



GOBIERNO DE CHILE
FUNDACIÓN PARA LA
INNOVACIÓN AGRARIA

INFORME FINAL TÉCNICO Y DE DIFUSIÓN

EJECUTOR: Universidad Católica del Maule.

NOMBRE DEL PROYECTO: "Desarrollo tecnológico e incorporación de hongos micorrizicos comestibles de exportación para aumentar la rentabilidad y sustentabilidad en plantaciones de *Pinus radiata* de pequeños y medianos productores silvoagropecuarios de la Región del Maule".

CÓDIGO: FIA-PI-C-2004-2-F-014.

COORDINADOR GENERAL DEL PROYECTO: Rómulo Santelices Moya.

FIRMA:

USO INTERNO FIA	
FECHA RECEPCIÓN	

25 MAYO 2007

2407

12:00



I. ANTECEDENTES GENERALES

Nombre del proyecto: Desarrollo tecnológico e incorporación de hongos micorrizicos comestibles de exportación para aumentar la rentabilidad y sustentabilidad en plantaciones de *Pinus radiata* de pequeños y medianos productores silvoagropecuarios de la Región del Maule.

Código: FIA-PI-C-2004-2-F-014.

Región: VII Región del Maule.

Fecha de aprobación: 14 de octubre 2004.

Forma de ingreso al FIA: Concurso Regional de Proyectos de Innovación Agraria 2004, VII Región del Maule.

Agente ejecutor: Universidad Católica del Maule.

Agentes asociados: Corporación Nacional Forestal (CONAF) VII Región del Maule, Colegio de Ingenieros Forestales A.G. Sede Maule, Bosques de Chile S.A y Hongos del Sur.

Coordinador del proyecto: Rómulo Santelices Moya.

Costo total: \$114.540.721.

Aporte del FIA: \$49.176.028 (42,93% del costo total)

Periodo de ejecución: 28 meses.

II. RESUMEN EJECUTIVO

En la VII Región del Maule, el 36% corresponde a población rural que se dedica a la agricultura como principal rubro, realizando actividades tradicionales de muy baja productividad e ingresos. Para la mayoría de ellos las plantaciones forestales no resultan atractivas debido a que se caracterizan por presentar largas rotaciones que carecen de ingresos en forma anual. Esto los desalienta, optando por no invertir y continuar con sus prácticas agrícolas habituales, las que además generan efectos adversos sobre el ambiente debido a la degradación que ocasionan al recurso suelo.

Los productos forestales no maderables, entre los cuales se encuentran los hongos silvestres comestibles, constituyen hoy en día un factor importante en el desarrollo de áreas rurales forestadas. No obstante, presentan una serie de desventajas debido a que dependen exclusivamente de las bondades de la naturaleza. Esto ha implicado una producción variable, escaso conocimiento en técnicas de cosecha, normas de calidad y asociatividad, y ha originado un modelo productivo caracterizado por la oferta de productos de baja calidad y acceso a precios marginales, con baja incidencia en la economía familiar.

Bajo este escenario y para mejorar la situación anterior el proyecto se propuso como objetivo generar una alternativa de producción multipropósito para los pequeños y medianos productores silvoagropecuarios de la Región del Maule, mediante el manejo integral de plantaciones de *Pinus radiata* inoculadas con hongos micorrizicos comestibles.

Los objetivos específicos formulados fueron: Desarrollar y evaluar técnicas de micorrización y cultivo de plantas de *Pinus radiata* inoculadas con hongos micorrizicos comestibles; Proponer, en base a revisión de bibliografía especializada y a estudios de campo, alternativas de manejo productivo para plantaciones de *Pinus radiata* inoculadas con hongos micorrizicos comestibles;

Proponer y desarrollar metodologías de cosecha y poscosecha para las especies de hongos propuestas; Explorar posibles mercados, precios y volúmenes transados para cada una de las especies de hongos propuestas y, Difundir y transferir técnicas de micorrización, manejo integral de plantaciones de *Pinus radiata*, técnicas de cosecha y poscosecha, y alternativas de mercado orientadas a mejorar los rendimientos y calidad en la producción de hongos micorrícicos comestibles.

Basado en los objetivos del proyecto las principales actividades fueron: Producción de Planta Micorrizada, Proposición de Esquemas de Manejo, Técnicas de Cosecha y Poscosecha, Exploración de Mercados Potenciales y Difusión.

En la producción de planta micorrizada se diseñó e implementó los sistemas de producción requeridos: un laboratorio de inoculación y un invernadero. Se adquirieron, formaron y prepararon los inóculos fúngicos. Además, se adquirieron y trataron semillas de *Pinus radiata* para la producción de plantas en contenedor. Posteriormente se realizó la inoculación de las plantas con sistema radicular formado. Se fue monitoreando a las plantas, se evaluaron de forma microscópica y se realizaron análisis estadísticos. Se realizó el endurecimiento de las plantas y se instaló un módulo demostrativo con las plantas micorrizadas en febrero 2006 por parte de INFOR.

En la proposición de esquemas de manejo se seleccionaron 27 sitios para estudiar la fructificación de *L. deliciosus* y *S. luteus* basado en los requerimientos del proyecto. Se logró evaluar la totalidad de las unidades experimentales. Con lo anterior se definieron los rangos óptimos de sitio y rodal para la fructificación de *L. deliciosus* y *S. Luteus* y se propuso un esquema de manejo para mejorar su producción. Además, se realizó una revisión de literatura relacionada con la ecología de las cuatro especies del proyecto.

Las etapas de revisión de literatura sobre técnicas de cosecha y poscosecha y, exploración de mercados potenciales, se finalizaron en los tiempos programados.

En cuanto a la difusión se realizó el seminario de lanzamiento del proyecto; diseño, creación y lanzamiento del sitio web del proyecto; realización de taller de capacitación y documento técnico para viveros; día de campo, documento técnico y taller para productores (silvicultores); día de campo y folleto divulgativo para productores (silvicultores y colectores); taller de capacitación y documento técnico para procesadores; actualizaciones del sitio web y charla de cierre del proyecto.

III. TEXTO PRINCIPAL

1. CUMPLIMIENTO DE LOS OBJETIVOS DEL PROYECTO

Objetivo Especifico N°	Resultados Esperados	Resultados o Impactos Obtenidos
<p>1. Desarrollar y evaluar técnicas de micorrización y cultivo de plantas de <i>Pinus radiata</i> inoculadas con hongos micorrizicos comestibles.</p>	<p>Instalaciones físicas (Laboratorio e Invernadero)</p>	<p>Se realizaron las instalaciones físicas.</p>
	<p>Adquisición y formación del material fúngico.</p>	<p>Se adquirió material fúngico y se formaron los inóculos fúngicos adquiridos en el extranjero y los colectados en terreno.</p>
	<p>Adquisición, análisis, tratamiento y conservación de semillas de <i>Pinus radiata</i></p>	<p>Las semillas adquiridas fueron analizadas y conservadas previo a su germinación artificial.</p>
	<p>Preparación de sustratos de germinación e inoculación.</p>	<p>Se prepararon sustratos adecuados de germinación e inoculación.</p>
	<p>Producción de plantas para ser inoculadas.</p>	<p>Se produjeron plantas en contenedor en condiciones de invernadero.</p>
<p>Inoculación de las plantas (4.000 plantas micorrizadas)</p>	<p>Se inocularon las plantas producidas en invernadero (5.500 plantas inoculadas).</p>	



	<p>Evaluación microscópica y análisis estadístico de la planta micorrizada (60% de raíces micorrizadas/planta y 5% de raíces contaminadas/planta).</p> <p>Endurecimiento de las plantas micorrizadas.</p> <p>Protocolo inoculación.</p> <p>4 Sitios plantados (80% micorrización por sitio y 60% de raíces micorrizadas/planta en campo).</p>	<p>Se evaluó a las plantas a través de microscopia y posterior análisis estadístico (10% de raíces micorrizadas/planta y 0% de raíces contaminadas/planta).</p> <p>Las plantas fueron endurecidas (traslado desde invernadero a vivero).</p> <p>Protocolo inoculación.</p> <p>1 Sitio plantado (INFOR), aún no evaluado.</p>
<p>2. Proponer, en base a revisión de bibliografía especializada y a estudios de campo, alternativas de manejo productivo para plantaciones de <i>Pinus radiata</i> inoculadas con hongos micorrizicos comestibles.</p>	<p>Revisión de literatura relacionada con la ecología de las cuatro especies.</p> <p>Instalación de unidades experimentales en sitios seleccionados.</p> <p>Esquema de manejo orientado a aumentar la productividad de hongos, probado en terreno.</p> <p>2 unidades experimentales de 1.500 m² c/u para probar esquema</p>	<p>Se revisó literatura relacionada con la ecología de las cuatro especies del proyecto.</p> <p>Se instalaron unidades experimentales en los 27 sitios seleccionados para el proyecto.</p> <p>Esquema de manejo teórico.</p>



<p>3. Proponer y desarrollar metodologías de cosecha y poscosecha para las especies de hongos propuestas.</p>	<p>Revisión de literatura en cosecha y procesamiento de las cuatro especies. Colectores capacitados</p>	<p>Se revisó literatura de estas actividades. Colectores capacitados.</p>
<p>4 Explorar posibles mercados, precios y volúmenes transados para cada una de las especies de hongos propuestas.</p>	<p>Contactos comerciales. Venta empresa asociada. Exploración de mercado.</p>	<p>Contactos comerciales. Exploración de mercado.</p>
<p>5. Difundir y transferir técnicas de micorrización, manejo integral de plantaciones de <i>Pinus radiata</i>, técnicas de cosecha y poscosecha, y alternativas de mercado orientadas a mejorar los rendimientos y calidad en la producción de hongos micorrícicos comestibles.</p>	<p>Seminario de lanzamiento. Sitio web. 6 viveristas capacitados en aspectos de micorrizas. 1 vivero probando una metodología del proyecto. 30 colectores y productores capacitados. 60 personas conociendo sobre hongos micorrícicos. Taller de capacitación para procesadores. Charla de cierre del proyecto.</p>	<p>Seminario de lanzamiento realizado. Se diseño, lanzó y actualizó el sitio web del proyecto. 10 viveristas capacitados en aspectos de micorrizas. 50 colectores y productores capacitados. 60 personas conociendo sobre hongos micorrícicos. Empresa procesadora capacitada. Charla de cierre del proyecto realizada.</p>

2. ASPECTOS METODOLÓGICOS Y DESCRIPCIÓN DE ACTIVIDADES

2.1. PRODUCCIÓN DE PLANTAS MICORRIZADAS

a) Implementación sistema productivo

Se instaló un invernadero revestido en polietileno de 4 temporadas, con sistemas de ventilación central y lateral.

El invernadero está sombreado por una malla rachell de 65% de cobertura, además tiene una línea de riego en la parte más alta con el objetivo de reducir la temperatura en el interior. Se pretende obtener temperatura del orden de los 25° C promedio. La humedad del interior del invernadero está suministrada por nebulizadores, instalados en la parte alta, y se espera mantener rangos de 40 a 50% HR.

El suministro de agua es potable, con el fin de reducir al máximo las contaminaciones a raíz del agua de otra fuente. En tanto que el sistema de riego es por microaspersión (controlados por un sistema central programable), a 1 m por sobre los contenedores.

El invernadero está instalado sobre una carpeta estabilizada y nivelada, en las dependencias del vivero de la Universidad Católica del Maule.

Por otra parte se habilitó un laboratorio con el fin de trabajar en el cultivo de los hongos y análisis de la micorrización. En dicho espacio se instalaron los equipos adquiridos por FIA y los facilitados por la contraparte (microscopio, lupa, computador, horno, autoclave, etc.).

b) Adquisición y formación de material fúngico

La Tabla N° 1 muestra la adquisición del material fúngico con indicación de cepa y origen:

Tabla N° 1: Cepas adquiridas para la formación del material fúngico.

TIPO INOCULO	ESPECIE	CEPA	TIPO ADQUISICIÓN	ORIGEN
ESPORAL	<i>Boletus pinicola</i>	<i>Boletus pinicola</i>	Compra	España ³
	<i>Boletus edulis</i>	<i>Boletus edulis</i>	Compra	España ³
	<i>Lactarius deliciosus</i>	<i>Lactarius deliciosus</i>	Colecta	Empedrado ¹
	<i>Suillus luteus</i>	<i>Suillus luteus</i>	Colecta	Empedrado ¹
MICELIAR	<i>Suillus luteus</i>	2110	Colecta	Concepción ²
		CBS 568.96	Compra	Holanda ⁴
		4-5	Colecta	Empedrado ¹
	<i>Lactarius deliciosus</i>	3011	Colecta	Concepción ²
		CBS 582.63	Compra	Holanda ⁴
	<i>Boletus pinicola</i>	CBS 523.71	Compra	Holanda ⁴

Fuente: Elaboración propia.

Donde:

¹: Colecta en terreno en la zona de Empedrado. Localidad Las Risqueras. UTM: N: 211.126 - E: 6.059.393.

²: Colecta en terreno en la zona de Concepción. *Suillus luteus*, Valle de Nonguén, 36° 50' 73° 00'. *Lactarius deliciosus*, Cerro Caracol, 36° 50' 73° 02'.

³: Adquisición a "Micología Forestal & Aplicada" (Micofora). Rambla Arnau de Vilanova 6 Local D, Barcelona, España. www.micofora.com

⁴: Adquisición a empresa "CBS". AD Utrecht 3508, Amsterdam, Holanda. www.cbs.knaw.nl



Foto 1: Inoculo esporal comprado a Micofora, España.



Foto 2: *S. luteus* colectado en terreno.

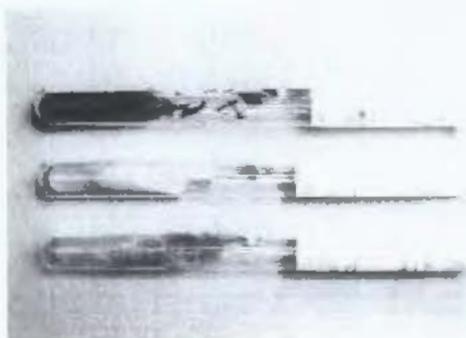


Foto 3: Inoculo comprado a CBS.

Para la formación de material fúngico de *Lactarius deliciosus* y *Suillus luteus* a partir de los cuerpos fructíferos obtenidos en terreno (Empedrado y Concepción), se usó como material original basidiomas en estado fresco y sano. Los cuerpos fructíferos se trasladaron rápidamente al laboratorio y se guardaron refrigerados (4 °C) por 24 horas antes de procesarlos.

El cultivo se realizó bajo condiciones estériles (cámara de flujo laminar). Los métodos usados correspondieron a las indicaciones dadas por Brundrett *et al.* (1996).

Los hongos se limpiaron de partículas de suelo y material vegetal y se quebraron en la mitad. Con un bisturi previamente esterilizado con etanol (70%), bajo la llama de mechero se cortaron pedazos de tejido expuesto de pocos milímetros de largo. Los pedazos se colocaron sobre placas petri con medio de cultivo a base de agar.

Las placas se rotularon (cepa, medio, fecha) y se envolvieron en plástico de envolver.

Finalmente se realizó el traspaso de las placas a la incubadora, la cual se programó a 20 °C en flujo constante.

Se usó medio de cultivo Melin y Norkrans Modificado (MMN). Los medios FDA (medio Ferry y Das) y PACH (medio Pachlewski) no fueron probados debido a que la revisión de literatura y comunicaciones personales con expertos en el tema¹ señalaron que el mejor medio de cultivo es el MMN.

El mismo medio de cultivo antes mencionado fue utilizado para las especies *Lactarius deliciosus* y *Suillus luteus* de tipo miceliar comprado en Holanda.

En cuanto a la formación del material fúngico para *Boletus pinicola* de tipo miceliar comprado en Holanda la metodología fue:

¹ Dr. Gotz Palfner (micólogo) y Patricio Chung (INFOR, Concepción).

Reactivación de micelio en extracto de cereza. El medio utilizado correspondió a Cherry Decoction Agar (agar de extracto de cerezas). Para ello se preparó un extracto de pulpa de cerezas. Se coció 1 kg de pulpa de cerezas (sin cuercos y peciolos) en 1l de agua sobre llama baja durante 2 horas. Después se filtró (por un paño) y esterilizó el extracto en un frasco a 110 °C durante 30 minutos. Posteriormente se disolvió 20 g de agar en 800 ml de agua y se esterilizó. Finalmente se agregó 200 ml del extracto de cerezas al agar (volumen final: 1 l) y con ello se procedió a llenar las placas petri.

La obtención de material esporal se hizo de la siguiente manera:

-*S. luteus* y *L. deliciosus*: Colecta en terreno, secado a 60 °C por dos días, almacenamiento a 4 °C hasta el día de uso.

-*B. edulis* y *B. pinicola*: Adquisición a Micología Forestal & Aplicada, conservación en lugar fresco y seco hasta su uso.

c) Preparación de los inóculos fúngicos

Se prepararon los inóculos fúngicos esporales y miceliares requeridos para la posterior inoculación de plantas. En este sentido cabe señalar que el diseño original sufrió algunas modificaciones respecto de la planificación inicial, ya que en principio se probaría la inoculación con micelio producido en sustrato de turba-vermiculita, la cual no fue realizada, ya que se presentó escasez de micelio de *S. luteus* y *L. deliciosus* y además no se contó con micelio de *B. pinicola* debido a los nulos resultados obtenidos en la formación de éste material.

Inoculo esporal

Para el inóculo importado desde España (Micología Forestal & Aplicada), se aplicó las siguientes dosis.

Tabla N° 2: Dosis esporales aplicadas para *B. edulis* y *B. pinicola*.

Cepa	N° Plantas	Cantidad de inóculo en polvo (gr)	Cantidad de agua (lt)	Cantidad de gel (gr)	Dosis de inóculo por planta (ml/pl)	N° esporas/ul
<i>B. edulis</i>	176	52,8	3,52	10	20	5
<i>B. pinicola</i>	176	176,1	3,52	10	20	5

Fuente: Elaboración propia.

En tanto que para el inóculo obtenido en terreno (alrededores de Empedrado), la metodología fue la siguiente:

Para *Lactarius deliciosus*, los cuerpos fructíferos secos (40 °C) donados por una propietaria que posee secador en las inmediaciones de Empedrado fueron triturados en juguera con agua destilada, luego se puso un volumen conocido de inóculo bajo el hematocitómetro y se determinó la concentración de esporas.

Inicialmente se probó con 10 gr de cuerpo fructífero seco suspendido en 200 ml de agua destilada, obteniéndose una concentración de 4,7 esporas /ul. Por esta razón se aumentó a 15 gr de cuerpo fructífero seco suspendido en 200 ml de agua destilada, obteniéndose una concentración final de 7 esporas/ul.

En tanto que para *Suillus luteus*, también se probó 10 gr de cuerpo fructífero seco suspendido en 200 ml de agua destilada, obteniéndose una concentración de 28 esporas /ul. Por esta razón se aumentó a 1000 ml de agua destilada y se suspendió la misma cantidad de cuerpo fructífero, obteniéndose una concentración final de 6 esporas/ul.

La metodología para la inoculación de estas especies se resume en la tabla N° 3 tabla:

Tabla N° 3: Dosis esporales aplicadas para *L. deliciosus* y *S. Luteus*

Cepa	N° Plantas	Cantidad de inóculo seco triturado (gr)	Cantidad de agua (lt)	Cantidad de gel (gr)	Dosis de inóculo por planta (ml/pl)	N° esporas/ul
<i>Lactarius deliciosus</i>	176	264	3,52	10	20	7
<i>Suillus luteus</i>	176	35	3,52	10	20	6

Fuente: Elaboración propia.

Inóculo miceliar

Las placas con micelio producidas en incubadora (*L. deliciosus* y *S. luteus*) fueron utilizadas para preparar el inóculo miceliar líquido y sobre polímeros de alginato de sodio. No se preparó inóculo sobre sustrato de turba+vermiculita ya que no se pudo contar con material suficiente para desarrollar todos los tratamientos propuestos en la metodología inicial

Para la preparación del inóculo miceliar líquido, el micelio de cada placa fue recortado y suspendido en 200 ml de agua destilada, siendo triturado por 20 segundos y estando listo para su aplicación directa sobre el sistema radicular de la planta.

Para el caso de *Suillus luteus*, se obtuvo 3 cepas. Estas son 2110 (proveniente de cuerpos fructíferos colectados en Concepción), 4 y 5 (proveniente de cuerpos fructíferos colectados en Empedrado) y CBS (adquirida en forma de micelio sobre placas petri directamente a la empresa holandesa CBS).

Para el caso de *Lactarius deliciosus*, se obtuvo 2 cepas. Estas son 3011 (proveniente de cuerpos fructíferos colectados en Concepción) y CBS (adquirida en forma de micelio sobre placas petri directamente a la empresa holandesa CBS).

Tabla N° 4: Dosis miceliarias aplicadas para *L. deliciosus* y *S. Luteus*

Especie	Cepa	N° Plantas	N° placas	Cantidad de agua (lt)	Dosis de inóculo por planta (ml/pl)
<i>Lactarius deliciosus</i>	3011	48	5	1	20
	CBS 582.63	40	4	0,8	
<i>Suillus luteus</i>	2110	264	38	7,6	20
	CBS 568.96	40	4	0,8	
	4-5	48	5	1	

Fuente: Elaboración propia.

En tanto que para el micelio sobre Alginato de sodio, se trabajó con el micelio producido en medio líquido (MMN sin agar-agar) y de acuerdo a la metodología recomendada por la literatura científica.

En este caso, se preparó Alginato de sodio al 2% (20 gr de Alginato en 1000 ml agua destilada), se autoclavó (120 °C por 30 min), luego se añadió 40 gr de turba grado 3 y se mantuvo en agitación.

El micelio de los matraces (23 gr), fue tamizado a través de gasa esterilizada y luego fue triturado en 100 ml de agua destilada y agregado a la solución de alginato más turba.

La solución resultante se mantuvo en agitación y se agregó gota a gota sobre una solución de Cloruro de calcio 0,5 M. Para la aplicación de la dosis 1:20, se agregó 6,7 gr de polimeros de Alginato al contenedor de 140 cc. En tanto que para la dosis 1:40, la cantidad se redujo a 3,4 gr.

d) Adquisición, análisis, tratamiento y conservación de semillas de *Pinus radiata*

Las semillas de *Pinus radiata* fueron adquiridas en el vivero de la empresa Bosques de Chile, en la comuna de Constitución. La cantidad comprada correspondió a 2 kilos.

La empresa oferente del producto entregó todos los parámetros necesarios que permitieron evaluar la factibilidad de la posterior germinación, debido a que corresponde a semilla mejorada genéticamente (provenientes de huertos clonales).

El tratamiento previo a la germinación correspondió a una selección de la cantidad del número de semillas a ser germinadas, lo que en este caso correspondió a una cantidad para producir aproximadamente 2.000 plantas. Luego se procedió a lavarlas en una solución de hipoclorito de sodio al 10% por un lapso de 15 minutos y luego fueron enjuagadas en agua corriente.

La conservación de las semillas correspondió a su almacenaje en un lugar fresco y seco por un lapso de 7 días para ablandar la testa y permitir el desarrollo de los cotiledones.

e) Preparación de sustratos de germinación e inoculación

El sustrato de germinación utilizado correspondió a perlita y vermiculita en proporción 1:1, las cuales se encontraban esterilizadas por el fabricante. La cantidad de sustrato preparado correspondió aproximadamente a 280 litros. La preparación del sustrato es la resultante de la mezcla de los dos componentes antes mencionados, lo cual fue realizado en bidones de 80 litros.

Los 280 litros correspondieron al sustrato necesario para la lograr la germinación de 2.000 semillas en contenedores de una cavidad de 140 cm³.

Por otro lado, los sustratos de inoculación y las proporciones utilizadas fueron:

S₀₁: turba + vermiculita = 1:1

S₀₂: corteza + perlita + vermiculita = 3 1: 1

S₀₃: corteza + perlita = 7:3

Cabe señalar que el sustrato S₀₃ no estaba considerado en la planificación original, pero fue utilizado debido a que es el sustrato más usado en las plantas de *Pinus radiata* en Chile según la bibliografía disponible, el cual corresponde al sustrato de producción masiva de este tipo de plantas.

f) Producción de plantas para ser inoculadas

En primer lugar se procedió a la desinfección de las bandejas de siembra, cada una de las cuales sostiene a 88 contenedores. Para ello las bandejas y contenedores fueron sumergidos en una solución de hipoclorito de sodio al 30% antes de ser usados al interior del invernadero para evitar cualquier tipo de contaminantes.

Posteriormente las bandejas y contenedores fueron trasladados al interior del invernadero y junto al sustrato preparado y a las semillas que estaban conservadas se procedió a realizar la siembra.

La siembra fue realizada el 29 de noviembre de 2005 utilizando 20 bandejas, es decir, fueron sembradas 1.760 semillas. Cada semilla fue sembrada en un contenedor, cuya cavidad fue llenada hasta su borde dejando un pequeño espacio para depositar las semillas.

Conjuntamente a la siembra, la cual tuvo una duración de un día, se procedió a programar la estación de riego automático del invernadero para producir la germinación de las semillas. El riego fue establecido a las 8.00 a.m. de lunes a domingo, con una duración de 20 minutos.

Cabe señalar que desde el día de la siembra y hasta el día de la inoculación (periodo de 2 meses, hasta que las plantas estuvieron aptas de ser inoculadas), se fue monitoreando las variables más importantes para el proceso de germinación de las plantas: esto es, temperatura ambiente y de sustrato (utilizando *datalogger* y termómetro de suelo), humedad relativa (utilizando *datalogger*) y dosis de riego (utilizando la estación automática *Orbit WaterMaster* modelo 57114). Además se realizó un enfriamiento diario controlado automáticamente con un *cooling* instalado

al interior del invernadero, el cual bajó la temperatura diaria entre 3 a 4°C, aproximadamente.

g) Inoculación de las plantas

Se esperó 2 meses para que las plantas producidas en invernadero presentaran un sistema radicular adecuado para ser inoculadas, esto es, presencia de raíces secundarias y pelos absorbentes y una altura total aproximada de 20 cm (incluido el sistema radicular).

