	5.5	5.6	5.6	9.5	13.4	13.7	14.2
39	3.5	5.1	6.2	6.4	6.5	10	13.5	14.3	16.1
41	4	5.7	6.6	7	7.4	12.1	16	16.3	16.9
43	4	5.3	6.5	9.2	9.2	11.4	13.8	14.1	14.4
44	5.3	5.9	6.4	8.2	9.3	11.9	14.7	14.9	15.1
47	4.4	5	5.5	5.6	7	11	13.5	14	14.2
PROMEDIO	4.214286	5.257143	6.442857	8.114286	8.721429	11.7786	15.15	15.44615	16.07692

*El incremento de las alturas fue variable durante los meses de evaluación.

CUADRO 19. ALTURA EN cm DE 15 PLANTAS A LO LARGO DE 9 MESES (INOCULACIÓN CON ESPORAS DIRECTAMENTE - T2)

Planta	27-Sep	27-Oct	27-Nov	27-Dic	27-Ene	27-Feb	27-Mar	27-Abr	27-May
5	3.5	5.5	7.0	7.2	7.2	7.2	7.2	7.5	8.1
11	4.0	4.6	6.6	8.2	9.2	13.2	16.5	17.3	18.2
13	3.3	3.8	5.5	5.6	7.4	11.4	15.4	16.2	17.5
15	4.5	5.1	6.5	9.8	9.9	11.6	15.4	15.5	15.5
22	4.0	4.5	5.7	5.7	5.7	6.6	10.3	11.3	12.5
26	4.3	5.9	8.1	8.2	8.5	12.6	17.4	17.9	18.4
27	5.5	6	7.1	7.1	7.1	8.7	13	13.4	15.6
29	4.4	5.5	6.6	6.9	6.9	7.3	8.1	8.9	10.4
32	5.2	5.4	8.2	9.5	10.5	12.6	16.4	16.9	18.2
377	5.6	7.5	9.4	9.5	9.7	14	17.5	17.7	17.9
38	3.6	5.4	6.9	7	7	11.1	15.3	15.9	16.1
44	4	5.1	5.5	5.4	5.4	5.4	8.8	9.1	10.5
45	4.3	5.1	5.5	5.9	6.2	10.2	13.4	13.9	14.9
47	4.4	5.9	7.7	10.5	10.5	11.4	14.5	14.9	15.2
48	4.7	6.3	7.8	8.2	8.5	11.1	14.9	15.1	15.4
PROMEDIO	4.35	5.44	6.94	7.65	7.98	10.29	13.61	14.10	14.96

CUADRO 20. ALTURA EN CM DE 15 PLANTAS A LO LARGO DE 9 MESES
(INOCULACIÓN CON MUSGO MICORRIZADO - T3)

Plantón	27-Sep	27-Oct	27-Nov	27-Dic	27-Ene	27-Feb	27-Mar	27-Abr	27-May
1	4.9	6.4	8	8.4	8.4	8.4	10.9	11.3	12.6
3	5	5.7	6.9	7	7	10.4	12.9	13.3	14.1
4	5.1	6.8	7.8	7.8	8	8.4	11.5	12.5	13.8
11	4.6	5.5	8.7	8.7	9.6	13	16.5	17.4	18.1
12	4.2	5.7	6.5	6.5	7	10.2	14.5	14.9	15.5
15	4.7	5.8	6.3	8.6	9	11.4	15.3	15.6	16
19	4.6	4.9	6	6	6.4	7.2	10.3	11.6	14.5
22	5.5	5.8	7.4	7.4	7.4	7.4	11.6	12.8	14.6
24	4.8	5.9	7	7.7	10	12.4	13.9	14.1	15.6
25	4.5	5.6	7.1	7.9	9.2	13.7	18	18.4	18.9
27	3.6	4.6	5.5	6	6	6.1	7.5	8.9	10.9
37	3.3	4.8	7.1	11	11	15	18.3	18.5	18.7
45	4.3	5.1	5.8	6.4	6.5	6.9	7.9	7.9	7.9
49	4.6	5.7	5.9	6.2	6.2	6.6	7.6	8.1	10.2
PROMEDIO	4.55	5.592857	6.857143	7.542857	7.978571	9.792857	12.62143	13.23571	14.38571

CUADRO 21. ALTURA EN cm DE 15 PLANTAS A LO LARGO DE 9 MESES (SIN
INOCULACIÓN - TESTIGO)

