

**UNIVERSIDAD NACIONAL DE SAN CRISTÓBAL
DE HUAMANGA**

FACULTAD DE CIENCIAS AGRARIAS

ESCUELA PROFESIONAL DE AGRONOMÍA



**Inoculación con dosis de tierra micorrizada y *Suillus luteus*
comercial en la producción de plantones de *Pinus radiata* D.
Don, en Paquecc (2510 msnm), Huanta - Ayacucho**

**TESIS PARA OBTENER EL TÍTULO PROFESIONAL DE:
INGENIERO AGRÓNOMO**

**PRESENTADO POR:
Marín Guevara Rojas**

**Ayacucho – Perú
2019**

A mi madre Rosa Cristina y hermano Roger (póstumo), admirados y extrañados, desde el cielo me cuidan y dan sus bendiciones.

A mi padre Cirilo y hermana Jaquelin, quienes me inculcaron los valores que me conllevaron a mi formación personal y conclusión de mi carrera profesional.

A mi esposa Jhovana y mi querido hijo Gianfranco; por su cariño y apoyo constante.

AGRADECIMIENTO

A la Universidad Nacional de San Cristóbal de Huamanga, *alma máter* de mi formación profesional, a la Facultad de Ciencias Agrarias, en especial a la Escuela Profesional de Agronomía.

Al Dr. Rómulo A. Solano Ramos, por su asesoramiento, aporte y colaboración en el desarrollo y conducción del presente trabajo de investigación.

A los señores docentes de la Facultad de Ciencias Agrarias, por sus valiosas enseñanzas y orientaciones que condujeron al logro de mis objetivos.

A todas aquellas personas que laboran en la Dirección Regional Agraria Ayacucho y la Agencia Agraria Huanta, que me brindaron su apoyo y colaboración incondicional en las diferentes etapas de desarrollo del trabajo de investigación.

ÍNDICE GENERAL

	Pág.
Dedicatoria.....	ii
Agradecimiento.....	iii
Índice general.....	iv
Índice de tablas	vi
Índice de figuras.....	vii
Índice de anexos.....	ix
RESUMEN	10
INTRODUCCIÓN	11
CAPÍTULO I	
MARCO TEÓRICO	13
1.1. Hongos micorrícicos	13
1.1.1. Micorrizas	13
1.1.2. Definición de micorrizas.....	14
1.1.3. Ectomicorrizas	14
1.1.4. Taxonomía, descripción y hábitat de <i>Suillus luteus</i>	18
1.1.5. Factores que afectan el desarrollo micorrícico	19
1.1.6. Beneficios de las micorrizas en vivero y plantación.....	22
1.2. Antecedentes micorrícicos de <i>Pinus radiata</i>	23
1.2.1. Técnicas de inoculación.....	24
1.2.2. Fuentes de inoculación.....	25
1.2.3. Reconocimiento de las micorrizas	27
1.3. <i>Pinus radiata</i>	28
1.3.1. Taxonomía, variedades y procedencias de <i>Pinus radiata</i>	28
1.3.2. Introducción, expansión y distribución superficial de <i>Pinus radiata</i>	29
1.3.3. Descripción morfológica y anatómica	30
1.3.4. Características edafoclimáticas	32
1.3.5. Descripción de los procesos de producción de <i>Pinus radiata</i>	34
1.3.6. Calidad de plántulas de <i>Pinus radiata</i>	38

CAPÍTULO II

METODOLOGÍA	41
2.1. Ubicación	41
2.2. Características climáticas	42
2.3. Análisis físico – químico del sustrato	44
2.4. Características de las semillas de pino	45
2.5. Características de las especie de hongo micorrícico	45
2.6. Características de tierra micorrizada	46
2.7. Factores estudiados	46
2.8. Tratamientos.....	47
2.9. Diseño experimental y análisis estadístico.....	47
2.10. Descripción del campo experimental	48
2.11. Croquis del campo experimental.....	49
2.12. Variables evaluadas.....	50
2.13. Conducción del experimento	52

CAPÍTULO III

RESULTADOS Y DISCUSIÓN	59
3.1. Altura de pino.....	59
3.2. Diámetro del cuello de pino	61
3.3. Longitud de raíz	64
3.4. Peso seco parte aérea del pino.....	65
3.5. Peso seco parte radicular del pino.....	67
3.6. Color y conformación de acículas.....	68
3.7. Interacción de variables	70
3.8. Porcentaje de plantones con micorrizas	71
3.9. Abundancia del sistema micorrícico	71
CONCLUSIONES	75
RECOMENDACIONES	76
REFERENCIA BIBLIOGRÁFICA	77
ANEXOS	83

ÍNDICE DE TABLAS

	Pág.
Tabla 2.1. Características físicas y químicas del sustrato empleado en la producción de plantones de <i>Pinus radiata</i> . Comunidad de Paquecc (2510 msnm), Huanta – Ayacucho.....	44
Tabla 2.2. Fuentes y niveles de inóculo micorrícico en la producción de <i>Pinus radiata</i> . Paquecc (2,510 msnm). Huanta – Ayacucho.....	47
Tabla 2.3. Modelo matemático jerárquico con un factor anidado no balanceado, modelo equilibrado.....	47
Tabla 2.4. Variables evaluadas de la planta y de la micorriza.....	50
Tabla 3.1. Análisis de variancia de la altura de plantón de pino a 6 meses después del repique, en las diferentes fuentes y niveles de inoculación. Huanta 2,510 msnm.....	59
Tabla 3.2. Análisis de variancia del diámetro del cuello de plantón de pino a 6 meses después del repique, en las diferentes fuentes y niveles de inóculo de hongos micorrícicos. Huanta 2510 msnm.....	61
Tabla 3.3. Análisis de variancia de la longitud de raíz de plantón de pino a 6 meses después del repique, en las diferentes fuentes y niveles de inóculo de hongos micorrícicos. Huanta 2510 msnm.....	64
Tabla 3.4. Análisis de variancia del peso seco de la parte aérea de plantón de pino a 6 meses después del repique, en las diferentes fuentes y niveles de inóculo de hongos micorrícicos. Huanta 2510 msnm.....	65
Tabla 3.5. Análisis de variancia del peso seco de la parte radicular de plantón de pino a 6 meses después del repique, en las diferentes fuentes y niveles de inóculo de hongos micorrícicos. Huanta 2510 msnm.....	67
Tabla 3.6. Color y conformación de acículas por tratamiento.....	69
Tabla 3.7. Atributos morfológicos e interacción de variables.....	70
Tabla 3.8. Desarrollo de micorrizas en plantones de <i>Pinus radiata</i>	71

ÍNDICE DE FIGURAS

		Pág.
Figura 1.1.	Partes características de una ectomicorriza.....	16
Figura 1.2.	Morfotipo de la micorriza según su ramificación.....	17
Figura 1.3.	Ubicación de las poblaciones naturales actuales de <i>Pinus radiata</i> : Año Nuevo, Monterey y Cambria en California y la isla de Guadalupe e Isla Cedros en México. Deborah (2002).....	29
Figura 1.4.	Características de la flor de <i>Pinus radiata</i> . 1. Flor masculina. 2. Flor femenina. 3. Detalle de flor masculina. 4. Detalle de flor femenina. 5. Detalle de la parte superior de la una estipula. 6. Corte transversal de una estipula. 7. Plántula.....	31
Figura 1.5.	Características del piñón. 1. Cono. 2. Escama seminífera. 3. Semilla alada. 4. Semilla. 5. Embrión.....	32
Figura 2.1.	Ubicación del trabajo de investigación. Vivero de Paquecc – Huanta.....	41
Figura 2.2.	Diagrama Ombrotérmico de temperatura, precipitación y balance hídrico - Año 2014. Estación Meteorológica N° 000660 SENAMHI – Huanta (2610 msnm), Ayacucho.....	43
Figura 2.3.	Diagrama Ombrotérmico de temperatura, precipitación y balance hídrico - Año 2015. Estación Meteorológica N° 000660 SENAMHI – Huanta (2610 msnm), Ayacucho.....	43
Figura 2.4.	Croquis del campo experimental.....	49
Figura 2.5.	Clasificación de abundancia del sistema micorrícico.....	52
Figura 2.6.	Tratamientos con tierra micorrizada. 3 dosis: $TM_1 = 20$, $TM_2 = 30$, $TM_3 = y 40$ g.....	56
Figura 2.7.	Tratamientos con solución de esporas de <i>Suillus luteus</i> . 3 niveles: $SE_1 = 0.1$ g/7.5 ml/planta, $SE_2 = 0.2$ g/7.5 ml/planta, $SE_3 = y 0.3$ g/7.5 ml/planta.....	57
Figura 3.1.	Prueba de Duncan de la altura promedio de plantón de pino alcanzado a los seis meses. Huanta a 2,510 msnm.....	60
Figura 3.2.	Prueba de Duncan del diámetro del cuello de plantón de pino a los seis meses después del repique. Huanta a 2,510 msnm.....	62
Figura 3.3.	Prueba de Duncan de la longitud de raíz de plantón de pino a 6 meses después del repique. Huanta a 2,510 msnm.....	64

Figura 3.4.	Prueba de Duncan del peso seco de la parte aérea de plantón de pino a seis meses después del repique. Huanta a 2,510 msnm.....	66
Figura 3.5.	Prueba de Duncan del peso seco radicular de plantón de pino a 6 meses después del repique. Huanta a 2,510 msnm.....	67
Figura 3.6.	a) Diferencia de coloración de acículas de <i>Pinus radiata</i> (parte superior plantones de coloración verde amarillo – sin micorriza, parte inferior plantones de coloración verde oscuro – con micorriza). b) Detalle de un plantón con acículas irregulares – Testigo.....	69
Figura 3.7.	Cepellón de la raíz de los plantones tratados con TM y el testigo. Nótese la abundancia de micelio e hifas del hongos <i>Suillus luteus</i> alrededor de las raíces de los tratamientos con TM, el testigo no presentan micelio ni hifas, indicador que no hubo micorrización....	72
Figura 3.8.	Cepellón de la raíz de plantones tratados con SE y el testigo. Se aprecian estructuras en nidos del micelio e hifas del hongo <i>Suillus luteus</i> alrededor de las raíces de los tratamientos con SE, el testigo no presentan micelio ni hifas.....	73

ÍNDICE DE ANEXOS

	Pág.
Anexo 1. Variables de calidad morfológica y sanitaria evaluadas de la planta (Crecimiento, biomasa, lignificación y aspecto sanitario).....	84
Anexo 2. Análisis físico – químico del sustrato	85
Anexo 3. Panel fotográfico.....	86

RESUMEN

El trabajo se realizó en el vivero forestal de Paquecc (2,510 msnm), Huanta - Ayacucho, con el objetivo de determinar los efectos de las dosis de inoculación con tierra micorrizada ($TM_1=20$, $TM_2=30$ y $TM_3=40$ g/planta) y *Suillus luteus* comercial ($SE_1=0.1$, $SE_2=0.2$ y $SE_3 = 0.3$ g/ 7.5 ml de agua /planta), en la producción de plantones de *Pinus radiata*. Para ello, se utilizó el diseño estadístico anidado no balanceado, modelo equilibrado. La inoculación se realizó al momento del repique. Las variables evaluadas a los 6 meses después del repique fueron la altura del plantón (cm), el diámetro del cuello (mm), longitud de raíz (cm), peso seco de la parte aérea (g), peso seco radicular (g), color y conformación de acículas, porcentaje de plantones con micorrizas (%) y abundancia de sistemas micorrícicos en el cepellón de la raíz. Los datos se sometieron a los análisis de variancia (ANOVA) y a la prueba de contraste Duncan cuyos resultados son: 1. El inóculo tierra micorrizada, alcanzó los mejores resultados en las variables de altura (31.3 cm), diámetro del cuello (3.10 mm), peso seco de la parte aérea (1.92 g), peso seco radicular (1.13 g), coloración y conformación de acículas, índice de calidad de Dickson y cantidad de micorrizas en la raíz en comparación con la solución esporal y el testigo con excepción de la variable de longitud de raíz. 2. Los niveles de inoculación con tierra micorrizada (20 g, 30 g y 40 g) y solución esporal (0.1 g/7.5 ml, 0.2 g/7.5 ml y 0.3 g/7.5 ml), no mostraron diferencias estadísticas, sin embargo, son evidentes las diferencias numéricas en todas las variables en estudio.

Palabras clave: *Pinus radiata*, micorrizas, tierra micorrizada, *Suillus luteus*, solución esporal y vivero.

INTRODUCCIÓN

Es evidente que los hongos micorrícicos son un componente esencial en los ecosistemas forestales. La utilización de plantas inoculadas con hongos micorrícicos, permite incrementar la sobrevivencia y el crecimiento de las plantas, al otorgar una mayor y más eficiente superficie de absorción de nutrientes y agua, además de proteger las raíces contra algunas enfermedades. El hongo por su parte recibe de la planta azúcares y carbohidratos provenientes de la fotosíntesis.

Los beneficios de la inoculación temprana en plantas forestales, con hongos ectomicorrícicos repercuten en una reducción del aporte de fertilizantes y productos fitosanitarios, ahorro del suministro del agua, un mayor crecimiento y productividad de las plantas, una mayor supervivencia a las condiciones de estrés y un mejor aprovechamiento de los suelos.

Actualmente uno de los factores que ocasionan pérdidas considerables de plantones de *Pinus radiata*, a nivel de producción e instaladas en campo definitivo en la región es la limitada investigación en producción forestal, destacando la errática y escasa micorrización, causada por la especie inadecuada, la fuente inadecuada y la baja densidad del inóculo aplicado.

Siendo la micorrización en el género *Pinus*, una simbiosis obligatoria entre el hongo y la raíz de la planta, es necesario encontrar los mecanismos más adecuados de micorrización para la obtención de plántulas de calidad.

En la investigación se ha utilizado inóculos micorrícicos disponibles en el campo (tierra micorrizada) y obtenidos comercialmente (inóculo esporal – *Suillus luteus*), con el fin de establecer una comparación en los resultados en la producción de plantones de *Pinus radiata* en vivero.

Los resultados obtenidos permitirán conocer la fuente de inóculo y la dosis de micorrización más adecuada para producir plántones de *Pinus radiata* y posteriormente puedan ser utilizados en proyectos y programas de forestación y reforestación de nuestra región.

Teniendo en cuenta las premisas consideradas se ha planteado el presente trabajo bajo las condiciones de la comunidad de Paquecc - Huanta, con los siguientes objetivos:

Objetivo general

Determinar los efectos de las dosis de inoculación con tierra micorrizada y *Suillus luteus* comercial, en la producción de plántones de *Pinus radiata* D. Don., bajo las condiciones de Paquecc (2,510 msnm), Huanta.

Objetivos específicos

1. Determinar los efectos de inoculación con tierra micorrizada y *Suillus luteus* comercial, en la producción de plántones de *Pinus radiata* D. Don., bajo las condiciones de Paquecc (2,510 msnm), Huanta.
2. Determinar los efectos de las dosis de inoculación con tierra micorrizada y *Suillus luteus* comercial, en la producción de plántones de *Pinus radiata* D. Don., bajo las condiciones de Paquecc (2,510 msnm), Huanta.

CAPÍTULO I

MARCO TEÓRICO

1.1. HONGOS MICORRÍCICOS

1.1.1. Micorrizas

Honrubia (2009) menciona que probablemente las plantas superiores se originaron por una simbiosis entre hongos marinos y algas fotosintéticas, si eso es cierto, es lógico que las plantas requieran de los hongos micorrícicos para sobrevivir o para un crecimiento óptimo.

Andrade (2010) señala que en 1831, Vittadini observó cómo algunos hongos comestibles de gran importancia económica en Europa (*Elaphomyces* y *Tuber*), formaban asociaciones con las raíces de algunos árboles de encino (*Quercus sp.*) y otras plantas superiores, además señala que en 1885, el patólogo forestal alemán A. B. Frank describió por primera vez la estructura y el funcionamiento de la relación que existe entre una especie de hongo y las raíces de un árbol a la cual propuso el término “mykorhiza”, para describir este fenómeno, que etimológicamente, la palabra se forma del término griego mykos (hongo) y del vocablo latino rhiza (raíz) cuyo significado literal es hongo-raíz o raíz fungosa.

Akira (1994) citado por Turcios (2009) menciona que durante la segunda mitad del siglo XIX, varias personas notaron la presencia de hongos en las raíces de las plantas sin alguna enfermedad aparente. Además menciona que a principios de 1900 hubo numerosos reportes sobre la clase de hongos que existían en las micorrizas de las plantas, notando que los Ascomicetos, Basidiomicetos y Zygomycetos estaban involucrados en ellas. De 1925 a 1950, la mayoría de estudios se refirieron a las ectomicorrizas. De 1950 a 1960 el beneficio aportado por las endomicorrizas, en especial las de tipo vesicular, cobró importancia. Así, los estudios sobre micorrizas aumentaron en las décadas de los 60 y 70.

1.1.2. Definición de micorrizas

Smith y Read (1997) mencionan que las micorrizas son asociaciones simbióticas mutualistas que se establecen entre las raíces de las plantas y determinados hongos del suelo, en las que ambos componentes de la asociación se benefician.

Chung (2005) indica que se estima que alrededor del 95% de las plantas vasculares participan en este tipo de asociaciones, y sólo algunas familias son las excepciones como las crucíferas, ciperáceas y quenopodiáceas, las cuales no llegan a formar simbiosis.

Smith y Read (1997) indica que las micorrizas se clasifican en:

- A. Ectomicorrizas
- B. Vesiculares
- C. Ectendomicorrizas
- D. Monotropoides
- E. Ericoides
- F. Orquidáceas

1.1.3. Ectomicorrizas

De Román y De Miguel (2000) señalan que aproximadamente entre el 3-5% del total de especies de gimnospermas y angiospermas forman este tipo de asociación.

Pérez y Read (2004) mencionan que la simbiosis ectomicorrizica, se establece principalmente entre angiospermas y gimnospermas leñosas por una parte y hongos principalmente del grupo de los Basidiomycetes y Ascomycetes, además señalan que a la fecha se ha estimado que existen más de 5000 especies de hongos ectomicorrizicos, de los cuales alrededor del 90% son Basidiomycetes.

Smith y Read (1997) señalan que en esta simbiosis el hongo asociado cubre las raíces cortas, formando un manto o vaina. Las hifas crecen de este manto hacia afuera en el substrato y hacia dentro entre los espacios intersticiales de la células corticales de la raíz, formando un complejo sistema intercelular denominado “Red de Hartig” sin que exista generalmente penetración intracelular en las plantas asociada.

Castellano y Molina (1989) mencionan que las ectomicorrizas pueden ser fácilmente reconocidas por la característica cubierta fúngica o manto que envuelve a las raíces activas; a menudo el micelio fúngico, o crecimiento de moho en forma de fibra, puede ser visto emergiendo directamente del manto y colonizando. Cuando una ectomicorriza es seccionada y su anatomía interna es examinada bajo el microscopio, es posible ver la segunda característica principal de las ectomicorrizas: el crecimiento intercelular del hongo entre las células epidérmicas y corticales, que forma la red de Hartig (Fig. 1.1).

A. El manto

Según Parlade (1992) citado por Bandemar (2000) señala que el manto fúngico esta formado por hifas, si las hifas son reconocibles, la estructura se denomina plectenquima o prosenquima. Ahora bien, puede ser que las hifas esten tan densamente entrelazadas que no aprecie la naturaleza filamentosa de las mismas, recibiendo entonces el nombre de pseudoparenquima o sinenquima, ya que recuerdan un verdadero parenquima. Además indica que el manto se puede clasificar en diferentes tipos de acuerdo a la superficie y estructura que posee. Existen 16 diferentes tipos de manto según la superficie observada.

B. La red de Harting

Según Parlade (1992) citado por Bandemar (2000) señala que la extensión de la red de Harting en la corteza de la raíz, es otra característica para la determinación de ectomicorrizas. Su colonización puede estar confinada solo a nivel de la epidermis, como ocurre en las angiospermas, o penetrar hasta la endodermis, como en las gimnospermas, además menciona que en el desarrollo de la red de Harting, se producen cambios de crecimiento y morfología de las hifas. Las hifas se orientan transversalmente al eje de la raíz y se ramifican irregularmente sin apenas formar septos. La organización de la Red de Harting es cenocítica, encontrándose un número variable de núcleos por compartimiento. Esta estructura parece estar relacionada con la capacidad de transporte de nutrientes dentro del mismo hongo.

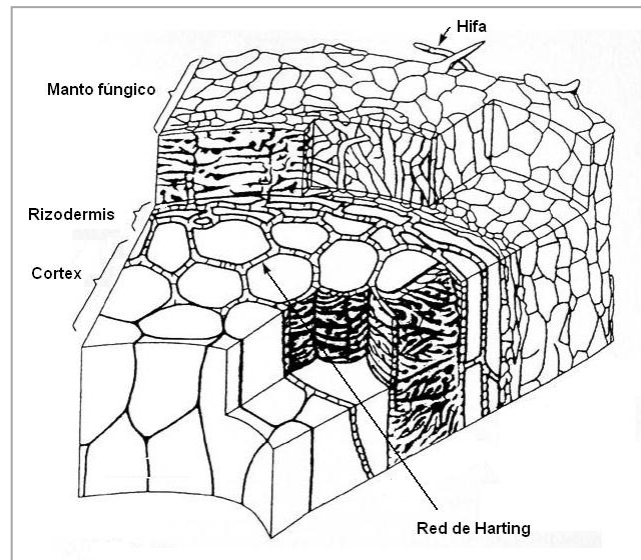


Figura 1.1. Partes características de una ectomicorriza.

Fuente: Palfner (2013).

C. Hifas absorbentes, rizomorfos y cordones micelares

Pérez y Read (2004) mencionan que el micelio externo está formado por hifas absorbentes, cordones miceliales y rizomorfos. Además indican que el micelio externo es uno de los más importantes componentes en el funcionamiento de la simbiosis de ectomicorrizas, debido a su habilidad absorber y transportar nutrientes minerales y orgánicos

Según Parlade (1992) citado por Bandemar (2000) señala que en muchas ectomicorrizas se encuentran cordones micelares y rizomorfos (rizo = raíz, Morphos = formas), con una superficie independiente de la superficie del hongo implicado. En los cordones micelares y rizomorfos se diferencian conductos vasculares internos, consistentes en tejido muerto similar al xilema de la plantas vasculares.

Reinhard (2001) menciona que la exploración del micelio en el suelo puede ser de contacto, corta, mediana y larga exploración.

Read (1999) citado por Valdez (2001) calculó una longitud total de las hifas de 200 m por g de suelo seco para *Suillus bovinus*, en suelos forestales.

Juárez (2007) respecto a la morfología de las ectomicorrizas, menciona que existen diferentes tipos de ramificaciones en las ectomicorrizas:

- a) **Monopodial - piramidal.** Un eje principal a partir del cual se originan ramas laterales en varios planos.
- b) **Dicotómicas.** El meristemo de la raíz se divide en dos ramas laterales que presentan de igual longitud; estas ramificaciones se repiten en dicotomías de segundo y tercer orden (típico en *Pinus*).
- c) **Tuberculadas.** Las micorrizas están muy ramificadas y unidas por una capa densa de hifas.
- d) **Irregular pinnadas.** Ramificaciones dicotómicas con crecimiento desigual de sus ápices, por lo que es difícil distinguir las ramificaciones.
- e) **Coraloides.** Ramificaciones dicotómicas o pinnadas muy densas y con ejes cortos.