La inoculación de las plantas fue realizada los días 2 y 3 de febrero de 2006 alrededor de las 6 de la mañana y hasta las 9:30 hrs., ya que en dicho intervalo horario la temperatura permite no someter a un mayor estrés a las plantas debido a los cambios de sustrato y contenedor.

La inoculación fue realizada a 1.359 plantas, es decir, se presentó una mortalidad de 401 plantas debido a las pérdidas biológicas normales en invernadero y probablemente las altas temperaturas registradas en el periodo estival.

En la tabla N° 5 se entrega el detalle de las plantas cultivadas según los sustratos utilizados, tipo de inóculos, especie, cepa, origen y número de plantas utilizadas:

Tabla N° 5: Tipos de inóculos y sustratos utilizados para la inoculación de plantas.

TIPO INOCULO	ESPECIE	CEPA	ORIGEN	SUSTRATO	N° PLANTAS
Esporal Líquido	<i>B p</i>	<i>B p</i>	España	C+P	128
				T+V	24
				C+P+V	24
	<i>B e</i>	<i>B e</i>	España	C+P	128
				T+V	24
				C+P+V	24
	<i>L d</i>	<i>L d</i>	Empedrado	C+P	128
				T+V	24
				C+P+V	24
	<i>S /</i>	<i>S /</i>	Empedrado	C+P	128
				T+V	24
				C+P+V	24
Miceliar Líquido	<i>S /</i>	2110	Concepción	C+P	176
				T+V	44
				C+P+V	44
		CBS 568.96	Holanda	C+P	40
		4-5	Empedrado	C+P	48
	<i>L d</i>	3011	Concepción	C+P	48
		CBS 582.63	Holanda	C+P	40
Miceliar en NaAl	<i>S /</i>	2110	Concepción	C+P	88
					$\Sigma = 1.232$

Fuente: Elaboración propia.

Donde:

T+V: turba + vermiculita = 1:1

C+P+V: corteza + perlita + vermiculita = 3:1:1

C+P: corteza + perlita = 7:3

Cabe señalar que la metodología relativa a la inoculación de semillas en contenedor no fue realizada por presentarse escasez de micelio de *S. luteus* y *L. deliciosus* y por el hecho de no contar con micelio de *B. pinicola*, debido a los nulos resultados obtenidos en la formación del material de éstos últimos.

Por otro lado, en lo relativo a la inoculación miceliar y esporal de los ensayos, la metodología inicial sufrió algunas modificaciones, lo que no afectará el normal desarrollo del proyecto². En la inoculación miceliar no se produjo inoculo en T+V debido a la escasez de material, en tanto que en la inoculación esporal sólo se utilizó esporas en suspensión acuosa para *L. deliciosus* y *S. luteus* debido también a la escasez de material y a que los otros medios no son tan efectivos como el utilizado³.

h) Evaluación microscópica y análisis estadístico de la planta micorrizada en febrero 2006

Transcurridos cuatro meses de la micorrización de febrero de 2006, se recogió diez plantas al azar para cada especie fúngica y sustrato de crecimiento.

La micorrización fue evaluada considerando el porcentaje de micorrización de cada planta (porcentaje de raíces cortas micorrizadas), determinado por recuento directo bajo la lupa binocular.

Se establecieron los siguientes rangos de micorrización (Hornubia *et al.*, 1992): 0 (0% micorrización); 1 (1–20%); 2 (21–40%); 3 (41–60%); 4 (61–80%) y 5 (81–100%).

² y ³ Dr. Gotz Palfner, Comunicación Personal.

Los datos fueron sometidos a un análisis de varianza. Las diferencias significativas fueron evaluadas a través del test de Duncan ($p < 0,05$).

i) Endurecimiento de las plantas micorrizadas en febrero 2006

Se procedió a extraer del invernadero a las plantas de *Pinus radiata* inoculadas febrero de 2006. Las bandejas fueron trasladadas el día 4 de agosto a mesones del vivero de la Universidad Católica del Maule y fueron colocadas en la misma ubicación que tenían al interior del invernadero.

Las plantas estuvieron en un periodo de endurecimiento de aproximadamente 45 días. El endureciendo permitió la aclimatación de las plantas a las condiciones ambientales. Con ello las plantas lograron su aclimatación y posteriormente INFOR las traslado a la Comuna de Pelluhue para ser plantadas.

j) Instalación de módulo demostrativo con las plantas micorrizadas en febrero 2006, por parte de INFOR

El modulo demostrativo de la plantación fue realizado por INFOR. Ésta se realizó en la zona costera de la VII Región del Maule, específicamente, en la Comuna de Pelluhue en el sector de Salto de Agua.

k) Colecta en terreno de cuerpos fructíferos para la obtención de material miceliar y esporal

Lactarius deliciosus

Se colectaron en salidas a terreno cuerpos fructíferos adecuados para la obtención de material miceliar, es decir, carpóforos jóvenes, de 3 a 5 cm de diámetro, sanos, sin daños de insectos y sin los típicos exudados de látex verde.

Se debe señalar que esta especie en particular es muy sensible a la oxidación, tomando un coloración verde en el pileo (producto de la secreción de látex), lo que disminuye la cantidad de carpóforos viables a usar en laboratorio, ya que a las pocas horas de ser cortado el carpóforo, comienzan los procesos oxidativos, debiendo eliminarse importantes cantidades de éstos, ya que el látex inhibe el crecimiento micelial. Por esta razón se tomó la decisión de pagar a recolectores locales para que ellos, previa capacitación, apoyaran en la colecta.

No obstante, la meta de plantas inoculadas con esta especie y por esta vía, a obtener para finales de 2006 no se puede estimar en un número superior a las 500 plantas.

En el caso de la inoculación por vía esporal y si bien es menos compleja que la obtención de micelio, también dependió de las condiciones de fructificación natural del año 2006. En este caso, se tomó la decisión de comprar a una propietaria que posee secador de hongos industrial, la cantidad de 10 kg de hongos deshidratados, a un precio de \$3000/kilo, lo que permitió disponer de suficiente material esporal para inocular 2000 plantas.

Suillus luteus

Para esta especie la situación fue radicalmente distinta, ya que de los terrenos que se desarrollaron se encontraron carpóforos adecuados para la obtención de micelio. Además y al igual que la especie anterior, se decidió pagar a recolectores locales para que apoyaran la colecta de cuerpos fructíferos, cuando el equipo técnico del proyecto no pudo cubrir todas las áreas de la región.

No obstante se debe señalar que la obtención de material micelial libre de contaminación es bastante compleja, ya que si bien en laboratorio existen los medios adecuados y el equipo cuenta con la experiencia suficiente, la contaminación que traen los cuerpos fructíferos de terreno es incontrolable, ya que

el único tratamiento que se les puede hacer es retirar cuidadosamente restos de acículas y suelo, no pudiendo ser sometidos a ningún tratamiento de desinfección ni esterilización, ya que esto atentaría contra su viabilidad.

Prueba de lo anterior es la situación ocurrida el 1 de junio de 2006, en donde, al 8º día de crecimiento, 35 de las de 60 placas petri con micelio de *S. luteus* estaban contaminadas. Esto permitió pronosticar una producción máxima de 1000 plantas micorrizadas por la vía miceliar.

En el caso de la inoculación por vía esporal, al igual que la especie anterior, se decidió comprar 10 kg de hongos deshidratados, lo que permitió disponer de suficiente material esporal para inocular también 2000 plantas.

Boletus edulis* y *Boletus pinicola

Para estas especies, la situación es bastante más compleja, ya que el año 2005, y como se señalara en informes técnicos N° 1 y N° 2, no se pudo contar con material miceliar proveniente de INFOR. A raíz de esto se decidió comprar cepas a empresa CBS de Holanda, no obstante, para octubre de 2005 (fecha de compra), estos sólo mantenían en stock cepas de *Boletus pinicola*, la cual, tras infructuosos intentos, fue imposible de cultivar, no existiendo a la fecha material miceliar para esta especie.

No obstante, y a raíz de una segunda adquisición de material esporal a la empresa Micología Forestal & Aplicada, quedó suficiente material para inocular 300 plantas por especie de hongo.

En definitiva, el número de plantas a ser inoculadas para fines de 2006 se resume en el siguiente cuadro:

ESPECIE DE HONGO	Nº PLANTAS A INOCULAR	
	MICELIAR	ESPORAL
<i>L. deliciosus</i>	500	2.000
<i>S. luteus</i>	1.000	2.000
<i>B. edulis</i>	0	500
<i>B. pinicola</i>	0	400
TOTAL POR TECNICA	1.500	4.900
TOTAL GENERAL	6.400	

I) Preparación de nuevos inóculos fúngicos y sustratos de inoculación

Micelio producido en sustrato medio líquido MMN: A partir de las colonias obtenidas se transfirieron 5 trocitos de micelio de 5 mm de diámetro a matraces Erlenmayer que contenían 400 ml de medio líquido MMN estéril (120°C, 15 min).

Los cultivos líquidos se incubaron a 25°C durante 30 días y se agitaron manualmente cada tres días para fragmentar el micelio y conseguir un crecimiento disperso y uniforme.

Micelio incluido en alginato polimerizado: Transcurrido el periodo de incubación, se recogió el micelio producido mediante filtración a través de gasa esterilizada y se lavó con agua destilada para eliminar los restos del medio de cultivo. En condiciones asépticas, se separan 23 g (peso fresco) de micelio, se volvieron a suspender en 100 ml de agua destilada y se trituraron en una batidora durante 15 segundos.

Se preparó una solución estéril (120°C, 20 min.) de alginato de sodio al 2% en agua destilada y, una vez a temperatura, se añadió 40 g de turba Sphagnum grado 3 por litro de solución de alginato y se mantuvo en agitación. A la solución resultante se añadieron 10 gr/l (peso fresco) del micelio triturado.

La suspensión se mantuvo en agitación y se dispensó gota a gota sobre una disolución 0,5 M de cloruro de calcio estéril. Las gotas polimerizadas se recogieron y lavaron con agua destilada estéril y fueron conservadas a 4°C hasta su utilización.

Sustratos de inoculación

A continuación se mencionan los tres nuevos ensayos de plantas inoculadas en invernadero, junto con los sustratos de inoculación utilizados. Estos son:

Ensayo 1 (2112 plantas inoculadas):

2 especies de hongo: *S. luteus* y *L. deliciosus*.

2 sustratos de inoculación: Turba + Vermiculita (1:1)

Corteza + Perlita (7:3)

2 tipos de inóculo: esporal y miceliar

2 técnicas de inoculación: inóculo en medio líquido.

inóculo suspendido en polímeros de alginato de sodio.

Ensayo 2 (1584 plantas inoculadas):

4 especies de hongo: *S. luteus*, *L. deliciosus*, *B. edulis* y *B. pinicola*

2 sustratos de inoculación: Turba + Vermiculita (1:1)

Corteza + Perlita (7:3)

1 tipo de inóculo: esporal.

2 técnicas de inoculación: inóculo en medio líquido.

inóculo suspendido en polímeros de alginato de sodio.

Ensayo 3 (2704 plantas inoculadas):

2 especies de hongo: *S. luteus* y *L. deliciosus*

1 sustrato de inoculación: Corteza + Perlita (7:3)

1 tipo de inóculo: esporal.

1 técnica de inoculación: inóculo en medio líquido.

m) Producción de plantas para ser inoculadas

En primer lugar se preparó el invernadero. Para ello se eliminaron pequeñas malezas presentes en los bordes interiores del invernadero y se realizó la desinfección interior y exterior, para lo cual se utilizó bomba de espalda con cloro al 15%.

Posteriormente se procedió a preparar aproximadamente 10 000 semillas. Se les realizó una desinfección con cloro al 10% por el lapso de 15 minutos. Luego fueron dejadas en agua por un lapso de 5 días.

Las bandejas de germinación correspondieron a 53 unidades (45*32*22 cm de dimensión). Cada una soportó una cantidad aproximada de 150 semillas. Cabe señalar que las bandejas no poseían un sistema de drenaje en su base, por lo cual se procedió a perforarlas con 9 hoyos distribuidos uniformemente.

Se procedió a la desinfección de las 53 bandejas de siembra. Para ello las bandejas fueron desinfectadas con una solución de hipoclorito de sodio al 30% antes de ser usados al interior del invernadero para evitar cualquier tipo de contaminantes.

Posteriormente las bandejas fueron trasladados al interior del invernadero y junto al sustrato preparado de perlita y vermiculita 1:1, y a las semillas que estaban conservadas, se procedió a realizar la siembra.



Cada bandeja se relleno con una cantidad aproximada de 20 litros de sustrato (10 litros de cada componente). Es decir, 20 litros*53 bandejas=1.060 litros de sustrato, lo que correspondio aproximadamente a 8 sacos de cada componente.

El dia de la siembra fue el 12 agosto de 2006, sembrando alrededor de 9.000 semillas. Se realizo desde las 8 horas, hasta las 17 horas.

Se aplico un riego de 10 minutos al momento de la siembra. Luego, los riegos fueron en forma diaria por un lapso de 5 minutos.

Posteriormente, al pasar una semana, se rebajaron los riegos por cada 2 dias, por un lapso de 3 minutos.

Las temperaturas de sustrato observadas fueron de alrededor de los 12 a 14°C. Mientras tanto la temperatura interior observada fueron entre 10 a 20°C.

Cabe mencionar que en dos oportunidades la bomba de riego sufrio la fatiga parcial de algunos componentes, los cuales fueron cambiados.

Se fue monitoreando las variables más importantes para el proceso de germinación de las plantas; esto es, temperatura ambiente y de sustrato (utilizando *datalogger* y termómetro de suelo), humedad relativa (utilizando *datalogger*) y dosis de riego (utilizando la estación automática *Orbit WaterMaster* modelo 57114). Además, se realizo (cuando fue necesario), un enfriamiento diario controlado automáticamente con un *cooling* instalado al interior del invernadero.

El dia 4 de septiembre se observaron las primeras emergencias parciales de semillas. Ese mismo dia se procedio a retirar la totalidad de las mallas sombreadero del invernadero para dar mayor temperatura a las plantas.

Los nuevos riegos programados fueron cada 3 días con un intervalo de 5 minutos. En cuanto a la temperatura de sustrato y del interior del invernadero fueron siendo monitoreados. Finalmente, al subir las temperaturas en Octubre, se procedió a instalar nuevamente la malla sombreadero superior para bajar las temperaturas interiores

2.2. PROPOSICIÓN DE ESQUEMA DE MANEJO

a) Instalación de unidades experimentales

Se determinaron los sitios más aptos para el establecer las unidades experimentales, cuyo propósito fue evaluar las condiciones de sitio y rodal en que se desarrollan *L. deliciosus* y *S. luteus*, y definir un esquema de manejo. Para esto, se aplicó los siguientes criterios:

- Que existieran plantaciones de *P. radiata* de diferentes edades y densidades.
- Sitios en donde históricamente ha existido fructificación de hongos comestibles, ya sea *L. deliciosus* o *S. luteus*.
- Ubicados en distintos puntos de la Región del Maule, a modo de representar la diversidad de sitios presentes.

En cada zona agroclimática de la región, excepto la cordillera andina, se seleccionó 9 sitios que tuvieron plantaciones de *P. radiata* en los siguientes rangos de edad:

- Plantaciones menores a 6 años.
- Plantaciones entre 7 y 13 años
- Plantaciones mayores a 14 años

De esta manera, la matriz de sitios a obtener fue:

RANGO DE EDAD	ZONA AGROCLIMÁTICA
	0-6 años
7-13 años	Secano Interior
> 14 años	PreCordillera

En los 27 sitios seleccionados se instaló una unidad experimental, la que fue georreferenciada para su seguimiento y se registró la información correspondiente a los principales parámetros que influyen sobre la fructificación de *L. deliciosus* y *S. luteus*.

Los parámetros medidos fueron:

- Edad.
- Manejo actual.
- Luminosidad.
- Suelo
- Densidad.
- Cobertura de copa.
- Exposición
- Pendiente.

Además se midió la biomasa de hongos micorrizicos. En cada sitio se establecieron al azar por lo menos tres transectos rectangulares de 2 × 50 metros, donde se realizaron muestreos de hongos. Se contó el número de basidiomas de cada especie y además se determinó el peso fresco.

Finalmente, con los resultados obtenidos en las 27 unidades muestrales, se procedió a proponer un esquema de manejo para mejorar su producción.

b) Revisión de literatura relacionada con la ecología de las cuatro especies

Se elaboró un documento que describe la ecología de las especies *Lactarius deliciosus*, *Suillus luteus*, *Boletus edulis* y *Boletus pinicola*.

El proceso abordó los siguientes aspectos:

- Taxonomía
- Anatomía
- Morfología (características macroscópicas)
- Ecología
- Reacciones químicas
- Asociaciones
- Comentarios
- Otros

2. 3. COSECHA Y POSCOSECHA DE HONGOS COMESTIBLES

a) Cosecha de *L. deliciosus* y *S. luteus*

Se revisó la técnica actual de cosecha utilizada para las especies de hongos que crecen en forma natural en el país, con el objetivo de optimizar el procedimiento aplicado actualmente.

El proceso abordó los siguientes aspectos:

- Recolección.
- Acopio.
- Transporte.

b) Cosecha de *B. edulis* y *B. pinicola*

Para las especies del género *Boletus*, se realizó una revisión de literatura acerca de la forma de colecta aplicada en otras regiones. Esta revisión ha abordado los mismos temas tratados en la metodología de colecta de *L. deliciosus* y *S. luteus*.

c) Alternativas de Procesamiento de Hongos

Se revisó las distintas alternativas de procesamiento de hongos micorrizicos comestibles actualmente utilizados, con el propósito de entregar más alternativas que pudieran eventualmente ser abordadas por las empresas de este segmento.

El proceso abordó los siguientes aspectos:

- Deshidratados
- Encurtidos.
- Fermentados.
- En aceite de oliva o aceite comestible.
- Congelados
- Enlatados.
- Extractos y concentrados.
- Concentrados de hongos deshidratados.
- Salmuerados

2.4. EXPLORACIÓN DE MERCADOS POTENCIALES

Se exploró los potenciales mercados para las especies propuestas (*S. luteus*, *L. deliciosus*, *B. edulis* y *B. pinicola*).

Los temas abordados en este estudio fueron:

- Oferta Exportable.
- Mercados Potenciales.
- Aranceles
- Normativa Internacional
- Otros.

Para esto se consulto principalmente organismos nacionales como PROCHILE, DIRECON, SERVICIO NACIONAL DE ADUANAS (con su base ESTACOMEX), entre otros.

3. RESULTADOS

3.1. PRODUCCIÓN DE PLANTAS MICORRIZADAS

a) Instalaciones Físicas (Laboratorio e Invernadero)

Las instalaciones físicas constan de un laboratorio de inoculación y de un invernadero.

El laboratorio de inoculación se ubica en la entrada del vivero de la Universidad Católica del Maule y posee una superficie aproximada de 25 m².

El laboratorio consta de tres habitaciones; en una de ellas se ubica la cámara de flujo laminar; en otra se ubica la incubadora y una germinadora, y en la última se ubican los reactivos junto con una estación de trabajo. Además el laboratorio cuenta con un excelente sistema eléctrico y con una fuente de agua y gas.

Las habitaciones se separan entre sí por estructuras de aluminio y vidrio para evitar posibles contaminaciones. Además se cuenta con un extractor de aire interno.

Por otro lado, el invernadero se ubica en el lado sur-oeste del vivero de la Universidad Católica del Maule y se localiza junto al invernadero del proyecto truficultura (FIA-UCM).

El invernadero y equipamiento se adquirieron a la empresa comercial Proamco Ltda. La empresa se encargó de enviar al personal técnico para realizar las instalaciones estructurales y equipamiento interior, mientras tanto personal técnico de la universidad se encargó de las instalaciones adicionales externas, tanto eléctricas como las de suministro de agua para riego.

Además se instaló un sistema de sombreaderos por la parte exterior del invernadero y se construyó un prediluvio en su entrada para evitar el ingreso de contaminantes hacia el interior.

El invernadero es de modelo túnel, correspondiente a una nave de 8,3 m de ancho y 15 m de largo, con una altura central interior de 4,2 m y cuya superficie es de 124 m².

b) Adquisición y Formación del Material Fúngico

Las esporas de las especies *Boletus edulis* y *Boletus pinicola* se adquirieron a través de contactos con el director técnico de "Micología Forestal y Aplicada" (Micoforma), Marcos Morcillo, en la ciudad de Barcelona, España.

Las esporas corresponden a inóculos sobre carrier en vermiculita y cuentan con gel para mezclarlos con agua. La dosis adquiridas corresponden a 350 unidades, tanto para *Boletus edulis* como para *Boletus pinicola*.

Por otro lado, para la multiplicación de los *Boletus* a partir de micelio no se pudo concretar su compra a través del único proveedor del país, el cual es el Instituto Forestal (INFOR).

Por lo anterior, y con el objetivo de no atrasar la fase de inoculación a través de la vía miceliar, se optó por adquirir más esporas de los *Boletus* en España, ya que el asesor científico Götz Palfner sostuvo que no hay mayores inconvenientes para obtener micelios a través de las esporas.

Por otro lado, para la multiplicación de *Lactarius deliciosus* y *Suillus luteus* a través de micelios y esporas, se requiere de la colecta de excelente material en terreno, lo cual no pudo concretarse debido a que no ha habido fructificación adecuada en

la Región del Maule durante la temporada 2005 debido al tiempo atmosférico que se presentó en la época de fructificación. Debido a las reiteradas precipitaciones, heladas y a la falta de temperatura adecuada, no se presentó una fructificación que permitiese extraer material apto para la multiplicación.

c) Formación del Material Fúngico

La Tabla N° 6 presenta en orden cronológico las actividades llevadas cabo en la formación del material fúngico, con indicación de los resultados obtenidos.

Posteriormente se presenta un set de fotografías de cada actividad y de los resultados obtenidos.

Tabla N° 6: Actividades de la fase de formación de material fúngico.

Actividades Año 2005	Fecha
Preparación de micelio de <i>B. edulis</i> y <i>B. pinicola</i> a partir de esporas en medio MMN. Llenado de 6 placas petri e incubación. Fotos 4, 5, y 6.	25 agosto
Análisis de 6 placas anteriormente obtenidas y eliminación por presencia de contaminantes. Aumento de la concentración de esporas de <i>B. edulis</i> y <i>B. pinicola</i> . Fotos 7 a 11. Figuras 1 y 2.	2 septiembre
Preparación de micelio de <i>B. edulis</i> y <i>B. pinicola</i> a partir de esporas en medio MMN con mayor concentración de esporas. Llenado de 6 placas petri e incubación. Posteriormente las 6 placas anteriormente obtenidas se eliminaron por presencia de contaminantes. Fotos 12 a 15.	8 septiembre
Preparación de micelio de <i>S. luteus</i> a partir de cuerpos fructíferos. Llenado de 29 placas petri e incubación. Posteriormente el análisis arrojó un total de 23 placas	24 octubre



contaminadas (las cuales se eliminaron) y 6 placas con micelio creciendo activamente. Fotos 16 a 31.	
Repique de placas de <i>S. luteus</i> . Repique de 6 placas anteriores y de 6 placas facilitadas por el asesor del proyecto Götz Palfner desde la ciudad de Concepción. Total: 12 placas. Fotos 32 y 33.	17 noviembre
Repique de placas de <i>S. luteus</i> . 39 placas obtenidas, más las 12 placas madres. Fotos 34 a 37.	22 noviembre
Repique de placas de <i>S. luteus</i> . 16 nuevas placas.	15 diciembre
Repique de placas. Se repicaron 7 placas de <i>L. deliciosus</i> de Concepción, 7 placas de la misma especie del CBS y 5 placas de <i>S. luteus</i> del CBS. Total: 19 nuevas placas. Fotos: 38 a 41.	28 diciembre
Masificación de micelio en medio líquido (sin agar). Llenado de 10 matraces (3 matraces de <i>L. deliciosus</i> de Concepción, 3 matraces de <i>L. deliciosus</i> de CBS y 4 matraces de <i>S. luteus</i> de CBS). Fotos 42 y 43.	29 diciembre
Actividades Año 2006	Fecha
Análisis de matraces. Crecimiento de normal a lento con presencia de contaminantes. Fotos 44 a 46.	15 enero
Repique de 4 matraces de <i>L. deliciosus</i> (1 matraz de 500 ml de Concepción y 3 matraces de 100 ml de CBS).	19 enero
Análisis de matraces del 29 diciembre 2005 (Eliminación de 3 matraces de <i>S. luteus</i> y 1 de <i>L. deliciosus</i> de Concepción).	31 enero

Fuente: Elaboración propia.



Foto 4: Preparación de medio MMN.



Foto 5: Placas petri utilizadas.



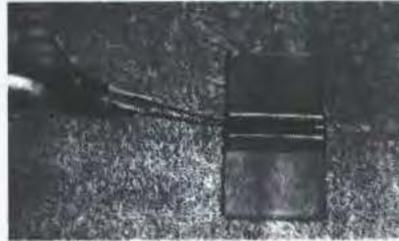
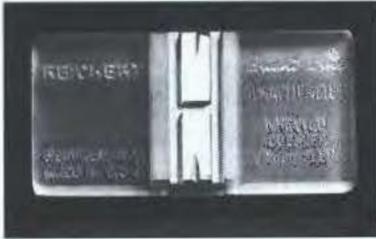
Foto 6: Incubación de placas petri.