Plantón	27-Sep	27-Oct	27-Nov	27-Dic	27-Ene	27-Feb	27-Mar	27-Abr	27-May
5	5	5.3	5.7	5.8	5.8	6.1	8	8.7	9.5
7	4.4	4.6	5.1	5.1	5.1	6.1	10	11.5	12
14	5.8	6.2	6.2	6.2	6.2	6.8	11	11.4	11.9
18	3.5	5.1	3	8.8	11.5	15.5	18	18	18.4
19	4.4	5.3	6.6	7	7	7.9	13.2	13.7	14.9
22	4	4.3	5.6	5.9	5.9	7.5	11.9	12.5	13.4
24	4.2	5.4	6.4	7.3	9	12.4	16.6	16.9	17.1
27	4.8	5.6	6.3	9.9	11.4	14.9	17.9	18.3	18.9
30	5.1	6	6.8	9.6	9.6	11.9	15.4	15.9	16.2
33	5	5.6	7.1	7.5	8.6	11.9	15.1	16.3	16.8
37	4.6	5.3	6.5	8.8	8.8	10.2	14.8	14.9	15
42	4.1	4.7	5.7	7.4	7.8	11	13.8	14	14.1
43	3.3	5.2	5.5	5.8	5.8	8.1	11.9	12.4	12.9
50	5.2	6	6.5	6.6	6.6	8.1	12.9	13	13.1
PROMEDIO	4.528571	5.328571	5.928571	7.264286	7.792857	9.885714	13.60714	14.10714	14.58571

**CUADRO 22. DIÁMETRO EN MM DE 15 PLANTAS A LO LARGO DE 9 MESES
(INOCULACIÓN CON GRANOS DE TRIGO - T1)**

Plantón	27-Sep	27-Oct	27-Nov	27-Dic	27-Ene	27-Feb	27-Mar	27-Abr	27-May
4	1.05	1.19	1.21	1.88	1.98	2.27	2.94	2.98	3.12
5	1.13	1.23	1.42	1.99	2.17	2.57	2.97	3.01	3.16
15	1.06	1.21	1.62	1.77	1.77	2.16	2.67	2.98	3.28
17	0.91	1.29	1.46	1.83	2.22	2.84	3.2	3.56	3.78
19	1.08	1.46	1.58	1.88	1.98	2.09	2.96	3.25	3.82
22	0.93	1.11	1.59	1.74	1.93	1.97	2.22	2.77	2.97
25	1.07	1.22	1.47	2.06	2.42	2.9	3.81	3.82	3.85
30	1.13	1.32	1.67	1.95	2.27	2.75	3.6	3.61	3.64
36	0.97	1.17	1.32	1.57	1.76	1.83	2.59	3.14	3.22
39	1.11	1.21	1.36	1.48	1.72	1.88	2.43	2.89	3.01
41	1.08	1.5	1.55	1.75	1.98	2.06	3.43	3.48	3.55
43	1.07	1.38	1.64	2.09	2.25	2.5	3	3.57	4.24
44	1.08	1.26	1.49	2	2.2	2.55	3.47	3.96	4.23
47	1.06	1.31	1.51	1.66	1.74	2.2	2.98	3.01	3.15
PROMEDIO	1.052143	1.275714	1.492143	1.832143	2.027857	2.326429	3.019286	3.287857	3.501429

**CUADRO 23. DIÁMETRO EN MM DE 15 PLANTAS A LO LARGO DE 9 MESES
(INOCULACIÓN CON ESPORAS DIRECTAMENTE - T2)**

Planta	27-Sep	27-Oct	27-Nov	27-Dic	27-Ene	27-Feb	27-Mar	27-Abr	27-May
5	1.15	1.17	1.42	1.78	1.88	1.88	2.16	2.16	2.18
11	1.20	1.27	1.54	1.94	2.27	2.87	3.59	3.74	3.85
13	0.85	1.06	1.12	1.31	1.69	2.24	3.28	3.29	3.38
15	1.26	1.33	1.52	2.02	2.01	2.46	3.06	3.45	3.75
22	0.90	1.08	1.2	1.75	2.06	2.06	2.28	2.66	3.19
26	1.11	1.23	1.54	1.92	1.92	2.63	3.31	3.42	3.63
27	1.13	1.35	1.65	1.76	1.95	2.12	2.61	2.98	3.04
29	1.01	1.14	1.32	1.62	1.76	2.07	2.55	2.74	3.07
32	1.16	1.3	1.63	2.03	2.22	2.25	3.45	3.69	3.77
37	1.31	1.53	1.99	2.17	2.26	2.77	3.73	3.74	3.8
38	1.1	1.36	1.5	1.6	1.31	2.35	3.8	3.99	4.14
44	1.07	1.15	1.53	1.55	1.76	1.55	2.16	2.47	2.67
45	0.88	1.16	1.42	1.67	1.73	2.21	3.02	3.16	3.26
47	1.01	1.24	1.74	2.5	2.37	2.6	3.23	3.52	3.77
48	1.19	1.59	1.67	2.34	2.34	3.08	4	4	4.01
PROMEDIO	1.09	1.26	1.52	1.86	1.97	2.34	3.08	3.27	3.43