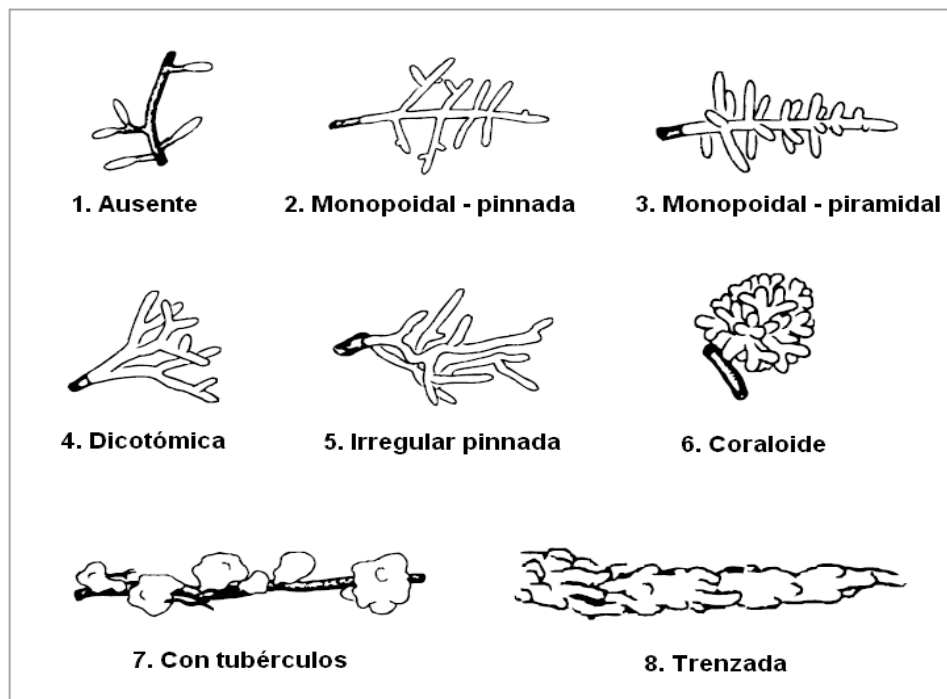


Figura 1.2. Morfotipo de la micorriza según su ramificación.

Fuente: Juárez (2007).

Papa (2013) menciona que los mecanismos de colonización de la micorriza son varias y se dan casi de la misma forma en todos los tipos de micorrizas.

Primera etapa: Se produce la diferenciación de la espora, la propagación del hongo y la identificación entre la planta y el hongo en las zonas cercanas a los pelos radicales. Este reconocimiento es posible por sustancias exudadas por la raíz, que provocan el crecimiento del micelio y su acercamiento a la raíz de la planta.

Segunda etapa: Consiste en el acercamiento y reconocimiento entre el hongo y la raíz, hasta entran en contacto intercelular y se crea una estructura de adherencia entre ambos.

Tercera etapa: En esta etapa se lleva a cabo la colonización del hongo a la raíz. Se producen cambios morfológicos y estructurales, tanto en el hongo, como en la raíz. Posteriormente se da una integración fisiológica entre ambos simbioses y se integran sus procesos metabólicos.

Este proceso de formación de la micorriza, provoca alteraciones como el cambio morfológico en la raíz, cambio en la estructura de los tejidos radicales, el número de cloroplastos, aumento de la lignificación, alteración de los balances hormonales, entre otros.

1.1.4. Taxonomía, descripción y hábitat de *Suillus luteus*.

a) Clasificación - Granados (2017)

Clase : Agaricomycetes
Orden : Boletales
Familia : Suillaceae
Género : *Suillus*
Especie : *Suillus luteus* (L. ex Fr.) Gray
Nombre común: Callampa de pino

b) Descripción

Chung (2005) menciona que el “sombrero” de *Suillus luteus*, alcanza los 15 a 18 cm de diámetro, con la superficie viscosa de color café amarillento a café rojizo. Inicialmente cónico para luego quedar convexo. Pie cilíndrico de color claro, amarillo a café amarillento. La carne es de color blanco amarillento. Presenta un anillo membranoso blanco a café rojizo el cual finalmente se seca quedando unido al pie.

c) Hábitat

Valdebenito, Campos, Larraín, Aguilera, Kahler, Ferrando, García y Sotomayor (2003) mencionan que el hongo *Suillus luteus*, crece en bosques de coníferas jóvenes de 4 a 10 años con empastadas y abundante luminosidad. La aparición de cuerpos fructíferos está marcada por el inicio regular de las lluvias.

1.1.5. Factores que afectan el desarrollo micorrícico

a) Desarrollo de raíces

Castellano y Molina (1989) mencionan que las raíces laterales primarias de las coníferas que son producidas en contenedor, comúnmente crecen hacia las paredes del contenedor para posteriormente descender 10 a 15 cm de forma paralela a éstas. Este crecimiento inhibe la formación de las raíces laterales secundarias; muchas de las raíces continúan esta tendencia de crecimiento después de que han sido plantadas en campo. En el terreno de plantación, la parte superior del perfil del suelo (10-15 cm) usualmente tiene grandes cantidades de oxígeno, humedad y disponibilidad de nutrientes, lo cual es propicio para una gran actividad microbiana. Para asegurar el establecimiento de las plantas una vez plantadas, es deseable que las raíces absorbentes y las micorrizas puedan explorar las capas superficiales del suelo.

Romero (1986) citado por Castellano y Molina (1989) indica que las técnicas de vivero para manejar el sistema radical de las plantas producidas en contenedor y promover el crecimiento potencial de las raíces una vez plantadas, son relativamente nuevas. Una se logra mediante el impregnado de las paredes internas de los contenedores con pintura de látex, que contenga un químico que promueva la auto-poda de las raíces. Después de que la pintura ha secado, los contenedores son llenados con sustrato, realizando la siembra de manera normal.

b) Fertilización

Castellano y Molina (1989) mencionan que las plantas responden a la formación de micorrizas más fuertemente en suelos de baja fertilidad. La mayoría de los hongos micorrícicos están adaptados a condiciones de baja fertilidad de suelos forestales. Muchos hongos micorrícicos no crecen bien en sustratos artificiales, que continuamente son saturados con altas cantidades de fertilizantes solubles o mejorados con fertilizantes de lenta liberación. La inhibición micorrícica debido a los altos niveles de fertilización, más la carencia de propágulos de hongos micorrícicos en los sustratos artificiales, representan el mayor reto para los programas de manejo de micorrizas. Debido a que las diferentes especies de hongos micorrícicos responden de manera distinta a la fertilización, se pueden utilizar hongos adaptados a las condiciones de fertilidad en el vivero, o la aplicación de fertilizantes puede ser modificada para promover la colonización de hongos deseables pero sensibles a la fertilización. Por ejemplo, altos

niveles de fertilización soluble con NPK reducen la formación micorrícica de *Pisolithus tinctorius*. La reducción de los niveles de fertilización a un 50%, puede duplicar la colonización micorrícica para algunos hospedantes. Por otra parte, algunos hongos como *Laccaria laccata* y *Rhizopogon vinicolor* son mínimamente afectados por los altos niveles de fertilización soluble. La inoculación con estos hongos en viveros comerciales ha sido exitosa sin alterar los regímenes rutinarios de fertilización.

c) Riego

Castellano y Molina (1989) señalan que tanto el exceso como la escasez de agua reducen la formación de las raíces absorbentes. Muchos viveros riegan sus plantas diariamente a punto de saturación todos los días. Un síntoma de riego excesivo es la formación de “raíces de agua”, las cuales son gruesas, carnosas, y de color opaco, carentes de micorrizas y de pelos absorbentes. Este tipo de raíces en el vivero actúan como grandes esponjas que rápidamente absorben el agua y los nutrientes solubles. Éstas carecen de las raíces activas que son necesarias para la formación micorrícica, y esencialmente no son funcionales para la absorción de agua y nutrientes en el campo definitivo. Se ha observado que las “raíces de agua” mueren y se descomponen rápidamente una vez que la planta ha sido plantada en campo; además estas raíces se han observado en situaciones extremas algunas veces, comúnmente en sustratos compactados. Cuando existen sustratos con una buena porosidad, el riego excesivo no causa ningún problema. De nuestra experiencia, algunas pruebas de inoculación han fallado debido a que los hongos no pueden formar ectomicorrizas, por la excesiva formación de “raíces de agua”. El peso seco de las raíces no es un buen indicador de la calidad del sistema radical; un sistema con gran cantidad de “raíces de agua”, puede tener la misma biomasa seca que otro que cuente con muchas raíces absorbentes

Las plantas que han sido de alguna manera sobre irrigadas, desarrollan muchas raíces con pocas o nulas ramificaciones laterales cercanas a las paredes o en la base del contenedor. En estas plantas, el desarrollo óptimo de las raíces absorbentes, y por lo tanto de las micorrizas, ocurre solamente en la parte interna y cercana a la parte superior del cepellón, donde la aireación es mejor. Estas plantas presentan un potencial de regeneración del sistema radicular extremadamente pobre, una vez que son plantadas en campo, además indican que para evitar la formación de “raíces de agua” y, por lo tanto, favorecer el buen desarrollo de las raíces absorbentes y la formación de ectomicorrizas,

los viveristas deberán examinar de manera regular los sistemas radiculares, y modificar de forma apropiada los regímenes de riego.

d) Sustrato

Castellano y Molina (1989) reportan que las características físicas y químicas del sustrato influirán en el éxito de los programas de inoculación micorrícica. El tamaño de los poros, su distribución y su pH (niveles óptimos y tolerancia), afectarán en forma directa no sólo la formación de raíces absorbentes y su distribución, también el desarrollo micorrícico. Un sustrato compactado no sólo inhibirá la formación de raíces absorbentes, sino que también inhibirá la extensión de raíces laterales y activas. El alto porcentaje de musgo (turboso) en la mayoría de los medios de crecimiento, afecta sus propiedades físicas y químicas, esto es su pH. De observaciones en campo se infiere que algunos hongos micorrícicos prefieren suelos con alto contenido de materia orgánica (por ejemplo, residuos de madera en descomposición con pH=4), mientras que otros crecen mejor en suelos minerales con poca materia orgánica (por ejemplo, áreas recientemente incendiadas, con pH=7). Los hongos ectomicorrícicos tienen diferentes niveles óptimos de pH para crecer en cultivos. Algunos de ellos crecen de igual forma sobre un intervalo de pH relativamente amplio, mientras que otros son menos tolerantes. Por ejemplo, *Pisolithus tinctorius*, forma más ectomicorrizas con valores de pH que van desde 5.5 a 6.5, cuando son inoculados en plantas de *Cayia illinoensis*.

La compactación del sustrato no parece eliminar el crecimiento del hongo, pero reduce marcadamente la formación de raíces absorbentes, las cuales son necesarias para la colonización ectomicorrícica. El sustrato en el contenedor deberá proporcionar una adecuada porosidad para el intercambio de oxígeno, el cual promoverá un crecimiento vigoroso tanto de las raíces, como del hongo. Se recomienda seleccionar aquellos hongos que crecen mejor sobre un amplio intervalo de pH del sustrato, para la inoculación en vivero

e) Temperatura

Castellano y Molina (1989) afirman que así como con el pH, los hongos ectomicorrícicos tienen intervalos de tolerancia a temperaturas. Las temperaturas del sustrato en los contenedores pueden variar ampliamente, desde los 0°C durante el invierno o en el almacenamiento antes de la plantación, hasta los 38 °C durante el

verano. Algunos hongos micorrícicos pueden tolerar esta amplia fluctuación de temperaturas durante el período de producción, pero otros no.

f) Plaguicidas

Castellano y Molina (1989) mencionan que los plaguicidas provocan una multitud de reacciones complejas sobre organismos objetivo y no objetivo. Las generalizaciones sobre las reacciones a los plaguicidas deben abordarse con precaución. Por ejemplo, los plaguicidas que afectan a los hongos micorrícicos o su desarrollo, pueden influir de manera positiva o negativa el crecimiento de las plantas.

1.1.6. Beneficios de las micorrizas en vivero y plantación

Castellano y Molina (1989) señalan que las micorrizas benefician la nutrición, el crecimiento y la supervivencia de las plantas de muchas formas. El beneficio más conocido es el incremento en la absorción del agua y los nutrientes minerales, especialmente el fósforo y nitrógeno. Estos beneficios son debidos en parte a la exploración de las hifas en el suelo en la búsqueda de nutrientes y agua, lo cual amplía con mucho las capacidades de las raíces por sí solas. Los hongos ectomicorrícicos también producen reguladores de crecimiento y estimulan la ramificación y elongación de las raíces alimenticias, por lo cual se incrementa el número total de raíces absorbentes producidas. Este tipo de ramificaciones de las raíces también beneficia la absorción de nutrientes mediante el incremento de la superficie radical. Algunos hongos ectomicorrícicos producen densos mantos de micelio en el suelo, para la absorción de nutrientes, mientras que otros además producen rizomorfos (largos filamentos de hifas paralelas), que actúan como conductores del flujo de nutrientes hacia y desde las ectomicorrizas, además mencionan que en países en vías de desarrollo sigue vigente el viejo paradigma de que “cualquier ectomicorriza en una planta es mejor que ninguna”, pero está ya confirmado que algunos hongos ectomicorrícicos son mejores que otros, dependiendo de las aplicaciones. Se ha observado que las plantas no micorrizadas presentan retraso en el crecimiento y disminución de su supervivencia, al igual que aquellas que fueron inoculadas con hongos ectomicorrícicos “adaptados al vivero”, una vez plantadas en localidades que requieren de un rápido establecimiento para poder sobrevivir. Un programa efectivo de inoculación requiere de hongos micorrícicos que funcionen correctamente en el ambiente de crecimiento de las plantas, tanto en el vivero como en el campo. El programa de inoculación del vivero deberá tener objetivos claros,

tales como:

- a) Reducción del porcentaje de pérdida del vivero.
- b) Incremento del cuello de la raíz o del crecimiento apical en el vivero y en terreno.
- c) Protección contra agentes patógenos.
- d) Rápida colonización micorrícica para evitar achaparramientos.
- e) Incremento de la supervivencia en campo.

Fregoso (1997) citado por Turcios (2009) indica que las plantas micorrizadas también han demostrado tener gran tolerancia a metales pesados tóxicos, a la sequía, a temperaturas altas del suelo, salinidad, al pH adverso del suelo, a shocks de trasplante y a patógenos de raíces. Debido a estos atributos, las micorrizas son ahora considerados determinantes para el establecimiento de plantas en sitios inhóspitos o lugares altamente erosionados. Además en la agricultura sirven para reducir el uso de fertilizantes.

Chung (2005) indica que en trabajos en vivero, se debe seleccionar los hongos para su aplicación en los procesos de inoculación en plantas de vivero. Este procedimiento se debe orientar a obtener aumento de la captación de nutrientes y agua, mejorar la adaptación a condiciones del medio y una mayor protección frente a patógenos del suelo. Esto permitirá aumentar la vigorosidad de la parte aérea y subterránea, disminución de la mortalidad y una mayor protección contra agentes de daño radicular en la etapa de pre y post plantación. También menciona que estos hongos simbioses proporcionan hormonas estimulantes del crecimiento, como auxinas, citoquininas, giberelinas y vitamina B, las cuales son producidas por la planta en forma simultánea a las producidas por el hongo, pasando a constituir estas últimas un aporte extra de tales hormonas. De esta manera, contribuye a aumentar considerablemente el crecimiento y permite una mayor longevidad de las raíces.

Alarcón (2009) menciona que una de las ventajas que presentan las plantas que fueron previamente inoculadas con hongos micorrízicos, cuando son liberadas a condiciones de campo, es el aumento de su capacidad de adaptación y tolerancia al estrés que implica su establecimiento en el campo.

1.2. ANTECEDENTES MICORRÍDICOS DE *Pinus radiata*

Chung (2005) indica que la dependencia absoluta de muchos árboles forestales sobre las

micorrizas ha sido repetidamente demostrada cuando las micorrizas de pino fueron introducidas en el hemisferio sur. Es así como en Australia y Nueva Zelandia, la asociación entre el hongo micorrícico y el árbol permitió entregar una exitosa sobrevivencia y establecimiento, después de realizar varios intentos fallidos en establecer plántulas de *Pinus radiata* en los viveros. De acuerdo a Mikola (1970,1973), la introducción de los hongos micorrícicos nativos para pino en las camas de las plantas, permitieron la sobrevivencia y crecimiento vigoroso después de su trasplante. Como resultado de esto, las plantaciones de pino de Australia y Nueva Zelandia son una de las plantaciones forestales más productivas del mundo. Similarmente, Takacs (1967) en Argentina, Theodorou y Bowen (1970) en Australia, Shemakhanova (1962) en Rusia y Vozzoy HacsKaylo (1971) en los Estados Unidos han demostrado que los hongos micorrícicos específicos son absolutamente necesarios para la sobrevivencia, establecimiento y crecimiento de las plántulas de árboles forestales en bosques creados por el hombre.

1.2.1. Técnicas de inoculación

a) Inóculante.

Chung (2005) indica que inoculante es aquel producto biológico que facilita la introducción de microorganismos con diversa actividad fisiológica que favorece el crecimiento y desarrollo de las plantas, además señala que la dependencia absoluta de muchos árboles forestales sobre las micorrizas ha sido repetidamente demostrada cuando las micorrizas de pino fueron introducidas en el hemisferio sur.

Pera y Perlade (2005) mencionan que el objetivo principal de la aplicación de las técnicas de inoculación con hongos ectomicorrízicos en viveros forestales es la mejora de la calidad de la planta destinada a la repoblación forestal. La introducción de los hongos seleccionados puede realizarse mediante distintas técnicas en función de las características del sistema de producción del vivero y de las especies consideradas.

Mitchell (1937) citado por Pera y Perlade (2005) señala la importancia de las ectomicorrizas en la práctica forestal se estableció hace ya mucho tiempo. Por un lado, se demostró que los graves problemas de crecimiento de los plantones de algunos viveros estaban asociados a su errática y escasa micorrización, causada por la baja densidad de propágulos ectomicorrícicos presentes en el suelo.

1.2.2. Fuentes de inoculación

Chung (2005) manifiesta que la inoculación artificial permite optimizar el desarrollo de las plántulas, incorporando nuevos terrenos a la actividad forestal, reinstaurando la vegetación en lugares deforestados y disminuyendo la probabilidad de infección en viveros y plantaciones.

Castellano y Molina (1989) indican que las tres principales fuentes para la inoculación con micorrizas en los viveros que producen en contenedor son el suelo, las esporas y los micelios vegetativos. Cada uno tiene sus ventajas y desventajas, dependiendo de los objetivos y del costo del programa de inoculación.

a) Micorrización mediante suelo de bosque

Chung (2005) menciona que este método es de bajo costo, en muchas ocasiones, ha entregado buenos resultados de inoculación con los hongos micorrícicos presentes en el suelo, permitiendo incrementos en el crecimiento de las plantas. Los hongos introducidos de esta forma, podrían ser fácilmente adaptables a las condiciones locales. Por lo general, los viveros forestales que emplean esta metodología de inoculación ocupan gran cantidad de suelo de bosque o de áreas cercanas al vivero. Éstos aportan esporas de hongos micorrícicos, fragmentos de raíces micorrizadas, etc., que actúan como inóculos para las nuevas plantas a producir; sin embargo, la formación de micorrizas suele ser errática y sin ningún control en la selección específica de los hongos. Por otro lado, el uso de suelos sin esterilizar aumenta el riesgo de aparición de malezas y enfermedades radiculares y de cuello de raíz. Éstas suelen ser difíciles de erradicar, disminuyendo notablemente la producción de plantas en el vivero.

Mahendra y Varma (2011) señalan que el inóculo natural posee materia orgánica, tales como distintas formas de humus, madera podrida, restos de hojas, microflora, microfauna y ectomicorrizas obtenida de plantaciones forestales o plantaciones maduras explotadas sobre todo al principio, para inocular plántulas de árboles forestales.

La colección de una gran cantidad de inóculo viable de hongos adaptado a los sitios de que fueron tomadas es relativamente fiable y fácil. Un inconveniente importante es que las especies de hongos ECM en el inóculo no se pueden controlar.

b) Micorrización mediante inóculo esporal

Chung (2005) menciona que el uso de este tipo de inoculantes es muy utilizado en los viveros forestales sobre todo con especies que producen gran cantidad de esporas o cuerpos frutales, pues permite inocular un gran número de plantas. Es el caso de las trufas que presentan cuerpos frutales que pueden ser bastante grandes, y que están compuestos principalmente de tejidos que sostienen gran cantidad de esporas. Estos esporocarpos pueden ser usados para proveer inóculos esporales frescos o secos, sin necesidad de requerimientos especiales en cuanto a procedimientos y equipamiento, pudiendo ser usados para la inoculación a gran escala en viveros.

Peñuelas y Ocaña (2000) citado por Peña (2010) indican que esta técnica utiliza las esporas para generar el inóculo correspondiente a una suspensión de éstas en agua destilada estéril. Esto se obtiene a partir de cuerpos fructíferos maduros lavados, troceados y triturados en una licuadora doméstica, hasta obtener una consistencia homogénea. Es posible variar la concentración de esporas en la suspensión agregando mayor o menor contenido de agua. Las suspensiones son conservables en un frasco tapado, en oscuridad, a 4 - 5° C, dependiendo de la especie, puede durar viable (bajo las condiciones descritas), entre algunos meses hasta varios años. Para cada caso particular se recomienda calcular la viabilidad de las esporas contenidas en una suspensión mediante técnicas microbiológicas y de tinción. Se estima que la variabilidad genética aumenta al incluir en la suspensión mayor número de cuerpos fructíferos y más aún cuanto más alejados uno de otro hayan sido colectados. Esta variabilidad garantiza la adecuación al medio.

Además, Chavéz (2009) citado por Peña (2010) manifiesta que las esporas aseguran inóculo suficiente para establecer niveles de micorrización aceptables. Sin embargo, según estudios realizados por Chavéz, se indica que existe una baja incidencia en el grado de micorrización en plántulas de *Pinus radiata* al utilizar fuente de inóculo esporal, con respecto a la utilización de fuentes miceliales.

Mahendra y Varma (2011) indican varias técnicas de inoculación con esporas y son las siguientes:

- Mezclar bien las esporas secas directamente en el sustrato o contenedor.
- Mezcla de esporas con un portador humedecido, como vermiculita, arena o caolín,

depositar en el sustrato y luego mezclarlo y para finalmente depositarlo en los contenedores u bolsas.

- Depositar las esporas secas en el suelo alrededor de las plántulas y lixiviarlas con agua hacia la zona de la raíz.
- La suspensión en agua y empapando, riego, o la inyección en sustrato de crecimiento
- Pulverizar la solución de esporas en las raíces de las plántulas en el repique.
- Peletizar, encapsular o recubrir semillas con una pasta (inóculo), antes de la siembra.

ARBORIZACIONES. E.I.R.L., recomienda realizar la inoculación a *Pinus radiata*, con *Suillus luteus* seco y molido en una dosis de 0.2 g/planta.

1.2.3. Reconocimiento de las micorrizas

Martín (2011) señala que una de las técnicas de reconocimiento de micorrizas es mediante la observación de la micorriza a simple vista o con la ayuda de una lupa estereoscópica con la finalidad identificar sistemas micorrícicos e hifas emanantes.

Castellano y Molina (1989) mencionan que las ectomicorrizas pueden ser difíciles de reconocer al inicio, pero con un poco de práctica los encargados de la producción en el vivero pueden rápidamente distinguir entre raíces absorbentes con ectomicorrizas y no micorrizadas. Las ectomicorrizas de las especies forestales latifoliadas no son fácilmente visibles como lo son en las coníferas, además indica que las siguientes características pueden guiar su reconocimiento:

- Las ectomicorrizas son típicamente estructuras gruesas (hinchadas) y carecen de pelos absorbentes.
- El manto del hongo o cubierta es usualmente de un color diferente al de los pelos absorbentes; algunos mantos son de colores vivos o blanco puro.
- El micelio del hongo o la ramificación de las hifas comúnmente se desarrollan fuera del tejido que compone al manto, dando una apariencia algodonosa.
- Las ectomicorrizas maduras comúnmente ramifican varias veces en patrones regulares e irregulares.
- Las raíces alimentadoras no micorrizadas no son gruesas, usualmente están cubiertas de pelos absorbentes, y para muchas de las especies de coníferas se presentan sin ramificaciones.

1.3. *Pinus radiata*

1.3.1. Taxonomía, variedades y procedencias de *Pinus radiata*

Sánchez y Rodríguez (2002) señalan que el *Pinus radiata*, pertenece al subgénero de pinos diplostélicos o Diploxyton, según la división realizada, caracterizada principalmente por un doble haz vascular en el nervio central acicular. Dentro de este subgénero, esta especie se ubica en la sección Taeda, que comprende pinos naturales de Norteamérica, especialmente de las regiones áridas de Estados Unidos y México. Mencionan también que actualmente se reconocen tres variedades dentro de esta especie: una variedad continental denominada variedad radiata, en la que predominan tres acículas por vaina y dos variedades isleñas, la binata y cedrosensis, de las islas mexicanas de Guadalupe y Los Cedros, en las que dos acículas son mucho más frecuentes.