Fotos 7 y 8: Análisis de placas petri. Los resultados obtenidos no fueron adecuados, sin embargo, según el asesor del proyecto Dr. Götz Palfner, estos eran esperables, ya que las esporas acarrean bastantes contaminantes a raíz de la vermiculita. Bajo la lupa sólo se observan levaduras, presencia de *Penicilium* y *Aspergillus*. Como se puede apreciar en las fotografías, la contaminación no proviene del medio externo, ya que la colonización de los contaminantes sigue claramente la forma del inóculo aplicado con espátula Drygalsky (previamente esterilizada bajo mechero), no presentándose contaminación por los bordes de las placas. Esto permite inferir que las medidas de asepsia fueron las adecuadas y



que el inóculo era portador de un alto porcentaje de contaminantes. Por esta razón y además por el hecho de ser placas petri plásticas, éstas fueron desechadas.



Fotos 9 y 10: Determinación de la concentración actual de esporas. Mediante el uso de cámara naebauer o hemocitómetro se observó la concentración actual de esporas. Se observa la preparación del instrumento, la colocación de cubreobjeto y la agregación de una gota de inóculo con micropipeta.

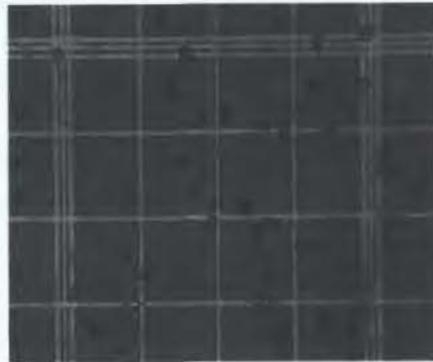


Foto 11: Conteo de esporas. El conteo se realiza en cada uno de los 25 cuadrantes.

7	4	3	2	3
3	2	3	5	7
1	6	3	4	2
1	2	4	3	1
4	1	8	6	7

0	0	1	1	0
5	0	2	0	0
0	0	0	3	2
0	1	1	2	0
3	1	2	0	1

Figura 1 y 2: Cálculo de la concentración de esporas de *B. edulis* y *B. pinicola*, respectivamente. Según el conteo de las esporas y según el volumen del cuadrante se obtuvieron 3,7 esporas / 4 ul para *B. edulis* y 1 espора / 4 ul para *B. pinicola*. De acuerdo a la metodología del proyecto se necesita 5 esporas/ul, entonces, para ambas especies se aumentó a 500 mg inóculo/10 ml.



Fotos 12, 13 14 y 15: Análisis de placas. Los resultados son similares a los anteriores, presentándose esta vez una mayor cantidad de contaminantes. Esto permite inferir que la obtención de micelio a partir de esporas es muy complejo.



Foto 16: Cuerpos fructíferos de *S. luteus* colectados en terreno.



Foto 17: Seccionado de himenio.

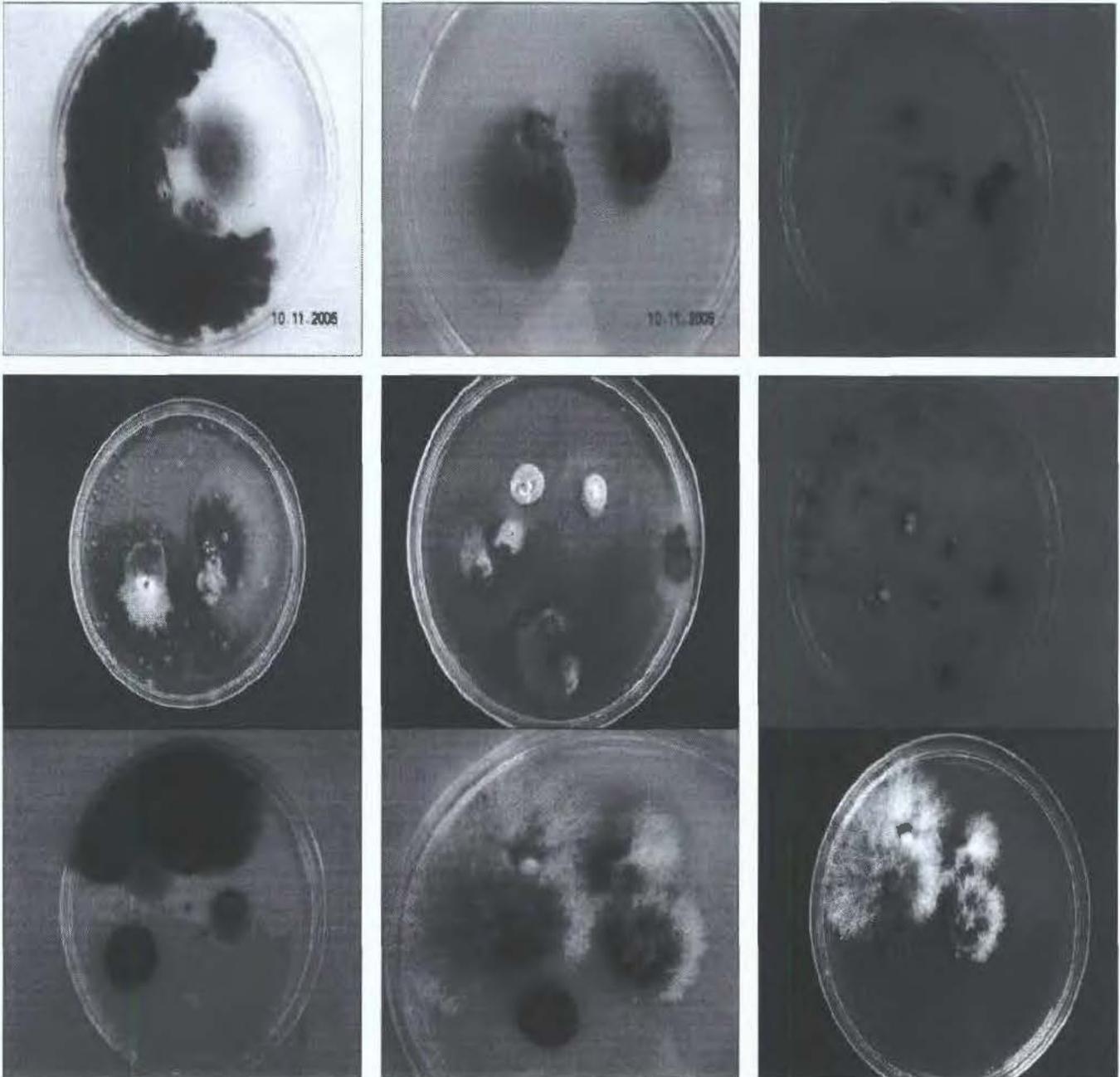


Fotos 18 y 19: Preparación de placas petri.



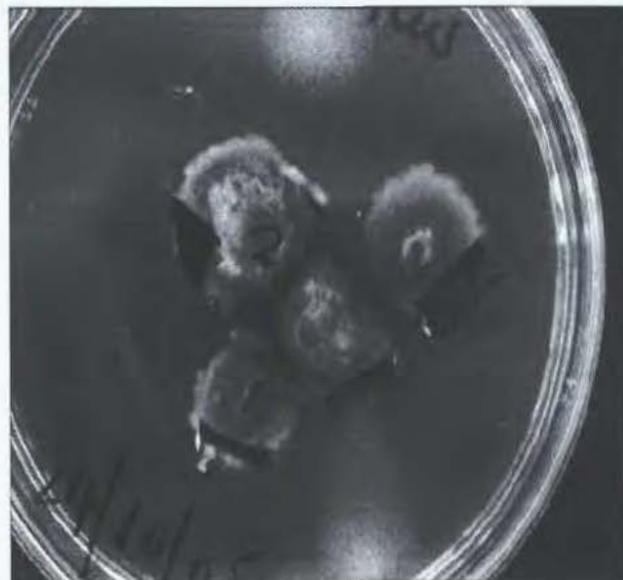
Foto 20: Incubación de placas.

Fotos 21 a 29: Análisis de placas. *Se observa una alta contaminación.*





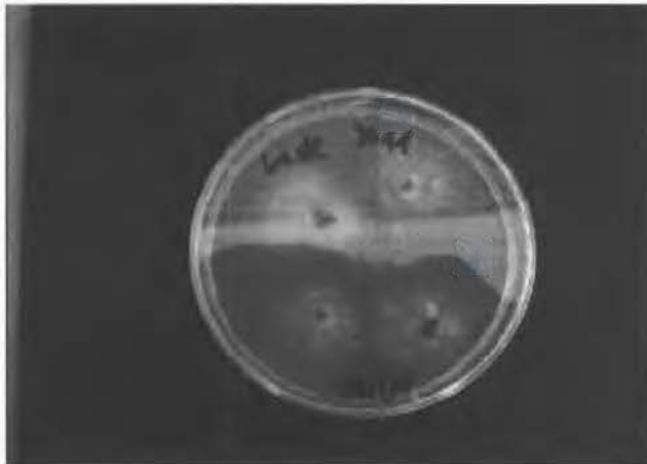
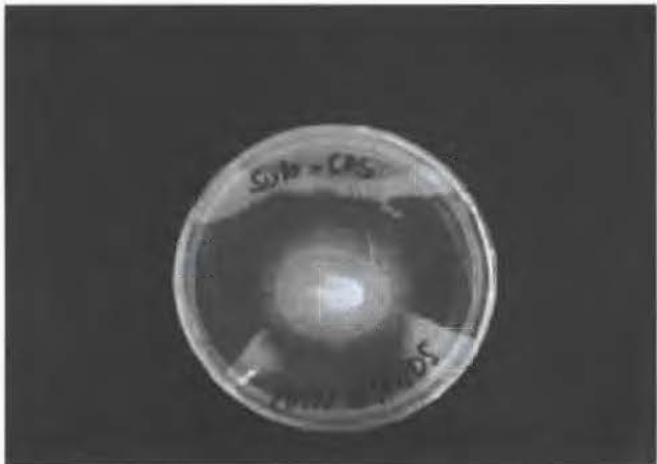
Fotos 30 y 31: Análisis de placas. Se observa micelio creciendo activamente.



Fotos 32 y 33: Repique de placas.



Fotos 34 a 35: Repique de placas.



Fotos 36 a 39: Repique de placas de origen Concepción y CBS.



Fotos 40 y 41: Masificación en matraces.

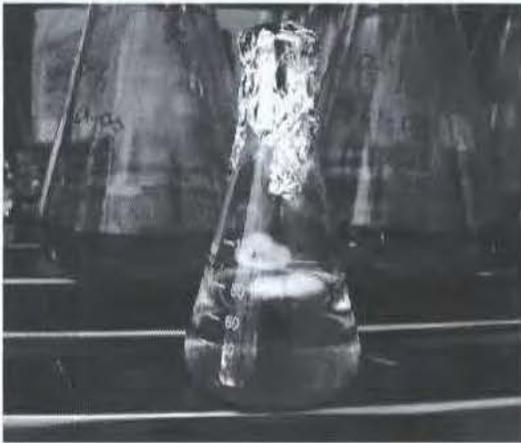


Foto 42: Análisis de matraces.

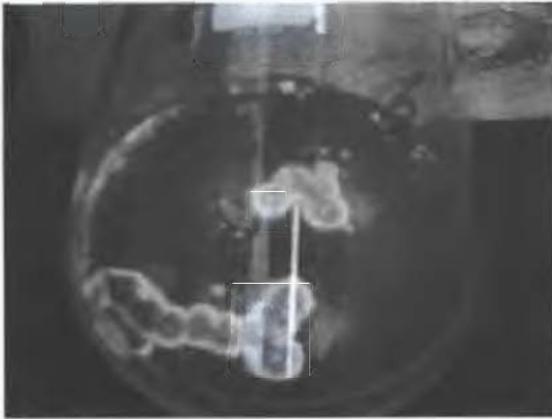
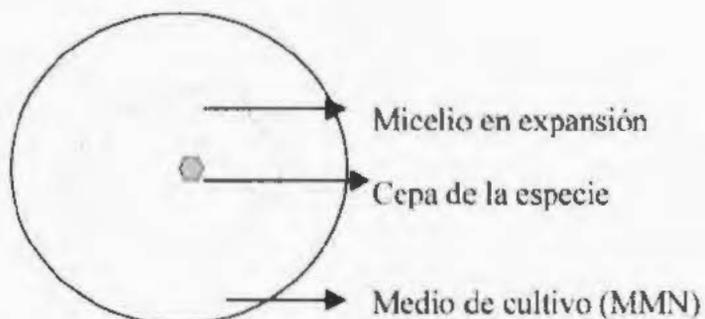


Foto 43 y 44: Análisis de matraces. Se puede observar la presencia de contaminación por levaduras.

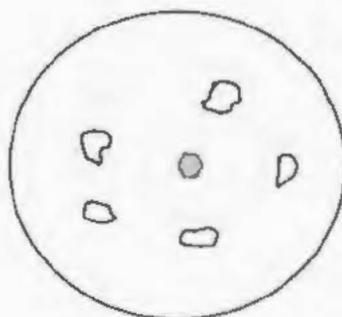
Figura 3: Multiplicación de micelio fúngico en placas.

Placa Madre

Trozo de cepa de origen y micelio en expansión.

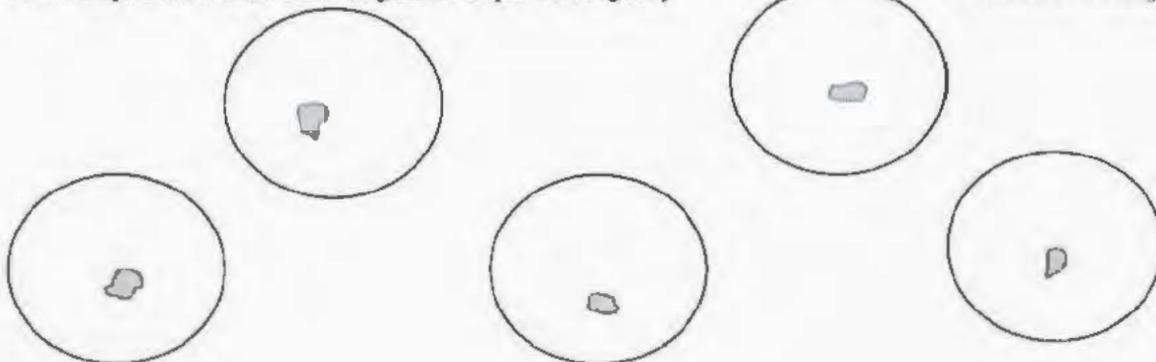


Se extraen 5 trozos o muestras de micelio activo o juvenil y se transplanta a nuevas placas con medio MMN.



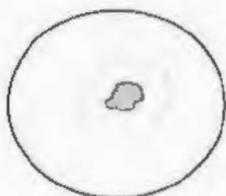
Nuevas placas numeradas según su cepa de origen y

fecha de trabajo.



Expansión de micelio

Presencia de contaminación





d) Preparación de los inóculos fúngicos

Se prepararon los inóculos fúngicos esporales y miceliares requeridos para la posterior inoculación de plantas.

A continuación se muestra un set de fotografías de algunas actividades de la preparación de los inóculos fúngicos.



Foto 45 y 46: Cuerpos fructíferos de *Lactarius deliciosus*, triturados en juguera con agua destilada para obtención de esporas.



Foto 47: Polímeros de Alginato de sodio.



Foto 48: Tamizado de micelio a través de gasa esterilizada.



Foto 48: Tamizado de micelio a través de gasa esterilizada.



e) Preparación de sustratos de germinación e inoculación

El sustrato de germinación utilizado correspondió a perlita y vermiculita en proporción 1:1, las cuales se encontraban esterilizadas por el fabricante. La cantidad de sustrato preparado correspondió aproximadamente a 280 litros.

Por otro lado, los sustratos de inoculación y las proporciones utilizadas fueron:

S₀₁: turba + vermiculita = 1:1

S₀₂: corteza + perlita + vermiculita = 3:1:1

S₀₃: corteza + perlita = 7:3



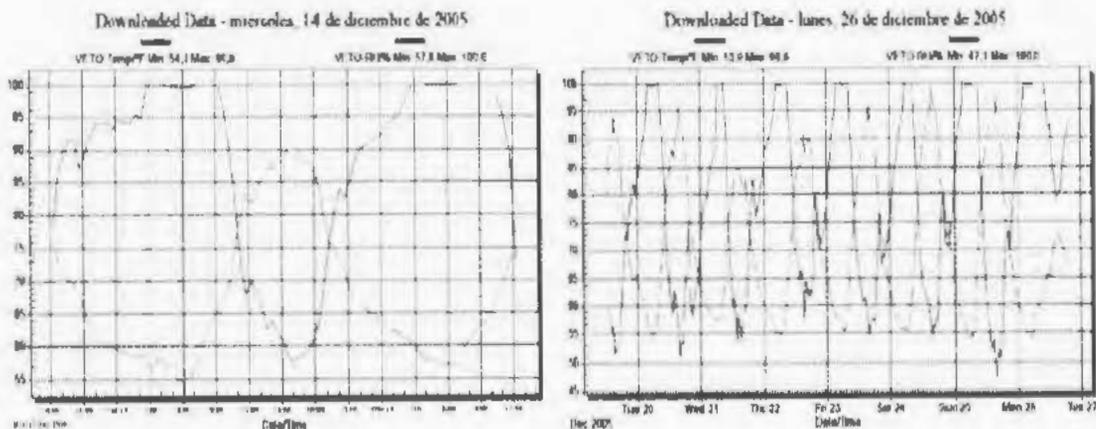
Fotos 49 y 50: Sustratos de germinación e inoculación.

f) Producción de plantas para ser inoculadas

La siembra fue realizada el 29 de noviembre de 2005 utilizando 20 bandejas, es decir, fueron sembradas 1.760 semillas.

Desde el día de la siembra y hasta el día de la inoculación (periodo de 2 meses, hasta que las plantas estuvieron aptas de ser inoculadas), se fue monitoreando las variables más importantes para el proceso de germinación de las plantas; esto es, temperatura ambiente y de sustrato (utilizando *datalogger* y termómetro de suelo), humedad relativa (utilizando *datalogger*) y dosis de riego (utilizando la estación automática *Orbit WaterMaster* modelo 57114). Además se realizó un enfriamiento diario controlado automáticamente con un *cooling* instalado al interior del invernadero, el cual bajó la temperatura diaria entre 3 a 4 °C, aproximadamente.

A continuación se presentan algunos controles de temperatura y humedad en el interior del invernadero:



g) Inoculación de las plantas

La inoculación de las plantas fue realizada los días 2 y 3 de febrero de 2006 alrededor de las 6 de la mañana y hasta las 9:30 hrs.

En la tabla N° 7 se entrega el detalle de las plantas cultivadas según los sustratos utilizados, tipo de inóculos, especie, cepa, origen y número de plantas utilizadas:

Tabla N° 7: Tipos de inóculos y sustratos utilizados para la inoculación de plantas.

TIPO INOCULO	ESPECIE	CEPA	ORIGEN	SUSTRATO	Nº PLANTAS		
Esporal Líquido	<i>B.p</i>	<i>B.p</i>	España	C+P	128		
				T+V	24		
				C+P+V	24		
	<i>B.e</i>	<i>B.e</i>	España	C+P	128		
				T+V	24		
				C+P+V	24		
	<i>L.d</i>	<i>L.d</i>	Empedrado	C+P	128		
				T+V	24		
				C+P+V	24		
	<i>S.l</i>	<i>S.l</i>	Empedrado	C+P	128		
				T+V	24		
				C+P+V	24		
Miceliar Líquido	<i>S.l</i>	2110	Concepción	C+P	176		
				T+V	44		
				C+P+V	44		
	<i>L.d</i>	CBS 568.96	Holanda	C+P	40		
				4-5	Empedrado	C+P	48
				3011	Concepción	C+P	48
<i>L.d</i>	CBS 582.63	Holanda	C+P	40			
Miceliar en NaAl	<i>S.l</i>	2110	Concepción	C+P	88		
					$\Sigma = 1.232$		

Donde:

T+V: turba + vermiculita = 1:1

C+P+V: corteza + perlita + vermiculita = 3:1:1

C+P: corteza + perlita = 7:3



Fotos 51 y 52: Inoculación de plantas.

h) Cultivo, monitoreo y control de plantas inoculadas

El cultivo de las plantas correspondió al traspaso desde los sustratos de germinación inertes a los nuevos sustratos orgánicos estériles, pero ya con la planta inoculada.



Fotos 53 y 54: Cultivo de las plantas inoculadas.

Luego, las plantas están siendo monitoreadas y controladas hasta que se les pueda medir los primeros estadios de la micorrización.



Foto 55: Monitoreo y control de plantas inoculadas.



i) Evaluación microscópica y análisis estadístico de la planta micorrizada en febrero 2006

La inoculación hecha en febrero de 2006 se realizó mayoritariamente con inóculo líquido (suspensión de esporas e inóculo puro), debido a que en el año 2005 hubo una baja productividad de hongos y por ende el material colectado en terreno no fue suficiente para realizar un número adecuado de replicas.

Además de lo anterior, las temperaturas registradas en el mes de febrero de 2006 al interior del invernadero ($> 40^{\circ}\text{C}$ y letales para los hongos en estudio), obligaron a incrementar la frecuencia e intensidad del riego al interior de éste, con el propósito de mantener su temperatura entre los $20\text{-}25^{\circ}\text{C}$.

Estos dos hechos (inóculo líquido más riego intenso), produjeron una gran pérdida del inóculo que portaban las plantas en su sistema radicular y el que tenían los contenedores. De esta manera, el 92% de las 1232 plantas (inoculadas por la vía líquida micelilar y esporal) no tuvieron un sistema radicular infectado con los hongos aplicados en invernadero. En el 8% restante, el porcentaje de micorrización era inferior a 5% y sólo con la especie *S. luteus*.

Foto 56 y 57. Micorriza de *S. luteus* en raíces de *P. radiata*.



La inoculación de plantas se puede sostener que el inóculo aplicado sobre polímeros de alginato otorga una mejor resistencia al micelio y además evita que éste se pierda producto del riego. Además se puede concluir que la mejor época para la aplicación de inóculo es durante la primavera, para evitar altas temperaturas que afecten la evolución de las micorrizas.

j) Endurecimiento de las plantas micorrizadas en febrero 2006

En el endurecimiento no se presentaron problemas. Las plantas lograron la aclimatación esperada, ya que no se observó mortalidad alguna y los crecimientos en altura y en biomasa fueron satisfactorios.

k) Instalación de módulo demostrativo con las plantas micorrizadas en febrero 2006 por parte de INFOR

- Lugar de plantación: Comuna de Pelluhue, VII Región del Maule.
- Sector: Salto de Agua.
- Ubicación: 35° 58' 14'' - 72° 40' 19''.



- Propietario: Pedro Muñoz.
- Densidad de la plantación: 3*2 (1666 pl/ha).

l) Colecta en terreno de cuerpos fructíferos para la obtención de material micelial y esporal

Se colectaron en terrenos cuerpos fructíferos adecuados para la obtención de material micelial y esporal, tanto de *Lactarius deliciosus* como de *Suillus luteus*, según los requerimientos para la inoculación de plantas.

Para *Boletus edulis* y *Boletus pinicola* se cuenta con material esporal según los requerimientos para la inoculación de plantas.

m) Preparación de nuevos inóculos fúngicos y sustratos de inoculación

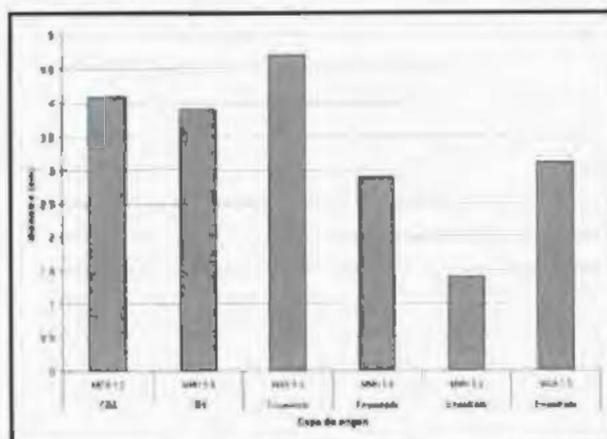
Producción de inóculo

Con base en los resultados de los análisis estadísticos, se puede señalar que el crecimiento de las cepas fue afectado por el medio nutritivo y el pH de éste, observándose que el valor óptimo para los dos cultivos varía entre 5.2 y 5.8 puntos.

El crecimiento de las cepas de *L. deliciosus* fue lento, comenzando a formar hifas a los 6 días aproximadamente. El máximo crecimiento fue alcanzado por la cepa proveniente de la localidad de Empedrado (sector Las Risqueras, UTM: N: 211.126 - E: 6.059.393), creciendo sobre medio MEA 2% a pH 5.2 (Ver gráfico 1).

Esto coincide con lo encontrado por Torres y Hornubia (1991), quienes registraron los mayores diámetros de colonia en el mismo medio. Por su parte Sanchez *et al.*, (2000), encontraron el mayor diámetro de colonia sobre medio BAF (biotina-aneurina-acido fólico-agar).

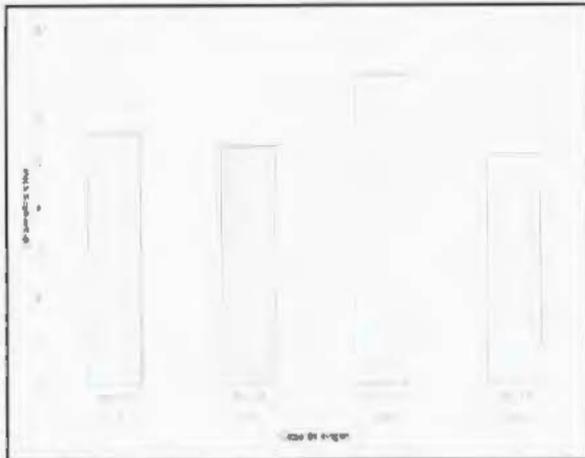
Gráfico 1. Diámetro de la colonia de *L. deliciosus* creciendo en distintos medios nutritivos.