CUADRO 24. DIÁMETRO EN MM DE 15 PLANTAS A LO LARGO DE 9 MESES
(INOCULACIÓN CON MUSGO MICORRIZADO - T3)

Plantón	27-Sep	27-Oct	27-Nov	27-Dic	27-Ene	27-Feb	27-Mar	27-Abr	27-May
1	1.13	1.2	1.6	1.85	2.09	2.09	2.69	2.75	2.89
3	1.14	1.18	1.49	1.56	1.7	1.91	2.6	2.69	2.9
4	1.08	1.27	1.6	1.79	1.79	1.81	3.17	3.58	3.71
11	1.18	1.44	1.52	1.98	1.98	2.15	2.99	3.24	3.45
12	1.18	1.28	1.56	1.84	1.84	2.09	2.84	3.01	3.2
15	1.01	1.07	1.25	1.79	2.06	2.54	3.6	3.74	3.84
19	1.06	1.09	1.25	1.6	1.87	1.77	2.05	2.14	2.65
22	1.04	1.15	1.47	1.69	1.86	1.98	2.7	2.95	3.02
24	1.27	1.39	1.64	1.9	2.36	2.83	3.27	3.3	3.38
25	1.05	1.28	1.64	1.68	1.81	2.18	3.18	3.52	3.6
27	1.26	1.3	1.44	1.58	1.6	1.8	2.51	2.6	2.76
37	1.04	1.19	1.45	1.94	2.16	2.96	3.62	3.88	4.2
45	1.09	1.31	1.23	1.61	1.76	1.76	1.82	1.82	1.83
49	1.13	1.28	1.34	1.49	1.53	1.74	2	2.18	2.47
PROMEDIO	1.118571	1.245	1.462857	1.735714	1.886429	2.115	2.788571	2.957143	3.135714

CUADRO 25. DIÁMETRO EN MM DE 15 PLANTAS A LO LARGO DE 9 MESES (SIN
INOCULACIÓN - TESTIGO)

Plantón	27-Sep	27-Oct	27-Nov	27-Dic	27-Ene	27-Feb	27-Mar	27-Abr	27-May
5	1.14	1.27	1.62	1.9	1.95	1.95	2.09	2.13	2.15
7	1.05	1.06	1.44	1.44	1.58	1.58	2.31	2.37	2.49
14	1.24	1.59	1.75	1.82	1.9	2.2	2.24	2.41	2.58
18	1	1.16	1.49	1.78	2.13	3.04	3.9	3.9	4.1
19	1.1	1.16	1.51	1.71	1.71	1.82	2.3	2.4	2.6
22	1.02	1.3	1.45	1.52	1.86	2.1	2.64	2.77	2.8
24	1.17	1.24	1.58	1.79	2.13	2.59	3.03	3.15	3.36
27	1.19	1.22	1.52	1.96	2.2	2.81	3.55	3.59	3.64
30	1.14	1.26	1.55	1.75	2.14	2.85	3.53	3.61	3.66
33	1.03	1.33	1.52	1.68	2.16	2.37	3.06	3.46	3.57
37	1.03	1.28	1.54	2.08	2.02	2.66	3.34	3.39	3.4
42	1.03	1.21	1.38	1.82	1.88	2.44	3.02	3.22	3.25
43	1.16	1.26	1.47	1.71	1.8	1.87	2.08	2.12	2.16
50	1.33	1.4	1.72	1.96	1.99	2.69	2.9	3.06	3.14
PROMEDIO	1.116429	1.267143	1.538571	1.78	1.960714	2.355	2.856429	2.97	3.064286

INGRESE LOS DATOS EN LOS CASILLEROS DE FONDO BLANCO:

Actíve para iniciar; desactíve al finalizar →

Doble_clic

Nombre del/de la tesista:	Karim Elizabeth Vergara Altamirano	
Sexo:	Femenino	
Nombre de la tesis:	Respuesta del inóculo micorrizal del hongo Scleroderma verrucosum(Vaill)Pers. en la producción de plantas de Pinus radiata D.Don en Jauja	
Fecha de sustentación:	01/01/2001	
Calificativo:	Regular	
Presidente del Jurado:	Ignacio Lombardi Icochea	Lic.
Miembro del Jurado:	Doris Zúñiga	Dr.
Miembro del Jurado:	Fernando Bulnes Soriano	Ing.
Patrocinador:	Victor Raúl Gonzáles Flores	Ing.
Co-Patrocinador:	Carlos Vargas Salas	Ing.
Resumen breve (máx. 1000 caracteres):		