Clasificación taxonómica de *Pinus radiata*, según la **USDA** (United States Department of Agriculture)

REINO	: Plantae – Plants
SUB-REINO	: Tracheobionta – Vascular plants
SUPERDIVISIÓN	: Spermatophyta – Seedplants
DIVISIÓN	: Coniferophyta – Conifers
CLASE	: Pinopsida
ORDEN	: Pinales
FAMILY	: Pinaceae – Pine family
GÉNERO	: Pinus L. – pine P
ESPECIE	: <i>Pinus radiata</i> D. Don – Monterey pine P.

Shaw (1914) citado por Sánchez y Rodríguez (2002) incluyó a *Pinus radiata* dentro del grupo de los insignes, constituido por unas 16 especies boreales próximas entre sí. Como característica evolutiva sobresaliente de este grupo señala su hábito de conservar las piñas en el árbol durante varios años, con aperturas y cierres periódicos de las escamas.

Fernández y Sarmiento (2004) mencionan que el área natural de *Pinus radiata* no supera unos pocos miles de hectáreas en tres puntos costeros de California (Estados Unidos) y en algunas zonas de las islas de Guadalupe y Cedros (México).

1.3.2. Introducción, expansión y distribución superficial de *Pinus radiata*

Sánchez y Rodríguez (2002) señalan que muchas razones han propiciado que *Pinus radiata* se haya convertido en la conífera exótica más plantada en el mundo: su gran crecimiento sobre climas templados húmedos; la versatilidad de su madera, apta para diversos usos industriales; la posibilidad de recolectar grandes cantidades de semilla y su fácil propagación; la relativa diversidad genética dentro de sus poblaciones naturales, que pueden proporcionar genotipos adecuados para ambientes distintos; su adaptabilidad a medios diferentes sin grandes mermas de producción (plasticidad); la relativa ausencia de plagas o enfermedades graves que impidan su desarrollo en áreas extensas; y su flexibilidad silvícola, es decir, la posibilidad de practicar distintas selviculturas sin que la producción quede afectada ostensiblemente.

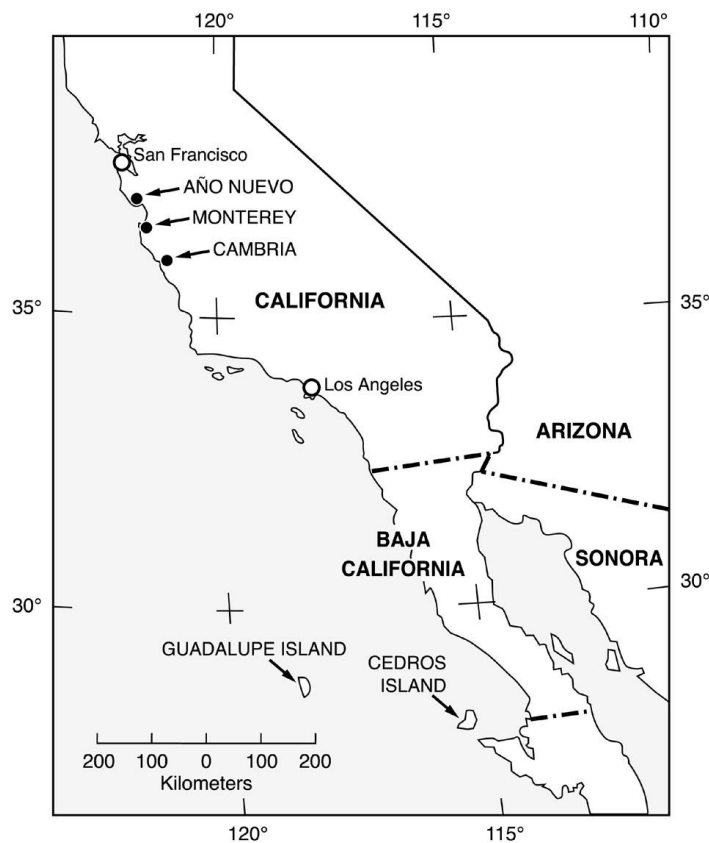


Figura 1.3. Ubicación de las poblaciones naturales actuales de *Pinus radiata*: Año Nuevo, Monterey y Cambria en California y la isla de Guadalupe e Isla Cedros en México. Deborah (2002).

Dadas las cualidades enumeradas, no es extraño que la propagación de esta especie se haya realizado con tanta celeridad. Tras algunos intentos, se empezó a cultivar en Inglaterra en 1833 a partir de especímenes recogidos por el explorador escocés David

Douglas en Monterrey. A España, Sudáfrica, Australia y Nueva Zelanda llega a mediados del siglo XIX, iniciándose los primeros programas de repoblación de la especie a finales de dicho siglo, cuando se introduce en Chile, donde su masiva propagación no comienza hasta el primer tercio del siglo XX.

Mead (2013) señala que hoy en día hay más de cuatro millones de hectáreas de *Pinus radiata* plantado en todo el mundo, siendo las plantaciones más extensas las de Chile y Nueva Zelanda con aproximadamente 1,5 millones de hectáreas cada uno y Australia con aproximadamente 0,77 millones de hectáreas. Entre estos tres países del hemisferio sur, representan más del 90 por ciento de las plantaciones de *Pinus radiata* en el mundo. La especie también se planta en una escala moderada en España con aproximadamente 0,29 millones de hectáreas, en Sudáfrica con aproximadamente 57 000 hectáreas y en una pequeña escala en otros países. La expansión de los bosques de *Pinus radiata* ha sido rápido en el último medio siglo, de ser sólo alrededor de 650 000 hectáreas en todo el mundo a mediados de la década de 1950.

1.3.3. Descripción morfológica y anatómica

a) Hojas, corteza, ramas y raíz

Palmer (2002) indica que las hojas del *Pinus radiata* son esbeltas y alargadas, con una longitud de entre 10 y 15 cm. Estas agujas crecen en grupos de tres llamados fascículos y tienen una superficie de color verde brillante. Las agujas más antiguas pueden ser de color oscuro. Persisten en el árbol durante tres años. Estos árboles pueden sufrir quemaduras en sus agujas por temperaturas muy altas. Las agujas muertas en los árboles jóvenes presentan un riesgo de incendio. Además señala que el pino radiata desarrolla un tronco recto que se ramifica en una corona abierta irregular. El árbol crece entre 15 y 30 m de altura, con un tronco de entre 30 y 90 cm de diámetro. Los árboles maduros tienen una corteza de color marrón rojizo oscuro y es profundamente surcada. Los árboles más jóvenes pueden ser de un color más claro o grisáceo. La madera es de color claro y liviana. Las ramas son delgadas y crecen de manera horizontal o ligeramente curvadas hacia abajo. El pino radiata deja caer las ramas inferiores a medida que las superiores les van dando sombra. Las ramas antiguas se vuelven grises y desarrollan una textura áspera. McDonald y Laacke (1990) señalan que el sistema de la raíz de la mayoría de las plantas de semillero se compone de una raíz primaria delgado, dirigido directamente hacia abajo.

El sistema radical en la mayor parte de su hábitat es superficial. Las raíces principales que sostienen el árbol están situadas en los 60 cm superiores. Para mejorar la resistencia al viento, en su empate con el tronco se desarrollan unos abultamientos característicos. Las raíces pueden extenderse hasta distancias de 12 m, entremezclándose e injertándose con las de otros pies. La mayor parte de las raíces se mantienen en los 30 cm superiores invadiendo con numerosas raicillas la espesa capa de mantillo cuando éste está presente.

b) Flores, conos y semillas

Palmer (2002) señala que la especie es monoica. Las flores masculinas son picos de color que varían de amarillento a naranja, también son conocidos como amentos o conos de polen. Las flores femeninas, o conos de semillas, son de color púrpura oscuro.

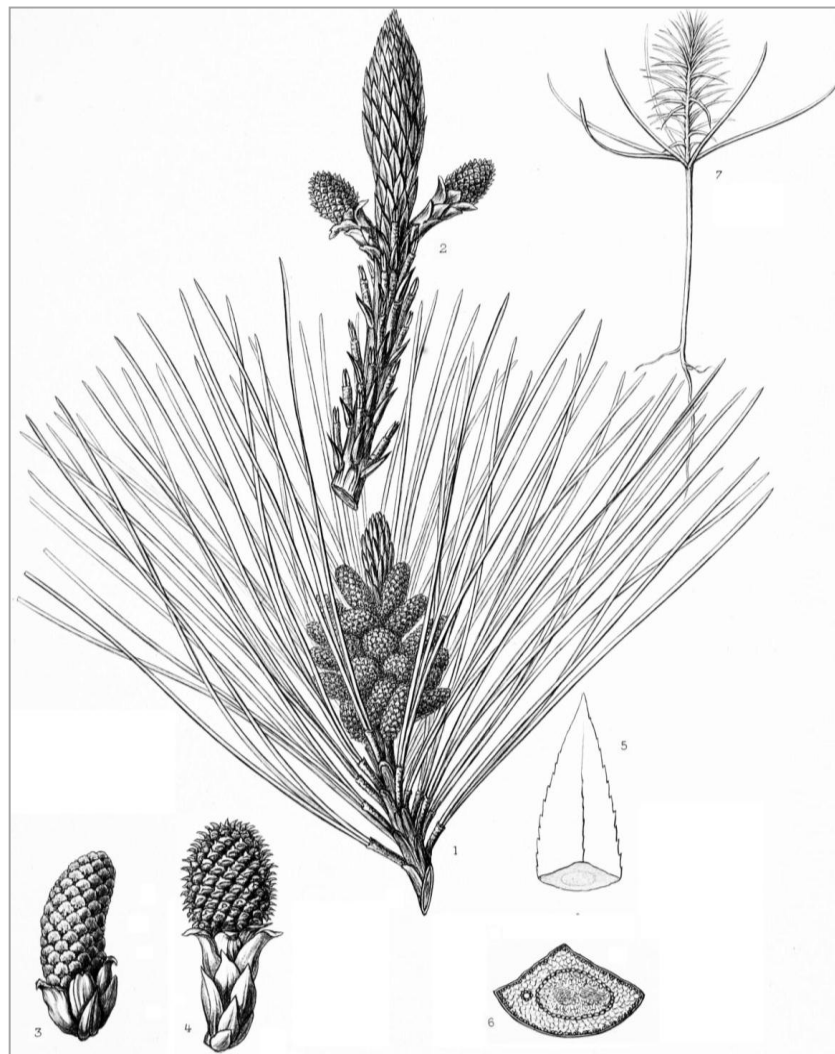


Figura 1.4. Características de la flor de *Pinus radiata*. 1. Flor masculina. 2. Flor femenina. 3. Detalle de flor masculina. 4. Detalle de flor femenina. 5. Detalle de la parte superior de la una estípula. 6. Corte transversal de una estípula. 7. Plántula.

Fuente: Sargent (1898).

Según el USDA, las flores masculinas jóvenes son comestibles crudas o cocidas, además menciona que las flores femeninas fertilizadas se convierten en piñones, cada uno de aproximadamente 5 a 15 cm de longitud. Estas estructuras son de color pardo grisáceo crecen en grupos de tres a siete, y cada uno contiene entre 100 y 200 semillas aladas de 0,6 cm aproximadamente, son de color marrón oscuro a negro y tienen una textura irregular.

McDonald y Laacke (1990) mencionan que las flores masculinas crecen a lo largo de las ramas laterales, mientras que las femeninas se producen a lo largo de la corona.

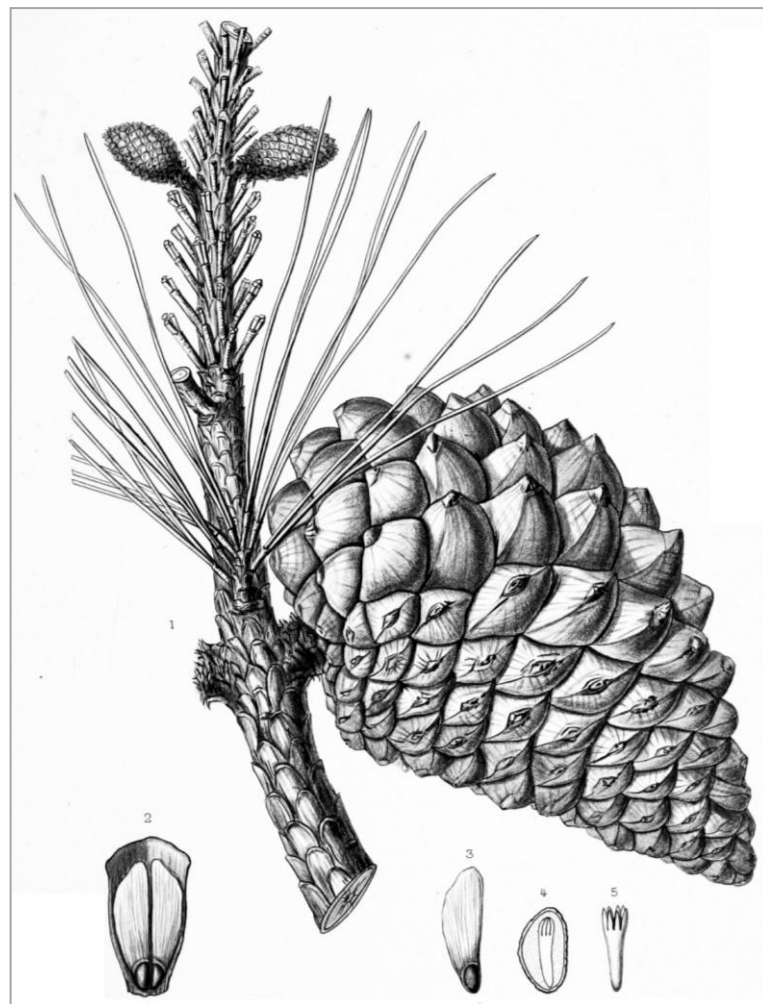


Figura 1.5. Características del piñón. 1. Cono. 2. Escama seminífera. 3. Semilla alada. 4. Semilla. 5. Embrión.

Fuente: Sargent (1898).

1.3.4. Características edafoclimáticas

Mead (2013) afirma que las plantaciones de *Pinus radiata*, se han establecido en una amplia variedad de tipos climáticos, pero sólo han tenido éxito en las zonas templadas,

donde los veranos son relativamente secos. La mayor parte de Australia, Chile y algunas plantaciones españolas se producen en un Mediterráneo climático, además señala que la experiencia general indica, que la productividad cae en las zonas que reciben menos de 1 000 mm de precipitación anual, aunque el *Pinus radiata* se ha cultivado con éxito en las áreas cuya precipitación es aproximadamente 500 mm.

Watt y Kirschbaum (2008) citado por Mead (2013) señalan que *Pinus radiata* prefiere las temperaturas frescas de la noche de alrededor de 5 C° y una temperatura máxima de fotoperíodo de aproximadamente 20 C°.

Torre citado por Mead (2013) encontró que temperaturas de campo ambiente de aproximadamente 10-24 C°, dio el mejor crecimiento en diámetro.

a) Otros factores abióticos

Gerding (1995) citado por Mead (2013) manifiesta que la latitud y altitud son datos determinantes para realizar plantaciones y que sin duda el clima juega un papel más crítico. Sin embargo, el clima es intrínsecamente relacionado con estos dos factores ya que las temperaturas son más bajas y el clima es a menudo más extrema en mayores latitudes y altitudes. Así, en Chile, la latitud era una variable importante en la explicación la calidad del sitio. Límites a la altitud a la que el *Pinus radiata* se puede plantar con seguridad son a veces prescritos debido al riesgo de daño de la nieve y el frío.

Mead (2013) señala que la profundidad del suelo, la textura, características de drenaje y almacenamiento de humedad del suelo son determinantes en el crecimiento de *Pinus radiata*, ya que influyen en la humedad y el almacenamiento de nutrientes. La especie prefiere los suelos profundos y bien drenados.

Mead (2013) menciona que el crecimiento de *Pinus radiata* es bajo fuerte control genético, pero puede ser modificado por factores ambientales y la silvicultura. La especie, al igual que muchas coníferas y algunas maderas duras, tiene un hábito de crecimiento excurrente. En estos árboles, el fuerte control apical del brote terminal determina el desarrollo de los brotes laterales abajo, dando la típica forma piramidal a la corona.

Ferguson citado por Mead (2013) indica que las características de crecimiento de plantas menores de tres años son:

- No presentan brotes de descanso
- Las tasas de crecimiento son lentas
- Tendencia a ser monocíclico
- Poseen corteza delgada
- La corona se encuentra a nivel del suelo
- La asignación del carbono es alta al follaje y las raíces finas
- Las traqueidas son cortas, de alto ángulo de microfibrillas y baja densidad.

1.3.5. Descripción de los procesos de producción de *Pinus radiata*

Generalmente un vivero temporal consta principalmente de dos tipos de camas, las camas de almácigo y las camas de repique.

a) Las camas de almácigo

Gilber y Alván (2011) mencionan que las camas de almácigo son las que reciben las semillas y permiten la germinación de estas, el sustrato que aloja a las semillas estará compuesta de tierra negra y arena en una proporción de 2:1, esto generalmente para semillas que no cuentan con nutrientes almacenadas, para el caso de semillas que disponen de cotiledones donde se almacenan nutrientes para alimentar a las semillas y a las plantitas germinadas el sustrato debe de consistir de tan solo arena. Es recomendable mejorar el drenaje de las camas de almácigo y repique, colocando una capa de grava en la base de las camas.

Núñez (1993) manifiesta que el tamaño de los almácigos será de 1 m de ancho por 10 m de largo. Deben ser camas altas de 10 a 15 cm.

La orientación debe ser de Este a Oeste, para que reciban sombra del tinglado.

PROBOSQUE (2007) indica que en general, los patógenos como *Fusarium sp* y *Botrytis sp* se hacen más virulentos en pH alcalino, por lo que recomienda que para la producción de planta en viveros forestales se utilice sustrato con valores entre 5.5 y 6.0.

b) Desinfección de sustrato

Vásquez (2001) señala que uno de los tratamientos químicos en la desinfección de suelos es mediante la utilización del formol “formaldehído”, e indica que es el más utilizado en la desinfección del suelo, contiene (40% de formol) con gran poder desinfectante. Además manifiesta que para la preparación se emplea una solución compuesta de 20 cc de formol y 1 litro de agua para cada 1 m² de suelo, la cual se riega uniformemente y como es un producto volátil, para que su aplicación resulte eficaz, se cubre el sustrato con polietileno o periódico, para evitar la evaporación del formol; a los 4 o 5 días se destapa y se remueve el sustrato con un rastrillo y finalmente a los 2 o 3 días se puede embolsar. Tiene el inconveniente que destruye todos los microorganismos del suelo, inclusive a los benéficos.

c) Las camas de repique

Gilber y Alván (2011) mencionan que las camas de repique son las que reciben a las plantas producidas en las camas de almácigo, para nuestro caso las camas de repique acogen a las bolsas de polietileno llenas de sustrato las que receptionan a las plántulas.

d) Preparación del sustrato

Gilber y Alván (2011) manifiestan que los componentes que forman el sustrato son zarandeados por componente en forma separada, para extraer o eliminar las piedras y/o elementos ajenos al componente.

Se procede a la mezcla de los componentes zarandeados cuyas proporciones se encuentran en función a la necesidad del sustrato. Las proporciones más usadas son 2:1:1/3 (Tierra Negra: Arena: Materia Orgánica), es decir dos carretilladas de tierra negra, una de arena y un tercio de carretillada de abono orgánico, otra es la proporción de 3:2:1 (TN: A: MO), las proporciones varían en función al componente.

e) Acarreo de sustrato

PROBOSQUE (2007) manifiesta que debido a que la preparación del sustrato se realiza en un área retirada de la producción, es necesario transportar a las camas de repique donde se llenarán y acomodarán las bolsas. Esta actividad se realiza con carretillas. El rendimiento promedio de acarreo es 4m³ por jornal.

f) Embolsado

Gilber y Alván (2011) mencionan que esta actividad consiste en llenar las bolsas de polietileno con el sustrato preparado, labor realizada manualmente, este proceso consiste en llenar la bolsa con el sustrato poco a poco aplicando golpecitos a la bolsa contra el suelo, para que el sustrato se distribuya sin dejar espacios vacíos, asegurando una buena distribución y lograr la rigidez deseada, compactando la bolsa con la ayuda de los dedos, pero sin que esta presión sea demasiado fuerte que la haga demasiada compacta, lo que originaría el rompimiento de la bolsa durante el repique. Por último se colocan las bolsas ordenadamente en las camas.

g) Tratamiento pregerminativo de la semilla.

PROBOSQUE (2007) señala que previo a la siembra directa y por trasplante, la semilla se remoja en agua de 12 a 72 horas según la especie, cambiando el agua 2 ó 3 veces durante el día. Al remojar la semilla se separa la vaina y se acelera el proceso de germinación (escarificación), al término de este proceso se recomienda aplicar fungicida (Captan).

Se recomienda pedir semilla para reposición en la misma solicitud y evitar el uso de semilla de diferentes lotes, permitiendo contar con plántulas que tengan la misma edad y tamaño.

h) Repique

Núñez (1993) indica que actividad de repique consiste en la extracción de las plántulas de almácigo y su trasplante a las bolsitas. Además indica que antes de sacar las plantitas, regar ligeramente y aflojar bien el sustrato por tramos con una lampa pequeña. Las plantitas se toman por las hojitas, no por el tallo, no jalarlas. Después de su extracción las plantitas deben de ponerse inmediatamente en un recipiente con agua. No deben quedar expuestas al sol. En las bolsitas húmedas hacer un hoyo con el repicador de suficiente tamaño para introducir la raíz en forma vertical (no doblada).

PROBOSQUE (2007) afirma que una vez que las semillas han germinado, están listas para el trasplante a las bolsas forestales, cuando la plántula tenga las primeras hojas y la testa de la semilla esté a punto de desprenderse. Debe recordarse que previo al trasplante se aplica un riego normal para humedecer el sustrato que contiene la bolsa.

Es importante recomendar al personal, que esta actividad debe realizarse con minuciosidad para evitar plantas con malformaciones de raíz (cola de cochino), trasplantes muy profundos o superficiales, pérdida de plántula por deshidratación al exponer su área radicular por tiempo excesivo. Al concluir el trasplante se realiza un riego de asentamiento el cual sirve para eliminar las bolsas de aire que se genera durante el proceso.

i) Aplicación de micorrizas

PROBOSQUE (2007) señala que la primera aplicación de ectomicorrizas se realiza cuando las plántulas empiezan a formar raíces secundarias, aproximadamente al primer mes, después de haber germinado.

j) Riego

PROBOSQUE (2007) indica que las aplicaciones que se realizan están en función a las condiciones climáticas y a la presencia de lluvias, por lo que los riegos se realizan cada 3 o 5 días según lo requieran. Es importante señalar que los riegos deben estar constantemente supervisados, ya que una mala aplicación o exceso de agua, pueden generar problemas severos de enfermedades de raíz de las plantas provocando su muerte.

k) Deshierbo

Gilber y Alván (2011) mencionan que durante la permanencia de las semillas en las camas de almácigos hasta la germinación de estos y durante el crecimiento de las plantitas en las camas de repique, se da la presencia de plantas invasoras que compiten por los nutrientes y por agua con la plantita deseada, por lo que se debe eliminar esta maleza en forma oportuna. No esperar que se desarrolle mucho ya que ello origina que sus raíces se entrecrucen con las de la plantita y al ser extraídas dañen las raíces.

l) Control de plagas y enfermedades

Gonzales, Velarde y Abad (2001) manifiestan que la chupadera fungosa es una enfermedad de origen micótico, causada por diversos hongos que viven saprofitamente en las capas superiores de suelo en los viveros de la mayoría de los países, provocando la muerte de diversas especies de plantas producidas en los almácigos, entre las que destacan los pinos. Además señalan que la enfermedad en realidad es producida por

varios hongos, siendo los más comunes en el Perú: *Pythium sp.*, *Rhizoctonia solani*, *Phytophthora sp.*, *Fusarium sp.*

Finalmente mencionan que las causas por las cuales la chupadera vuelve a presentarse en las plantas repicadas están relacionadas por la falta de desinfección del suelo y la fuente de agua contaminada.