En el caso de *S. luteus*, el crecimiento de las cepas de fue más rápido, comenzando a formar hifas a los 3 días aproximadamente. El máximo crecimiento fue alcanzado por la cepa proveniente de las cercanías de la localidad de Gualleco (UTM: N: 234.023 - E: 6.094.664), creciendo sobre medio MMN a pH 5.2 (Ver gráfico 2). Esto coincide con lo encontrado por Sanchez *et al* (2000), quienes registraron los mayores diámetros de colonia en el mismo medio. Por su parte Torres y Hornubia (1991) y Coleman *et al* (1989), encontraron el mayor diámetro de colonia para otras especies del género *Suillus* también sobre medio MMN.



Gráfico 2. Diámetro de la colonia de *S. luteus* creciendo en distintos medios nutritivos.



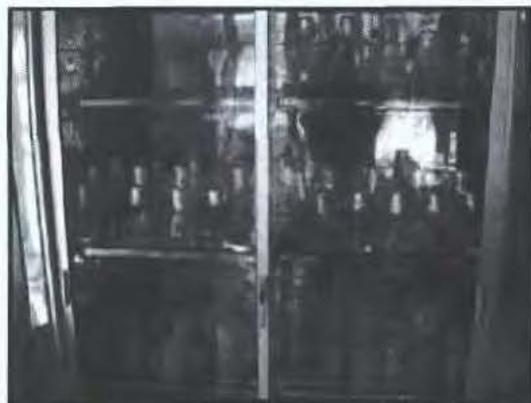
Todas las cepas del género *Suillus* y *Lactarius* puestas en cultivo presentaron tasas de crecimiento similares a las registradas por otros autores quienes utilizaron los mismos medios nutritivos en un rango de pH de 5 a 6 puntos. En *L. deliciosus* lo más destacable fue su limitado crecimiento en cualquiera de los medios nutritivos ensayados.

Por otra parte, desde mayo y hasta septiembre de 2006 se masificó suficiente micelio vegetativo para el programa de inoculación a desarrollar posteriormente.

Se produjo 550 placas petri con micelio vegetativo de *S. luteus* y *L. deliciosus* creciendo sobre medio MMN líquido, y 25 matraces con micelio de las mismas especies creciendo sobre medio MMN líquido.



Fotos 58 y 59. Micelio vegetativo en medio sólido y líquido.



Sustratos de inoculación

Los sustratos de inoculación y las proporciones utilizadas son:

S₀₁: turba + vermiculita = 1:1

S₀₂: corteza + perlita + vermiculita = 3:1:1

S₀₃: corteza + perlita = 7:3



Fotos 60 y 61. Sustratos de inoculación.

ñ) Producción de plantas para ser inoculadas

La producción de plantas presentó resultados satisfactorios, ya que se logró producir aproximadamente las 7000 plantas requeridas para la inoculación.

Cabe mencionar que se registraron pérdidas normales de germinación de alrededor del 10%, debido probablemente a que los sustratos de germinación al ser inorgánicos, no aportan ningún tipo de nutrientes a las semillas, es decir, las semillas sólo tuvieron como insumo directo el riego.

Se fue monitoreando las variables más importantes para el proceso de germinación de las plantas; esto es, temperatura ambiente y de sustrato, humedad relativa y dosis de riego. Además se realizó un enfriamiento diario controlado automáticamente con un *cooling* instalado al interior del invernadero.

A continuación se presenta el detalle de algunos controles de temperatura y humedad al interior del invernadero:

Fecha (día/mes)	Temperatura (°C)		Humedad relativa promedio (%)
	mínima	máxima	
12-09	2,0	43,0	79,1
20-09	0,11	46,8	69,6
27-09	3,1	50,8	71,5
02-10	2,4	50,0	70,6
11-10	0,7	49,8	70,2
20-10	3,0	49,9	68,4
03-11	2,7	50,2	67,5
13-11	5,9	49,4	64,1
24-11	7,9	49,5	66,5

Cabe señalar, que posteriormente se realizó la inoculación de plantas, la cual se hizo de la misma manera que la temporada anterior, pero en esta ocasión a 7000 plantas.

Foto 62 y 63. Producción de plantas.



3.2. Generación de Esquema de Manejo

a) Instalación de unidades experimentales en sitios seleccionados

LOCALIDAD		
Secano Costero (edad-densidad)	Secano Interior (edad-densidad)	PreCordillera (edad-densidad)
Las Cañas (18-750)	Gualleco (12-1.666)	Catillo (6-1.890)
Maguillín (6-900)	Cuesta Chepica (5-952)	Remulcao (9-1.600)
Maguillín (14-750)	El Trapiche (12-2.500)	Picazo Bajo (7-625)
El Rosal (6-850)	Rapilermo (12-2.500)	Cantera a Molina (5.2.000)
El Rosal (15-850)	Llongocura Alto (6-2.500)	Cantera Lago Colbún (14-2.500)
Callejones (5-1.210)	Huaquén (10-2.000)	Vilches (5-2.500)
Lipimávida (5-2.500)	Los Cajones (12.1.666)	Armerillo (6-2.000)
Pelluhue (17-1.100)	Los Cajones (26-1.250)	Lago Colbún (15-2.500)
Pahuil (14-1.200)	Punta Diamante (6-2.500)	Radal 7 Tazas (14-1.111)



b) Detalle de las 27 unidades muestrales

UE	Nº basidiomas	Hº suelo	cobertura Copa (%)	luminosidad (LUX)	Densidad (ARB/HIA)	N	P	K	MO	PH	Edad
1	7	20	60	133	750	0,3	5	41	4,97	5,5	18
2	16	80	68	320	900	1	5	139	5,31	6,06	6
3	1	48	74	103	750	1	6	271	4,76	5,63	14
4	6	18	70	93	850	5	6	129	5,34	5,74	15
5	17	20	67	179	850	4	4	68	3,81	5,48	6
6	1	35	65	272	1210	5	7	98	12,34	5,55	5
7	43	58	60	331	1666	5	4	297	7,34	5,59	12
8	42	83	60	580	1890	5	3	101	1,23	5,71	6
9	24	21	73	263	1600	17	12	295	9,01	6,04	9
10	22	23	67	201	952	4	1	171	3,14	5,81	5
11	21	72	80	137	2500	4	1	69	1,3	5,53	12
12	27	67	80	68	2500	5	4	98	0,89	5,61	12
13	21	38	50	37	2500	3	2	156	1,64	5,59	6
14	18	98	30	66	625	2	2	158	2,61	5,94	7
15	23	97	50	81	2000	3	2	31	1,85	5,41	5
16	28	95	70	129	2000	11	19	183	2,61	5,79	10
17	16	92	70	32	2500	1	5	209	1,44	7,26	5
18	6	60	75	130	2500	3	27	161	0,96	6,29	14
19	6	45	40	169	2500	7	8	199	17,84	6,08	5
20	7	40	40	136	2000	2	4	229	3,09	6,47	6
21	15	50	85	98	2500	6	7	321	7,55	5,7	15
22	45	40	70	61	1666	10	2	89	2,76	5,4	12
23	23	42	60	136	1250	8	5	161	4,44	5,86	6
24	17	75	90	53	1100	3	3	219	3,62	5,95	17
25	8	95	60	210	1200	4	8	95	5,05	5,53	14
26	7	25	80	113	1111	4	55	132	14,34	6,15	14
27	6	40	40	149	2500	12	32	181	4,23	6,54	6

c) Resultados análisis de suelo por unidad experimental

Unidad N°	N ppm	P ppm	K ppm	M.O. %	pH	Ce dS/m
1	0.3 B	5 B	41 MB	4.97	5.5 mAC	0.027 S/R
2	1 B	5 B	139 M	5.31	6.06 mAC	0.052 S/R
3	1 B	6 B	271 MA	4.76	5.63 mAC	0.070 S/R
4	5 B	6 B	129 M	5.34	5.74 mAC	0.034 S/R
5	4 B	4 MB	68 B	3.81	5.48 mAC	0.038 S/R
6	5 B	7 B	98 B	12.34	5.55 mAC	0.041 S/R
7	5 B	4 MB	297 MA	7.34	5.59 mAC	0.056 S/R
8	5 B	3 MB	101 M	1.23	5.71 mAC	0.015 S/R
9	17 B	12 M	295 MA	9.01	6.04 mAC	0.065 S/R
10	4 B	1 MB	171 A	3.14	5.81 mAC	0.032 S/R
11	4 B	1 MB	69 B	1.30	5.53 mAC	0.056 S/R
12	5 B	4 MB	98 B	0.89	5.61 mAC	0.024 S/R
13	3 B	2 MB	156 A	1.64	5.59 mAC	0.041 S/R
14	2 B	2 MB	158 A	2.61	5.94 mAC	0.041 S/R
15	3 B	2 MB	31 MB	1.85	5.41 mAC	0.023 S/R
16	11B	19 A	183 A	2.61	5.79 mAC	0.080 S/R
17	1 B	5 B	209 A	1.44	7.26 mAL	0.303 S/R
18	3 B	27 MA	161 A	0.96	6.29 mAC	0.021 S/R
19	7 B	8 B	199 A	17.84	6.08 mAC	0.072 S/R
20	2 B	4 MB	229 A	3.09	6.47 NEU	0.025 S/R
21	6 B	7 B	321 MA	7.55	5.70 mAC	0.062 S/R
22	10 B	2 MB	89 B	2.76	5.40 mAC	0.019 S/R
23	8 B	5 B	161 A	4.44	5.86 mAC	0.049 S/R
24	3 B	3 MB	219 A	3.62	5.95 mAC	0.035 S/R
25	4 B	8 B	95 B	5.05	5.53 mAC	0.050 S/R
26	4 B	55 MA	132 M	14.34	6.15 mAC	0.042 S/R
27	12 B	32 MA	181 A	4.23	6.54 NEU	0.077 S/R

Donde:

MA: muy alto A: alto M: medio B: bajo MB: muy bajo
 NEU: neutro mAC: moderadamente ácido mAL: moderadamente alcalino
 S/R: sin riesgo

Los análisis fueron realizados por el Centro Tecnológico de Suelos y Cultivos (CTS y C) de la Universidad de Talca, el cual esta acreditado por la Sociedad Chilena de la Ciencia del Suelo.

d) Generación de esquema de manejo

Diversos son los factores que influyen en la fructificación de los hongos micorrícicos y que contribuyen a cambios en la micogénesis. Estos varían desde una evolución natural de los ecosistemas a factores como el manejo realizado al bosque (Salerni *et al* 2002, 2004; Last y Fleming 1985; Lamb 1979).

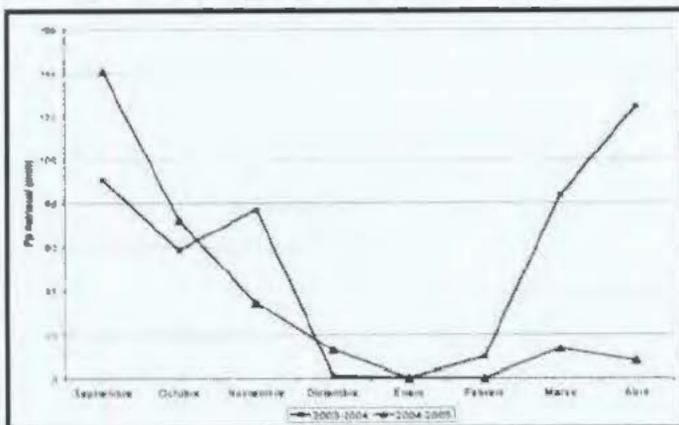
Peredo *et al* (1983) encontraron que los factores más importantes que influían en la fructificación de *S. luteus* en una plantación de *P. radiata* eran la humedad y temperatura del suelo a 1 cm de profundidad. Los autores encontraron también que la temperatura y humedad relativa a 5 cm sobre el suelo, también ejercían un efecto sobre la fructificación, pero no en el nivel de las variables anteriores.

Por su parte, Salerni *et al* (2002, 2004) encontraron que la fructificación de *B. edulis* dependía directamente de la precipitación total y de la temperatura promedio mensual. Hueck (1953) y Ellenberg *et al* (1986) señalan que antes de que ocurra un evento de fructificación, el micelio requiere de un período de crecimiento vegetativo para que se desarrollen los primordios iniciales, luego crezca el micelio y finalmente aparezca el cuerpo fructífero. Para esto, sostienen, se necesita una lluvia y temperaturas adecuadas.

Con esto se puede afirmar que el nivel de precipitaciones y temperatura promedio para el año 2005 en la mayor parte de la VII Región del Maule, no fueron óptimas desde el punto de vista del desarrollo fúngico. Palfner (com. Persona) señala que la fructificación de la mayor parte de los hongos micorrícicos depende principalmente de la precipitación que se acumula desde la primavera del año anterior, hasta el comienzo de la temporada de fructificación.

En este sentido, las precipitaciones acumuladas durante la primavera verano 2004 y otoño 2005, medidas en la estación meteorológica San Pedro y Las Cañas, no fueron suficientes para que el 2005 hubiera una abundante producción de carpóforos. La precipitación acumulada antes del periodo de fructificación 2005 fue de 279,8 mm, en tanto que para igual periodo en 2004, ésta alcanzó los 444,2 mm de agua caída.

Gráfico 3. Precipitaciones previas al periodo de fructificación del año 2005.

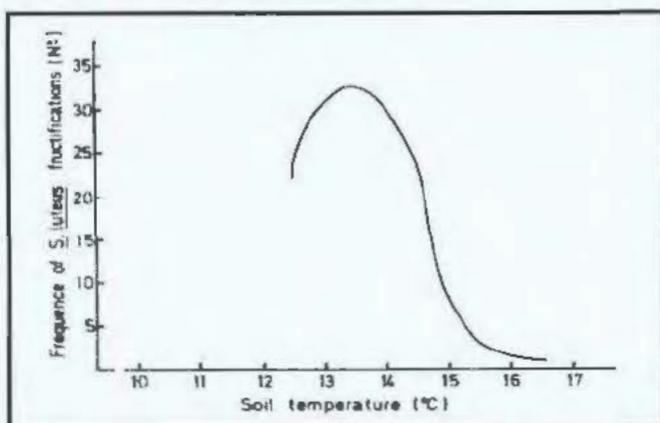


Fuente: Datos proporcionados por Bosques de Chile S.A.

Además, las temperaturas promedio también juegan un rol importante en la producción de micelio y aparición de cuerpos fructíferos. Salerni *et al* (2002) y Palfner (com. personal) concuerdan en que un rango óptimo para la aparición de éstos, además de las precipitaciones, estaría en torno a los 13-16°C de temperatura ambiente.

Lo anterior concuerda con lo señalado por Peredo *et al.*, (1983), quienes encontraron una mayor fructificación en suelos cuyas temperatura a 1 cm de profundidad estaba entre los 13-14°C. Cabe señalar que la temperatura del suelo a 1 cm de profundidad es levemente inferior a la temperatura ambiente.

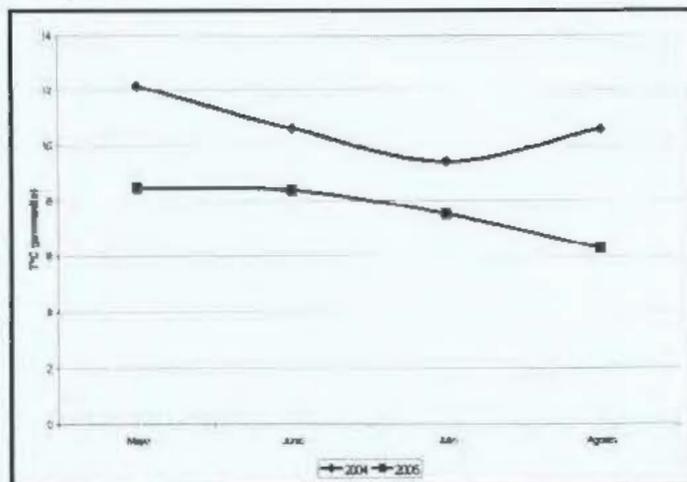
Figura 5. Influencia de la temperatura del suelo en la fructificación de *S. luteus*.



Fuente: Peredo *et al.* (1983).

En este sentido, y como se puede observar en el Gráfico N° 4, en la estación meteorológica San Pedro y Las Cañas, el promedio de temperatura ambiente para la temporada de fructificación del 2005 no superó los 8°C. Esto lleva a pensar que la temperatura del suelo a 1 cm de profundidad, donde se produce la simbiosis, bordeó los 6-7°C en dicha zona.

Gráfico 4. Temperatura ambiente promedio (período de fructificación de cada año).

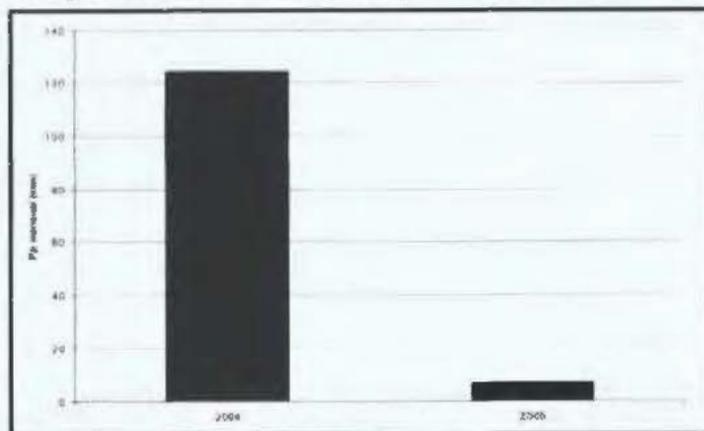


Fuente: Datos proporcionados por Bosques de Chile S.A.

Agerer (1985) encontró que para la cantidad de cuerpos fructíferos producidos en otoño, los parámetros más importantes son: el promedio semanal de la temperatura durante la primera mitad de la temporada (primavera) y la precipitación acumulada durante 7 semanas antes de la fructificación. Salerni *et al.* (2002) sostienen además que una abundante lluvia 30 días antes de comenzar la temporada de fructificación, favorece la productividad de los hongos.

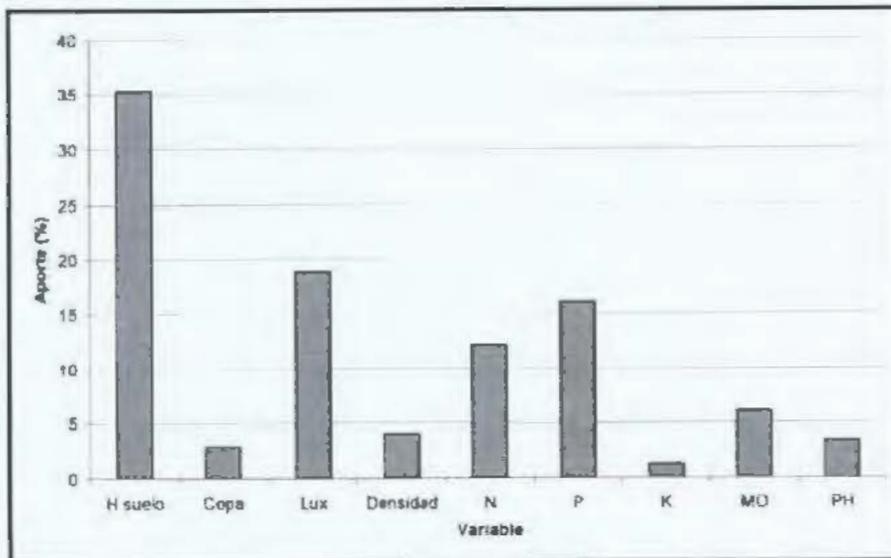
En este sentido y tomando como base el mes de abril de 2005 (antes de la temporada de fructificación para *S. luteus* y *L. deliciosus* en Chile), se tiene que fue un mes con una precipitación bastante baja, sólo 7,5 mm, en comparación con los casi 125 mm para igual período en 2004 (Ver Gráfico 5).

Gráfico 5. Precipitación del mes de abril de cada año (30 días antes de la temporada de fructificación).



Fuente: Datos proporcionados por Bosques de Chile S.A.

Por otro lado, una vez analizados los datos de las unidades muestrales mediante el método de regresión por pasos, los resultados se resumen en el siguiente gráfico:



Se puede observar que las variables de mayor influencia en la fructificación de hongos en las 27 unidades muestrales ejecutadas en distintos puntos de la VII Región fueron la humedad del suelo (Hsuelo), la luminosidad que llega al piso forestal (Lux), el contenido de nitrógeno (N) y el contenido de fósforo (P). Los resultados concuerdan con lo encontrado por los autores mencionados anteriormente.

Por otra parte, diversos autores han reportado los positivos efectos de la manipulación de la hojarasca del piso forestal sobre la aparición de cuerpos fructíferos. Baar and ter Braak, 1996; Baar and Kuyper, 1993; Baar and de Vries, 1995; Conn and Dighton, 2000; De Vries et al, 1985; Termorshuizen, 1991; Tyler, 1991; Keizer and Arnold, 1994, encontraron que la extracción de la hojarasca (con

la consecuente modificación del estado nutritivo del suelo) aumentaba el número de carpóforos.

Lo anterior debido a que con la eliminación de la hojarasca, también se estaba disminuyendo los niveles de nitrógeno en el suelo, lo que contribuiría a un aumento en la fructificación. Esto es coincidente con lo reportado por Wallander and Nylund (1992), quienes encontraron una relación negativa entre los niveles de micorrizas en el suelo y el nivel de nitrógeno en el mismo. Por su parte, Ohenoja (1988), Shubin (1988), Termorshuizen (1993), Arnebrabt and Söderström (1992) registraron disminución en la fructificación, posterior a actividades de fertilización con nitrógeno.

Baar and Kuyper (1993) sostienen que si bien al extraer la hojarasca del piso forestal se altera los contenidos de nitrógeno y se extrae también raicillas del árbol, tiene un positivo efecto en el desarrollo de los hongos ectomicorrícicos.

Finalmente, Salerni y Perini (2006) encontraron una positiva relación entre el número de carpóforos y la extracción de hojarasca en conjunto con la aplicación de un raleo de mediana intensidad.

Sobre la base de lo anterior, el esquema de manejo a implementar se basa en la aplicación de un raleo de mediana intensidad (que deje en pie el 40% del área basal del rodal) y la extracción total de la hojarasca del suelo, hasta llegar al suelo mineral.



Este esquema deberá ser contrastado con variaciones en la intensidad del raleo y presencia-ausencia de hojarasca, además de un tratamiento control. Para esto se propone el siguiente diseño, donde los cuadrados menores representan parcelas de 15 m*15 m.



	Replica 1	Replica 2	Replica 3
Control	con hojarasca	sin hojarasca	con hojarasca
	sin hojarasca	con hojarasca	sin hojarasca
Raleo del 20% del área basal del rodal	con hojarasca	sin hojarasca	con hojarasca
	sin hojarasca	con hojarasca	sin hojarasca
Raleo del 40% del área basal del rodal	con hojarasca	sin hojarasca	con hojarasca
	sin hojarasca	con hojarasca	sin hojarasca

f) Revisión de literatura relacionada con la ecología de las cuatro especies

El documento que describe la ecología de las especies *Lactarius deliciosus*, *Suillus luteus*, *Boletus edulis* y *Boletus pinicola* se presenta en el ANEXO 9.

3.3 Técnicas de Cosecha y Poscosecha

3.3.1. Revisión de literatura en cosecha de las cuatro especies

La revisión de literatura incluye una sistematización de lo realizado en el tema de cosecha de las especies de hongos considerados por el proyecto.

En esta revisión los procedimientos, aunque muy similares, se dividen por especie; ya sean las existentes dentro de Chile (*Suillus luteus* y *Lactarius deliciosus*) y las exóticas (*Boletus edulis* y *Boletus pinicola*).

En las técnicas de cosecha para *L. deliciosus* y *S. Luteus*; por tratarse de especies de aprovechamiento habitual dentro del país, se maneja bastante información en cuanto a su época de extracción, localización, forma de recolección, acopio y transporte. En tanto que las técnicas de cosecha aplicables a *Boletus edulis* y *B. pinicola*, por encontrarse en etapa inicial de introducción, el manejo de información local es escaso. No obstante, los métodos de cosecha, acopio y transporte son similares.

Finalmente, se realiza un análisis de las actuales técnicas de cosecha, acopio y transporte a fin de proponer mejoras con el propósito de incrementar la calidad del producto final y contar así con volúmenes suficientes para su comercialización.

a) ÉPOCA DE EXTRACCIÓN

Lactarius deliciosus (L. ex Fries) S. F. Gray

Simbionte: *Pinus radiata* (en Chile)

Clase: *Holobasidiomycetes*

Subclase: *Hymenomycetidae*

Orden: *Agaricales*

Familia: *Russulaceae*

Nombre común: Níscalo, Rovellón, Saffron Milk Cap (Inglés), Edelreizker (Alemán), Fungo del Pino (Italiano).



ECOLOGÍA:

Distribución latitudinal: zona holártica (Europa, Asia del Norte, Norteamérica, África del Norte).

Distribución altitudinal: desde el nivel del mar hasta zonas montañosas (> 1000 m); **hábitat** bosques de coníferas (*Pinus* spp.).

Suelos secos hasta húmedos, arenosos, ácidos hasta alcalinos.

Fitobiontes: *Pinus* spp; temporada de fructificación principalmente otoño.

Tabla 1. Época de colecta de *Lactarius deliciosus* en Chile.

Mayo	Junio	Julio	Agosto	Sept.	Oct.	Nov.
X	X			X	X	X

Fuente: Adaptado de Smith-Ramírez (1994), Tacón *et al.* (1999), Pognat (2001), FAO (1998) y Valenzuela (1995), todos citados por Valdebenito *et al.* (2003).

En general, la época de colecta dependerá de la zona geográfica en que se encuentre la plantación de *Pinus* spp.



Suillus luteus

Suillus luteus (L.) S.F. Gray

Simbionte: *Pinus radiata* (en Chile)

Clase: *Holobasidiomycetes*

Subclase: *Hymenomycetidae*

Orden: *Agaricales*

Familia: *Boletaceae*

Nombre común: Callampa de pino, Boletó viscoso anillado, Slippery Jack (Inglés), Butterpilz (Alemán), Pinarolo (Italiano).