Dolly, Frango, Buchner, Aguilar y Horcos (1991) mencionan que *Rhyacionia buoliana* es un lepidóptero de la familia Tortricidae, cuyas larvas producen daños en brotes de *Pinus radiata*. Si bien es cierto que no ocasiona la muerte del árbol, en altas densidades poblacionales puede tener una incidencia directa en la calidad y volumen final aprovechable. Con relación a la edad en que se producen los daños más significativos, en aquellas en que *Rhyacionia buoliana* ha atacado a edades muy tempranas (2-3 años).

1.3.6. Calidad de plántones de *Pinus radiata*

Pereira (2009) señala que una planta de buena calidad es aquella que logra las más altas tasas de sobrevivencia y crecimiento en terreno y que ha sido producida al menor costo posible.

Vilagrosa, Villar y Puertolas (2006) indican que se han empleado multitud de atributos morfológicos cuantitativos para caracterizar la calidad de una planta. Los más utilizados han sido la altura de la parte aérea, el diámetro del cuello de la raíz y los pesos secos de la raíz y la parte aérea, todos ellos descriptores del grado de desarrollo de la parte aérea y radical.

Quiroz, García, González, Chung y Soto. (2009) manifiestan que no obstante, los atributos morfológicos, pueden correlacionarse exitosamente con la supervivencia y el crecimiento inicial en terreno de muchas especies de uso forestal, señalándose que mientras más grande es la planta, mayor es su potencialidad de supervivencia, por ello se consideran parámetros adecuados para evaluar la calidad de las plantas.

A continuación se señalan algunos atributos morfológicos e Índices de calidad, que permitirán caracterizar en forma cuantitativa la calidad de la planta.

a) Altura de planta

Quiroz et al. (2009) mencionan que la altura de la planta, se relaciona con su capacidad fotosintética y su superficie de transpiración. Las plantas más altas pueden lidiar mejor con la vegetación competidora, aunque esto implica una buena salud fisiológica y un sistema radicular adecuado. Esta variable se expresa generalmente en centímetros (cm).

b) Diámetro a la altura de cuello (DAC)

Quiroz et al. (2009) indican que el diámetro a la altura de cuello es un indicador de la capacidad de transporte de agua hacia la parte aérea, de la resistencia mecánica y de la capacidad relativa de tolerar altas temperaturas de la planta. Esta variable se expresa generalmente en milímetros (mm).

c) Razón altura/diámetro (A/D)

Toral (1997) citado por Quiroz et al. (2009) indica que la razón Altura/Diámetro, o índice de esbeltez (IE), es el cociente o razón entre la altura (cm) y el DAC (mm) (ALT/DAC). Este índice relaciona la resistencia de la planta con la capacidad fotosintética de la misma. Valores entre 5 y 10 indican una mejor calidad de planta, valores sobre 10, indican una planta muy alta.

d) Razón tallo/raíz (T/R)

Quiroz et al. (2009) mencionan que la razón Tallo/Raíz, o índice Tallo/Raíz (ITR), se define como la razón entre el peso seco de la parte aérea (tallo y hojas) y el peso de la raíz. Determina el balance entre la superficie transpirante y la superficie absorbente de la planta.

Sáenz, Villaseñor, Muñoz, Rueda y Prieto (2010) mencionan que la producción de biomasa es importante debido a que refleja el desarrollo de la planta en vivero. Una relación igual a uno entre el peso seco de la parte aérea y el peso seco del sistema radicular, significa que la biomasa aérea es igual a la subterránea; pero si el valor es menor a uno, entonces la biomasa subterránea es mayor que la aérea; al contrario, si el valor es mayor a uno, la biomasa aérea es mayor que la subterránea, por lo que una buena relación debe fluctuar entre 1.5 y 2.5 ya que valores mayores indican desproporción y la existencia de un sistema radical insuficiente para proveer de energía a la parte aérea de la planta, además menciona que el cociente de ésta relación no debe

ser mayor a 2.5, particularmente cuando la precipitación es escasa en los sitios de plantación.

e) Índice de Calidad de Dickson (ICD)

Dickson et al. (1960) citado por Quiroz et al. (2009) señalan que este índice integra la relación entre la masa seca total de la planta (g) y la suma del índice de esbeltez (IE) y índice de Tallo-Raíz (ITR). Este índice expresa el equilibrio de la distribución de la masa y la robustez, evitando seleccionar plantas desproporcionadas y descartar plantas de menor altura pero con mayor vigor. Además indica que de acuerdo con estudios realizados por Hunt (1990) en coníferas, un ICD inferior a 0,15 podría significar problemas en el establecimiento de una plantación.

$$ICD = PST / (ALT/DAC + PSA/PSR)$$

Dónde:

ALT = Altura (cm)

DAC = Diámetro altura de cuello (mm)

PSA = Peso seco aéreo (g)

PSR = Peso seco radicular (g)

PST = Peso seco total (g)

CAPÍTULO II METODOLOGÍA

2.1. UBICACIÓN

El presente trabajo experimental se realizó en el Vivero Forestal de Paquecc (2014 - 2015) a 7 Km de la capital de la provincia de Huanta - Ayacucho, situado entre las coordenadas de 12° 58' 22" Latitud Sur y 74° 15' 24" Longitud Oeste, a una altitud de 2,510 msnm.

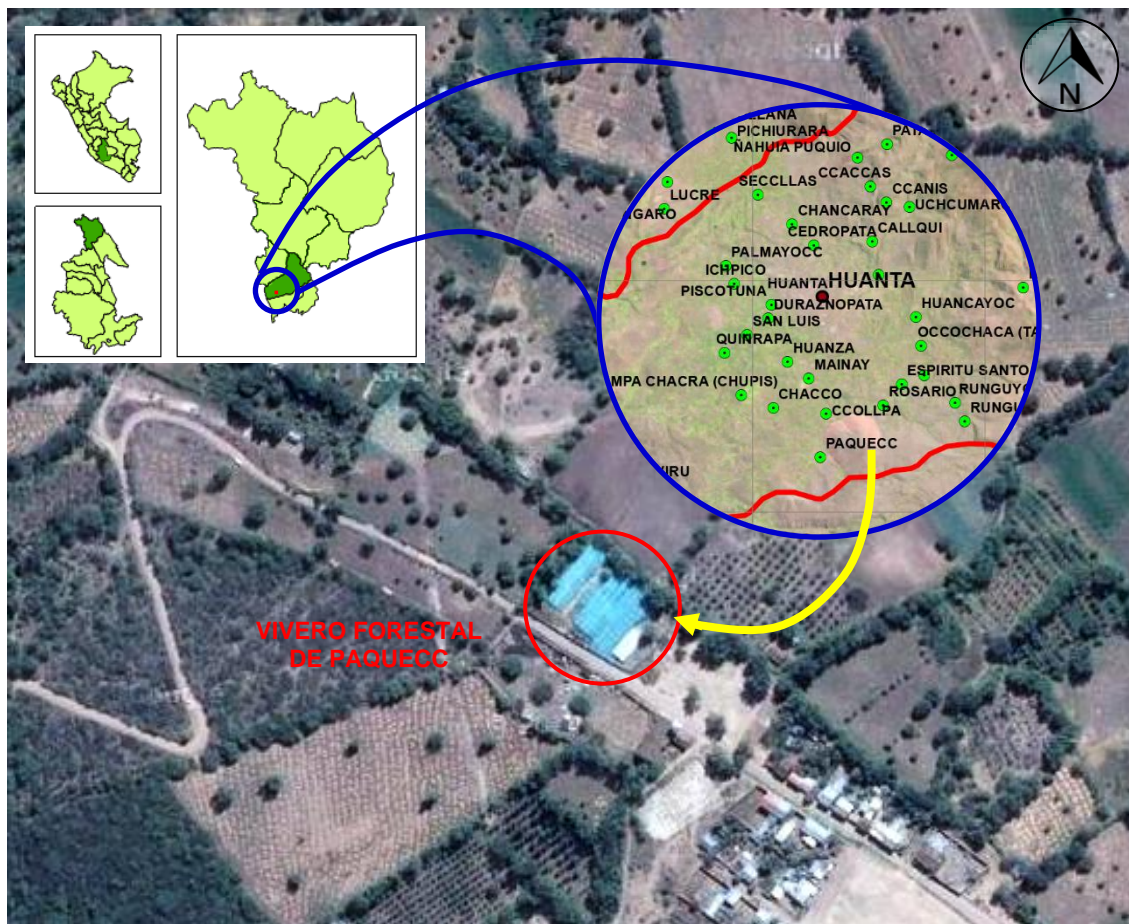


Figura 2.1. Ubicación del trabajo de investigación. Vivero de Paquecc - Huanta.

Fuente: Google Maps-satélital.

2.2. CARACTERÍSTICAS CLIMÁTICAS

Matos (2004) indica que la provincia de Huanta, goza de un clima templado, la temperatura media anual es de 17° C, la precipitación promedio anual es de 550.0 mm y la humedad relativa media anual de 55%, acorde a la información meteorológica registrada en la Estación Climatológica de Huanta y que se puede considerar representativa para el área de interés, además señala que según la clasificación de las Regiones Naturales del Perú del Doctor Javier Pulgar Vidal, la provincia de Huanta se encuentra dentro de la región Quechua, comprendida entre los 2000 y 3500 msnm., vertiente oriental. Usualmente no se suelen suceder heladas, sin embargo, las temperaturas extremas mínimas ocurren durante los meses de mayo y junio con valores hasta de alrededor de 5° C. El clima del área de estudio es propicio para la vida humana y para una agricultura intensiva. Finalmente menciona que la vegetación es abundante y consiste en especie espinosa-montano, del tipo molle, sauce, huarango y cactáceas. También existe una agricultura bajo riego, consistente en maíz, papa, hortalizas, etc., y árboles frutales como lúcuma, palta, chirimoya, naranja, etc.

El SENAMHI (2016) indica que para el año 2014, las temperaturas promedio de máxima, mínima y media mensuales fueron 27.35 °C, 10.06 °C y 18.71 °C respectivamente, la precipitación promedio anual fue de 480.50 mm. Así mismo para el año 2015, las temperaturas promedio de máxima, mínima y media, fueron 26.50 °C, 10.61 °C y 18.56 °C respectivamente y la precipitación promedio anual fue de 638.70 mm.

Mead (2013) menciona que el rango óptimo para el buen funcionamiento fisiológico de *Pinus radiata*, oscila entre 17 °C a 20 °C de temperatura, tras lo mencionado por Mead, podemos afirmar que el experimento se llevó en condiciones favorables de temperatura para la producción de plántones de pino.

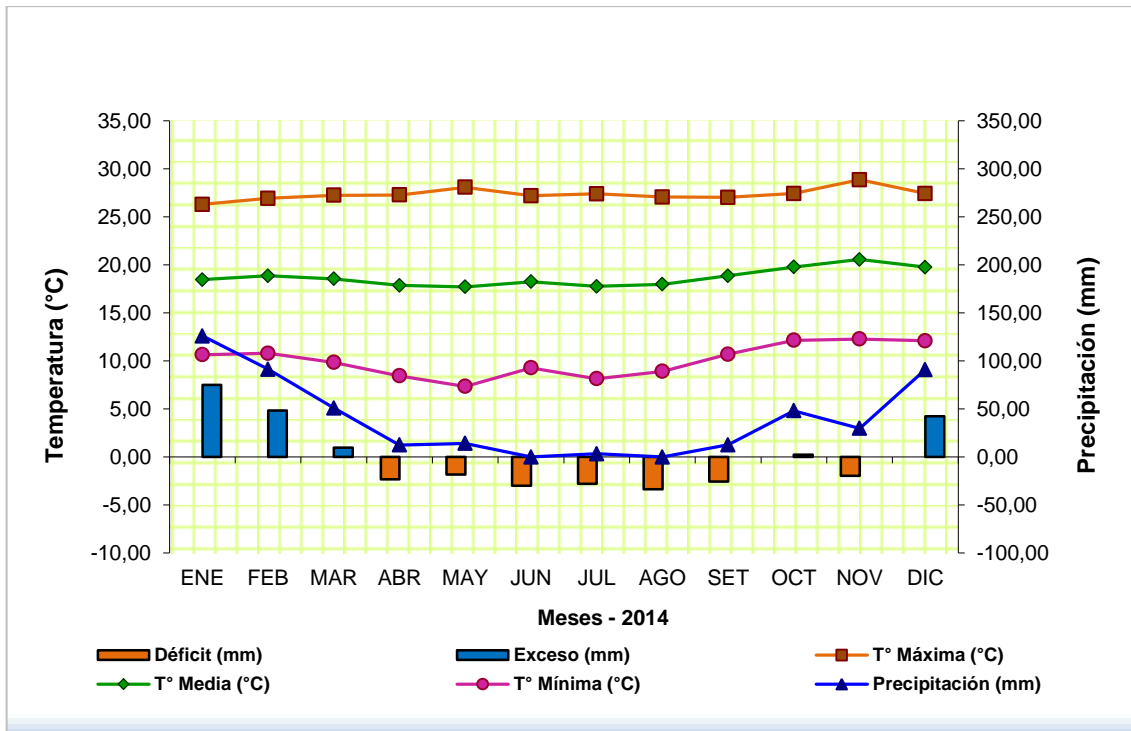


Figura 2.2. Diagrama Ombrotérmico de temperatura, precipitación y balance hídrico - Año 2014. Estación Meteorológica N° 000660 SENAMHI – Huanta (2610 msnm), Ayacucho.

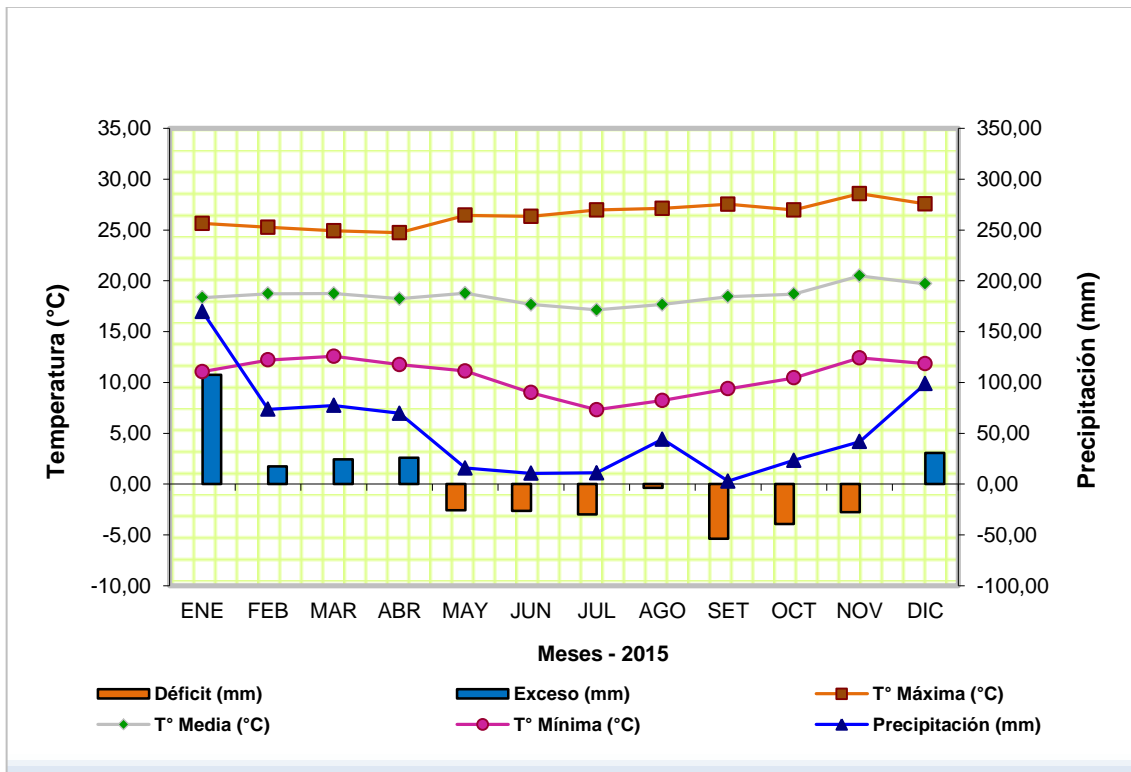


Figura 2.3. Diagrama Ombrotérmico de temperatura, precipitación y balance hídrico - Año 2015. Estación Meteorológica N° 000660 SENAMHI – Huanta (2610 msnm), Ayacucho.

2.3. ANÁLISIS FÍSICO – QUÍMICO DEL SUSTRATO

Para el análisis experimental, se tomó muestras del sustrato preparado para el embolsado y posterior repicado de plantones de pino, el cual consistió en la mezcla homogénea de tierra negra, tierra agrícola y arena, en proporciones de 3: 2: 1, respectivamente, la que se llevó para su análisis físico – químico al Laboratorio de Suelos del Programa de Pastos y Ganadería de la Universidad Nacional de San Cristóbal de Huamanga, cuyos resultados se muestran en la tabla 2.3 y anexo 02.

Tabla 2.1. Características físicas y químicas del sustrato empleado en la producción de plantones de *Pinus radiata*. Comunidad de Paquecc (2510 msnm), Huanta – Ayacucho.

Propiedades Químicas	Unidad	Valor	Método	Interpretación
pH		7.21	Potenciómetro	Ligeramente alcalino
M.O	(%)	3.90	Walkley Black	Medio
N-Total	(%)	0.19	Kjeldahl	Alto
P-Disp	(ppm)	4.2	Bray Kurtz	Bajo
K-Disp	(ppm)	124.1	Extracción con Acetato de Sodio	Medio
C.I.C.	(Cmol/Kg)	8.8	Saturación con acetato de amonio	Baja
C.E.	(dS/m.)	0.78	Extracto de la pasta de Saturación	Muy ligeramente salino
Arena	(%)	79.6		
Limo	(%)	12.0	Hidrómetro	
Arcilla	(%)	8.4		
Clase Textural			Triángulo textural	Arenoso – Franco (Ao-Fr)

En base a los resultados obtenidos se realizó la interpretación respectiva, determinándose que el pH es de 7.21, el cual según la tabla de interpretación es considerado ligeramente alcalino. ARBORIZACIONES E.I.R.L indica que los valores ideales de pH del sustrato preparado para la producción de pinos en viveros esta entre 5.5 y 6.5, el pH obtenido dista ligeramente del ideal.

De acuerdo a la clasificación de suelos por su contenido de materia orgánica pertenece a un suelo con buena mineralización de Nitrógeno; el contenido de materia orgánica es medio. Así mismo el contenido de nitrógeno total es normal. El contenido de fósforo disponible es bajo. El contenido de potasio es considerado como medio. Según el Departamento de Agricultura de los Estados Unidos de América (USDA), la clase

textural de la muestra de sustrato analizado de acuerdo a sus componentes de arena, limo y arcilla corresponde a la Clase Textural Arenoso – Franco, el cual es favorable según afirman Montoya y Camara (1996) citado por Chung (2005) quienes mencionan que las micorrizas se desarrollan mejor en suelos porosos y de texturas arenosas, por lo que se debería asegurar un buen drenaje del suelo pues las micorrizas son hongos aerobios.

2.4. CARACTERÍSTICAS DE LAS SEMILLAS DE PINO

La semilla utilizada posee las siguientes características.

- Especie : *Pinus radiata*
- Lugar de Procedencia : Porcón.
- Distrito : Cajamarca.
- Provincia : Cajamarca.
- Altitud : 3,750 m.s.n.m.
- Número de semilla /Kg : 27,500
- Poder germinativo : 89%
- Porcentaje de pureza : 99%
- Siembra : 100 g/m². (Cama de almácigo)

2.5. CARACTERÍSTICAS DE LAS ESPECIE DE HONGO MICORRÍCICO

Suillus luteus:

a) Taxonomía. Granados (2017)

- Reino : Fungi
- Phylum : Basidiomycota
- Clase : Agaricomycetes
- Orden : Boletales
- Familia : Suillaceae
- Género : *Suillus*
- Especie : *Suillus luteus* (L. ex Fr) Gray
- Nombre común : Callampa de pino.

b) Características

Morfológicamente tiene un sombrero convexo, que puede superar los 12 cm de diámetro, color café amarillento, una superficie muy viscosa (debido a un revestimiento

mucilaginoso), un borde bastante regular y en etapa juvenil es frecuente encontrarlo con restos del velo parcial. Posee tubos decurrentes, redondeados, de color amarillo claro y bastante largos. El pie es blanquecino cilíndrico, con un anillo membranoso amplio de color blanco violáceo, por debajo del anillo es viscoso y granulado; por arriba, de carne gruesa, blanquecina o amarillenta.

c) Producto comercial de hongo micorrícico

- Especie : *Suillus luteus*
- Lugar de Procedencia : Porcón.
- Distrito : Cajamarca.
- Provincia : Cajamarca.
- Altitud : 3,750 msnm.
- Peso : 1.00 Kg/Bolsa
- Viabilidad : 1 año.
- Dosis : 5000 plántulas/bolsa.

2.6. CARACTERISTICAS DE TIERRA MICORRIZADA

- Lugar de Procedencia : Pallcca (Plantaciones de *Pinus radiata*)
- Distrito : Chaca.
- Provincia : Huanta.
- Altitud : 3,635 msnm.
- Dosis : 30 g de tierra micorrizada/planta

2.7. FACTORES ESTUDIADOS

a) Fuentes de inóculo

- Tierra micorrizada.
- Solución de esporas de *Suillus luteus*.

b) Niveles de inóculo para cada fuente

Los niveles de inóculo utilizados fueron las siguientes:

- **Tierra micorrizada:** 20, 30 y 40 g de tierra micorrizada/planta, respectivamente.
- **Solución de esporas de *Suillus luteus*:** 0.1, 0.2 y 0.3 g de cuerpo fructífero seco de *Suillus luteus* triturado/7.5ml/planta, respectivamente.

2.8. TRATAMIENTOS

Tabla 2.2. Fuentes y niveles de inóculo micorrícico en la producción de *Pinus radiata*. Paquecc (2,510 msnm). Huanta - Ayacucho.

Número de tratamientos	Fuentes de inóculo	Dosis de inoculación de TM y SE	Código
1	1	0	Testigo
2	2	20 g TM/planta	TM ₁
3	2	30 g TM/planta	TM ₂
4	2	40 g TM/planta	TM ₃
5	3	0.1 g CF de <i>Suillus luteus</i> /7.5 ml/planta	SE ₁
6	3	0.2 g CF de <i>Suillus luteus</i> /7.5 ml/planta	SE ₂
7	3	0.3 g CF de <i>Suillus luteus</i> /7.5 ml/planta	SE ₃

Dónde:

TM = Tierra micorrizada

SE = Solución esporal (*Suillus luteus*)

CF = Cuerpo fructífero (*Suillus luteus*)

2.9. DISEÑO EXPERIMENTAL Y ANÁLISIS ESTADÍSTICO

Se utilizó el diseño estadístico anidado no balanceado (un factor posee distinto número de niveles), modelo equilibrado (mismo número de observaciones), el análisis corresponde a dos factores, el factor de nivel B (niveles de inoculación), depende de un cierto nivel de A (fuentes de inóculo); en este caso diremos que el factor B está anidado en el factor A, y con B_j (i) indicaremos que el j-ésimo nivel de B corresponde al i-ésimo de A., cada nivel tiene 4 observaciones. La unidad experimental estuvo conformada por 14 plántulas de pino en bolsas.

Tabla 2.3. Modelo matemático jerárquico con un factor anidado no balanceado, modelo equilibrado.