ECOLOGÍA:

Distribución latitudinal: En general se le encuentra en todos en todos continentes donde hay coníferas, especialmente pinos. **distribución altitudinal:** desde el nivel del mar sobre los 1000 m.s.n.m.; **hábitat:** bosques de coníferas (pino).

Suelos arenosos, ácidos, excepcionalmente neutros o básicos.

Fitobiontes: *Pinus* spp., raramente *Picea*; temporada de fructificación fines de verano hasta otoño.

Tabla 2. Época de colecta de *Suillus luteus* en Chile.

Abril	Mayo	Junio	Julio	Agosto	Sept.	Oct.	Nov.
X	X	X			X	X	X

Fuente: Adaptado de Smith-Ramírez (1994), Tacón *et al.* (1999), Pognat (2001), FAO (1998) y Valenzuela (1995), todos citados por Valdebenito *et al.* (2003)

La época de colecta dependerá de la zona geográfica en que se encuentre la plantación de *Pinus* spp., la cual será más cerca de abril a mientras más al sur se encuentre (hemisferio sur) (Gallo y Ojer, 2004).



***Boletus edulis* (Bulliard) Fries (agg.)**

Simbionte: *Pinus radiata*

Clase: *Holobasidiomycetes*

Subclase: *Hymenomycetidae*

Orden: *Agaricales*

Familia: *Boletaceae*

Nombre común: Boletito comestible, King Boletito (Inglés), Steinpilz (Alemán), Porcino (Italiano).



ECOLOGÍA:

Distribución latitudinal: zonas meridionales hasta árticas de Europa, América, Asia, también en África Norte, Australia.

Distribución altitudinal: desde el nivel del mar hasta más de 1200 m.

Hábitat: bosque de coníferas o latifoliados.

Suelos: arenosos hasta arcillosos, ácidos hasta neutros, con o sin hojarasca.

Fitobiontes: Pináceas (*Abies* spp., *Picea* spp., *Pinus* spp.), Fagáceas (*Fagus* spp., *Quercus* spp.), Betuláceas (*Betula* spp.); temporada de fructificación durante otoño, hasta las primeras heladas.

Tabla 3. Época de colecta de *Boletus edulis* en el Hemisferio Norte.

Sept.	Oct.	Nov.	Dic.	Ener.
X	X	X	X	X

Fuente: Adaptado de Smith-Ramírez (1994), Tacón *et al* (1999), Pognat (2001), FAO (1998) y Valenzuela (1995), todos citados por Valdebenito *et al* (2003)

***Boletus pinicola* (Vittadini) Venturi**

Simbionte: *Pinus radiata*
Clase: *Holobasidiomycetes*
Subclase: *Hymenomycetidae*
Orden: *Agaricales*
Familia: *Boletaceae*
Nombre común: Boletito comestible, King Bolete (Inglés), Kiefern-Steinpilz (Alemán), Porcino rosso, Moro (Italiano).



ECOLOGÍA:

Distribución latitudinal: zonas meridionales hasta boreales de Europa, América, Asia, también en Mexico (introducido), África Norte;

Distribución altitudinal: desde el nivel del mar hasta más de 1100 m.s.n.m.; *hábitat* bosques de pino (*Pinus* spp.);

Suelos pobres en nutrientes, arenosos, ácidos hasta neutros, secos hasta moderadamente húmedos; *fitobiontes* *Pinus* spp., (rara vez *Picea* spp.); temporada de fructificación temprano en otoño.

Tabla 4. Época de colecta de *Boletus pinicola* en el Hemisferio Norte.

Marzo	Abril	Mayo	Junio	Julio	Agosto	Sept.	Oct.	Nov.
X	X	X	X			X	X	X

Fuente: Adaptado de Smith-Ramirez (1994), Tacón *et al* (1999), Pognat (2001), FAO (1998) y Valenzuela (1995), todos citados por Valdebenito *et al* (2003)



b) LOCALIZACIÓN DEL RECURSO

Lactarius deliciosus

Se distribuye entre la zona costera y precordillera Andina de las VI a X Regiones (Sepúlveda, 1991). Valenzuela (1995), le asigna un área de distribución desde Chillán a Osorno, asociado a plantaciones de *Pinus spp.* Experiencias personales del equipo de trabajo del proyecto señalan su localización en bosques de *Pinus radiata* de la costa de la VI Región.

Se desarrolla en el suelo de bosques de coníferas entre los 6 y 20 años, siendo más propicio su desarrollo en bosques de 11 a 15 años, con abundante vegetación arbustiva.

Suillus luteus

Se distribuye principalmente en Chile central y austral, asociado a plantaciones de *Pinus spp* (Parragué, 1986). Experiencias personales del equipo de trabajo del proyecto señalan su localización en bosques de *Pinus radiata* de la costa de la VI Región.

Se desarrolla en la superficie del suelo de bosques de coníferas, principalmente pino. Crece en bosques jóvenes de 8 a 10 años con empastadas y abundante luminosidad.

Boletus edulis

Crecen en bosques de latifoliadas y coníferas, especialmente templados del hemisferio norte, sobretodo en los bordes de los bosques. Es común en México, Escandinavia y en el sur de Grecia e Italia. Además se encuentra en Asia, especialmente en China (Wang *et al.*, 1995).

Boletus pinicola

Habita en bosques de pino, pino-encino y abeto través del hemisferio norte. Se le encuentra alrededor de los 2900 m.s.n.m. (Torres, 2003).

c) BREVE ANÁLISIS DE LAS ACTUALES TÉCNICAS DE RECOLECCIÓN DE HONGOS SILVESTRES COMESTIBLES EN CHILE

La recolección de los hongos silvestres comestibles en Chile se realiza a través de recorridos en los sectores donde éstos se desarrollan. Los recorridos se inician en la madrugada y concluyen a media tarde, con un promedio de ocho horas de caminata, en donde se aprecia que casi el total del grupo familiar rural se dedica a esta faena.



Foto 64. Recolección de hongos silvestres.

En cuanto al rendimiento promedio de la cosecha de hongos, este alcanza en Chile los 35 kg frescos/8hr/día. Sin embargo, deficiencias en la calidad, falta de conocimiento sobre productos, formas de extracción, actores que intervienen en la producción, manejo y comercialización, han sido sin duda las principales variables que explican, junto a fluctuaciones de precios en el mercado internacional, el bajo valor obtenido por estos productos.

Respecto a la calidad, hay una serie de factores que lo convierten en un producto de menor precio en el mercado: mala técnica y cosecha al barrer, procesamiento de la totalidad de la colecta, mala calibración por tamaño, deficiente

deshidratación, decoloración, postergación del procesamiento y problemas fitosanitarios.

Por otra parte, la recolección se realiza en forma manual, utilizando sólo baldes plásticos para el transporte. De esta manera, queda de manifiesto que el proceso presenta graves deficiencias, ya que por un lado no se utilizan los materiales adecuados (cuchillo inoxidable, canasto de mimbre), ni se aplica un control de calidad en el proceso, lo que se traduce en un deterioro ya sea por el apilamiento o por la deficiencia en la manipulación.



Foto 65. Extracción manual de hongos silvestres.

Destaca, además, que al comienzo de la época de fructificación se realiza una extracción indiscriminada, por lo cual no existe un concepto de manejo sustentable del recurso.

Por último, destaca la nula selección del material y la nula asociatividad, lo que genera un acceso a bajos precios por los hongos cosechados.

En resumen, al analizar las actuales técnicas de cosecha, acopio y transporte, se puede sostener que los recolectores desconocen la forma idónea de realizar estas faenas, ya que se destaca que éstos realizan un barrido de extracción, no dejan micelio en el lugar que permitan la multiplicación posterior de los hongos, y los métodos de acopio y transporte desfavorecen la calidad del producto.

d) PROPOSICIÓN DE MEJORAS EN TÉCNICAS DE COSECHA, ACOPIO Y TRANSPORTE DE HONGOS SILVESTRES COMESTIBLES

Cosecha

La recolección debe realizarse en días húmedos pero asoleados. Nunca se debe recolectar después de lluvias intensas, ya que el hongo al absorber mucha agua, al secarlo, se torna oscuro.

La cosecha consiste en tomar el hongo por el pie o estípote (tallo del hongo), girarlo para desprenderlo del sustrato y con un cuchillo de acero inoxidable pequeño cortar la parte basal del pie, para liberarlo de partículas de suelo u hojarasca adheridas a esta porción. Nunca se debe arrancar el hongo, ya que se pierde parte del micelio y no se vuelve a reproducir.



Foto 66. Pie o estípote de un hongo (tallo de color blanquecino).

El corte debe dejar en el suelo un pie no superior a 2 a 3 cm de largo, lo cual es una forma de favorecer la propagación vegetativa de las especies fúngicas. Además el pie del hongo desfavorece la calidad del producto.

Una vez limpio el hongo se debe depositar en canastas o cubetas de plástico, nunca en bolsas plásticas, ya que el hongo puede fermentar y perder características de olor, color y sabor. Los ejemplares se acomodan con el himenio (láminas, poros o venas) hacia arriba y se cubren con una servilleta o una tela de algodón.



Foto 67. Himenio de un hongo.



Foto 68. Depósito idóneo de hongos silvestres en cubetas plásticas.

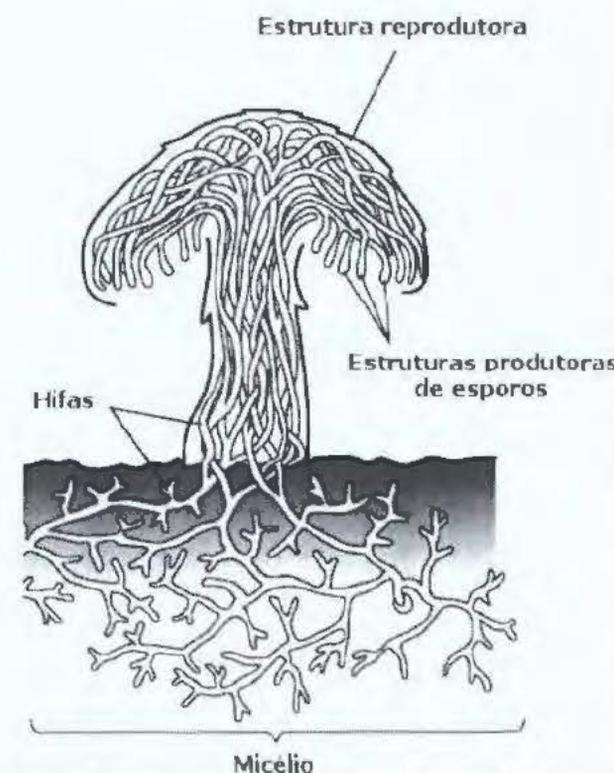


Al cosechar *Lactarius deliciosus* se debe tener cuidado de no tocar las laminas para que no se oxiden, ya que se trata de una especie que generalmente se comercializa en fresco en los mercados europeos o en los restaurantes.

Siempre deben buscarse hongos frescos, con buena consistencia, es decir, no deben ser blandos al tacto; ya que cuando esto sucede es porque éstos están agusanados, lo que también es evidente por la presencia de galerías en el estípite. Además los hongos viejos nunca deben ser extraídos, ya que son un reservorio de esporas y presentan mala calidad.

La localización de aquellos hongos que crecen semienterrados se hace mediante la búsqueda de montículos en el suelo. Al encontrarlos se debe observar en los alrededores, ya que es probable que hayan más ejemplares.

Los ejemplares se descubren en forma manual hasta que se pueda ver el pie en su totalidad. No se deben utilizar herramientas que dañen al hongo o expongan el micelio.





Cuando el hongo es maduro o sobremaduro se cubre con la hojarasca, sin compactar el suelo.

Si el ejemplar está muy adherido al sustrato, se sugiere sacarlo con una "palita de jardinero", una rama terminada en horqueta o una navaja; estas herramientas sólo se usan para hacer palanca en la parte inferior del hongo al momento de extraerlo.



Foto 69. Extracción de un hongo silvestre comestible con cuchillo inoxidable.

Se debe sujetar el estípite del hongo con los dedos medio, índice y pulgar de una mano y la otra colocarla con la palma encima del sombrero, a continuación con movimientos circulares girar hasta desprenderlo del sustrato.

Luego se debe limpiar el hongo con la misma hojarasca, un pincel o cepillo dental, de tal manera que se deje libre de tierra, hojas, mosquitos, etc.



Foto 70. Corte idóneo de un hongo silvestre comestible.

Si el ejemplar recolectado tiene su sombrero abierto o semiabierto (extendido), es recomendable colocarlo con su parte inferior (láminas, venas o poros) dirigida hacia el hoyo de donde fue extraído, y con golpes suaves sobre la parte superior favorecer el desprendimiento de las esporas.

Si el hongo es para autoconsumo o venta local se sugiere cortarlos de tal manera que la base del pie no se extraiga.

Si el objetivo de la recolección es la venta, entonces el hongo debe extraerse lo más completo posible, de tal manera que sólo quede el micelio en el sustrato.

Se debe cubrir el lugar de donde se extrajo el hongo con la hojarasca removida inicialmente, para evitar que el micelio pierda agua, lo que provocaría su muerte.

Clasificación

Una vez ingresados los cuerpos fructíferos son seleccionados en forma manual de acuerdo a distintos calibres y eliminando aquellos que no cumplen los requisitos de madurez. Los hongos seleccionados se limpian para eliminar los restos de tierra e insectos, separándose luego la base del tallo.



Foto 71. Clasificación idónea de hongos silvestres.

Acopio y Transporte

El lugar de acopio debe ser una zona accesible y debe estar rodeado de un ambiente fresco y seco.

Los hongos se depositan durante la recolecta en canastas amplias y poco profundas (25-40 cm), las cuales deben cubrirse con un lienzo limpio de algodón o con papel encerado. Los individuos se acomodan de tal manera que los de mayor tamaño y pesados queden en la parte inferior de la canasta, con los sombreros invertidos. Las bandejas o canastas no deben llevar más de 10 Kg de hongos.

Cada hongo se puede envolver con papel encerado o guardar en bolsas de papel. Siempre hay que evitar el maltrato por exceso de humedad o por el contacto entre los mismos hongos.

Lo ideal para el transporte es utilizar algún medio de rápido traslado (carretilla, carretón o vehículo).



Foto 72. Carro transportador de hongos silvestres.



Foto 73. Carro transportador de hongos silvestres.

Dado que muchas especies de hongos silvestres comestibles son recolectadas en fases juveniles, esto es, antes de que liberen sus esporas, en general se extraen antes de que concluyan su esporulación. Por ello se recomienda que la recolección se lleve a cabo dejando un período al inicio de la época de fructificación y otro al final sin aprovechar el recurso; con lo que se favorece la propagación natural de las especies fúngicas. Así también se garantiza la reproducción de genotipos tanto de fructificación temprana como de fructificación tardía.

Los hongos se comercializan directamente por los recolectores, quienes ofrecen su mercancía a la orilla de los caminos, en mercados secundarios o bien los entregan a intermediarios y acopiadores en su comunidad.

Se deben aprovechar sólo los cuerpos fructíferos en la etapa de madurez de cosecha, identificándolos por su forma y tamaño.

3.3.2. Revisión de literatura en procesamiento de las cuatro especies

La revisión de literatura incluye lo realizado en el tema de procesamiento de las especies de hongos del proyecto.

Se revisaron las distintas alternativas de procesamiento con el propósito de entregar más alternativas que pudieran eventualmente ser abordadas por las empresas de este segmento.

El proceso abordó los procesos de hongos deshidratados, encurtidos o enlatados, fermentados, en aceite de oliva o aceite comestible, congelados, extractos y concentrados, concentrados de hongos deshidratados y salmuerados.

Los procesos fueron extraídos principalmente de la Norma General del Codex para los Hongos Comestibles y sus Productos, anteriormente CAC/RS 28-1970. Esta norma contiene los requisitos generales aplicables a todos los hongos comestibles, frescos o elaborados.

Los procesos de encurtido (en sal, azúcar y vinagre), fermentado (en sal), en aceite (de oliva o vegetal, más sal), extractos y concentrados, se preparan más bien en forma artesanal y/o casera, para el disfrute de la familia o de mercados nacionales muy limitados, en razón de su elevado costo y no son empleadas en forma masiva en el país, por lo cual la información disponible es limitada.



a) DESHIDRATADOS

Se entiende por hongos deshidratados al producto obtenido por desecación o liofilización de hongos comestibles de una sola especie, ya sean enteros o en lonjas.

En el proceso de secado se debe distinguir entre la actividad artesanal y la actividad de nivel industrial en plantas procesadoras. Con respecto al secado artesanal este puede ser por aireación y soleado o en deshidratadores artesanales. Lo más común es el secado por aireación y soleado de los hongos sobre bandejas o sobre malla rashell suspendida. Lamentablemente el producto obtenido por este método es de irregular calidad, muy contaminado con polvo y otras impurezas, además de no existir control sobre la humedad y temperatura. Con la finalidad de elevar el nivel de la producción artesanal han surgido algunas iniciativas (SUR Profesionales Consultores Ltda., 1996) para incorporar el uso de secadores artesanales de manejo familiar (de autoconstrucción).

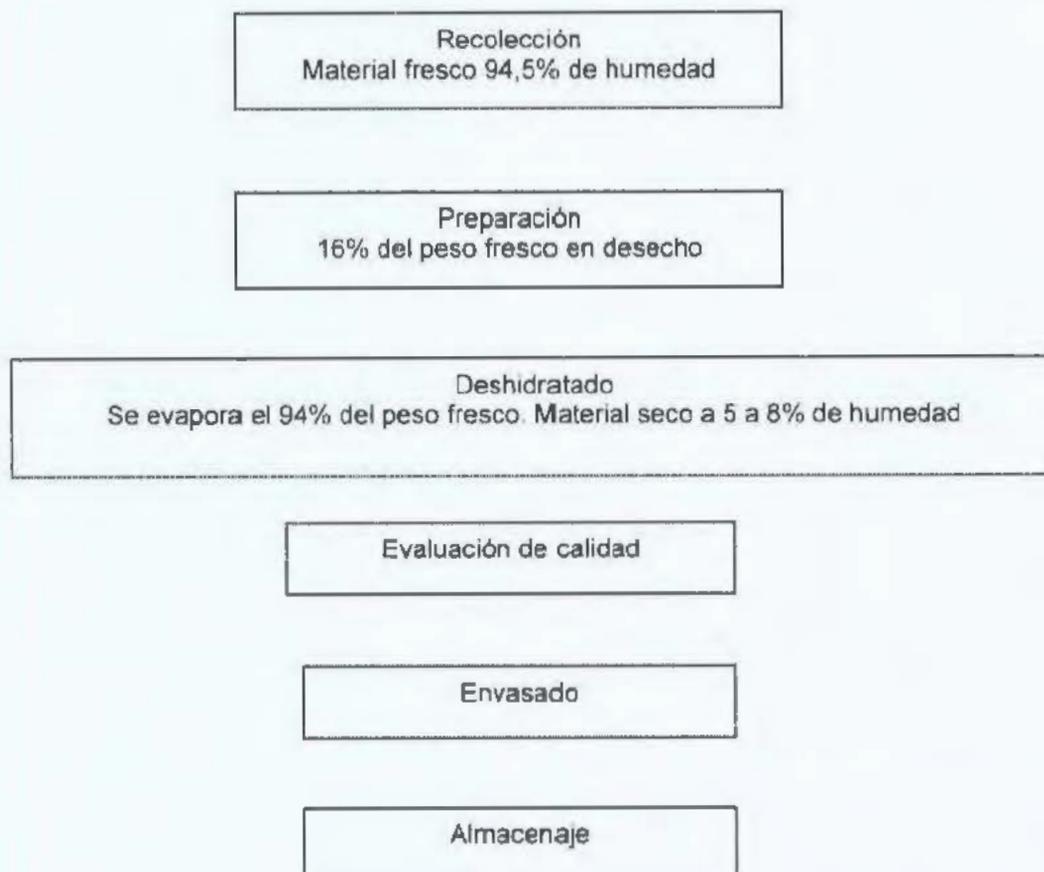
Las características de estos deshidratadores permiten un uso multipropósito y generalmente están dotados de un calefactor artesanal tipo tambor bencinero que funciona con leña o material combustible proveniente de los desechos agrícolas y forestales. Tienen una superficie aproximada de 9 m².

Si bien inicialmente eran los propios recolectores quienes deshidrataban el hongo, en la actualidad cada vez es más común que el recolector venda su producto fresco a acopiadores que trasladan el hongo fresco a las plantas deshidratadoras que se ubican lejanas a las zonas de recolección. Esto ha aumentado el costo de transporte del hongo, pero se ve compensado con el menor valor a que lo

compran en estado fresco.

A continuación se detalla el proceso de deshidratado industrial (SUR Profesionales Consultores Ltda., 1996).

Figura 6. Flujo del proceso deshidratado.



Preparación

Una vez hecha la recepción y pesaje de los hongos, se raspa y corta la mitad del tallo para eliminar el extremo duro, raicillas y barro (uso de cuchillos de acero

inoxidable). Se elimina la cutícula que cubre al hongo.

Luego se trozan los hongos al tamaño de rebanada especificado (normalmente 1 cm aproximadamente). Los hongos trozados se distribuyen en bandejas. La carga es de 6-8 kg/m² de bandeja. Luego las bandejas en una o dos capas se llevan a los secadores.



Foto 74. Preparación de hongos silvestres.

Deshidratado

Las bandejas se disponen dentro de un secador que puede ser de compartimiento (secador discontinuo) o de túnel (secador continuo). El tiempo de secado no puede ser mayor de 8 a 10 horas. Un deshidratado rápido con temperatura elevada produce un tostado, en tanto un proceso lento (14-15 hrs) oxida el producto. Así, en ambas situaciones se produce un ennegrecimiento del producto y queda sin sabor.

En el proceso de deshidratado se distinguen dos etapas. En la etapa 1 el proceso debe ser lento con temperaturas no superiores a los 40-45°C, con un buen tiraje de aire para eliminar el agua libre del hongo. Esta fase debe durar entre 5 a 6 hrs. En la etapa 2, la velocidad del aire debe ser menor y la temperatura debe subir a 60 °C, nunca superior a esto. Esta fase debe durar de 2 a 3 hrs.

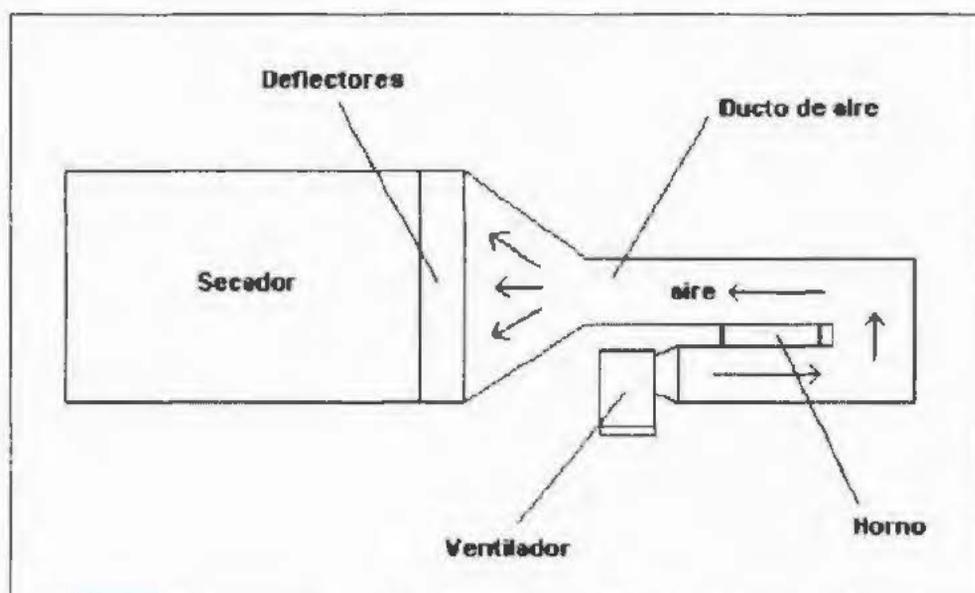


Figura 7. Vista de planta de secador de compartimiento para hongos.

Fuente: SUR Profesionales Consultores Ltda. (1996).

Evaluación de calidad

Normalmente el parámetro más apreciado es el color, que debe ser más cercano al hongo fresco. Además, debe ser de tamaño regular homogéneo y limpio de impurezas.

Envasado

Se realiza en bolsas de papel Kraft, a granel y recubierto con bolsas de polietileno selladas, para evitar la rehidratación del producto. Estas bolsas varían en un contenido de 15 a 20 kilos.

Almacenaje

Se debe hacer en bodegas ventiladas y limpias donde se elimine la humedad residual, y en lo posible protegidas de acceso de ratas.

Para los hongos deshidratados se debe considerar un factor de conversión de 10:1 a 20:1 (10 a 20 kg de hongos frescos entregan 1 kilo de hongos deshidratados), esta variación depende de la cantidad de materia seca que tiene el hongo al momento de procesarlo y a la diferencia entre variedades.

Defectos permitidos

- Impurezas minerales no más de 2% m/m. *
- Impurezas orgánicas de origen vegetal no más de 0,02% m/m.
- Contenido de hongos dañados por larvas: no más de 20% m/m de daño total, incluso daños graves.