Testigo	Tierra micorrizada			Solución esporal		
↓	↙	↓	↘	↙	↓	↘
T	TM ₁	TM ₂	TM ₃	SE ₁	SE ₂	SE ₃
OBS. 1	OBS. 1	OBS. 1	OBS. 1	OBS. 1	OBS. 1	OBS. 1
OBS. 2	OBS. 2	OBS. 2	OBS. 2	OBS. 2	OBS. 2	OBS. 2
OBS. 3	OBS. 3	OBS. 3	OBS. 3	OBS. 3	OBS. 3	OBS. 3
OBS. 4	OBS. 4	OBS. 4	OBS. 4	OBS. 4	OBS. 4	OBS. 4

Con los resultados de las variables evaluadas se realizaron los análisis de variancia (ANOVA) y la prueba de contraste de Duncan. Se utilizaron los programas Statistical Analysis System (SAS), Statistical Package for the Social Sciences (SPSS) y el programa Office Excel.

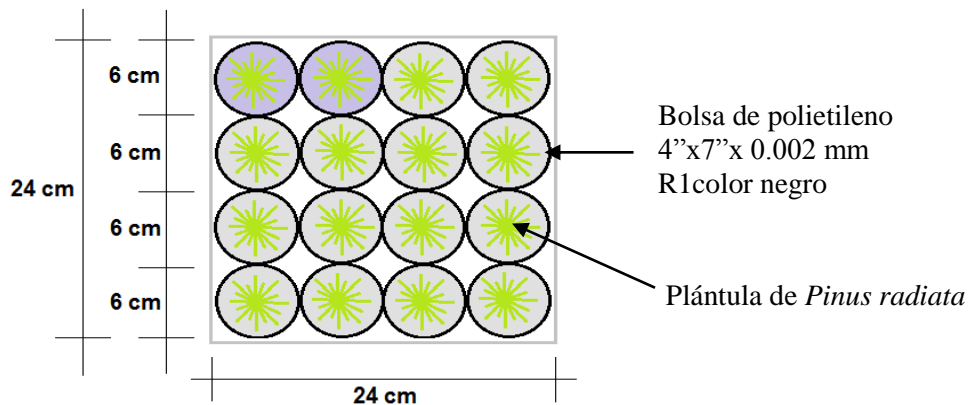
2.10. DESCRIPCIÓN DEL CAMPO EXPERIMENTAL

a) Características del campo experimental

- Número de unidades experimentales : 28
- Ancho de campo experimental : 0.84 m
- Largo de campo experimental : 2.88 m
- Área libre y de protección : 0.61 m²
- Área total de unidades experimentales : 1.61 m²
- **Área total del campo experimental : 2.218 m²**

b) Características de la Unidad Experimental

- Número de bolsas por unidad experimental : 14
- Número de plantas por bolsa : 01
- Ancho de la unidad experimental : 24 cm.
- Largo de la unidad experimental : 24 cm.
- **Área de cada unidad experimental : 576 cm²**



En el croquis (vista superior), se observa la unidad experimental conformado por 14 plántulas de *Pinus radiata* contenidos en bolsas de polietileno, existen 02 plántulas de *Pinus radiata* en bolsas, que tienen las mismas características del resto, pero no fueron considerados dentro de las muestras, estas cumplieron la función de reemplazo, si es que llegase a suceder algún daño mecánico a alguna plántula que conforman la unidad experimental, acción que no se produjo.

2.11. CROQUIS DEL CAMPO EXPERIMENTAL

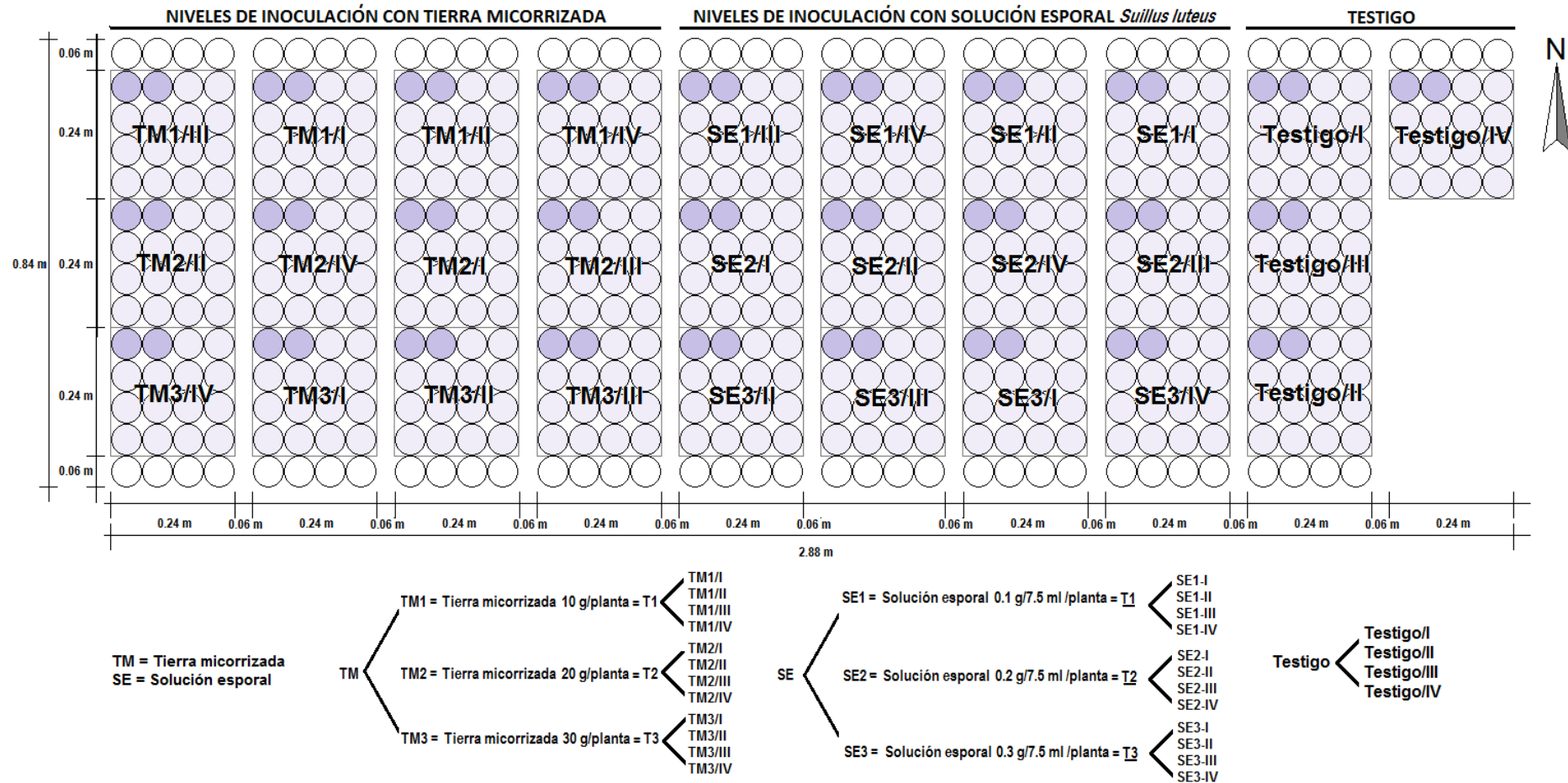


Figura 2.4. Croquis del campo experimental.

2.12. VARIABLES EVALUADAS

Tabla 2.4. Variables evaluadas de la planta y de la micorriza

Determinación	Variable evaluada	Elemento muestral	Número de plantones evaluados	Periodicidad de la evaluación
Variables evaluadas de la planta				
Crecimiento	Altura (cm)	Plantón (parte aérea)	4	Una vez a los 180 días
	Diámetro del cuello (mm)	Plantón (parte aérea)	4	Una vez a los 180 días
	Longitud de raíz (cm)	Plantón (raíz)	4	Una vez a los 180 días
Biomasa	Peso seco de la parte aérea (g)	Plantón (parte aérea)	4	Una vez a los 240 días
	Peso seco de la raíz (g)	Plantón (raíz)	4	Una vez a los 240 días
Aspecto sanitario	Color y conformación de acículas	Plantón (acículas)	4	Una vez a los 180 días
Interacción de variables: Razón altura/diámetro (A/D), razón tallo/raíz (T/R) e índice de calidad de Dickson (ICD)				
Variables evaluadas de la micorriza				
Desarrollo de ectomicorrizas	Porcentaje de plantones con micorrizas (%)	Plantón - sustrato	5	Una vez a los 180 días
	Abundancia del sistema micorrícico	Plantón - sustrato	5	Una vez a los 180 días

2.12.1. Del pino

A. Altura (m)

En la parcela experimental, luego de 6 meses, se evaluó la altura de la planta desde el ápice hasta el cuello de la raíz, con la ayuda de una regla graduada. Se tomó 4 plantones por tratamiento.

B. Diámetro del cuello (mm)

En la parcela experimental, luego de 6 meses, se evaluó el diámetro del cuello de los plantones, utilizando un vernier. Se tomó 4 plantones por tratamiento.

C. Longitud de raíz (cm)

En la parcela experimental se determinó la longitud de la raíz por planta con la ayuda de una regla graduada, para ello finalizado el experimento se evaluó al azar 4 plántones de pino por tratamiento.

D. Peso seco de la parte aérea y peso seco de la raíz (g)

Al final del experimento, se expuso a temperatura ambiente durante 02 meses, 04 plántones de *Pinus radiata* ya desprovistos del pan de tierra y con la ayuda de una balanza de precisión se calculó el peso seco de la parte aérea y el peso seco de las raíces.

E. Color y conformación de acículas.

A los 6 meses de instalado el experimento, se observó el color de las acículas (verde oscuro o verde amarillo), según sea el caso, así como la conformación de las mismas.

Con los datos obtenidos de altura, diámetro de cuello, peso seco de la parte aérea y peso seco de la raíz, se calcularon las siguientes interacciones de variables:

- Razón altura/diámetro (A/D)
- Razón tallo/raíz (T/R)
- Índice de calidad de Dickson (ICD)

2.12.2. De la micorriza

A. Porcentaje de plántones con micorrizas

En la parcela experimental se determinó el porcentaje de plántones con micorrizas, para ello finalizado el experimento se eligió al azar 5 plántones de pino por cada tratamiento y se observó a simple vista si presentan sistemas micorrícicos (micelio, manto fúngico, raicillas modificadas), alrededor del cepellón de la raíz al quitarles cuidadosamente la bolsa de polietileno, determinándose el porcentaje para cada tratamiento.

B. Abundancia del sistema micorrícico

En la parcela experimental, luego de 6 meses, se realizó la evaluación de la abundancia de los sistemas micorrícicos alrededor del cepellón de la raíz, clasificándolo según lo indicado por Agerer (2004). Ver figura 2.5.

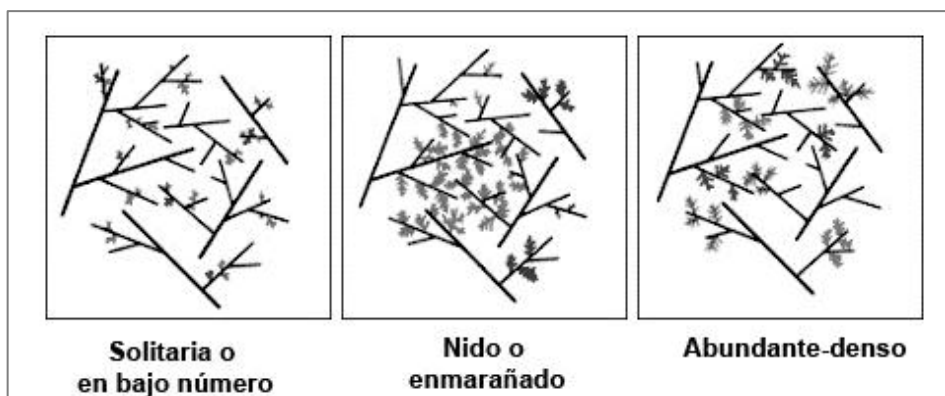


Figura 2.5. Clasificación de abundancia del sistema micorrícico. Fuente: Agerer (2004)

2.13. CONDUCCIÓN DEL EXPERIMENTO

2.13.1. Preparación del terreno

La preparación del terreno se realizó en el vivero forestal de Paquecc, para lo cual se hicieron las actividades de limpieza, trazo y replanteo (camas de almácigo, repique y calles), nivelado y apisonado de manera manual, se dejó una pendiente de 0.2%, para el adecuado drenaje del agua. Además se tuvo en cuenta que el vivero deberá tener las siguientes secciones:

- Sección de germinación; llamado también camas de almácigo o semilleros.
- Sección de crecimiento o camas de repique.
- Sección de preparación de sustrato.
- Almacén.
- Otros elementos: Caminos, senderos y acequias.

2.13.2. Construcción de la cama de almácigo

La cama de almácigo se construyó sobre el nivel del suelo, teniendo en cuenta las siguientes especificaciones.

- Largo: 3 m.
- Ancho: 1 m.
- Altura: 0.20 cm.
- Pendiente del 0.2% (drenaje).

2.13.3. Construcción de camas de repique

Se construyó a nivel del suelo con un ancho de 0.84 m y un largo de 2.88 m, haciendo un área total de 2.22 m². Las camas son sobre el nivel del suelo, las bolsas de sustrato

con plántulas son protegidas por estacas de madera de 1.5” de diámetro y 0.40 m de longitud, las que están unidas mediante dos hiladas de alambre negro N° 14, alrededor de la cama de repique.

2.13.4. Instalación del tinglado

Debido a que el experimento se realizó en un vivero forestal ya previsto de palos rollizos y tensores ya instalados, solo se tendió la malla Rashell (Tipo 65% color verde) a una altura de 2 m, para proteger a las plantas de los agentes bióticos y abióticos desfavorables para el normal crecimiento de las plántulas. Así mismo, en todo el perímetro se colocaron malla arpillera color negro, esto, para aumentar las condiciones de temperatura dentro del vivero, que facilitaron el crecimiento y desarrollo de los plántones de pino.

2.13.5. Preparación de sustrato para almácigo

Se utilizó la mezcla de tierra negra y arena fina en una proporción de 2:1 respectivamente. En primer lugar, se tamizó los componentes del sustrato de manera separada en una zaranda metálica de ½” x ½”, con la finalidad de eliminar las piedras, los restos de raíces u otros objetos extraños para así obtener un sustrato adecuado y que reúna las condiciones apropiadas para la germinación de las semillas. Una vez tamizado, se mezcló completamente la tierra negra y la arena fina hasta obtener una apariencia homogénea.

Luego se procedió a desinfectar el sustrato con de 10 ml de formol comercial (40%) disuelto en medio litro de agua, para desinfectar 0.5 m² de sustrato, con la ayuda de una regadera, luego, se cubrió herméticamente con un plástico negro por 3 días, al cabo del cual, se dejó a la intemperie para que oree por un día.

Finalmente, se depositó una capa de grava de 4 cm en la base de la cama de almácigo, con la finalidad de permitir el drenaje del exceso de agua, luego se depositó el sustrato desinfectado, nivelándolo suavemente hasta una altura de 15 cm.

2.13.6. Almacigado de semillas

Previo a la siembra de las semillas de *Pinus radiata*, se remojaron en agua por un lapso de 3 días, para romper la latencia, se escurrió el agua, se secó y se aplicó Vitavax-300

(Flutolanil + Captan), en una dosis de 4 g/kg de semilla, mezclando el producto con las semillas de pino antes de ser distribuidas uniformemente en la cama de almácigo, tapándolas con el sustrato a una altura de 1cm, luego se procedió a regar las camas de almácigo con una regadera y finalmente, se tapó con una arpillera negra para estimular la germinación.

2.13.7. Preparación y acarreo de sustrato para repique

Se utilizó una mezcla de tierra negra, tierra agrícola y arena fina en una proporción de 3:2:1 respectivamente. En primer lugar, se tamizó los componentes del sustrato de manera separada en una zaranda metálica de ½" x ½", con la finalidad de eliminar las piedras, los restos de raíces u otros objetos extraños para así obtener un sustrato adecuado y que reúna las condiciones apropiadas para el desarrollo de las raíces. Luego, se mezclaron los componentes hasta obtener 3 m² de sustrato que fue desinfectado con 60 ml de formol comercial 40% diluido en 3 litros de agua con la ayuda de una regadera y luego se cubrió completamente con un plástico negro por 3 días, al cabo de los cuales, se dejó a la intemperie para que se oree por un día.

Finalmente la mezcla fue transportada a las camas de repique por medio de una carretilla, para facilitar de esta manera el embolsado del sustrato y posterior enfilado.

2.13.8. Embolsado de sustrato e enfilado de bolsas

Se utilizó bolsas de polietileno 4"x7"x 0.002 mm, baja densidad (R₁), color negro con capacidad de 579.6 cm³/bolsa. Se embolsó sin mucha compactación dando tres golpecitos con los dedos y varias sacudidas rápidas sobre el suelo, con lo cual se obtuvo un buen embolsado con la forma cilíndrica característica hasta una altura de 16.5 cm, dejando un espacio para que el agua de riego repose y filtre hasta la base de la bolsa

Una vez concluida el embolsado se colocaron de manera ordenada en filas. Se consideró 14 bolsas por fila los cuales ocuparon un ancho de 0.8 m, para facilitar las labores de repique, deshierbo y riego de los plantones.

2.13.9. Fuentes de inóculo micorrízico

Se emplearon 2 fuentes de inóculo micorrízico.

a) Suelo micorrizado

La tierra micorrizada se obtuvo del bosque de pinos de la comunidad de Palcca - distrito de Chaca - Huanta, para extraer la fuente, en primer lugar se observó la fructificación del hongo micorrízico *Suillus luteus*, ya localizada la fuente se eliminó la capa superficial de los rastrojos y suelo del bosque, luego se procedió a extraer de la zona ya limpia una capa de suelo de 30 cm de espesor aproximadamente, la cual contiene estructuras vivas del hongo micorrízico. Se tuvo en cuenta que la tierra a extraer debe de estar húmeda lo cual asegura la presencia de las hifas y otras estructuras del hongo vivas, se procedió al tamizado y guardado en costales, este trabajo se realizó a tempranas horas de la mañana, evitando de esta manera la incidencia directa de los rayos solares que causarían la muerte de gran parte del inóculo. Durante la extracción del suelo micorrizado hasta el momento del repique, el suelo extraído se mantuvo húmedo y bajo la sombra.

b) Inóculo comercial

Se adquirió el inóculo micorrízico comercial – *Suillus luteus*, cuya presentación es en bolsas de 1 Kg (cuerpos fructíferos triturados). Costo del producto S/. 100.00/bolsa. Aplicación para 5 millares de plántulas aprox.

2.13.10. Repique

Previo al repique se regó la cama de almácigo para facilitar la extracción de las plántulas. Hecho lo anterior se trasladaron las plántulas de pino de la cama de almácigo hacia las bolsas de polietileno, esta actividad se realizó después de 25 días de instalado el almácigo, antes que desarrollen las raicillas secundarias.

Antes de colocarlos en los hoyos se podaron las raicillas de las plántulas a una misma longitud y se desinfectó para evitar la chupadera remojando por un lapso de 30 segundos en Vitavax-300 (Flutolanil + Captan), en una dosis de 5 g /l de agua.

2.13.11. Micorrización

La inoculación se realizó al momento del repique, aplicando las dosis preestablecidas de las dos fuentes de inóculo.

a) Inoculación con tierra micorrizada

Los hoyos fueron hechos considerando el volumen de tierra micorrizada a colocar en cada dosis (20g, 30g y 40g/bolsa). Una vez que las plántulas fueron colocadas adecuadamente en los hoyos se procedió a depositar la tierra micorrizada, finalmente se realizó un riego ligero. (Ver figura 2.6)

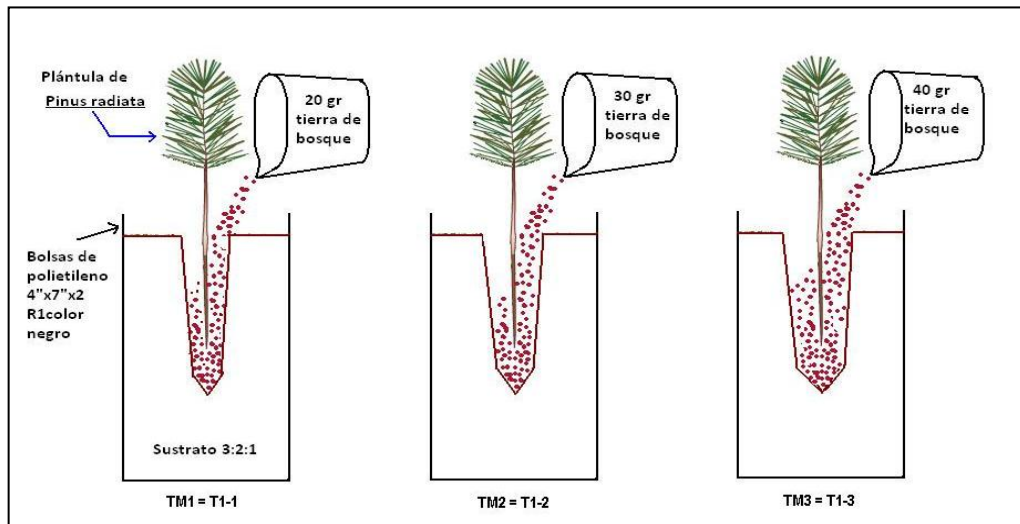


Figura 2.6. Tratamientos con tierra micorrizada. 3 dosis: TM₁ = 20, TM₂ = 30, TM₃ = y 40 g.

b) Inoculación mediante inóculo micorrícico comercial

Para la obtención de los niveles de inoculación se tuvo en consideración la dosis recomendada en el producto comercial (cuerpo fructíferos triturados de *Suillus luteus*) que es 0.2 g de inóculo/planta (segundo nivel), a ésta se le sumó y restó 0.1 g para la obtención del primer y tercer nivel respectivamente (S1 = 0.1 g/planta, S2 = 0.2 g/planta y S3 = 0.3 g/planta), con estas dosis se obtuvo las cantidades totales por cada tratamiento (S1n = 5.6 g, S2n = 11.2 g y S3n = 16.8), para los cálculos se hizo uso de una balanza gramera digital de 0.1 g de precisión. La solución esporal se obtuvo mezclando las porciones calculadas de micorriza comercial por tratamiento y agua destilada desionizada, para lo cual se vertió en 03 recipientes graduados las porciones de inóculo y se mezcló con 420 ml de agua desionizada hasta obtener un color verde-marrón uniforme (S1n = 5.6 g/420 ml de H₂O, S2n = 11.2 g/420 ml de H₂O y S3n = 16.8 g/420 ml de H₂O.)

Una vez lista la solución esporal, se tomaron las plántulas de pino previamente desinfectadas y fueron colocadas en los hoyos realizados en el sustrato embolsado, se

aseguró que las plántulas estuvieran bien posicionadas de manera vertical sin las raicillas dobladas. Luego se procedió a verter a través de una jeringa graduada, 7.5 ml de solución en las 56 plántulas de cada tratamiento con concentraciones de 0.1 g /7.5 ml de H₂O /planta, 0.2 g /7.5 ml de H₂O/planta y 0.3 g /7.5 ml de H₂O /planta. Finalmente se rellenaron los hoyos con sustrato y se regó ligeramente. Se muestra el procedimiento en la figura 2.7.

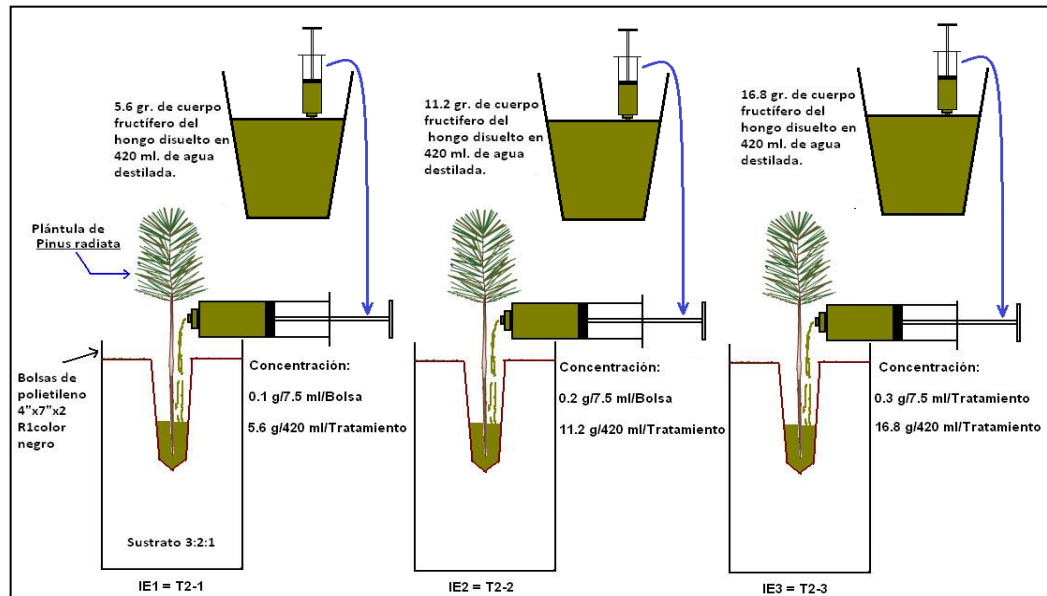


Figura 2.7. Tratamientos con solución de esporas de *Suillus luteus*. 3 niveles: SE₁ = 0.1 g/7.5 ml/planta, SE₂ = 0.2 g/7.5 ml/planta, SE₃ = y 0.3 g/7.5 ml/planta.

2.13.12. Riego

La frecuencia y cantidad de agua para el riego dependió del estado fisiológico de la planta, determinado por la presencia de lluvias. El riego se realizó siempre en las primeras horas de la mañana. El riego en el almácigo fue solo con regadera y en las camas de repique se realizó con manguera, pero a manera de lluvia procurando no dañar las plántulas.

2.13.13. Prevención y control de plagas y enfermedades

Para evitar el ataque de los hongos que producen la chupadera del pino se realizaron prácticas culturales como la desinfección del sustrato, la dotación necesaria de agua y la utilización del sustrato poroso. Se aplicó el producto comercial Vitavax-300 (Flutolanil + Captan) a la siembra y al momento del repique para controlar la chupadera fungosa, según se indican en los numerales 2.12.7 (Almacenamiento de semillas) y 2.12.10 (Repique).

Para prevenir y el ataque de los grillos, que pudieron dañar los tallos y hojas de las plántulas de *Pinus radiata* en la cama de almácigo, se utilizó el producto comercial Cyperklin 25 (Cypermethrin), en una dosis de 15 ml/moch. La aplicación se efectuó cuando emergieron las plántulas (8 días de sembradas en la cama de almácigo).

CAPÍTULO III

RESULTADOS Y DISCUSIÓN

3.1. ALTURA DE PINO

Tabla 3.1. Análisis de variancia de la altura de plantón de pino a 6 meses después del repique, en las diferentes fuentes y niveles de inoculación. Huanta 2,510 msnm.

F. Variación	GL	SC	CM	Fc	Pr>Fc
Fuentes de inóculo	2	582.230	291.115	44.531	<0.000 **
Niveles	4	10.603	2.651	0.405	0.803 ns
Error	21	137.285	6.537		
Total	27	730.119			

C.V. = 9.72 %

La tabla 3.1, muestra el análisis de variancia de la altura de plantón de pino a 6 meses después del repique, en las diferentes fuentes y niveles de inoculación donde se observa que existe alta significación estadística entre las fuentes de inóculo micorrícico, lo que indica que una de las fuentes de inóculo es diferente al otro, por lo tanto para saber cuál de ellos es superior se efectuó la prueba de contraste de Duncan, la misma que se presenta en la figura 3.1, donde se observa que el inóculo tierra micorrizada (31.3 cm de altura de plantón) es superior estadísticamente al inóculo solución esporal (23.6 cm de altura) y al testigo que solo alcanzó 19.4 cm de altura.

Respecto al resultado entre los niveles se observa que no existe significancia lo que nos indica que las alturas de los plantones considerando los niveles son iguales estadísticamente en cada inóculo. De los resultados obtenidos se debe hacer hincapié en el sentido de que se logra la micorrización con las dos fuentes de inóculo estudiados, influenciando positivamente en el crecimiento de los plantones, las que difieren significativamente al compararlos con el testigo.

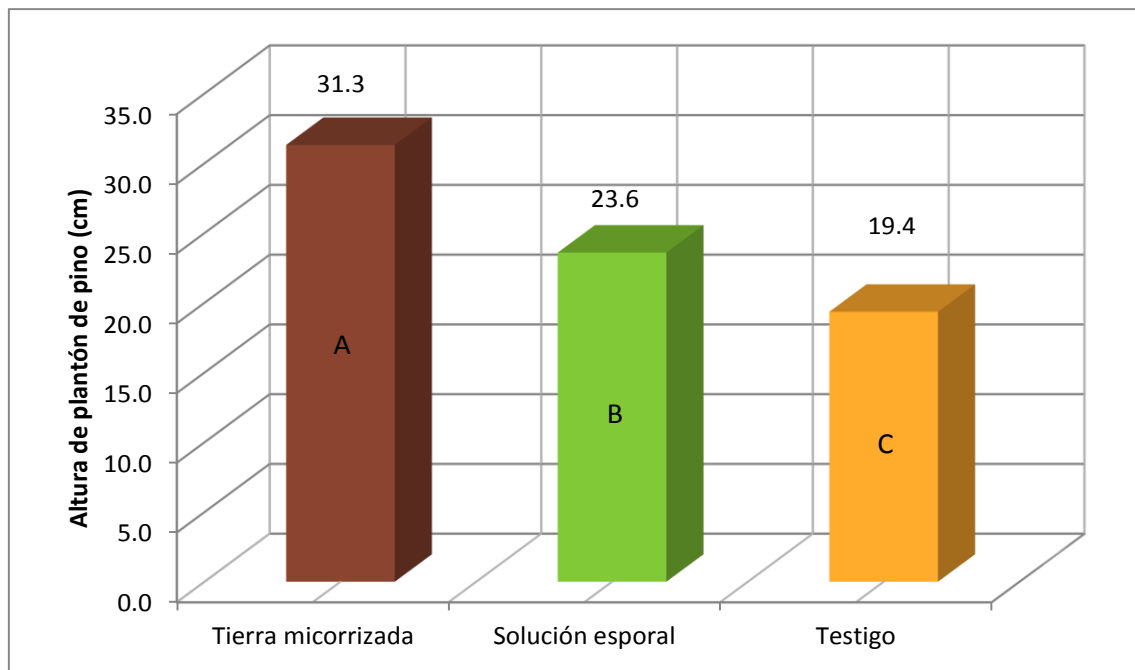


Figura 3.1. Prueba de Duncan de la altura promedio de plantón de pino alcanzado a los seis meses. Huanta a 2,510 msnm.

Al respecto, Chung (2005) menciona que para la obtención del inóculo, se toma parte del hongo, el cual es capaz de crecer y formar una relación simbiótica con las raíces de los árboles. Se pueden producir diferentes tipos de inoculantes micorrícicos (esporas, micelio, raíces colonizadas, otros) cuyos resultados estarán en función del tipo de hongo a utilizar, y las formas de aplicación.

Del mismo modo, Quiroz et al. (2009) mencionan que la variable altura se relaciona con su capacidad fotosintética y su superficie de transpiración. Las plantas más altas pueden lidiar mejor con la vegetación competidora, aunque esto implica una buena salud fisiológica y un sistema radicular adecuado. Esta variable se expresa generalmente en centímetros (cm). Por ello, es una variable que aporta información muy valiosa y es fácil de medir. Se ha determinado que existe correlación entre la altura al momento de plantación, la supervivencia y el crecimiento posterior en varias especies. Por ello, es preferible considerar que la planta seleccionada en vivero tenga la altura que le permita competir y desarrollarse en campo.

Además, los resultados obtenidos a los seis meses contrastan notablemente con los de Chávez et al. (2009) quienes evaluaron el parámetro de largo de tallo en plántulas de *Pinus radiata* utilizando como inóculo esporal *Suillus luteus*, al cabo de 11 meses de

edad, obtuvieron una altura promedio de 15.5 cm., y utilizando inóculo micelar líquido (IML) obtuvieron una altura de 17.4 cm. Valores inferiores al presente trabajo y que puede deberse a varios factores, tal como indica Chung (2005).

- El estatus fisiológico de la planta, su edad y posiblemente la presencia de otros hongos que formen micorrizas.
- Las condiciones fisiológicas del hongo y la disponibilidad de carbono que cuente.
- Manipulación del inóculo, tanto en laboratorio como en el vivero.

Alarcón (2013) evaluó el parámetro de altura de plántones de *Pinus radiata* durante 9 meses de edad, inoculadas con tres especies de hongos mediante solución esporal, entre ellas *Suillus* ssp, obteniendo al sexto mes una altura de 19.5 cm y el testigo solamente alcanzó de 7.5 cm de altura. En la presente investigación a los 6 meses después del repique se obtuvo una altura promedio de 31.3 cm con la tierra micorrizada, 23.6 cm con el inóculo esporal y 19.4 cm con el testigo, estos resultados superan notablemente los resultados obtenidos por Alarcón.

Asimismo, Melgarejo (2017) evaluó la altura de plántones de *Pinus radiata* de 5 meses de edad, tratadas con varias técnicas de inoculación entre ellas con el uso de tierra micorrizada y la suspensión de esporas con la especie *Boletus edulis*. Los plántones inoculados con tierra micorrizada obtuvieron una altura promedio de 25.20 cm, mientras que con la suspensión de esporas se obtuvo una altura promedio de 18.60 cm y el testigo obtuvo una altura promedio de 11 cm. Valores inferiores a los obtenidos en el presente trabajo.

3.2. DIÁMETRO DEL CUELLO DE PINO

Tabla 3.2. Análisis de variancia del diámetro del cuello de plánton de pino a 6 meses después del repique, en las diferentes fuentes y niveles de inóculo de hongos micorrícicos. Huanta 2510 msnm.

F. Variación	GL	SC	CM	Fc	Pr>Fc
Fuentes de inóculo	2	3.652	1.826	31.888	<.000 **
Niveles	4	0.047	0.012	0.204	0.933 ns
Error	21	1.203	0.057		
Total	27	4.901			

C.V. = 8.80 %

La tabla 3.2, muestra el análisis de variancia del diámetro del cuello de plantón de pino a 6 meses después del repique, en las diferentes fuentes y niveles de inoculación donde se observa que existe alta significación estadística entre las fuentes de inóculo micorrícico, lo que indica que una de las fuentes de inóculo es diferente al otro, por lo tanto, para saber cuál de ellos es superior se efectuó la prueba de contraste de Duncan, la misma que se presenta en la figura 3.2, en la cual se muestra que el inóculo tierra micorrizada (3.10 mm de diámetro de plantón) es superior estadísticamente al inóculo solución esporal (2.54 mm de diámetro) y al testigo que alcanza 2.10 mm.

Respecto al resultado entre los niveles se observa que no existe significancia lo que nos indica que los diámetros de cuello de los plantones considerando los niveles son iguales estadísticamente en cada fuente.

El coeficiente de variación muestra un valor de buena precisión en las repeticiones que hacen muy confiable los resultados obtenidos.

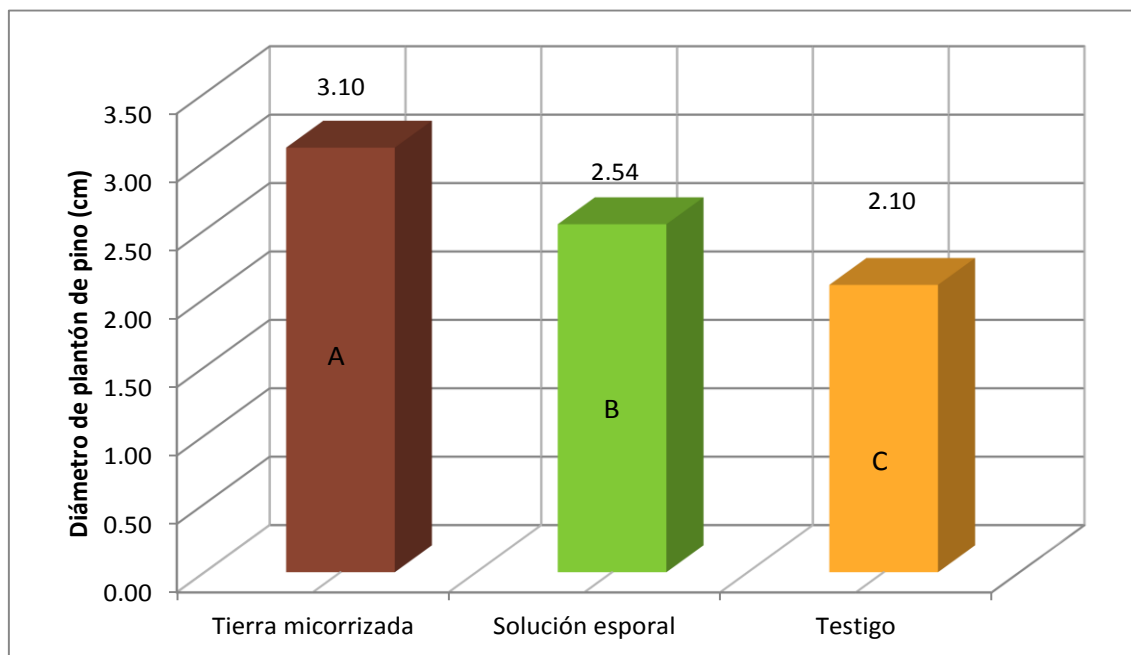


Figura 3.2. Prueba de Duncan del diámetro del cuello de plantón de pino a los seis meses después del repique. Huanta a 2,510 msnm.

Respecto a los resultados Camey (2014) señala que esta variable es importante, porque se debe asegurar que la planta posea un buen tallo para su sostenimiento y lograr su supervivencia a la hora de trasladarla del invernadero al campo definitivo.

Asimismo, para Sáenz et al. (2010) el diámetro del cuello de la planta, es la característica de calidad más importante que permite predecir la supervivencia de la planta en campo; define la robustez del tallo y se asocia con el vigor y el éxito de la plantación. El diámetro es fácil de medir y da una aproximación de la sección transversal del transporte de agua, de la resistencia mecánica y de la capacidad relativa para tolerar altas temperaturas en la superficie del suelo.

Además indica que el diámetro permite predecir en gran medida la supervivencia de la planta en campo, especialmente cuando se incluye una estimación de la biomasa de la raíz, aparentemente el diámetro es un buen indicador del comportamiento de la altura y ambos definen la producción de biomasa de la parte aérea y la raíz. En diferentes estudios se ha encontrado que los brinzales con diámetro mayor tienen tasas de supervivencia más altas y se indica que ésta aumenta de 5 a 7% por cada milímetro de incremento en el diámetro de los mismos.

Alarcón (2013) evaluó el parámetro de diámetro del cuello de plántones de *Pinus radiata* durante 9 meses de edad, inoculadas con tres especies de hongos mediante solución esporal, entre ellas *Suillus* ssp, obteniendo al sexto mes un diámetro de 3.3 mm y el testigo alcanzó un diámetro de 2.3 mm. Estos valores son ligeramente superiores a los obtenidos en el presente trabajo que es de 3.10 mm con tierra micorrizada, 2.54 mm con solución esporal y 2.10 mm con el testigo.

De mismo modo, Melgarejo (2017) evaluó el parámetro de diámetro de plántones de *Pinus radiata* de cinco meses de edad, tratadas con varias fuentes de inoculación entre ellas con tierra micorrizada y la suspensión de esporas de *Boletus edulis*. Los plántones inoculados con tierra micorrizada obtuvieron un diámetro 4.0 mm de diámetro, mientras que con la suspensión de esporas se obtuvo un diámetro promedio de 2.7 mm y el testigo alcanzó un diámetro de 1.7 mm. Estos resultados son superiores a los obtenidos en el presente trabajo.

3.3. LONGITUD DE RAÍZ

Tabla 3.3. Análisis de variancia de la longitud de raíz de plantón de pino a 6 meses después del repique, en las diferentes fuentes y niveles de inóculo de hongos micorrícicos. Huanta 2510 msnm.

F. Variación	GL	SC	CM	Fc	Pr>Fc
Fuentes de inóculo	2	1255.190	627.595	3.363	<.0496 ns
Niveles	4	1178.667	294.667	1.579	<0.208 ns
Error	21	3919.000	186.619		
Total	27	6352.857			

C.V. = 27.01 %

En la tabla 3.3, se presenta el análisis de variancia de la longitud de raíz de plantón de pino a 6 meses después del repique, en la cual se observa que no existe diferencia estadística en las fuentes de inóculo ni en los niveles analizados dentro de cada fuente. El coeficiente de variación, indica una gran variabilidad dentro de este componente en las repeticiones de un mismo nivel y fuente. Sin embargo, fue importante realizar la prueba de contraste de Duncan para observar en la figura 3.3, que no existe diferencia estadística entre las fuentes de inóculo. Sin embargo, existen diferencias numéricas entre el suelo micorrizado (58 cm), la solución esporal (46.42 cm) y el testigo (40.75 cm).

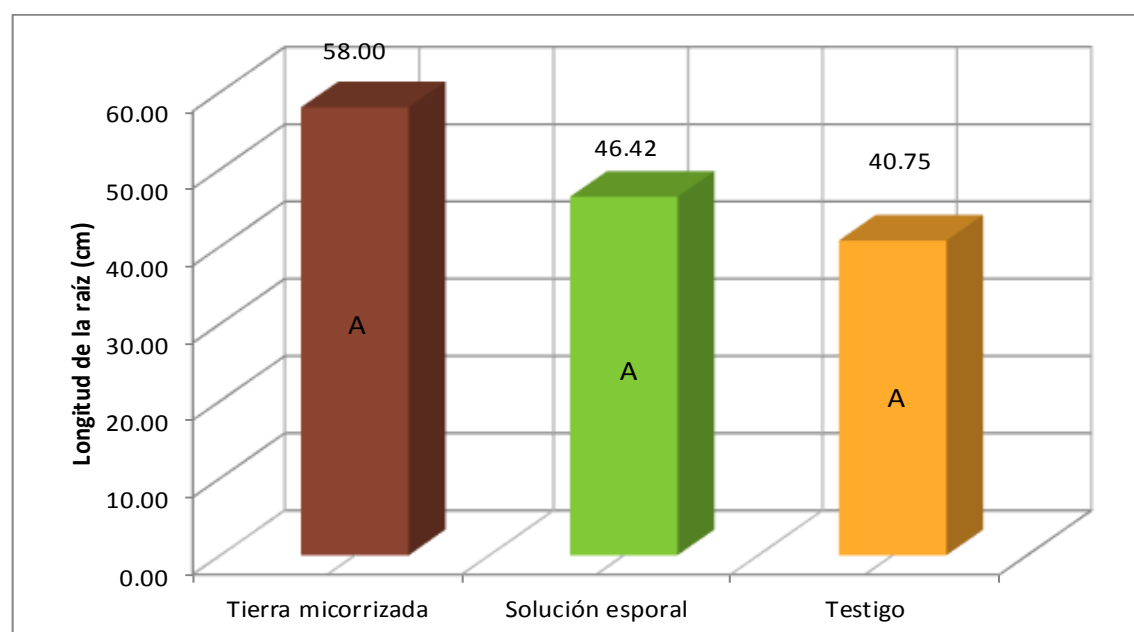


Figura 3.3. Prueba de Duncan de la longitud de raíz de plantón de pino a 6 meses después del repique. Huanta a 2,510 msnm.

Un aspecto a tener en cuenta es la realización de dos remociones de bolsas y podas de raíces durante el proceso de crecimiento de los plantones de *Pinus radiata*, esta actividad paralizó el crecimiento continuo de la raíz principal por lo que los datos obtenidos al final de la investigación no fueron los que hubiésemos deseado.

Peña (2010) evaluó durante 9 meses plántulas de *Pinus radiata* inoculadas con el hongo micorrícico *Tuber magnatum*, los valores promedio para la longitud de raíz fueron 33,23 cm., en T₁ (testigo) y 35,37 cm., en T₂ (inóculo). Los resultados de la presente investigación superan notablemente a los resultados obtenidos por Peña, en menor tiempo. Esta diferencia puede deberse a muchos factores como la temperatura, el tipo de sustrato, dotación de agua, calidad de semilla, nutrientes, manejo cultural, etc.

Peña (2010) indica que el aumento radical que genera la micorrización se expresa generalmente en volumen lateral, por lo que el largo no dice mucho con respecto a la ventaja esperable para las plantas inoculadas, por lo que, en cuanto a raíces, un parámetro más significativo es el referente al peso de éstas.

3.4. PESO SECO PARTE AÉREA DEL PINO

Tabla 3.4. Análisis de variancia del peso seco de la parte aérea de plantón de pino a 6 meses después del repique, en las diferentes fuentes y niveles de inóculo de hongos micorrícicos. Huanta 2510 msnm.

F. Variación	GL	SC	CM	Fc	Pr>Fc
Fuentes de inóculo	2	1.442	0.721	30.467	0.000 **
Niveles	4	0.087	0.022	0.916	0.473 ns
Error	21	0.497	0.024		
Total	27	2.026			

C.V. = 9.21 %

En la tabla 3.4 se muestra el análisis de variancia del peso seco de la parte aérea de plantón de pino a 6 meses después del repique donde se observa diferencia altamente significativa entre las fuentes de inóculo, indicándonos de este modo que uno de los inóculos es superior a los otros. En consecuencia, para determinar cuál es superior se realizó la prueba de contraste de Duncan que se muestra en la figura 3.4, donde se observa que la tierra micorrizada con 1.93 g, es superior estadísticamente a la solución

esporal que alcanza 1.53 g y al testigo que alcanza 1.35 g de peso seco de la parte aérea del plantón.

Respecto a los niveles de inoculación no existe diferencia significativa, razón por la cual no se efectuó la prueba de contraste de Duncan.

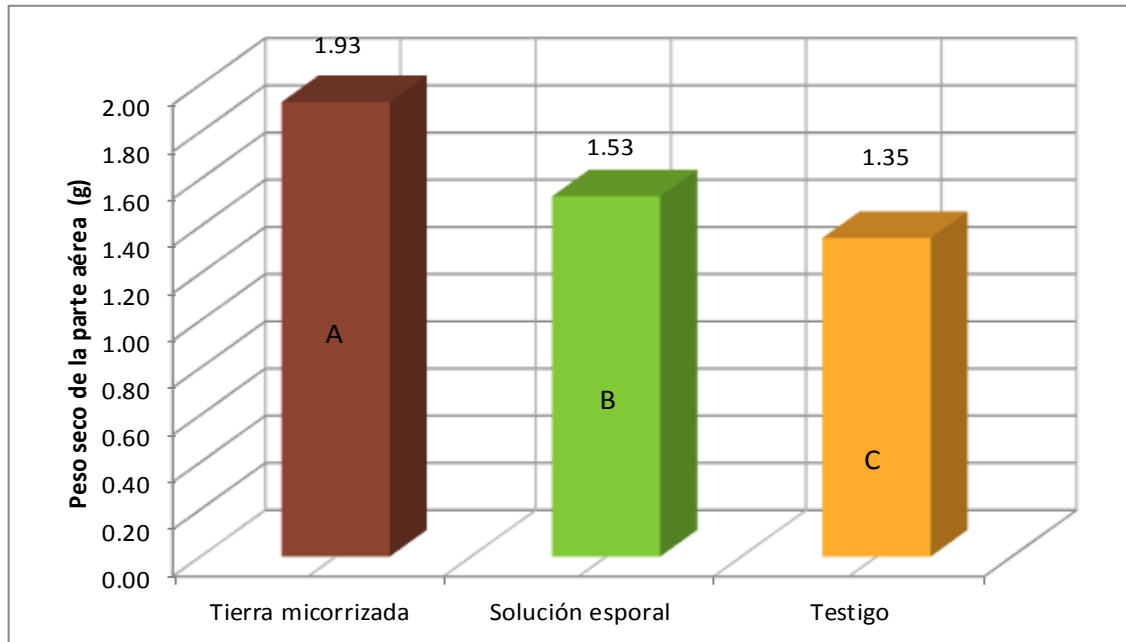


Figura 3.4. Prueba de Duncan del peso seco de la parte aérea de plantón de pino a seis meses después del repique. Huanta a 2,510 msnm.