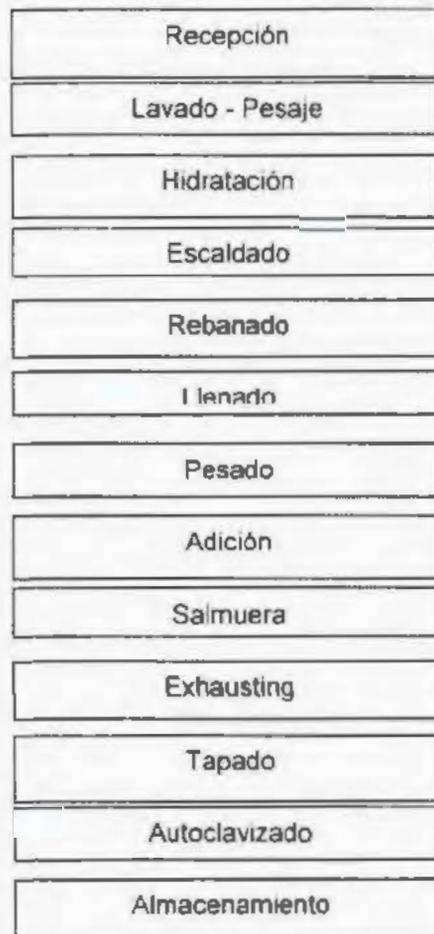
*** Nota:** m/m, es la equivalencia que indica cierto porcentaje o cantidad del total de una muestra o compuesto. Ej: 2% m/m de impurezas= 2% de impurezas del total del peso del compuesto o muestra.



b) ENCURTIDOS O ENLATADOS

Se entiende por hongos encurtidos los hongos comestibles, frescos o previamente conservados, adecuadamente preparados después de limpiados, lavados y blanqueados, sumergidos en vinagre y con o sin la adición de sal, azúcares, aceites vegetales, ácidos acético, láctico, cítrico o ascóbito y luego pasterizados en recipientes cerrados herméticamente.

Figura 8. Flujo del proceso de conservación (SUR Profesionales Consultores Ltda., 1996).





Lavado y pesaje

El lavado se lleva a cabo por inmersión y de duchas. Durante la primera inspección se eliminan los hongos con el velo abierto y los ejemplares en mal estado sanitario.

Hidratación

Los hongos se sumergen en agua desmineralizada (libre de calcio y sodio) por 30 minutos. Con este proceso se logra eliminar la capacidad de flotar del hongo y evitar las posteriores pérdidas de peso. Se someten a presiones mayores que la atmosférica y una vez desconectado el vacío se dejan los hongos en esa agua por 90 minutos.

Escaldado

En esta etapa los hongos se someten a un proceso térmico de corta duración a 100 °C por 5 a 7 minutos. Su aplicación logra disminuir la carga microbiana, eliminar gases intercelulares e inactivar enzimas causantes de oxidaciones y cambios de color en el producto. Como resultado del escaldado, se obtiene un producto de menor tamaño y mayor densidad. Una vez pasado este proceso se realiza una segunda inspección con el fin de separar calidades.

Rebanado, llenado, pesado, adición, salmuera

Se procede al rebanado o trozado de los hongos y posteriormente se introducen en el envase, se pesan y se les agrega la salmuera de 1,8%, que es el medio de empaque del producto.



Exhausting

Antes de sellar los envases se expulsan los gases, que tiene como fin evitar las presiones excesivas en la lata durante el proceso térmico y a la vez evitar corrosiones en el envase causada por la presencia de oxígeno.

Tapado

Las latas son selladas.

Autoclavizado

Se realiza un tratamiento térmico en autoclaves a presiones mayores que la atmosférica. El calor puede provenir de agua caliente o vapor y se aplican temperaturas entre 115-121 °C para lograr la esterilización a una presión de 10 a 15 libras. Finalmente se enfrían para evitar el desarrollo de microorganismos termofílicos.

Almacenamiento

Luego del tratamiento térmico, el producto se almacena por un tiempo determinado (aproximadamente 14 días), al final del cual se efectúa un muestreo con el fin de evaluar el producto terminado. Una vez aprobado el producto se etiquetan los envases y se ponen en cajas donde son almacenadas para posteriormente ser despachadas.

Según la conversión alemana (SUR Profesionales Consultores Ltda., 1996), 1 kg de hongos frescos equivale a 1,316 kg de hongos en conserva.

Tolerancias para los defectos

- Impurezas minerales: no más de 0,1% m/m.
- Impurezas orgánicas de origen vegetal: no más de 0,02% m/m.
- Contenido de hongos dañados por larvas: no más de 6% m/m del daño total, incluso no más de 2% m/m de daños graves.

c) FERMENTADOS

Se entiende por hongos fermentados los hongos comestibles frescos de una sola especie, conservados por fermentación en sal y ácido láctico.

Factor esencial de composición y calidad:

- Ácido láctico que se forma naturalmente como consecuencia del proceso de fermentación: no menos de 1% m/m.

Ingredientes permitidos:

- Sal (cloruro de sodio): no menos de 3% m/m y no más de 6% m/m.

Tolerancias para los defectos:

- Impurezas minerales: no más de 0,2% m/m.
- Impurezas orgánicas de origen vegetal: no más de 0,1% m/m.
- Contenido de hongos dañados por larvas: no más de 4% m/m.



d) EN ACEITE DE OLIVA O ACEITE COMESTIBLE

Se entiende por hongos en aceite de oliva y otros aceites vegetales los hongos comestibles frescos o salados de una sola especie, enteros o en lonjas, envasados en recipientes cerrados herméticamente en aceite de oliva u otro aceite vegetal comestible, y sometidos a tratamiento térmico hasta un grado que garantice la resistencia del producto a la alteración.

Ingredientes permitidos:

- Sal (cloruro de sodio): no más de 1% m/m.
- Aceite de oliva u otro aceite vegetal comestible.

Tolerancias para los defectos:

- Impurezas minerales: no más de 0,1% m/m.
- Impurezas orgánicas de origen vegetal: no más de 0,02% m/m.
- Hongos dañados por larvas: no más de 6% m/m del daño total, incluso no más de 2% m/m de daños graves.

e) CONGELADOS

Se entiende por hongos congelados, los hongos comestibles frescos de una sola especie, que, después de limpiados, lavados y blanqueados, se someten a un proceso de congelación en una instalación apropiada y que se ajustan a condiciones pre-establecidas.

Los hongos para ser congelados deben tener un sombrero de 30 a 70 mm de diámetro.

El proceso de congelado (SUR Profesionales Consultores Ltda., 1996) permite detener todos los procesos enzimáticos y la acción microbiana que llevan al deterioro de los hongos. Esto permite tener un producto final con características de apariencia, color, sabor y valor nutritivo mejores que las otras modalidades de procesamiento.

El tipo de congelado más común es el IQF (Individual Quick Frozen), que implica que los hongos son congelados rápidamente (a $-24\text{ }^{\circ}\text{C}$) y de manera individual, ya sea sumergiendo los hongos en refrigerantes o por el sistema de lecho fluidizante, de tal forma que al momento de servir solo se descongelen las unidades deseadas.

Este proceso de congelamiento rápido (IQF) permite que los cristales de hielo que se forman dentro de las células de los tejidos sean de tamaño muy pequeño. De esta manera se evita que las paredes celulares que conforman los tejidos vegetales se rompan. Por lo tanto al descongelar el producto no hay derrame de fluidos celulares, lo cual garantiza una textura, valor nutritivo y sabor igual al de un producto recién cosechado.



La diferencia sustancial entre una congelación IQF y una congelación lenta es el tamaño del cristal que se forma. En la segunda el cristal es tan grande que rompe las paredes celulares, permitiendo el derrame de fluidos internos y por ende un deterioro en textura, sabor y valor nutritivo.

Adicionalmente, el uso de este proceso garantiza que los productos no necesiten de ningún tipo de químicos o preservantes para su preservación. Además es importante recalcar que gracias a los cambios dramáticos de temperatura se reduce de forma importante la presencia de microorganismos.

Según la conversión alemana (SUR Profesionales Consultores Ltda., 1996), 1 kg de hongos frescos equivale a 1,111 kg de hongos congelados.

Tolerancias para los defectos

- Impurezas minerales: no más de 0,2% m/m.
- Impurezas orgánicas de origen vegetal: no más de 0,02% m/m.
- Contenido de hongos dañados por larvas: no más de 6% m/m del daño total, incluso no más de 2% m/m de daños graves.



f) EXTRACTOS Y CONCENTRADOS

Se entiende por extracto de hongos el producto concentrado de caldo de hongos comestibles frescos o de agua de hongos desecados comestibles de una o más especies con adición de sal, y que se concentra al siete por ciento de extracto, sin sal.

Ingredientes permitidos:

-Sal (cloruro de sodio): no más de 20% m/m.

Tolerancias para los defectos:

-Impurezas minerales: ninguna.

-Impurezas orgánicas de origen vegetal: ninguna.



g) CONCENTRADOS DE HONGOS DESHIDRATADOS

Se entiende por concentrado de hongos el producto concentrado de jugo de hongos frescos comestibles o de agua de hongos desecados comestibles de una o más especies con adición de sal, y que se concentra al 24% de extracto, sin sal.

Se entiende por concentrado de hongos desecados al producto desecado obtenido de extracto de hongos o de concentrado de hongos.

Criterios de calidad:

-Contenido de agua: no más de 9% m/m.

Ingredientes permitidos:

-Sal (cloruro de sodio): no más de 5% m/m.

Defectos permitidos:

-Impurezas minerales: ninguna.

-Impurezas orgánicas de origen vegetal: ninguna.

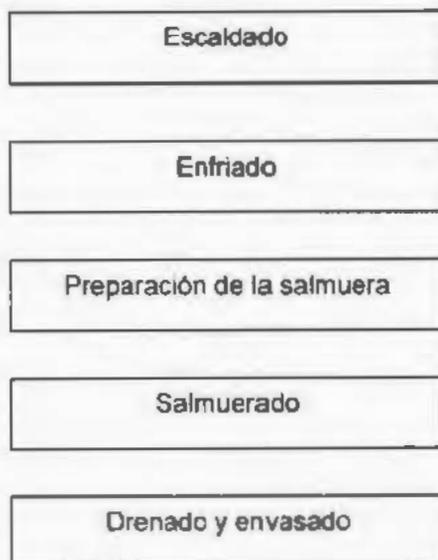
h) SALMUERADOS

Se entiende por hongos salmuerados a los hongos comestibles frescos de una sola especie, enteros o en lonjas, conservados en salmuera después de limpiados, lavados y blanqueados.

Para el salmuerado, debe considerarse siempre el hongo pequeño. El diámetro del sombrero debe tener entre 30-100 mm. Deben ser hongos frescos, enteros o en lonjas y de una sola variedad.

A continuación se describe el proceso de salmuerado (Pereira, 1991).

Figura 9. Flujo del proceso de salmuerado.



Escaldado

Consiste en sumergir los hongos recolectados por 24 horas en agua caliente entre 90 a 100 °C por un tiempo que varía entre 3 a 15 minutos, dependiendo de la variedad y tamaño.

El producto se coloca en mallas resistentes a la temperatura y la operación se realiza en olla de acero inoxidable con 1/3 de agua en su interior. Los hongos se revuelven de modo de hacer homogéneo el cocido. Con esta etapa se evitan los cambios de color y se elimina la capa mucilaginosa característica de estos productos.

Enfriado

Los hongos se retiran del agua caliente y se llevan a agua fría hasta que alcancen temperaturas entre 30 y 35 °C. Con esto se evita la sobrecocción y se lavan los hongos de la mucosidad e impurezas. En este mismo paso se realiza una selección por calibre y calidad.

Preparación de la salmuera

Se prepara salmuera en estanques especiales.

Salmuerado

Una vez enfriados los hongos se vacían en piscinas de fibra de vidrio y se les agrega la salmuera ya preparada hasta cubrir el producto. Se debe contemplar diariamente la graduación salina de modo de hacer agregaciones de sal y revolver



el producto para homogeneizar.

Este proceso se repite hasta que la salmuera se estabilice, es decir, mantenga la concentración óptima por 5 días seguidos. La duración del proceso de salmuero depende de la variedad del hongo y puede fluctuar entre 12 y 21 días. Una vez estabilizada la salmuera se revisa la calidad y calibre del hongo.

Drenado y envasado

Se deben drenar los estanques y preparar los tambores de despacho. Estos deben estar pesados y tener en su interior dos bolsas de polietileno que contendrán el producto. Enseguida, se envasa en el tambor un total de 200 kg netos de producto. Luego se agregan entre 30 y 40 kg de salmuera a la concentración óptima. Finalmente se sella cada una de las bolsas y el tambor.

Según la conversión alemana (SUR Profesionales Consultores Ltda., 1996), 1 kg de hongos frescos equivale a 0,567 kg de hongos en salmuera.



Foto 75. Mallas para escaldado.



Foto 76. Ollas para escaldado.

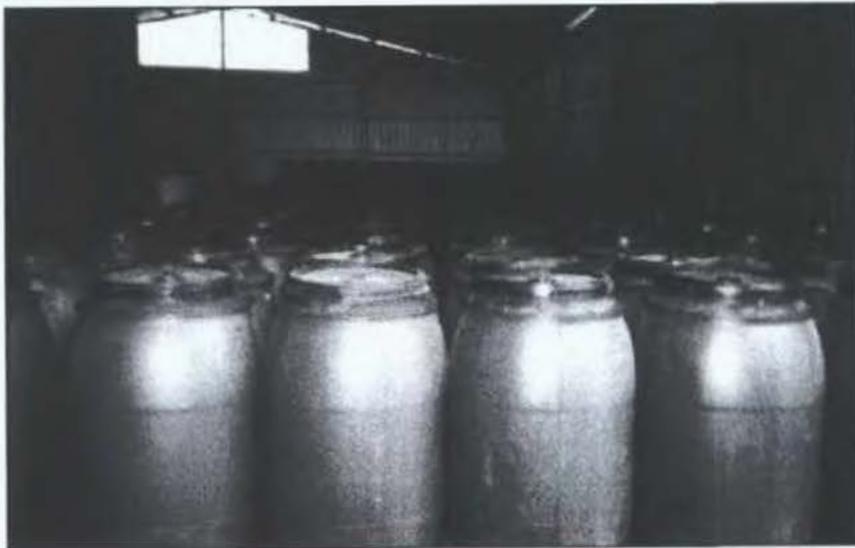


Foto 77. Tambores con producto final.



Tolerancias para los defectos

- Impurezas minerales no más de 0,3% m/m.
- Impurezas orgánicas de origen vegetal: no más de 0,05% m/m.
- Contenido de hongos dañados por larvas: no más de 6% m/m del daño total, incluso no más de 2% m/m de daños graves.

ANÁLISIS DE TÉCNICAS DE PROCESAMIENTO DE HONGOS

El presente análisis de las técnicas de procesamiento permite definir cuál de los procesos descritos en las páginas precedentes genera mayor valor agregado y es el más demandado por el mercado.

El análisis permite seleccionar aquella tecnología que beneficie en mayor grado a los productores asociados al proyecto, en función de la realidad sectorial y de su situación socio-económica y regional.

Demanda externa

En general, los procesos más demandados corresponden a los más practicados en Chile (INFOR, 2003):

- Deshidratación.
- Salmuerado.
- Congelado.

Cabe destacar, que el 99,6% de volumen fresco de hongos transados se distribuye en deshidratados (46,7%), salmuerado (39,6%) y congelados (13,3%). (INFOR, 2003).

El valor exportado por concepto hongos deshidratados alcanzó los US\$ 30.065,094 miles FOB y 5.403 ton, los últimos 10 años, seguido por los hongos salmuerados con US\$ 22.852, 93 miles FOB y 26.863, 89 ton; y los hongos congelados con US\$ 21.922,549 miles FOB y 17.139, 24 ton (INFOR, 2002). De

ello se desprende que el mejor valor alcanzado en el extranjero lo presentan los hongos deshidratados.

Demanda interna

El mercado interno consume alrededor de un 13% de la oferta, siendo el principal consumidor el sector industrial elaborador de alimentos. Por su parte, el consumo a nivel doméstico es relativamente bajo debido principalmente a tres factores: a) baja tradición de consumo (escasa cultura micófila), b) desconocimiento y c) existencia de hongos tóxicos (Sepúlveda, 1992).

Otro componente de la demanda interna está formada por las empresas exportadoras, las que obtienen sus productos directamente de los intermediarios, centros de acopio o desde las plantas procesadoras. Dichas empresas demandaron en el año 2001, 1908 ton de *L. deliciosus* y 3184 ton de *S. luteus* (INFOR, 2002).

Propuesta

Al analizar la demanda interna y externa de los hongos silvestres presentes en Chile se puede afirmar que el proceso más practicado es el de deshidratación, el que a su vez es el de mayor valor en el extranjero. La VII Región de la Maule es perfectamente identificable con la situación anterior, ya que el proceso más el practicado es el de deshidratación y en menor medida el salmuerado y congelado.

Cabe mencionar que, en general, los recolectores venden el producto en fresco a los intermediarios, los cuales son los que a su vez, venden a las empresas



exportadoras.

Por ello la mejor alternativa actual para los recolectores y procesadores es adecuar la tecnología de deshidratación de hongos silvestres y lograr la asociatividad, ya que con ello se estrecharía la brecha de los canales de comercialización.

Por otro lado, no existen actualmente estudios que indiquen cual de los otros procesos tienen mayor agregado, ya que muchos de ellos son practicados de forma artesanal y bajo pedidos esporádicos y de poco volumen. Por ello no es posible determinar aún, que otra técnica de procesamiento puede ser adoptada, en base a la demanda interna y externa y, en base a la realidad sectorial de los recolectores y productores.



3.4. EXPLORACIÓN DE MERCADOS POTENCIALES

Los temas abordados fueron: Comercialización de hongos silvestres en Chile, Oferta Exportable, Mercados Potenciales, Aranceles, Proyecciones de los hongos a nivel internacional y Normativa Internacional.

Respecto a lo anterior, hasta la fecha las cifras y antecedentes han sido recopilados de diferentes fuentes en mercados de Europa, Asia, EEUU, Latinoamérica y Chile, apuntando esencialmente a conocer la demanda y exigencias de estos mercados.

Los datos han sido recopilados por dos medios. El primero consiste en una revisión bibliográfica exhaustiva, básicamente de la producción y mercado existente en el tema de hongos comestibles en donde se incluyen publicaciones aisladas y periódicas de medios especializados en la producción y mercado de alimentos. El segundo medio corresponde a la obtención de información de comercio internacional y precios de mercado mediante consulta a organismos gubernamentales tales como: Banco Central de Chile, Prochile, Estacomex (Estadísticas de comercio del Servicio de Aduanas de Chile) e INFOR.

a) COMERCIALIZACIÓN DE HONGOS SILVESTRES EN CHILE

La comercialización de hongos silvestres en Chile ha sido realizada para las especies presentes en el país y que aborda el proyecto, es decir, *S. luteus* y *L. deliciosus*.

Suillus luteus y *Lactarius deliciosus* constituyen el 90 al 95% de las exportaciones de hongos chilenos. Se comercializan fundamentalmente en forma deshidratada,

salmuerada y congelada.

La utilización en el mercado externo de la producción de estos hongos chilenos es básicamente para la mezcla con otras especies provenientes de China, Taiwán y otros países, lo que va aún más en desmedro de su valor comercial, comparado con las especies producidas en esos países. En cambio en España presenta precios superiores ya que en este mercado tiene una demanda considerable.

La actividad de extracción o recolección de hongos tiene una gran relevancia desde el punto de vista social, debido a que la recolección sólo puede realizarse a mano o en forma artesanal. Actualmente esta la realizan grupos familiares, fundamentalmente familias campesinas (Pereira, 1991).

El proceso de comercialización externo, al igual que el interno, posee canales de comercialización bastante claros, pero en algunas ocasiones ocurre que el comprador primario entrega directamente su producto al comprador final o empresa procesadora y puede ocurrir también que la empresa exportadora tenga una relación con la procesadora solamente de tipo comprador - vendedor.

En general, la cadena productiva comenzaría con la recolección de la materia prima en plantaciones forestales de especies de *Pinus spp.*, fundamentalmente de *Pinus radiata*. Una vez que los hongos son recolectados, estos son acopiados y transportados a las plantas de elaboración donde son deshidratados, salmuerados o congelados (Sepúlveda, 1991).

En otro contexto, las principales categorías exportadas durante los últimos 10 años corresponden a Hongos Congelados, con 30.065,094 miles US\$ FOB y 5.403 ton, seguido por los Hongos Salados con 22.852, 93 miles US\$ FOB y 26 863, 89 ton; y los Hongos Congelados con 21.922,549 miles US\$ FOB y 17.139,



24 ton.

En relación a los precios nominales promedios para estos últimos 10 años estudiados, se puede observar que el valor más alto lo tienen los Hongos Secos, con 5.564,4 US\$/ton, seguido mucho más abajo por los Hongos Congelados con 1.279,1 US\$/ton.

Suillus luteus

Caracterización de la Oferta

Suillus luteus se desarrolla en los bosques de *Pinus radiata* de 6 a 20 años, con rendimientos de 300 kg/ha/año y de 35 kg /Jornada de extracción (Garfias, *et al.*, 1995).

La cantidad de hongos comestibles que crecen en forma natural en bosques de *Pinus radiata*, como el *Suillus luteus* depende principalmente de 3 factores preponderantes como son: la densidad del rodal, la edad y la ausencia de desechos forestales. Si estas condiciones se dan, la producción podría fluctuar entre 300 y 1500 kg/ha (FAO, 1998).

Demanda interna

El mercado interno consume alrededor de un 13% de la oferta total de hongos, siendo el principal consumidor el sector industrial elaborador de alimentos. El consumo a nivel doméstico es relativamente bajo debido a tres factores principales: a) Baja Tradición de Consumo (escasa cultura micófaga), b) Desconocimiento y c) Existencia de hongos Tóxicos (Sepúlveda, 1991).

Otro componente de la demanda interna está formada por las empresas

exportadoras, las que obtienen sus productos directamente de los intermediarios, centros de acopio o desde las plantas procesadoras.

Un total de 50 empresas han exportado *S. luteus* durante los años 2000 y 2001. Entre estas destacan durante el año 2001 las Empresas Atlas Exportaciones e Importaciones Ltda., Nevada Export Ltda., Fruticola Olmue S.A., Angloeuro Comercio Exterior S.A., Ñancuvilu Punsin, Midesa S.A.C., Procesadora y Exportadora de Frutas y Verduras, Pacific Nut Company Company S.A., Thomas Beutl, Arlavan Ltda., con el 64% de los montos transados en US\$.

Al respecto, Galdames (2000), encuentra que para el período desde 1988 hasta 1998, un total de 177 empresas han estado presente en las exportaciones de hongos (incluidas aquí, *S. luteus*, *Lactarius deliciosus* y *Morchela*); y de éstas, seis han estado presentes todos los años.

De estas seis empresas que menciona Galdames (2000), se han mantenido exportando los últimos dos años Atlas Exportaciones e Importaciones Ltda., Ñancavilú Punsin, Kugar Ltda., y con una permanencia discontinua pero igualmente importante están: Agroprodex Internacional, Comercial Graneros Ltda., Nevada Export S.A., entre otros.

Es importante destacar que esta permanencia de empresas en el mercado exportador otorga cierta seguridad para los productores en el sentido del negocio a futuro (compra de hongos a recolectores e intermediarios) y le permite manejar de cierta forma los volúmenes de compra de acuerdo a los precios.

En este sentido, las empresas exportadoras de hongos en cualquiera de sus categorías de procesamiento y/o tipo de especie son potenciales demandantes de estos productos para las empresas procesadoras y estas a su vez para los

intermediarios hasta llegar finalmente al productor o recolector, esto se cumple siempre y cuando no cambien en forma abrupta las condiciones de mercado imperantes, tanto externas como internas.

Una forma de caracterizar la demanda interna es a través de los montos comercializados, de esta manera es posible determinar que producto es el más demandado, así como también da la posibilidad de observar la tendencia de este mercado, lo que mostrará el comportamiento de la demanda interna.

La figura 10 muestra el comportamiento del volumen en ton, montos en US\$ y los precios con la empresas demandantes que operaron durante los años 1998 y 2001.

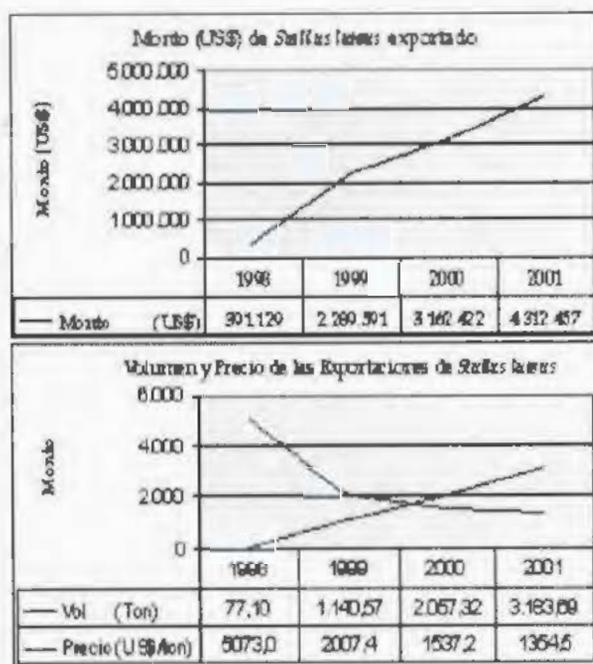


Figura 10. Montos (Ton y US\$) y Precios que se transaron durante los años 1998 - 2001 de *S. luteus*.

En la figura 6 se puede observar que los montos exportados y los volúmenes han aumentado en forma proporcional, sin embargo se observa también que los precios por ton han disminuido considerablemente desde el año 1998 con 5.000 US\$/ton, estabilizándose entre los 1.500 - 2.000 US\$/ton durante los años 2000 y 2001.

Demanda externa

El principal país destino de las exportaciones chilenas de *S. luteus* es Alemania con aproximadamente un 40%, seguidos por Italia y Francia.

La demanda externa se ha mantenido relativamente constante, en relación al número de países participantes. Sin embargo, los volúmenes y montos transados, han aumentado a razón de 1.000 y 1.000.000 de ton y US\$ respectivamente, lo que hace presumir que el mercado de los hongos es un negocio relativamente estable con una demanda mínima que se debe satisfacer y que, además, es posible captar nuevos mercados.

Mediante un mejoramiento de la tecnología de producción y estándares de recolección y clasificación, se podrían mejorar los precios de venta; siempre y cuando las condiciones del mercado externo se mantengan dentro de los márgenes normales a la fecha.

Cabe destacar que a nivel de competidores de mercado para Chile, los principales países representantes son: Japón, Corea, China, Yugoslavia, Taiwán, Corea del Sur, Holanda, Francia y España (Sepúlveda, 1989).

Caracterización de la Oferta

Lactarius deliciosus al igual que *Suillus luteus* se desarrollan en los bosques de *Pinus radiata*, alcanzando rendimientos de producción de 300 kg/ha/año y un rendimiento de extracción de 35 kg /Jornada (Garfias, *et al.* 1995).

La cantidad de hongos comestibles que crecen en forma natural en bosques de *Pinus radiata*, como el *Lactarius deliciosus*, depende principalmente de 3 factores preponderantes como son: la densidad del rodal, la edad y la ausencia de desechos forestales. Si estas condiciones se dan, la producción fluctúa entre 300 y 1500 kg/ha (FAO, 1998).

Demanda interna

Como se mencionó anteriormente, en el caso de *S. luteus* el mercado interno consume alrededor de un 13% de la oferta total de hongos, siendo el principal consumidor el sector industrial elaborador de alimentos. Otro componente de la demanda interna está formada por las 50 empresas exportadoras mencionadas en el caso de *S. luteus*, las que obtienen sus productos directamente de los intermediarios, centros de acopio o desde las plantas procesadoras.

Una forma de caracterizar la demanda interna es a través de los montos comercializados, de esta manera es posible determinar que producto es el más demandado, así como también da la posibilidad de observar la tendencia de este mercado, lo que mostrará el comportamiento de la demanda interna.

En la figura 11 se muestra el comportamiento del volumen en toneladas, montos

en US\$ y los precios con las empresas demandantes que operaron durante los años 1998 y 2001.

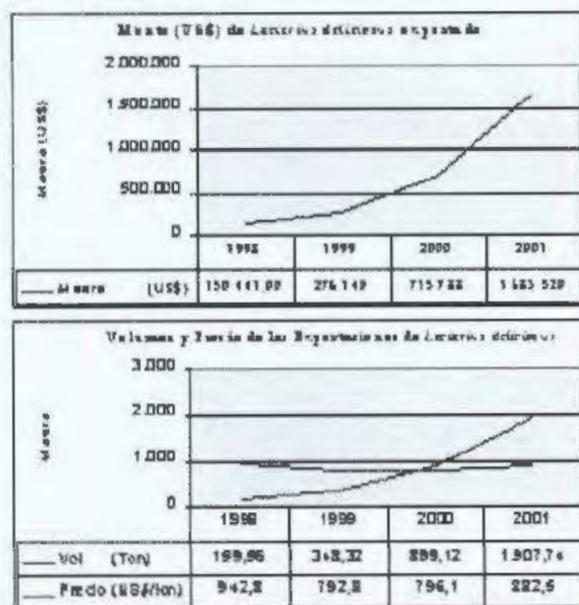


Figura 11. Volumen y Precios que se transaron durante los años 1998 - 2001 de *L. deliciosus*.

Tanto los montos como los volúmenes han aumentado en forma proporcional, sobre todo a partir del año 2000. Los precios por tonelada han variado entre 942 US\$/ton el año 1998; 792 y 796 US\$/ton durante los años 1999 y 2000, alcanzando los 882 US\$/ton el año 2001. Lo anterior hace suponer que es un mercado interesante para explorar.

Demanda externa

Los principales países destino de las exportaciones de *L. deliciosus* en cuanto a volúmenes exportados en toneladas y montos en US\$, es España con

aproximadamente un 75%, seguidos por Francia e Italia.

Se observa que la demanda externa ha aumentado, en relación al número de países involucrados. Igual situación ocurre en relación a los montos y volúmenes transados.

Durante el año 2001, se exportó a dos nuevos países, Bélgica y Finlandia.

Mediante un mejoramiento de la tecnología de producción y estándares de recolección y clasificación, se podrían mejorar los precios de venta, siempre y cuando las condiciones del mercado externo se mantengan dentro de los márgenes normales a la fecha.

Cabe destacar que a nivel de competidores de mercado para Chile, los principales países representantes son: Japón, Corea, China, Yugoslavia, Taiwán, Corea del Sur, Holanda, Francia y España (Sepúlveda, 1989).

Boletus edulis y *Boletus pinicola*

Caracterización de la Oferta

A pesar de ser Chile uno de los principales productores de hongos silvestres en Latinoamérica, con una participación en la producción anual por sobre el 50% (Decofrut, 1996), su oferta se limita a las especies más comunes de hongos micorrícicos asociados a la especie arbórea *Pinus radiata*.

La oferta de Chile frente a las especies *Boletus edulis* y *Boletus pinicola* es casi nula, a pesar de ser cepas comerciales muy nombradas a nivel mundial, por lo que con lo que respecta a este ítem, se analizará el enfoque general de la oferta de hongos a nivel latinoamericano.

La producción de hongos comestibles en Latinoamérica se proyecta con amplias perspectivas y una dinámica interesante, participando en el 2002 con el 17% de la producción mundial, en la que los países de México, Chile y Brasil destacan favorablemente frente a sus pares. El Ministerio de Agricultura y Desarrollo Rural no tiene registros de producción de setas y hongos en Colombia, igual situación ocurre en Argentina y Perú.

El mercado específico de los hongos silvestres es difícil de caracterizar debido a que los datos estadísticos disponibles sobre el comercio de los hongos agrupan generalmente las categorías tanto silvestres como cultivadas.

El rendimiento es muy variable para ambas especies de *Boletus* y oscila entre los 65 a 170 kg por hectárea; en México, principal oferta de estas especies en



Latinoamérica, constituyen los hongos de más alto valor en el mercado nacional, junto a *Amanita caesarea*, *Cantharellus cibarius*, *Lactarius deliciosus* y algunos otros, cuyo costo al consumidor varía entre 20 y 50 pesos/kg.

Boletus edulis es muy comercializado en la región central de México; así como en los mercados locales de su área de distribución, su precio varía entre \$20.00 y \$40.00 moneda mexicana el kilogramo, aunque cabe señalar que su venta es por "montones de 2 a 3 hongos". Para México, su exportación esta exenta de arancel, alcanzando precios de 60 dólares americanos por libra, en el mercado de Estados Unidos.

Boletus pinicola se destina al autoconsumo y a la venta, es muy frecuente encontrarla en montoncitos en mercados públicos mexicanos. Su precio oscila entre 18 y 34 pesos/kg (MXP).

Demanda interna

En Chile, el consumo de hongos es aún marginal, a pesar que ha estado creciendo a tasas de 15% anual en los últimos 15 años. Hoy en día el consumo per cápita se estima alrededor de 70 g al año, muy por debajo de los países desarrollados u orientales; por ejemplo en Holanda el consumo de hongos es sobre 7 Kg/habitante/año.

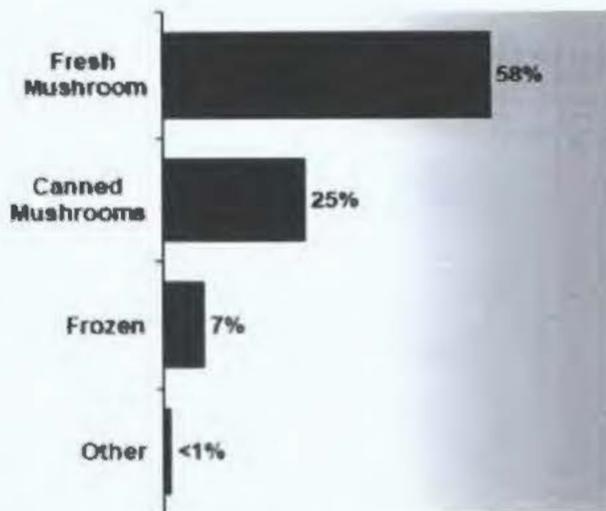
Este escenario nos manifiesta la escasa demanda interna que presenta Chile frente al mercado de hongos comestibles, siendo un porcentaje aún mas marginal el consumo de hongos silvestres en el país, en especial de las especies evaluadas, considerando que la cultura del consumo de hongos en la familia

chilena se centra en especies cultivadas, principalmente del tipo saprófito.

Demanda externa

Según la International Society for Mushroom Science de Inglaterra, en el mundo se consumen alrededor de 3 millones de toneladas de hongos de treinta especies diferentes. El mercado se encuentra segmentado en dos partes, consumo de hongos cultivados (2 millones de toneladas) y el consumo de hongos silvestres (1 millón de toneladas); el crecimiento del sector es cercano al 5% por año, estas cifras tenderán a elevarse en la medida en que crezca la preferencia por productos saludables y por vegetales ricos en proteínas (FAO, 2001).

Según The Mushrooms Council, el mercado norteamericano del segmento de restaurantes prefiere principalmente los hongos frescos sobre los enlatados. El siguiente gráfico muestra esa tendencia.



Fuente: The Mushrooms Council, 2005.

La producción de hongos comestibles en Europa y EEUU no alcanzan a cubrir la demanda mundial. La mayoría de los países productores también son importadores ya que el consumo promedio en esos países es muy alto y su producción no alcanza a cubrir la demanda.

En la cocina occidental, en particular la mediterránea, los hongos representan condimentos muy apreciados. *Boletus edulis*, *Cantharellus cibarius*, *Amanita caesarea*, *Tuber spp.* y *Morchella spp.* son las especies más conocidas, además de varias de *Lactarius*, *Laccaria*, *Russula* y *Tricholoma*, entre otras, destinadas usualmente al autoconsumo. En Europa, Italia es sin duda el país con mayor peso en el comercio internacional de hongos silvestres, en particular en lo referente a las diferentes presentaciones de *Boletus*. Francia es más reconocido por la comercialización de las trufas y de *Morchella*.

Los carpóforos de *Boletus*, *Amanita* o *Cantharellus* se venden en fresco en los mercados regionales en aproximadamente 15 dólares/kg, precio que varía según la temporada y la abundancia; una vez deshidratados pueden costarle 100 dólares/kg al consumidor final.

Boletus edulis es recolectado en mayores volúmenes en China y Europa del Este. aún no es posible hacer una buena estimación de la producción mundial de esta especie, pero, en particular, Francia comercializa entre 10.000 y 15.000 toneladas anuales de hongo porcini, comúnmente llamado, fresco y procesado, lo que representa un valor comercial de aproximadamente 214.000.000 dólares (estimaciones de 1995 de La Confédération Française de la Conserve).

Además del alto consumo que presentan los países europeos de estos hongos silvestres, existe la problemática de disminución en algunas partes de Europa de las setas silvestres que hoy se recolectan. En mercados de Alemania, se observa un incremento del número de especies saprófitas versus una disminución significativa de las especies micorrícicas, dentro de estas, el género *Boletus*.

La sociedad micológica holandesa junto a otras instituciones investigadoras, han constatado un descenso de muchas especies de hongos en Holanda, Austria y Checoslovaquia en los bosques subalpinos de Giant.

En la Ley Nacional Alemana es curioso observar que esta prohibida la recolección de *Boletus aereus*, *Boletus edulis*, o todas las especies de *Cantharellus*, entre otras. En Polonia, Austria y Eslovenia existen listado de especies protegidas legalmente, bien a nivel nacional e internacional.

Todos estos factores exhiben una alta demanda externa para estas especies, que aún en Chile no se ha explotado.

b) PRINCIPALES ACTORES EN LA PRODUCCIÓN NACIONAL DE HONGOS SILVESTRES

A través de entrevistas personales al sector rural, entrevistas a empresas exportadoras y en base a información bibliográfica se pueden identificar los siguientes actores en la producción de hongos silvestres en Chile.

- Propietarios de bosques de *Pinus radiata*.
- Recolectores de hongos silvestres (muchas veces grupo familiar).
- Intermediarios.
- Empresas procesadoras.

c) FORMAS DE COMERCIALIZACIÓN DE HONGOS SILVESTRES EN CHILE

- Estado fresco.
- Producto deshidratado.
- Congelado.
- Salmuerado.

d) OFERTA EXPORTABLE

De acuerdo a la superficie plantada con *Pinus radiata* con edades entre 6 y 20 años desde la VI y X región y considerando los rendimientos de producción por hectárea plantados por Garfias *et al.* (1995), tendríamos que la producción potencial u oferta exportable de hongos silvestres asociados a estos bosques sería de 265.166 ton/año de hongos frescos, fundamentalmente de *S. luteus* y *L. deliciosus*. Por otro lado, INFOR (2004) informa que *S. luteus* arrojaría un total de 35 toneladas anuales.

De lo anterior se puede observar que los volúmenes de hongos u oferta exportable es difícil de cuantificar, ya que la información es imprecisa y muy variada de una fuente a otra.

Por otro lado la oferta exportable de los *Boletus* no existe debido a que estas especies están recientemente siendo introducidas al país.

e) MERCADOS POTENCIALES

De un total de US\$ FOB 6,5 millones, en el 2004 (INFOR, 2005), se presenta a continuación el desglose de dicho monto respecto a los países que importaron:

Tabla 8. Exportaciones chilenas de hongos comestibles al exterior.

País	% respecto a US\$ FOB 6,5 millones
Francia	29,8
Alemania	19,2
España	15,6
Italia	14,2
Brasil	7,2
Argentina	4,0
EE.UU.	3,0
Suiza	2,7
Rusia	1,1
Perú	0,8
Polonia	0,8
Israel	0,4
Otros	1,2

Fuente: INFOR, 2005.

Actualmente los principales mercados son países de la Unión Europea (en donde destacan Alemania, Francia, Italia y España) y Latinoamérica (sobresaliendo Brasil y Argentina). Todos ellos manifiestan una demanda mayor al resto de los países importadores de estos productos.

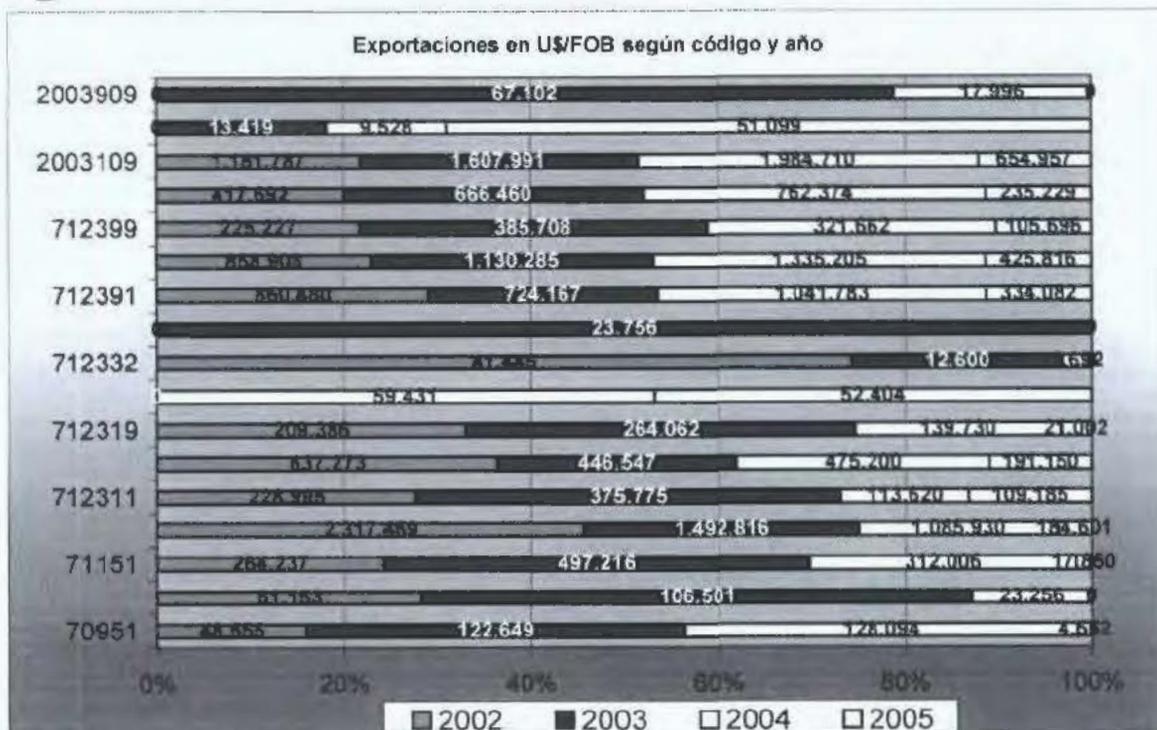
Específicamente para *Lactarius deliciosus* y especies del género *Boletus* los principales mercados siguen siendo España y Europa, respectivamente.

La siguiente tabla muestra el resumen de las estadísticas de exportaciones por glosa y códigos de productos durante el periodo 2002 – 2005:

Tabla 9. Estadísticas de exportaciones periodo 2002 – 2005.

GLOSA	AÑO
<i>Hongos frescos o refrigerados del género Agaricus</i>	070951
<i>Los demás hongos frescos o refrigerados</i>	070959
<i>Hongos del género Agaricus conservados provisionalmente</i>	071151
<i>Los demás hongos y trufas conservados provisionalmete</i>	071159
<i>Hongos del género Agaricus, enteros</i>	0712311
<i>Hongos del género Agaricus, en trozos</i>	0712312
<i>Los demás Hongos del género Agaricus, secos o deshidratados</i>	0712319
<i>Hongos gelatinosos enteros, secos</i>	0712331
<i>Hongos gelatinosos (Tremella spp.), en trozos, secos o deshidratados</i>	0712332
<i>Los demás hongos gelatinosos (tremella spp.) secos. Exceptuando los enteros y en trozos</i>	0712339
<i>Los demás hongos; trufas, enteros, secos o deshidratados</i>	0712391
<i>Los demás hongos; trufas, en trozos, secos o deshidratados</i>	0712392
<i>Los demás hongos y trufas, secos o deshidratados</i>	0712399
<i>Hongos del género Agaricus, enteros, preparados o conservados (excepto en vinagre o ácido acético)</i>	2003101
<i>Los demás hongos del género Agaricus, preparados o conservados (excepto en vinagre o ácido acético)</i>	2003109
<i>Los demas hongos enteros, preparados o conservados (excepto en vinagreo ácido acético)</i>	2003901
<i>Los demas hongos preparados o conservados (excepto en vinagreo ácido acético)</i>	2003909

El siguiente gráfico presenta las exportaciones US\$ FOB según la glosa por año:



Por otro lado los mercados potenciales siguen siendo los países en donde Chile tiene participación en el tema de los hongos silvestres: Francia, Alemania, España, Italia, Brasil, Argentina, EE.UU., Suiza, Rusia, Perú, Polonia e Israel. Dentro de ello se destaca que Latinoamérica es un potencial inmenso para los hongos chilenos, además de países del Asia con cultura gastronómica micófaga.

f) ARANCELES

Los aranceles de importación aplicados a los hongos en algunos países seleccionados al año 2003 y que incluyen a la mayor parte de los países con que Chile tiene tratados de libre comercio vigentes son:

Tabla 10. Aranceles de Importación Aplicados a los Hongos en Algunos Países.

País	Arancel general (o NMF) <i>ad valorem</i> (%)	Arancel TLC con Chile
Australia	5	-
Canadá	17	-
China	25	-
Japón	9,6-13,6	-
Corea del sur	20	13,34% (2009=0%)
México	20	-
Perú	20	-
Ecuador	-	0
Centroamérica	10	-
Taiwán	25	-
Unión europea	-	10,88% (2013=0%)
EE.UU.	6 centavos de dólar/Kg + 8,5%	5 centavos de dólar/Kg + 7,08 % (2015=0%)

Cabe señalar que los aranceles de importación muchas veces constituyen fuertes limitantes al consumo internacional de bienes. En términos generales los mayores aranceles se exigen en Corea del sur y Taiwán, pero con el TLC con Corea del sur



permitirá paulatinamente la desgravación de los hongos, lo que es una ventaja competitiva, ya que dicho país tiene como política no incrementar el número de acuerdos comerciales con otros países.

g) PROYECCIONES DE LOS HONGOS A NIVEL INTERNACIONAL

Una somera proyección de los hongos silvestres en Chile permite establecer que se debe dar prioridad a las exportaciones de hongos silvestres hacia países con tradición de consumo de éstos productos y, para ello, se necesita buscar la forma de exportar a precios competitivos.

Una alternativa interesante para Chile es incorporar a los *Boletus* en la estructura de producción. Para ello es fundamental la investigación que permita introducir estas especies, luego se debería desarrollar una estrategia que permita diversificar los mercados de destino para asegurar estabilidad al sector.

Las condiciones para lograr una proyección serían:

- Generar la disponibilidad de *Boletus*.
- Establecer una red de recolectores, comercializadores y exportadores de hongos silvestres.
- Introducir los hongos silvestres chilenos a nuevos mercados y abrir una nueva gama de productos.
- Establecer viveros con plantas inoculadas de cepas seleccionadas.
- Establecer plantaciones con plantas inoculadas.
- Generar nuevas investigaciones.
- Concitar interés público y privado.

- Obtener apoyo de Prochile para el inicio de exportadores.

h) NORMATIVA INTERNACIONAL

En términos generales, el comercio de hongos esta sujeto a normas que rigen internacionalmente el rubro de los vegetales comestibles, raíces y tubérculos correspondiente al capítulo 07 del Sistema Armonizado.

Las normas internacionales son fijadas en conjunto por FAO y la OMS, a través de la Comisión del Codex Alimentarius, entidad encargada de la ejecución del programa sobre normas alimentarias.

Las normas que se refieren al comercio de hongos a nivel internacional son:

- Norma general del CODEX para los hongos comestibles y sus productos. CODEX-STAN 38, 1981.
- Norma para los hongos comestibles secos. CODEX-STAN 39, 1981.
- Norma para los hongos frescos *Chanterelles*. CODEX-STAN 40, 1981.
- Norma para los hongos en conserva. CODEX-STAN 55, 1981.
- Código internacional de practicas de higiene para las frutas y hortalizas deshidratadas incluidos los hongos comestibles. CAC/RCP 5, 1971.
- Directrices para la producción, elaboración, etiquetado y comercialización

de alimentos producidos orgánicamente. CAC/GL 32, 1999.

Otras regulaciones:

- Traducción no oficial realizada por el Departamento de Agricultura de EE.UU. del estándar de China para hongos comestibles.
- Regulaciones y estándares de Filipinas para la importación de alimentos y productos agrícolas.
- Regulaciones y estándares de China para la importación de alimentos y productos agrícolas.
- Estándar de EE.UU. para hongos en conserva.
- Normas y reglamento de calidad, etiquetado y seguridad alimentaria en la Unión Europea.
- Norma oficial Mexicana NOM-010-RECNAT-1996, que establece los procedimientos para realizar aprovechamiento de hongos silvestres.



4. ANÁLISIS ECONÓMICO DEL CULTIVO Y ANÁLISIS DE LAS PERSPECTIVAS DEL RUBRO DESPUÉS DE TERMINADO EL PROYECTO

ANÁLISIS ECONÓMICO DEL CULTIVO

La situación con proyecto considera la alternativa para el pequeño y mediano propietario de la Región del Maule de establecer plantaciones de *Pinus radiata* micorrizadas con hongos micorrícicos comestibles. Para el análisis de esta situación se asume que un propietario tendrá en la superficie a establecer, las 4 variedades de hongos presentes en el proyecto, asumiendo que cada uno tiene igual porcentaje de participación que los otros.

ENTRADAS

a) Venta de madera

La edad de corta se asume a los 20 años de la plantación, lo que difiere en 2 años menos con respecto a la edad promedio de corta para *Pinus radiata* en la Región del Maule. Esta diferencia se asume por el hecho que la planta micorrizada alcanza la edad de corta final mas rápidamente debido a los efectos benéficos en las plantas por la asociación simbiótica.

Según parámetros de crecimiento y rendimiento regionales, se asume una producción a la edad de corta de 406 m³/ha a una densidad inicial de 937 pl/ha. Este volumen se multiplica por 0,6 para obtener los metros ruma totales, los cuales ascienden a 244 MR/ha. Por otro lado el valor comercial actual en la VII región del metro ruma de Pino es de \$15.000, por lo que la cosecha arroja un valor

de \$3.660.000/ha.

Además se tienen 2 ingresos por concepto de raleo, a los 9 y 14 años. La extracción al año 9 considera un volumen aprovechable de 35 m³ y al año 14 de 50 m³. Por lo tanto se obtienen 21 MR y 30 MR, respectivamente. Finalmente estos ingresos son de \$315.000/ha y de \$450.000/ha.

b) Bonificación por forestación

Corresponde a la bonificación para especies exóticas de la macrozona 4 del país (secano interior VII y VIII regiones). El valor corresponde a la bonificación por plantación exótica a una densidad de 937 pl/ha con cepellón (según tabla de costos 2004 de CONAF), el cual asciende a la suma de \$282.793/ha.

c) Bonificación poda y raleo 1

El valor corresponde a la suma de poda, raleo y asesoría profesional (según tabla de costos 2004 de CONAF), el cual asciende a la suma de \$98.247/ha.

d) Cerco

El costo por kilómetro de cerco construido se bonifica a \$355.415 (según tabla de costos 2004 de CONAF). El valor asumido en el análisis (\$142.166) corresponde al cierre perimetral de 400 metros lineales que equivalen a una hectárea.

e) Venta de hongos

La siguiente tabla muestra la producción mínima que se espera obtener, sobre la

base de experiencias con plantas inoculadas en otros países, en los que se han obtenido incluso producciones más altas que las aquí señaladas. En cuanto al precio, para *S. luteus* y *L. deliciosus* se usaron precios para productos deshidratados. En tanto que para los boletos, los valores corresponden al producto en fresco. Además se asumió arbitrariamente un 10% menos del precio pagado a mayoristas, a modo de asumir *a priori* una posible baja debido a fluctuaciones de mercado y a posibles escenarios pesimistas.