Los resultados obtenidos en el presente trabajo superan ampliamente a los obtenidos por Chávez et al. (2009) quienes al evaluar plantones de *Pinus radiata* inoculados con *Suillus luteus* a los 11 meses obtuvieron un peso seco promedio de la parte aérea de 1.05 g con inóculo micelar sólido, 0.79 g con inóculo micelar líquido y 0.78 g con inóculo esporal.

Asimismo, Pera (1992) al producir *Pinus pinaster* en contenedor con inóculo micelar de distintos hongos entre ellos *Suillus luteus*, evaluó a los cinco meses y obtuvo un peso seco aéreo promedio de 1.56 g, peso que resulta similar al obtenido con solución esporal de la presente investigación, pero con la diferencia de un mes en la toma de muestra.

3.5. PESO SECO PARTE RADICULAR DEL PINO

Tabla 3.5. Análisis de variancia del peso seco de la parte radicular de plantón de pino a 6 meses después del repique, en las diferentes fuentes y niveles de inóculo de hongos micorrícicos. Huanta 2510 msnm.

F. Variación	GL	SC	CM	Fc	Pr>Fc
Fuentes de inóculo	2	0.234	0.117	3.944	0.035 *
Niveles	4	0.026	0.007	0.223	0.922 ns
Error	21	0.623	0.030		
Total	27	0.884			

C.V. = 16.57 %

En la tabla 3.5 se muestra el análisis de variancia del peso seco de la parte radicular del plantón de pino a 6 meses después del repique, en la cual se observa diferencia significativa entre las fuentes de inóculo, indicándonos de este modo que uno de los inóculos es superior a los otros. Por lo que, para conocer cuál de ellos es superior se realizó la prueba de contraste de Duncan, la misma que se muestra en la figura 3.5, donde se observa que no existe diferencia estadística del suelo micorrizado con la solución esporal, pero sí, con el testigo. Numéricamente la tierra micorrizada, con 1.13 g es superior a la solución esporal que peso 1.01 g y al testigo que alcanza 0.86 g de peso seco.

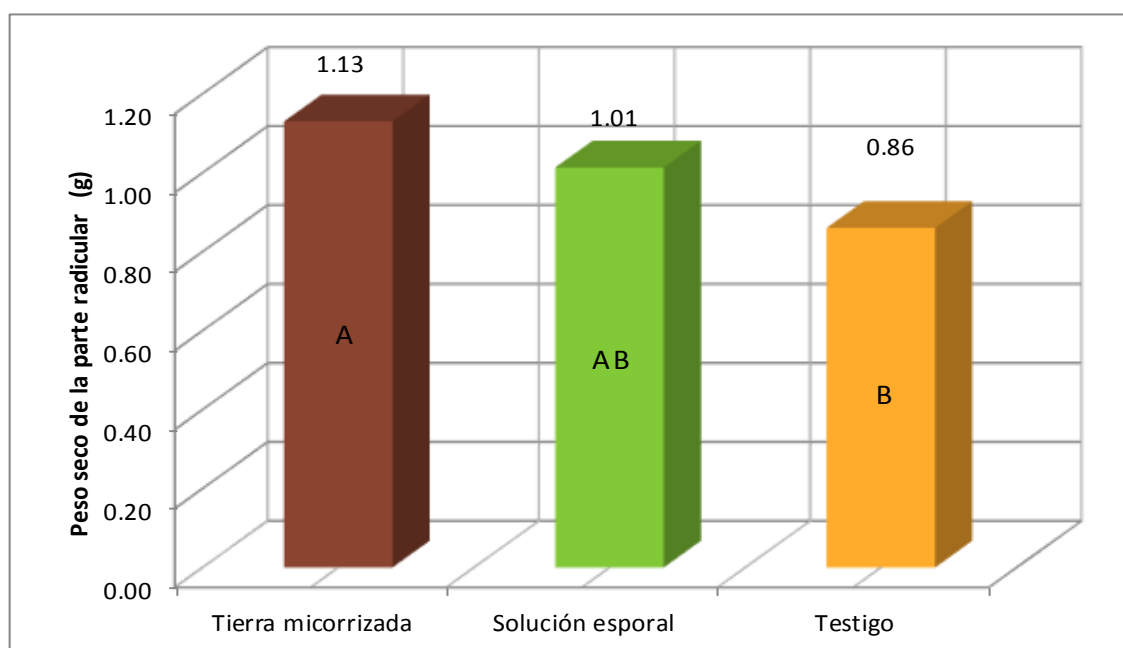


Figura 3.5. Prueba de Duncan del peso seco radicular de plantón de pino a 6 meses después del repique. Huanta a 2,510 msnm.

Referente a los niveles de inoculación no existe diferencia significativa, razón por la cual no se efectuó ningún otro tipo de análisis.

Considerando los resultados obtenidos en el presente trabajo, Turcios (2009) menciona que al haber mayor biomasa radicular se establece una mayor área de contacto entre la raíz y el micelio del hongo, con mayor eficiencia en la absorción de nutrimentos los cuales son trasladados a la planta, reflejándose en un mayor crecimiento a través del tiempo.

Chávez et al. (2008) al evaluar plantones de *Pinus radiata* inoculados con *Suillus luteus* a los 11 meses obtuvieron un peso seco promedio de la parte radicular de 0.49 g con IMS, 0.49 con IML y 0.45 g con IE, los cuales son menores respecto a los resultados del presente trabajo.

Asimismo, Pera (1992) al producir *Pinus pinaster* con inóculo micelar de distintos hongos entre ellos *Suillus luteus*, obtuvo a los cinco meses un peso seco radicular promedio de 0.803 g, peso que resulta inferior al mejor peso obtenido en la presente investigación donde se obtuvo 1.13 g al cabo de 6 meses.

3.6. COLOR Y CONFORMACIÓN DE ACÍCULAS

Al final del experimento las acículas de los plantones de *Pinus radiata*, presentaron un color verde oscuro, aspecto que indican que las plantas lograron hacer simbiosis con el hongo a excepción del testigo que mostró un color verde amarillo, señal de una planta sin o con escasa micorriza, estado que coincide con lo mencionado por Esquivel (1986), Vergara (2004) y Alarcón (2013). Todos los plantones de los niveles de tierra micorrizada y solución esporal presentaron buena conformación de acículas a excepción de los plantones del testigo que solo presento buena conformación de acículas en un 75%. Véase Tabla 3.6 y Figura 3.6.

Tabla 3.6. Color y conformación de acículas por tratamiento.

Tratamiento	Color de acículas	Porcentaje de plantas con buena conformación de acículas (%)
TM1	Verde oscuro	100
TM2	Verde oscuro	100
TM3	Verde oscuro	100
SE1	Verde oscuro	100
SE2	Verde oscuro	100
SE3	Verde oscuro	100
Testigo	Verde amarillento	75

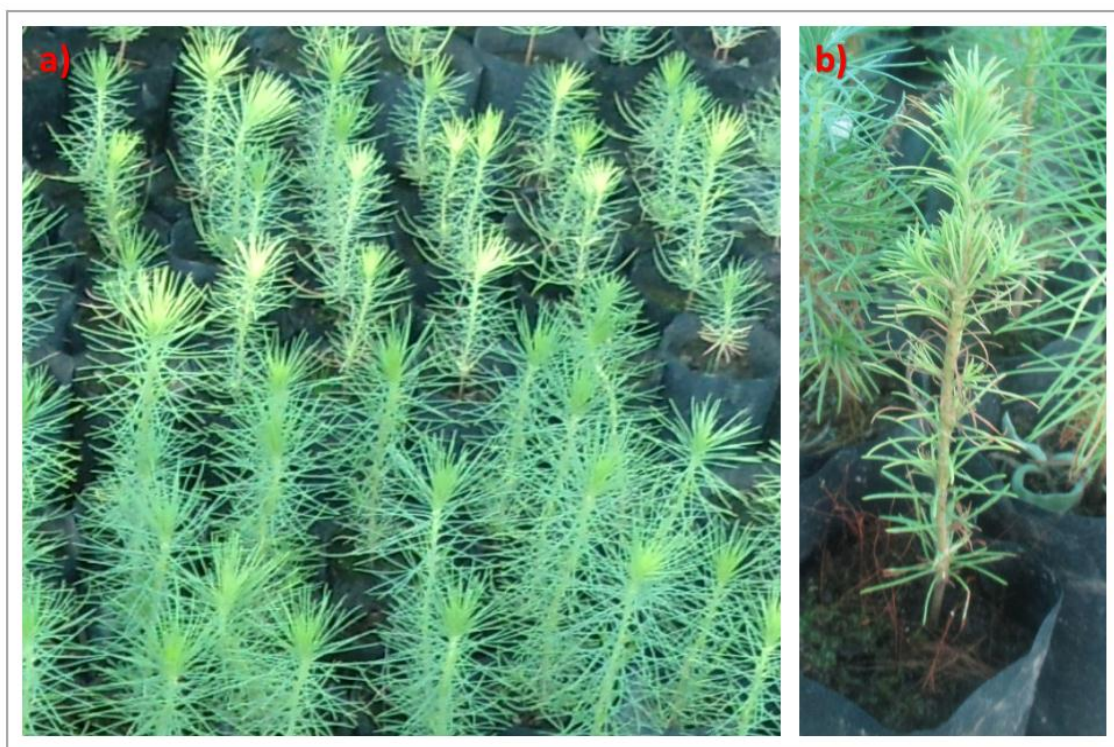


Figura 3.6. a) Diferencia de coloración de acículas de *Pinus radiata* (parte superior plantones de coloración verde amarillo – sin micorriza, parte inferior plantones de coloración verde oscuro – con micorriza). b) Detalle de un plantón con acículas irregulares - Testigo.

3.7. INTERACCIÓN DE VARIABLES

Tabla 3.7. Atributos morfológicos e interacción de variables

Fuente de inoculación	Crecimiento		Biomasa		Razón altura/diámetro (A/D)	Razón tallo/raíz (T/R)	Índice de calidad de Dickson (ICD)
	Altura (cm)	Diámetro de cuello (mm)	Peso seco parte aérea (g)	Peso seco de la raíz (g)			
Tierra micorrizada	31.31	3.10	1.93	1.13	10.09	1.71	0.23
Solución esporal <i>suillus luteus</i>	23.59	2.54	1.53	1.01	9.28	1.51	0.21
Testigo	19.35	2.10	1.35	0.86	9.21	1.57	0.19

En la tabla 3.7, se muestra la interacción de variables, donde se observa la relación razón altura/diámetro (A/D). Al respecto, Toral (1997) citado por Quiroz et al. (2009) señala que valores de la relación razón A/D, entre 5 y 10 indican una mejor calidad de planta, valores sobre 10, indican una planta muy alta. Para nuestro caso se observa que los tratamientos con SE y el testigo se encuentran dentro de los valores aceptables del índice de esbeltez, mientras el tratamiento con TM, dista ligeramente de límite superior en 0.09.

También apreciamos en la tabla 3.7, el índice Tallo/Raíz (ITR). Al respecto, Sáenz et al. (2010) mencionan que una buena relación de Tallo/Raíz, debe fluctuar entre 1.5 y 2.5. Para nuestro caso se observa que el tratamiento con TM, tiene el mejor valor (1.71), mientras que los tratamientos con SE y el testigo (1.51 y 1.57 respectivamente), apenas superan el límite inferior.

Asimismo, la tabla 3.7, muestra el índice de calidad de Dickson (ICD). Referente a ello, Hunt (1990) citado por Chávez et al. (2004) recomienda un índice de Dickson superior a 0.2 para plantas de *Pinus spp.*, y señala que un valor inferior a 0.15 puede significar problemas en el establecimiento de las plantas en campo. Sáenz et al. (2010) mencionan que el índice de calidad de Dickson, es el mejor parámetro para indicar la calidad de planta, ya que expresa el equilibrio de la distribución de la masa y la robustez, evitando seleccionar plantas desproporcionadas y descartar planta de menor altura, pero con mayor vigor. Los tratamientos con TM y SE, poseen valores de 0.23 y 0.21,

respectivamente, valores que se encuentran dentro de los índices de aceptación, mientras que el testigo solo alcanzó 0.19, valor que se encuentra por debajo de lo recomendado por Hunt. El índice de calidad obtenido con el tratamiento de TM, es la que alcanza mejor índice y por lo tanto son los idóneos para plantar en campo definitivo.

3.8. PORCENTAJE DE PLANTONES CON MICORRIZAS

La evaluación del porcentaje de plantones con micorrizas se realizó al final del experimento obteniendo el 100% de plantones con micorriza para todos los niveles de inoculación con tierra micorrizada y solución esporal, mientras que el testigo no presentó plantones micorrizados. Véase la Tabla 3.8.

Estos resultados coinciden con los obtenidos por Alarcón (2013) quien evaluó al cabo de 9 meses el porcentaje de plantas de *Pinus radiata* micorrizadas, inoculadas mediante solución esporal de *Suillus luteus*, obteniendo el 100% de plantones con micorrizas.

3.9. ABUNDANCIA DEL SISTEMA MICORRÍCICO

Se realizó la evaluación de la colonización micorrícica en el cepellón de la raíz del plantón de pino, según la clasificación de Agerer (2004) y lo recomendado por Castellano y Molina (1992), el tratamiento con tierra micorrizada alcanzó mayor colonización, presentando sistemas micorrícicos abundantes, mientras la solución esporal solo presentó sistemas micorrícicos en nidos, tal como se muestra en la Tabla 3.8 y en las Figuras 3.7 y 3.8. Entre los niveles de cada fuente no hubo diferencias evidentes.

Tabla. 3.8. Desarrollo de micorrizas en plantones de *Pinus radiata*.

Tratamiento	Porcentaje de plantas con micorrizas (%)	Abundancia del sistema micorrícico alrededor del cepellón de raíz
TM1	100	Abundante - densa
TM2	100	Abundante - densa
TM3	100	Abundante - densa
SE1	100	En nido - enmarañado
SE2	100	En nido - enmarañado
SE3	100	En nido - enmarañado
Testigo	0	Nula

Dónde:

T1-1 = TM1: Tierra micorrizada (20 g/planta)

T2-2 = TM2: Tierra micorrizada (30 g/planta)

T3-3 = TM3: Tierra micorrizada (40 g/planta)

T1-1 = SE1: Solución esporal (0.1 g/7.5 ml/planta)

T2-2 = SE2: Solución esporal (0.2 g/7.5 ml/planta)

T3-3 = SE3: Solución esporal (0.3 g/7.5 ml/planta)

Testigo = Sin inocular



Figura 3.7. Cepellón de la raíz de los plantones tratados con TM y el testigo. Nótese la abundancia de micelio e hifas del hongos *Suillus luteus* alrededor de las raíces de los tratamientos con TM, el testigo no presentan micelio ni hifas, indicador que no hubo micorrización.



Figura 3.8. Cepellón de la raíz de plantones tratados con SE y el testigo. Se aprecian estructuras en nidos del micelio e hifas del hongo *Suillus luteus* alrededor de las raíces de los tratamientos con SE, el testigo no presentan micelio ni hifas.

Los resultados obtenidos en el presente trabajo coinciden con los obtenidos por Barroetaveña (2003) quien realizó un estudio sobre el estado micorrícico y su relación con parámetros morfométricos en plantas de pino oregón (*Pseudotsuga menziesii*), provenientes de 5 viveros y observó que las muestras que tenían mayor abundancia de micorrización presentaban también mayores valores de altura, diámetro de cuello, peso seco aéreo y peso seco radicular.

Del mismo modo, Esquivel (1986), Camey (2014) y Alarcón (2013) mencionan que las plantas micorrizadas presentan un mayor desarrollo en la parte aérea expresado en: altura, follaje, grosor del tallo y peso, en la zona radicular la mayoría de estas plantas poseen micorrizas con buena ramificación y peso, mientras que las plantas sin micorrizar presentan menor altura, escaso follaje, con un color de acículas variables entre verde amarillento a verde normal, menor peso en el sistema radicular con escasa ramificación. Estas características antes mencionadas coinciden con los resultados obtenidos en la presente investigación.

Gómez (2017) menciona que hongos micorrícicos contribuyen a una mejor performance de las plántulas de pino particularmente en crecimiento y vigorosidad, así como en la tolerancia y/o resistencia a agentes bióticos y abióticos presentes en el medio donde se desarrollan las plántulas, Por tanto, es de vital importancia su uso en los programas de producción masiva de plantas forestales.

Los resultados muestran que la fuente de inóculo suelo micorrizado fue superior a la fuente de inóculo comercial *Suillus luteus*, en las variables de la planta (altura, diámetro de cuello, peso seco aéreo, peso seco radicular) y en las variables de la micorriza (abundancia de micorrizas), esta diferencia puede deberse a lo mencionado por Castellano y Molina (1989) quienes señalan que la aplicabilidad de la inoculación de especies hospedantes procedentes de una fuente específica, con un ecotipo en particular, tiene el potencial de acoplamiento entre el hongo y el hospedante para determinado hábitat. Algo similar menciona Pereira (2009) quien señala que se debe de emplear hongos fisiológicamente adaptados a condiciones específicas de sitio. Para nuestro caso la tierra micorrizada se extrajo de un bosque de *Pinus radiata* (Distrito de Chaca – Huanta – Ayacucho), adyacente al lugar donde se realizó la investigación y el inóculo comercial *Suillus luteus* procede de la región Cajamarca. Estas distintas procedencias pudieron determinar la capacidad infectiva de las raíces y las diferencias morfológicas en la planta entre ambas fuentes utilizadas.

Finalmente, Chung (2005) menciona que dentro de los microorganismos benéficos que pueden establecer interacciones positivas o un efecto de sinergismo, se pueden nombrar a las bacterias promotoras del crecimiento, a las bacterias fijadoras de nitrógeno, a los actinomicetos y a algunos hongos saprofitos, produciendo un incremento del crecimiento, vigor y protección de la planta. La tierra micorrizada empleada en la presente investigación, además de contener esporas y raicillas con presencia de micelio e hifas de *Suillus luteus*, también contenieron una diversidad de microorganismos que pudieron tener interacciones positivas con el hongo y así lograr una mejor capacidad infectiva de las raíces y obtener valores superiores en las variables de la planta en comparación con los valores obtenidos con la solución esporal y el testigo.

CONCLUSIONES

Para las condiciones en las que se condujo el experimento y con los resultados obtenidos se arriban a las siguientes conclusiones:

1. El inóculo tierra micorrizada, alcanzó los mejores resultados en las variables de altura (31.3 cm), diámetro del cuello (3.10 mm), peso seco de la parte aérea (1.92 g), peso seco radicular (1.13 g), coloración y conformación de acículas, índice de calidad de Dickson y cantidad de micorrizas en la raíz en comparación con la solución esporal y el testigo, con excepción de la variable de longitud de raíz.
2. Las dosis de inoculación con tierra micorrizada (20 g, 30 g y 40 g) y solución esporal (0.1 g/7.5 ml, 0.2 g/7.5 ml y 0.3 g/7.5 ml), no mostraron diferencias estadísticas, sin embargo, son evidentes las diferencias numéricas en todas las variables en estudio.

RECOMENDACIONES

1. Realizar otras pruebas aplicando dosis superiores de inóculo comercial *Suillus luteus* y tierra micorrizada, a fin de determinar la dosis más adecuada para producción de *Pinus radiata*.
2. Continuar con investigaciones similares que incluya evaluar otras variables como número de raicillas infectadas, biomasa foliar, concentración de nitrógeno, fósforo y potasio en tejidos.
3. Evaluar la micorrización de *Pinus radiata*, con otras especies de hongos y empleando otras fuentes y técnicas de inoculación.
4. Se recomienda emplear tierra micorrizada como fuente de inóculo en el proceso de producción de *Pinus radiata*, con la finalidad de obtener plantones de calidad y en menor tiempo.

REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- ALARCÓN, A. 2009. Simbiosis micorrícica. México. (Parte 2). 31-73 Pág.
- ALARCÓN, R. H. 2013. “Comparativo de dos dosis y tres especies de hongos micorrícicos en el crecimiento de plántones de pino (*Pinus radiata* d. don.), en Vilcashuamán a 3,475 m.s.n.m.”. Universidad Nacional de San Cristóbal de Huamanga. Perú. 85 Pág. 79-80 pp.
- ANDRADE, A. 2010. Micorrizas: Antigua interacción entre plantas y micorrizas. Universidad Veracruzana. Artículo - ciencia. México. 8 Pág. 2 pp.
- ARBORIZACIONES. Ficha técnica *Suillus luteus* – inóculo 2.
- ARBORIZACIONES. Ficha técnica *Pinus radiata*.
- BALDEMAR, E. 2000. Evaluación de la eficiencia micorrícica de dos cepas de hongos *Laccaria aff bicolor* y *Suillus aff brepives*, aisladas en Guatemala, sobre plantas de *Pinus ayacahuite* Ehr, *Pinus rudis* Endl, Y *Pinus hartwegii* Lindl. Tesis de Investigación. Instituto de investigaciones Agronómicas. Facultad de Agronomía. Universidad de San Carlos de Guatemala. 41 Pág. 5-6 pp.
- BARROETAVERÑA, C; RAJCHENBERG, R. 2003. Las micorrizas y la producción de plántulas de *Pseudotsuga menziesii*, en la Patagonia, Argentina Centro de Investigación y Extensión Forestal Andino Patagónico. Área Protección Forestal. Chubut. Argentina. 11 Pág. 11pp.
- CAMEY, C. 2014. “Evaluación de seis dosis de ectomicorrizas sobre la calidad de planta de pino en vivero; San Francisco; Jutiapa”. Tesis. Universidad Rafael Landívar. Facultad de Ciencias Ambientales y Agrícolas. Licenciatura en Ciencias Agrícolas. Jutiapa – Guatemala. Pág. 109. 33-38 pp.
- CARRERA, A. 2010. Inoculación con hongos ectomicorrícicos en *Pinus patula* Schl et Cham y *Pinus gregii* Engelm en invernadero
- CASTELLANO, M y MOLINA, R. 1989. Mycorrhizae–The Containe Tree Nursey Manual. United State – Washington. Sección 101-167 pág.
- CHÁVEZ, D; PEREIRA, G y MACHUCA, A. 2009. “Efecto de tipos de inóculos de tres especies fúngicas en la micorrización controlada de plántulas de *Pinus radiata*”. Universidad de Concepción, Departamento Forestal, Laboratorio de Biotecnología de Hongos. Chile-Los Ángeles. 9 Pág. 9 pp.
- CHUNG, P. 2005. Hongos Micorrícicos Comestibles – Opción Productiva Aplicada a las Plantaciones Forestales. Instituto de Investigación Forestal. Editorial Trama. Primera Edición. Concepción – Chile. 48 Pág.

- CHUNG, P. 2005. Principales hongos comestibles en Chile. Proyecto Hongos Micorrícicos Comestibles. Instituto de Investigación Forestal. Concepción – Chile. 26 Pág.
- DE ROMÁN, M. y DE MIGUEL, A. M. 2000. Identificación y descripción de las ectomicorrizas de *Quercus ilex* L. Sub sp. ballota (Desf.) Samp, en una zona quemada y una zona sin alterar del carrascal de Nazar. Universidad de Navarra. España. 42 Pág.
- DEBORAH L. R. 2002. In situ genetic conservation of Monterey pine (*Pinus radiata* D. Don). Report N° 26. Universidad de California División de Agricultura y Recursos Naturales. USA. 59 Pág. 2 pp.
- DOLLY, L. A; FRANGO, D M; BÜCHNER, J; AGUILAR y HORCOS, R. A. 1991. Parasitoides nativos en el control de la polilla del brote del pino (*Rhyacionia buoliana*): avances en la identificación del complejo y de sus estrategias de desarrollo. Instituto de Silvicultura. Universidad Austral de Chile. Valdivia, Chile. 74 Pág. 70 pp.
- EL CENTRO TECNOLÓGICO DE LA PLANTA FORESTAL. 2008. Calidad de plantas - Norma chilena. Concepción Chile.
- ESQUIVEL, R. 1986. “Aislamiento de hongos micorrícicos y su efecto en el crecimiento de *Pinus radiata* en condición de invernadero”. Tesis para Título de Biología – Microbiología. UNSCH. Ayacucho – Perú. 48 Pág. 1-38 pp.
- FERNÁNDEZ, A y SARMIENTO, A. 2004. El pino radiata (*Pinus radiata*/ Manual de Gestión Forestal Sostenible. España. 60 Pág. 3-25 pp.
- GILBER, E y ALVÁN, G. 2011. Manual Técnico para el Desarrollo Forestal en el Valle de Palcazú. Proyecto Especial Pichis Palcazú. Perú – Pasco. 60 Pág. 8-13 pp.
- GOMEZ, M. 2016. Crecimiento de plántulas de pino (*Pinus radiata* d. Don) bajo la acción del extracto de hongos micorrícicos (*Boletus edulis*) en condiciones de vivero Chuquibambilla - Grau - Apurímac. Tesis. Universidad Nacional Micaela Bastidas de Apurímac. Facultad de Ingeniería Agroecológica Escuela Académico Profesional de Ingeniería Agroecológica y Desarrollo Rural. Apurímac. 247 Pág. 207 pp.

- GONZÁLES, V. R; VELARDE, E y ABAD, J. 2001. Chupadera fungosa de *Pinus spp*, en un vivero de Cajamarca. Revista forestal del Perú. v.9 (2). Cajamarca-Perú. 6 Pág. 2 pp.
- GRANADOS, J. 2017. Diagnósticos Situacional Agrosocioeconómico de la producción de hongo silvestre comestible (*Suillus luteus*), en tres comunidades campesinas del distrito de Incahuasi – Lambayeque. Escuela de Posgrado. Universidad Nacional Pedro Ruiz Gallo. Lambayeque – Perú. Pág. 231.
- HONRUBIA, M. 2009. Las micorrizas: una relación planta-hongo que dura más de 400 millones de años. Departamento de Biología Vegetal-Facultad de Biología-Universidad de Murcia. Murcia - España. 133-144 pp.
- MATOS, E. 2004. Mapa de peligros de la ciudad de Huanta. Proyecto. Instituto Nacional de Defensa Civil – PNUD PER / 02 / 051. Lima – Perú. 158 Pág. 34pp.
- JUÁREZ, O. 2007. Caracterización de hongos ectomicorrícicos en un bosque de *Pinus jeffreyi* y su uso potencial como inóculo. Gerencia de Desarrollo y Transferencia de Tecnología. Comisión Nacional Forestal. Baja California-México. 36 Pág. 16 pp.
- MAHENDRA, R y AJIT, V. 2011. Diversity and Biotechnology of Ectomycorrhizae. Editorial Springer. Primera edición. Alemania – Berlín. Pág. 43-65.
- MARTIN, A .2011. Efectos de la inoculación del hongo de micorrización *Tuber Melanosporum* y la Rizobacteria *Pseudomonas fluorescens* en la calidad de la plántula de *Pinus hapapensis*. Universidad Politécnica de Madrid, Escuela Universitaria de Ingeniería Técnica Forestal. España. 298 Pág. 27-28 pp.
- MCDONALD, P.M y LAACKE R.J., 1990. *Pinus radiata* D. Don. En: Silvics of Noth America. BURNS R. M., HONKALA B. H., U.S.D.A. Forest Service Agriculture Handbook 654 (Vol. 1), 433-441.
- MEAD, D.J. 2013. Sustainable management of *Pinus radiata* plantations. FAO Forestry Paper No. 170. Rome, FAO.
- MELGAREJO, R D. 2017. Producción de plantones de pino (*Pinus radiata* D. Don) con cuatro tipos de micorrización, en el distrito de San Marcos, provincia de Huari, Región Ancash. Universidad José Carlos Mariátegui. Moquegua. Perú. 124 Pág. 75 y 85 pp.

- NUÑEZ, F. 1993. "Cartilla para Instalar Viveros y Plantaciones Forestales". Instituto de Desarrollo y Medio Ambiente - Programa Eco desarrollo Cuenca Lurín. Segunda Edición. Lima-Perú. Pág. 15. 2-5 pp.
- PALFNER, G. 2013. Estudios morfo-anatómicos: micorrización en plántulas de *Pinus radiata* y *Eucalyptus spp.* Universidad de Concepción. Concepción-Chile. 44 Pág. 25 pp.
- PAPA, M.E. 2013. Caracterización de hongos ectomicorrícicos asociados a pino (*Pinus sp*) y encino (*Quercus sp*) en la “Reserva Forestal Protectora de Manantiales Cordillera Alux”. Trabajo de investigación. Facultad de Ciencias Químicas y Farmacia-Universidad de San Carlos de Guatemala. Guatemala. 60 Pág. 19 pp.
- PEÑA, P. 2010. Ensayos de micorrización en *Pinus radiata* D. Don, utilizando el hongo *Tuber magnatum* Pico. (Tesis). Universidad Austral de Chile-Facultad de Ciencias Agrarias-Escuela de Agronomía. Valdivia-Chile. 51 Pág.
- PERA, J. 1992. Selección de hongos ectomicorrícicos de *Pinus pinaster* Ait. Para su aplicación en la reforestación. Tesis Doctoral. Facultad de Ciencias. Universidad Autónoma de Barcelona. Barcelona – España. 173 Pág.
- PERA, J y PERLADE, J. 2005. Inoculación controlada con hongos ectomicorrícicos en la producción de planta destinada a repoblaciones forestales: estado actual en España. Departamento de Protección Vegetal. Instituto de Reserva y Tecnología Agroalimentaria. Barcelona. 420-433 pp.
- PEREIRA, G. 2009. Avances de resultados en la micorrización controlada en vivero. Laboratorio de biotecnología de hongos. Departamento Forestal. Universidad de Concepción. Chile-Concepción. Vista N° 5.
- PÉREZ, P y READ, D.J. 2004. Los hongos ectomicorrícicos, lazos vivientes que conectan y nutren a los árboles en la naturaleza. INCI. Volumen N° 29. Caracas. 22 Pág. 11 pp.
- PROBOSQUE. 2007. Manual de producción de planta forestal- clima templado. Gobierno del Estado de México - Secretaría de Desarrollo Agropecuario Protectora de Bosques. México. 106 Pág. 27-41 pp.
- QUIROZ, I Y GUTIERREZ B. 2014. Reglamento para semillas y plantas forestales. Instituto Forestal – INFOR. Concepción – Chile. 74 Pág. 36 pp.
- QUIROZ, I; GARCÍA, E; GONZÁLEZ, M; CHUNG, P y SOTO, H. 2009. Vivero forestal: Producción de plantas nativas a raíz cubierta. Centro Tecnológico

- de la Planta Forestal. Instituto de Investigación Forestal. Concepción – Chile. 119 Pág. 67-71 pp.
- REINHARD, A. 2001. Exploration types of ectomycorrhizae. Springer-Verlag editorial. 108 -113 pp.
- SÁENZ, J. T; VILLASEÑOR, J; MUÑOZ, H. J; RUEDA, R y PRIETO, J.A. 2010. “Calidad de planta en viveros forestales de clima templado en Michoacán”. Instituto Nacional de Investigaciones Forestales, Agrícolas y Pecuarias. Campo Experimental Uruapan. Michoacán-México. 48 Pág. 6-15 pp.
- SÁNCHEZ, F y RODRÍGUEZ, R. 2002. ”Selvicultura de *Pinus radiata*”. Universidad de Santiago de Compostela. España. 41 Pág. 2- 5 pp.
- SMITH, S.E Y READ, D.J. 1997. Mycorrhizal Symbiosis. University Cambridge. Academic Press. Second Edition. Great Britain- London. 589 Pág. 1-2 pp.
- TURCIOS, A. 2009. Evaluación de la producción de micorrizas y su efecto en dos especies de pino (*Pinus oocarpa* Schiede y *P. maximinoi* Farjon&Frankis), por cuatro especies de hongos ectomicorrícicos, en contenedor (Tesis). Universidad de San Carlos de Guatemala – Facultad de Agronomía. Guatemala. 134 Pág. 40 -57 pp.
- VALDEBENITO, G; CAMPOS, J; LARRAÍN, O; AGUILERA, M; KAHLER, C; FERRANDO, M; GARCÍA, E y SOTOMAYOR, A. 2003. *Suillus luteus* (L. ex Fr.) S. F. Gray. Innovación Tecnológica y Comercial de Productos Forestales No Madereros (PFNM) en Chile. Instituto Forestal. Chile. 8 Pág. 3 pp.
- VALDEZ, M; AMBRIZ, E; CAMACHO, A y FIERROS, A. 2010. Inoculación de plántulas de pinos con diferentes hongos e identificación visual de la ectomicorriza. Departamento de Biología, Escuela Nacional de Ciencias Biológicas, IPN. México – Guadalajara. 53 Pág. 2 pp.
- VÁSQUEZ, A. 2001. Silvicultura de Plantaciones Forestales en Colombia. Universidad del Tolima. Tolima-Colombia. 304 Pág. 96 pp.
- VERGARA, K E. 2003. Respuesta del inóculo micorrizal del hongo *Scleroderma verrocosum* en la producción de plántulas de *Pinus radiata*- tesis. Facultad de Ciencias Forestales. Universidad Nacional la Molina. Pág. 83.
- VILAGROSA, A; VILLAR, A; PUERTOLAS, J. 2006. Endurecimiento en vivero de especies forestales mediterráneas. Organismo Autónomo Parques Nacionales Ministerio de Medio Ambiente. España. 189 Pág. 121 pp.

REVISIÓN ELECTRÓNICA

- AGERER, R; RAMBOLD, G. 2016. DEEMY - Sistema de información para la caracterización y determinación de las ectomicorrizas. München, Alemania.
Disponible en: [http:// www.deemy.de](http://www.deemy.de).
Fecha de consulta: Octubre – 2018.
- SARGENT. 1998, C.S., The Silva of North America, vol. 11: t. 574. Mapa de origen del *Pinus radiata*.
Disponible en:
http://www.plantillustrations.org/species.php?id_species=795099*Pinus radiata* D. Don.
Fecha de consulta: Agosto - 2015.
- PALMER. 2002. Parts of a *Pinus Radiata* Tree. Morfología del *Pinus radiata*.
Disponible en: http://www.ehowenespanol.com/partes-arbol-pinus-radiata-info_386533. Fecha de consulta: Agosto - 2015
- SERVICIO NACIONAL DE METEOROLOGÍA E HIDROLOGÍA DEL PERÚ (SENAMHI). 2016. Datos climatológicos - Estación Meteorológica N° 000660.
Disponible en: <https://www.senamhi.gob.pe>.
Fecha de consulta: Agosto - 2016
- ESTADOS UNIDOS DEPARTAMENTO DE AGRICULTURA - USDA. Conservación de Recursos Naturales. Taxonomía del *Pinus radiata*.
Disponible en: <https://www.plants.usda.gov/core/profile?symbol=PIRA2>.
Fecha de consulta: Agosto - 2015.

ANEXOS

ANEXO 01

VARIABLES DE CALIDAD MORFOLÓGICA Y SANITARIA EVALUADAS DE LA PLANTA (CRECIMIENTO, BIOMASA, LIGNIFICACIÓN Y ASPECTO SANITARIO)

Tratamiento	Altura (cm)	Crecimiento		Biomasa			ICD	Aspecto sanitario
		Diámetro del cuello (mm)	Longitud de raíz (cm)	Peso seco de la parte aérea (g)	Peso seco de la raíz (g)	Peso seco total (g)		Color de acículas
TM1	30.80	3.05	48.75	1.83	1.08	2.91	0.25	Verde oscuro
TM2	32.05	3.13	64.75	1.97	1.14	3.10	0.26	Verde oscuro
TM3	31.08	3.13	60.50	1.98	1.17	3.15	0.27	Verde oscuro
SE1	22.50	2.48	44.75	1.46	1.01	2.46	0.23	Verde oscuro
SE2	24.15	2.55	56.00	1.55	1.05	2.61	0.24	Verde oscuro
SE3	24.13	2.60	38.50	1.57	0.98	2.55	0.23	Verde oscuro
Testigo	19.35	2.10	40.75	1.35	0.86	2.20	0.20	Verde amarillento

ANEXO 02

Análisis físico – químico del sustrato



UNIVERSIDAD NACIONAL DE SAN CRISTOBAL DE HUAMANGA
 FACULTAD DE CIENCIAS AGRARIAS
 PROGRAMA DE INVESTIGACION EN PASTOS Y GANADERIA
 LABORATORIO DE SUELOS Y ANALISIS FOLIAR
 Jr. Abraham Valdelomar N° 249 – Telf. 315936 RPM # 966942996
 Ayacucho – Perú

“Año del Dialogo y la Reconciliación Nacional”

Región : Ayacucho
 Provincia : Huanta
 Distrito : Huanta
 Comunidad : Paquecc
 Proyecto : TESIS “Substrato para Plantones”
 Solicitante : Sr. Marín Guevara Rojas

HR. 00262

ANALISIS DE CARACTERIZACION

Muestra	Análisis mecánico (%)			Clase Textural	pH (H ₂ O) 1:2.5	C. E. (dS/m.) 1:1	CaCO ₃ (%)	M.O. (%)	Nt (%)	Elementos Disp. (ppm)		Cationes cambiabiles (Cmol(+)/Kg)						C. I. C. (Cmol(+)/Kg)
	Arena	Limo	Arcilla							P	K	Ca ⁺⁺	Mg ⁺⁺	K ⁺	Na ⁺	Al ⁺⁺⁺	H ⁺	
01	79.6	12.0	8.4	Ao-Fr	7.21	0.780	0.5	3.90	0.19	4.2	124.1	5.28	0.92	0.64	0.48	0.0	0.0	8.8

Ayacucho, 10 de Diciembre del 2018.

LABORATORIO DE ANALISIS DE SUELOS
 PLANTA, AGUAS Y FERTILIZANTES
 RESPONSABLE

Juan B. Girón Molina
 Juan B. Girón Molina
 C.I.P. 77120

Ao: Arenoso; AoFr: Arena franca; FrAo: Franco arenosos; Fr: Franco; FrL: Franco limoso; L: Limoso; FrArAo: Franco arcillo arenoso; FrAr: Franco arcilloso; FrAr: Franco arcillosos; FrArL: Franco arcillo limoso; ArAo: Arcillo arenoso; ArL: Arcillo limoso; Ar: Arcilloso

ANEXO 03
Panel fotográfico



Foto 01. Enfilado de bolsas y humedecimiento del sustrato, antes de realizar las actividades de hoyación y repique.

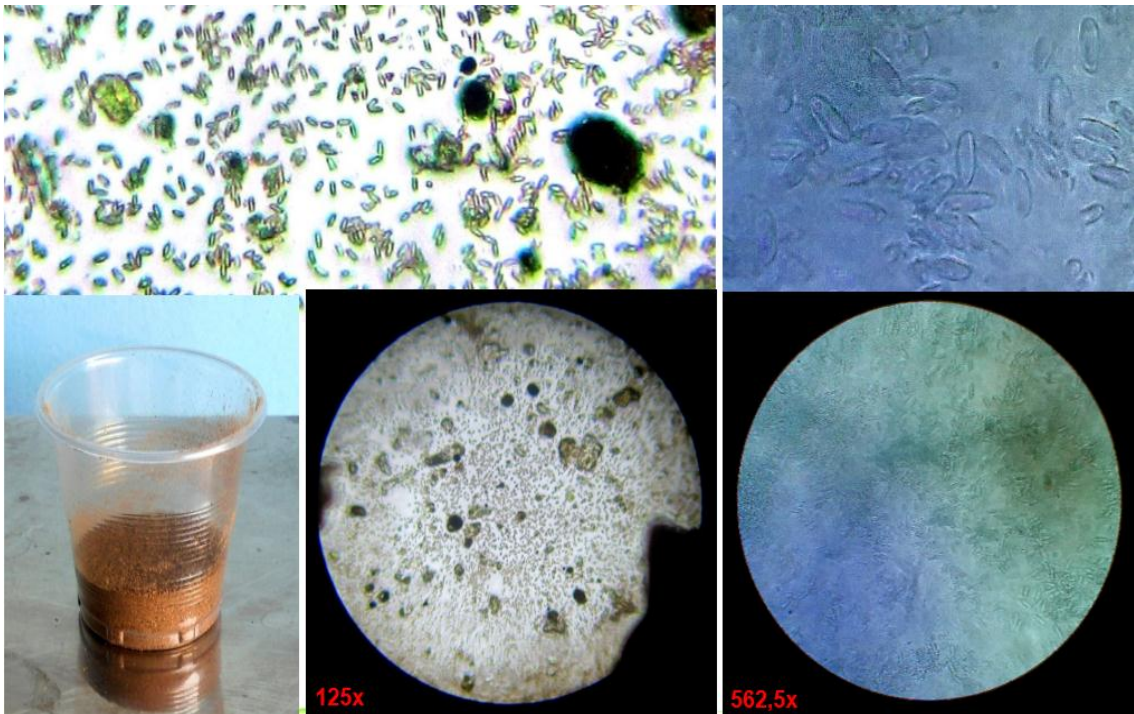


Foto 02. Esporas de *Suillus luteus*, vista al microscopio.



Foto 03. Desinfección de raíces de plántulas de *Pinus radiata* con el producto comercial Vitavax (Flutolanil + Captan) y su posterior repique.



Foto 04. Solución esporal de *Suillus luteus*, aplicado a las plántulas de *Pinus radiata* al momento del repique. Nótese el volumen en la cual fue diluido el inoculo y la aplicación mediante una jeringa.



Foto 05. Evaluación de las variables morfológicas de *Pinus radiata* al sexto mes después del repique, se hizo uso de una regla graduada (cm) y un vernier con 0.1 de precisión (mm).



Foto 06. Niveles de inoculación con TM y el testigo. Se aprecia que existe una diferencia notable entre las plantas tratadas con TM y el testigo.



Foto 07. Niveles de inoculación con SE y el testigo. Se aprecia que existe una diferencia apreciable entre las plantas tratadas con SE y el testigo.

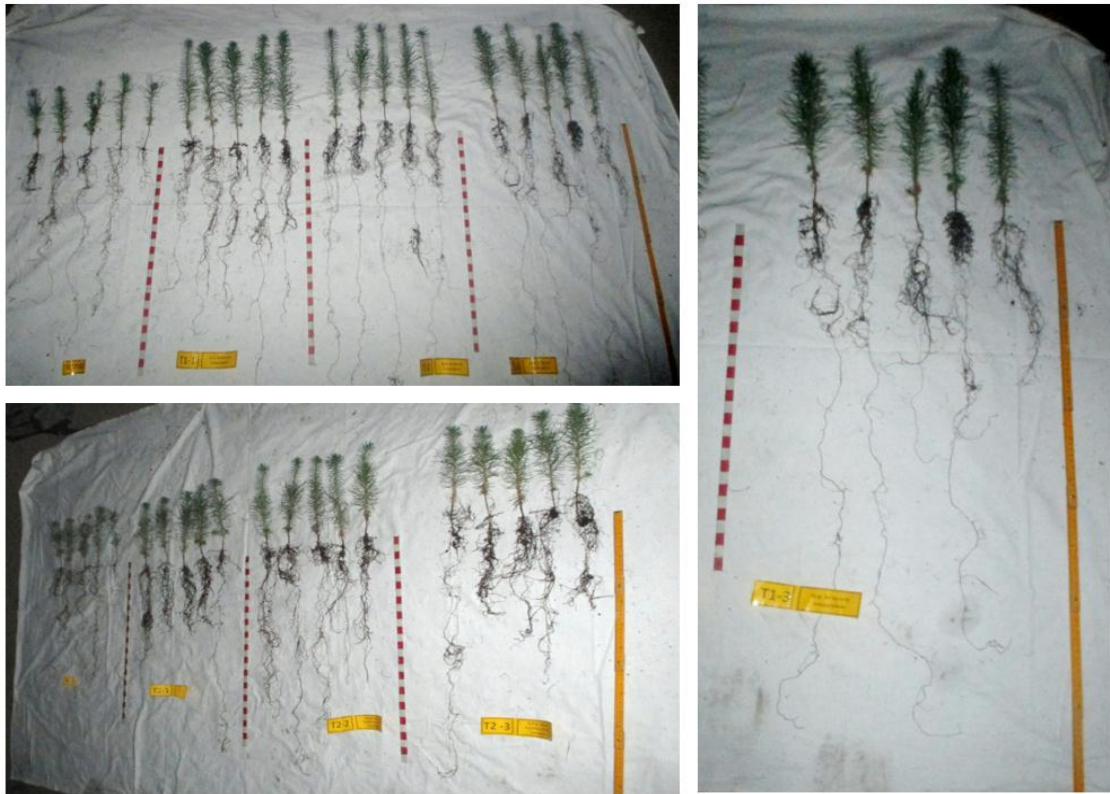


Foto 08. Evaluación de la longitud de raíces de todos los tratamientos.

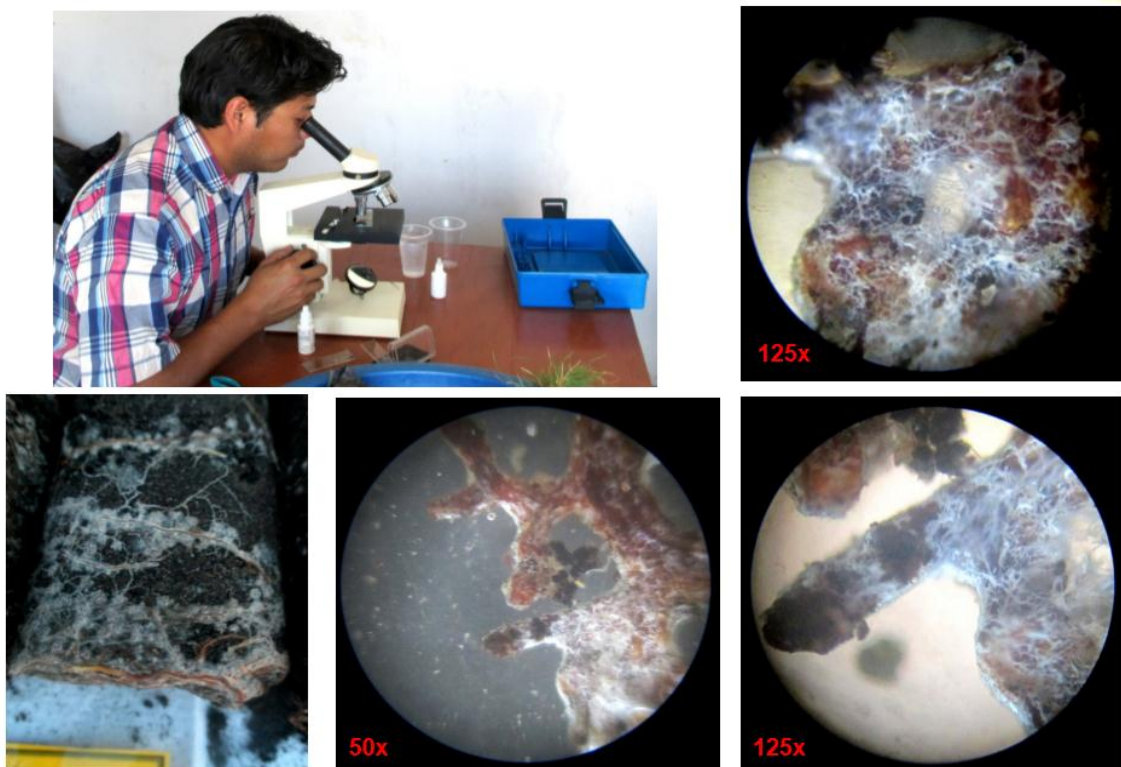


Foto 09. Observación de las estructuras del hongo *Suillus luteus*, a través del microscopio pueden notarse las raíces infectadas las cuales adquieren un crecimiento bifurcado (dicotómica) propio del comportamiento de la raíz de *Pinus radiata* cuando ha sido micorrizada, además se aprecian el micelio y las hifas alrededor del hongo.