HONGO COMESTIBLE	PRODUCCIÓN Kg/ha/año	PRECIO \$/Kg	PRECIO TOTAL \$/ha/año
<i>Lactarius deliciosus</i>	80	10.000(**) Deshidratado	800.000
<i>Suillus luteus</i>	60	10.000(**) Deshidratado	600.000
<i>Boletus edulis</i>	100(*)	3.800 Fresco	380.000
<i>Boletus pinicola</i>	100(*)	3.800 Fresco	380.000
TOTAL	-	-	2.160.000

(*)= Cifras según el Dr. Götz Palfner, asesor del proyecto.

(**)= Valores según la empresa asociada Hongos del Sur.

El valor de \$2.160.000 se divide por el número de especies de hongos presentes (4). Luego, las anualidades por producción constante de hongos es de \$540.000/ha/año.

Por otro lado, según estudios nacionales y extranjeros, la producción anual de hongos se hace constante desde el año 10 hasta la edad de corta final de los

árboles. Entre el año 4 al 10, esta producción aumenta en forma lineal, hasta estabilizarse en el año 10.

Además, se estima que desde el comienzo de la fructificación (año 4) y hasta hacerse la producción constante (año 10), los ingresos generados cada año, corresponden a los siguientes porcentajes con respecto al precio alcanzado en el año 10:

PRECIO A PRODUCCIÓN CONSTANTE (AÑO 10)	AÑO	% DE INGRESOS CON RESPECTO AL PRECIO CONSTANTE	PRECIO (\$/ha)
\$540.000	4	9,5 %	\$51.300
	5	19,9 %	\$107.460
	6	31,6 %	\$170.640
	7	45,6 %	\$246.240
	8	62,0 %	\$334.800
	9	77,2 %	\$416.880

SALIDAS

Inversiones

a) Compra de plantas micorrizadas

Se estima un costo promedio de \$1.500 por planta, sobre la base de la venta de plantas de pino inoculadas con *Lactarius deliciosus* en España que vale entre 690-

1200 pesetas por planta. Por lo tanto, el costo total de compra por concepto de las 937 plantas a establecer en una hectárea asciende a \$1.405.500.

b) Construcción Cerco

Se estima un costo de cierre perimetral de la hectárea de \$130.000, lo que incluye compra de polines, alambres, grapas y mano de obra (costo según precios de mercado regionales).

Gastos de operación

a) Plantación

Se refiere al costo promedio de plantación (según la densidad de 937 pl/ha) de especies exóticas en la VII Región del Maule, la cual se estima en \$150.000/ha.

b) Costos poda y raleo o cosecha

Se estima un costo por concepto de cosecha de \$700.000/ha para mano de obra y arriendo de equipos según valores de mercado regionales por este concepto.

Además habrá 2 podas y raleos, en el año 9 y 14. Esta actividad genera costos estimados de \$70.000/ha y \$100.000/ha, tanto para el año 9 y 14, respectivamente.



c) Costo extracción de hongo

Se asume un costo de extracción por concepto de mano de obra, debido a la mayor producción, de \$20.000/ha en las edades de plantación cuando hay producción constante (año 10 al 20). Para el año 4 al 6 se estima un pago de \$10.000 /ha y para los años 7 al 9 un valor de \$15.000 /ha.

PROYECCIÓN DE LA SITUACIÓN CON PROYECTO

ITEM	Año 0	Año 1	Año 2	Año 3	Año 4	Año 5
1. ENTRADAS						
Venta de la madera						
Bonificación por forestación		282.793				
Bonificación poda y raleo 1						
Cercado		142.166				
Venta hongos					51.300	107.460
Subtotal entradas		424.959			51.300	107.460
2. SALIDAS						
2.1. Inversiones						
Compra de planta micorrizada	1.405.500					
Construcción cerco	130.000					
2.2 Gastos de operación						
Plantación	150.000					
Poda y Raleo o corta final						
Costo extracción de hongo					10.000	10.000
Subtotal salidas	1.685.500				10.000	10.000
3. BENEFICIOS NETOS TOTALES	-1.685.500	424.959	0	0	41.300	97.460



ITEM	Año 6	Año 7	Año 8	Año 9	Año 10	Año 11
1. ENTRADAS						
Venta de la madera				315 000		
Bonificación por forestación						
Bonificación poda y raleo 1				98 247		
Cercado						
Venta hongos	170 640	246 240	334 800	416 880	540 000	540 000
Subtotal entradas	170 640	246 240	334 800	830 127	540 000	540 000
2. SALIDAS						
2.1. Inversiones						
Compra de planta micorrizada						
Construcción cerco						
2.2 Gastos de operación						
Plantación						
Poda y Raleo o corta final				70 000		
Costo extracción de hongo	10 000	15 000	15 000	15 000	20 000	20 000
Subtotal salidas	10 000	15 000	15 000	85 000	20 000	20 000
3. BENEFICIOS NETOS TOTALES	160.640	231.240	319.800	745.127	520.000	520.000



ITEM	Año 12	Año 13	Año 14	Año 15	Año 16	Año 17
1. ENTRADAS						
Venta de la madera			450 000			
Bonificación por forestación						
Bonificación poda y raleo 1						
Cercado						
Venta hongos	540 000	540 000	540 000	540 000	540 000	540 000
Subtotal entradas	540 000	540 000	990 000	540 000	540 000	540 000
2. SALIDAS						
2.1. Inversiones						
Compra de planta micorrizada						
Construcción cerco						
2.2 Gastos de operación						
Plantación						
Poda y Raleo o corta final			100 000			
Costo extracción de hongo	20 000	20 000	20 000	20 000	20 000	20 000
Subtotal salidas	20 000	20 000	120 000	20 000	20 000	20 000
3. BENEFICIOS NETOS TOTALES	520.000	520.000	870.000	520.000	520.000	520.000

ITEM	Año 18	Año 19	Año 20
1. ENTRADAS			
Venta de la madera			3 660 000
Bonificación por forestación			
Bonificación poda y raleo 1			
Cercado			
Venta hongos	540 000	540 000	540 000
Subtotal entradas	540 000	540 000	4 200 000
2. SALIDAS			
2.1. Inversiones			
Compra de planta micorrizada			
Construcción cerco			
2.2 Gastos de operación			
Plantación			
Poda y Raleo o corta final			700 000
Costo extracción de hongo	20 000	20 000	20 000
Subtotal salidas	20 000	20 000	720 000
3. BENEFICIOS NETOS TOTALES	520.000	520.000	3.480.000

Tasa descuento 12%	
VAN (12%)	\$851.216
TIR	17%

ANÁLISIS DE LAS PERSPECTIVAS DEL RUBRO DESPUÉS DE TERMINADO EL PROYECTO

Aspecto Económico

Debido a que el proyecto abordó la problemática de los pequeños y medianos propietarios silvoagropecuarios de la VII región, se espera que en el mediano y largo plazo mejore su nivel de ingresos, en base a los siguientes aspectos:

- Aumento de la producción y calidad de los hongos comestibles tradicionalmente cosechados y la inclusión de nuevas especies de mayor valor, permitiéndoles tener mayores ingresos monetarios cada año, en relación a los obtenidos históricamente por la misma actividad.
- Ingresos adicionales por el desarrollo de actividades de agroturismo, aprovechando en algunas localidades las redes camineras y la cercanía a centros urbanos turísticos (caso Empedrado-Constitución).
- Disminución en sus costos de replante al establecer plantas que le asegurarán un mayor porcentaje de prendimiento.

- En forma adicional surge la oportunidad de que los viveros presentes en la región incorporen esta tecnología en su estructura productiva, pudiendo ofrecer una planta con mayor valor agregado, desarrollar nuevas líneas de negocios y por ende mejorar su rentabilidad, aumentando así sus utilidades.

- Además, y en forma indirecta, al sentirse atraído por realizar actividades de forestación (al ver en el bosque un ingreso permanente), pudiera optar a la bonificación estatal inicial por desarrollar dichas actividades, además de bonificación por futuros manejos, especialmente en áreas desprovistas de vegetación.

Aspecto Social

A raíz de lo anterior se espera contribuir a mejorar la calidad de vida de la población objetivo de este proyecto, a través de los siguientes aspectos:

- Aumento de la empleabilidad temporal por actividades de forestación y colecta de hongos cada año, lo que indirectamente contribuiría a disminuir la migración de la población.

- Mejoramiento del acceso a servicios básicos, producto del mayor nivel de ingresos.

- Aumento del nivel de información de los colectores primarios, lo que les brinda la posibilidad de mejorar su gestión con los intermediarios.

- Acceso a tecnología y bienes de mayor valor (telefonía celular, computación, etc).

- Mayor sensación de bienestar al contar con ingresos seguros y en forma regular.

Otros Aspectos

En primer lugar se aumentó el nivel de conocimiento en una disciplina poco desarrollada en Chile y la VII región y ampliamente difundida en el Hemisferio Norte.

En segundo lugar, se espera impactar positivamente en la generación de convenios tanto en empresas públicas como privadas, de modo que continúen con el desarrollo y transferencia de esta actividad.

5. IMPACTOS DEL PROYECTO: DESCRIPCIÓN Y CUANTIFICACIÓN.

- Se implementaron las dos instalaciones físicas requeridas: invernadero y laboratorio de inoculación.
- Se generó un protocolo de inoculación de plantas.
- Se inocularon plantas producidas en invernadero (5.500 plantas)
- 1 Sitio plantado (INFOR), aún no evaluado. Inicialmente eran 4 sitios, pero debido a que aún las plantas están en evaluación de la micorrización, no es posible dar a conocer aún los sitios restantes.
- Se revisó la literatura relacionada con la ecología de las cuatro especies del proyecto.
- Se instalaron las 27 unidades experimentales en sitios seleccionados.
- Se propuso un esquema de manejo teórico.
- Se realizaron las revisiones de literatura en cosecha y poscosecha de los hongos abordados en el proyecto.
- Se realizó la exploración de mercado de los hongos abordados en el proyecto.
- Se diseño, lanzó y actualizó el sitio web del proyecto.
- Capacitación a 10 viveristas en aspectos de micorrizas (Documento Técnico).
- Capacitación a 50 colectores y productores (Documento Técnico).
- Capacitación a 60 personas conociendo sobre hongos micorrícicos (Documento Técnico).
- Capacitación a una empresa procesadora (Documento Técnico).

La estimación de lograr otros impactos en el futuro corresponderá al análisis de las perspectivas del rubro después de terminado el proyecto, los cuales fueron mencionados en el punto anterior.

Por otro lado, los impactos no logrados en el proyecto fueron:

- Generación de una venta por parte de la empresa asociada. La empresa asociada no pudo concretar una venta internacional en el transcurso de la realización del proyecto.
- 1 vivero probando una metodología del proyecto. No existió un vivero que incorporara alguna metodología del proyecto debido al aumento en sus costos de producción de plantas y ante un mercado productivo tomado como incierto por parte de ellos.
- Establecimiento de 2 unidades experimentales de 1.500 m² c/u para probar el esquema de manejo. No se pudieron establecer debido a que la colecta de hongos micorrícicos silvestres se realiza de forma muy rápida, siendo casi imposible llegar antes que los colectores. Además "algunas veces" alteran las parcelas e instrumental. En el caso de animales (cerdos, vacas), estos, al no ser bien alimentados, frecuentan lugares donde crecen hongos para comer de ellos, con la evidente consecuencia para el estudio.



IV. PROBLEMAS ENFRENTADOS

El proyecto no presentó problemas legales ni de gestión.

En un principio se presentaron problemas técnicos debido al atraso de la actividad de producción de planta micorrizada. Lo anterior se debió al atraso presentado en la entrega de los reactivos y materiales por parte de los proveedores. Además, se presentó un atraso en la compra del material fúngico en Chile, debido a que no se pudo concretar la compra con el único proveedor del país.

Por otro lado, para la multiplicación de *Lactarius deliciosus* y *Suillus luteus* en la temporada 2005, no se pudo coleccionar excelente material debido al tiempo atmosférico presentado en la época de fructificación. Debido a las reiteradas precipitaciones, heladas y a la falta de temperatura adecuada, no se presentó una fructificación que permitiera extraer material apto para la multiplicación.

Las medidas correctivas para el atraso en la producción de planta micorrizada fueron tomadas oportunamente, las cuales correspondieron a la agilización de la entrega de los reactivos y materiales.

En cuanto al problema de la adquisición de micelio de los *Boletus* se optó por adquirir más esporas de ellos en España.

También se presentó un problema de tipo administrativo en relación a que el agente asociado "Empresa Bosques de Chile" fue vendida en Diciembre de 2005 a la "Empresa Forestal MININCO", razón por la cuál se gestionó la firma del convenio original con esta nueva empresa.

Finalmente, se presentó un problema de tipo financiero, en cuanto a que el segundo depósito de FIA al agente ejecutor se realizó con un desfase de aproximadamente 4 meses. Por esta razón el agente ejecutor debió cubrir dichos gastos mientras se gestionaba el aporte de FIA, lo cual acarreó problemas de tipo financiero.

V. ACTIVIDADES DE DIFUSIÓN Y PUBLICACIONES

1. Seminario de Lanzamiento del Proyecto

Se realizó una charla de lanzamiento del proyecto con el objetivo de difundirlo a pequeños productores, instituciones públicas, profesionales, técnicos y destinatarios potenciales (ANEXO 10).

La charla se realizó el jueves 12 de mayo de 2005 desde las 11:30 a las 14:00 horas en la Universidad Católica del Maule, Aula Magna, Edificio de Ingeniería.





2. Sitio Web

El diseño y creación del sitio web del proyecto fue encargado a un profesional externo al proyecto, el que con las pautas entregadas por los coordinadores y equipo técnico procedió a su elaboración. En el transcurso de la elaboración del sitio web se fueron realizando observaciones según los requerimientos.

Posteriormente al finalizar la etapa de elaboración de sitio web se precedió a su lanzamiento.

El sitio web contiene los siguientes links:

- **PRINCIPAL:** Página de inicio del proyecto.
- **PROYECTO:** Se entregan los principales antecedentes generales del proyecto.
- **RESUMEN:** Se presenta un detallado resumen del proyecto.
- **EQUIPO:** Presentación de los coordinadores y equipo técnico del proyecto. Se adjunta una ficha de curriculum resumido para cada integrante.
- **DIFUSIÓN:** Se entregan los principales artículos de prensa y actividades de difusión del proyecto.
- **IMÁGENES:** Se muestran imágenes de las especies del proyecto con una pequeña monografía básica y otras imágenes relativas al tema del proyecto.
- **ENLACES:** Se dan a conocer las principales páginas web de recursos de hongos y micorrizas a nivel mundial.
- **CONTACTOS:** Se mencionan las páginas web de los principales contactos del proyecto, es decir, UCM y FIA.

Cabe mencionar que actualmente la página web del proyecto esta disponible según la siguiente ruta de acceso:

<http://www.ucm.cl/forestal/proyecto2/inicio.htm>

Las actualizaciones del sitio web del proyecto fueron encargadas a un profesional externo al proyecto, el que con las pautas entregadas por los coordinadores y equipo técnico, procedió a su actualización.

3. Talleres de Capacitación y Días de Campo

a) Taller de capacitación y documento técnico para viveros

Consistió en dos charlas sobre el uso de las micorrizas en los viveros forestales. Los expositores fueron Rómulo Santelices (Director General) y Dr. Götz Palfner (Asesor General del proyecto). Los destinatarios fueron propietarios, funcionarios y técnicos de viveros forestales.

El taller se realizó el día jueves 20 de julio de 2006 desde las 15:00 a las 17:30 horas en el Auditorium 2 del Edificio de Salas de la Universidad Católica del Maule y se entregó el Documento Técnico sobre uso de micorrizas en viveros forestales.

b) Día de campo, documento técnico y taller para productores (silvicultores)

Consistió en un día de campo y taller sobre las ventajas de las micorrizas en plantaciones forestales. Los destinatarios fueron 35 productores (silvicultores).

El día de campo y taller se realizó el día jueves 28 de septiembre de 2006 desde las 10:00 a las 17:00 horas en la Casa de la Cultura de la Ilustre Municipalidad de Empedrado y en distintos predios con plantaciones de *Pinus radiata* en la Comuna de Empedrado.



Los expositores fueron Sergio Espinoza y Eduardo Ávila (investigadores del proyecto) y se entregó el Documento Técnico sobre el uso de las micorrizas en plantaciones forestales.

c) Día de campo y folleto divulgativo para productores (silvicultores y colectores)

Consistió en un día de campo sobre las técnicas de recolección y procesamiento de hongos silvestres comestibles. Los destinatarios fueron 30 productores (silvicultores y colectores).

El día de campo y taller se realizó el día viernes 29 de septiembre de 2006 desde las 10:00 a las 17:00 horas en la Casa de la Cultura de la Ilustre Municipalidad de Empedrado y en distintos predios con plantaciones de *Pinus radiata* en la Comuna de Empedrado.

Los expositores fueron Sergio Espinoza y Eduardo Ávila (investigadores del proyecto) y se entregó el Folleto Divulgativo sobre técnicas de recolección y procesamiento de hongos silvestres comestibles.

d) Taller de capacitación y documento técnico para procesadores

Consistió en un taller de capacitación a la empresa asociada Hongos del Sur (Encargados y funcionarios de la empresa), para optimizar el proceso de deshidratado de hongos silvestres micorrícicos comestibles.

El taller se realizó el día martes 31 de octubre de 2006 desde las 10:00 a las 13:00



horas en dependencias de la empresa Hongos del Sur.

Los expositores fueron Sergio Espinoza y Eduardo Ávila (investigadores del proyecto) y se entregó el Documento Técnico sobre optimización del proceso de deshidratado de hongos silvestres micorrícicos comestibles.



Talleres de capacitación y Días de campo.

4. Seminario de Cierre del Proyecto

Se realizó una charla de cierre del proyecto con el objetivo de difundir los principales resultados obtenidos (ANEXO 11).

La charla se realizó el miércoles 16 de mayo de 2007, desde las 15:30 a las 17:30 horas en el Auditorium Monseñor Manuel Larraín, ubicado en la Facultad de Ciencias de la Salud de la Universidad Católica del Maule.





5. Publicaciones

- Documento técnico para viveros: "Uso de Micorrizas en Viveros Forestales". (ANEXO 4).
- Documento técnico para productores (silvicultores): "Micorrizas en Plantaciones Forestales". (ANEXO 5).
- Folleto divulgativo para productores (silvicultores y colectores): "Técnicas de Cosecha, Transporte y Acopio de Hongos Silvestres Comestibles". (ANEXO 6).
- Documento técnico para procesadores: "Optimización del Proceso de Deshidratado de Hongos Silvestres Micorrícicos Comestibles". (ANEXO 7).
- Publicación científica: Micorrización controlada de *Pinus radiata* en invernadero en función del tipo de inóculo y técnicas de cultivo (Santelices, R; Palfner, G; Espinoza, S y Ávila, E). ANEXO 8. Dicha publicación fue recibida el 29 de marzo de 2007 por parte de la Revista Agricultura Técnica y actualmente esta en proceso de edición. El código de la publicación es AT 7-35.
- Revisión de literatura relacionada con la ecología de *Lactarius deliciosus*, *Suillus luteus*, *Boletus edulis* y *Boletus pinicola* (ANEXO 9).



VI. CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES

Se desarrollaron y evaluaron diversas técnicas de micorrización y cultivo de plantas de *Pinus radiata* inoculadas con hongos micorrícicos comestibles. Se logró con ello establecer un protocolo de inoculación.

La micorrización evaluada para la primera inoculación del proyecto arrojó un 10% de raíces micorrizadas por planta, en contraste con el 60% esperado. No obstante no se presentó contaminación en las raíces de las plantas evaluadas. Inicialmente se presentó una contaminación alta en las cepas de *Suillus luteus* y *Lactarius deliciosus* por contaminantes naturales que traen los carpóforos de terreno y a aplicación de protocolo (se comenzaba el cultivo inmediatamente con medios de crecimiento).

Las cepas de *Boletus pinicola* reactivadas en medio Cherry decoction agar presentaron resultados nulos. No se obtiene micelio vegetativo de *B. pinicola*. Sólo se trabaja con esporas adquiridas a MICOLOGIA FORESTAL & APLICADA. Se probó otro medio de cultivo (MEA2%) y pH. Con ello se obtuvieron buenos resultados.

Se intentó obtener micelio a partir de esporas pero los resultados fueron nulos, se presentó alta contaminación y dificultades técnicas. Por ello se decide postular a fuente de financiamiento (FIA), para contratar a un experto internacional. Este sugiere 1º un medio de aislamiento (BAF) y luego medio de crecimiento (MMN). Con esto se obtuvieron buenos resultados.

Debido a los resultados poco auspiciosos en la primera inoculación realizada en el proyecto se modifican las siguientes variables: época de inoculación (primavera), fertilización (nula), régimen de riego (cada 3 días, 5 min por día). En diciembre de 2006 se inoculan más de 5.000 plantas, probando distintos tratamientos (sustratos, tipo de inóculo y técnica de inoculación). A la fecha, los ápices están empezando su desarrollo, por lo cual se puede esperar que las micorrizas formen las primeras ramificaciones entre junio-julio.

Lo principal en las técnicas de inoculación es intensificar estudios de inoculación a través de esporas, las que sean incluidas a las plantas a través de medios sencillos.

Por otro lado, las variables de mayor influencia en la fructificación de hongos en las 27 unidades muestrales ejecutadas en distintos puntos de la VII Región fueron la humedad del suelo, la luminosidad que llega al piso forestal, el contenido de nitrógeno y el contenido de fósforo.

Diversos autores han reportado los positivos efectos de la manipulación de la hojarasca del piso forestal sobre la aparición de cuerpos fructíferos, encontrándose que la extracción de la hojarasca (con la consecuente modificación del estado nutritivo del suelo) aumenta el número de carpóforos. Sobre la base de lo anterior se recomienda aplicar un esquema de manejo teórico basado en la aplicación de un raleo de mediana intensidad (que deje en pie el 40% del área basal del rodal) y la extracción total de la hojarasca del suelo, hasta llegar al suelo mineral. Este esquema deberá ser contrastado con variaciones en la intensidad del raleo y presencia-ausencia de hojarasca, además de un tratamiento control.

En las técnicas de cosecha para *L. deliciosus* y *S. Luteus*; por tratarse de especies de aprovechamiento habitual dentro del país, se maneja bastante información en cuanto a su época de extracción, localización, forma de recolección, acopio y transporte. En tanto que las técnicas de cosecha aplicables a *B. edulis* y *B. pinicola*, por encontrarse en etapa inicial de introducción, el manejo de información local es escaso. No obstante, los métodos de cosecha, acopio y transporte son similares.

Se detectaron diversos problemas en la recolección, clasificación y, acopio y transporte. Por ello, en el transcurso de la realización del proyecto se realizaron diversas recomendaciones que pretendieron dar solución a dichas problemáticas. Estas recomendaciones fueron dadas a conocer en los resultados del objetivo 3 del proyecto.

Las alternativas de procesamiento de hongos micorrícicos comestibles más practicadas a nivel mundial son los procesos de hongos deshidratados, encurtidos o enlatados, fermentados, en aceite de oliva o aceite comestible, congelados, extractos y concentrados, concentrados de hongos deshidratados y salmuerados.

Los procesos de encurtido (en sal, azúcar y vinagre), fermentado (en sal), en aceite (de oliva o vegetal, más sal), extractos y concentrados, se preparan más bien en forma artesanal para el disfrute de la familia o de mercados nacionales muy limitados, en razón de su elevado costo y no son empleadas en forma masiva en el país, por lo cual la información disponible es limitada.

Al analizar la demanda interna y externa de los hongos silvestres presentes en Chile se puede afirmar que el proceso más practicado es el de deshidratación, el que a su vez es el de mayor valor en el extranjero. Por ello, la mejor alternativa

actual para los recolectores y procesadores es adecuar la tecnología de deshidratación de hongos silvestres y lograr la asociatividad, ya que con ello se estrecharía la brecha de los canales de comercialización.

En cuanto a la exploración de mercado, actualmente los principales mercados para las especies de hongos abordados por el proyecto son países de la Unión Europea (en donde destacan Alemania, Francia, Italia y España) y Latinoamérica (sobresaliendo Brasil y Argentina). Todos ellos manifiestan una demanda mayor al resto de los países importadores de estos productos. Específicamente para *Lactarius deliciosus* y especies del género *Boletus* los principales mercados son España y Europa, respectivamente.

Los mercados potenciales siguen siendo los países en donde Chile tiene participación en el tema de los hongos silvestres: Francia, Alemania, España, Italia, Brasil, Argentina, EE.UU., Suiza, Rusia, Perú, Polonia e Israel. Dentro de ello se destaca que Latinoamérica es un potencial inmenso para los hongos chilenos, además de países del Asia con cultura gastronómica micófaga.

Por último, es fundamental difundir y transferir técnicas de micorrización, manejo integral de plantaciones de *Pinus radiata*, técnicas de cosecha y poscosecha, y alternativas de mercado en la producción de hongos micorrícicos comestibles. En este sentido debe existir una capacitación continua al colector primario, a los viveros forestales y a los productores forestales.

Se recomienda sensibilizar a los viveros forestales a estudiar ciertas modificaciones en el layout de su vivero para incorporar a los hongos micorrícicos en su estructura productiva, a pesar de los altos costos de implementación de la tecnología miceliar.



VII. OTROS ASPECTOS DE INTERÉS

Asistencia a las Primeras Jornadas Argentinas sobre Biología y Cultivo de Hongos Comestibles y Medicinales

El día 7 y 8 de julio de 2005, el director general del proyecto Rómulo Santelices y el equipo técnico de éste, Eduardo Ávila y Sergio Espinoza, asistieron a las Primeras Jornadas Argentinas sobre Biología y Cultivo de Hongos Comestibles y Medicinales.

Las jornadas fueron organizadas por el Instituto de Investigaciones Biotecnológicas IIB-INTECH y se realizaron en Chascomús, Provincia de Buenos Aires, Argentina.

El comité organizativo estuvo a cargo del Dr. Néstor Curvetto, la Dra. Laura Gasoni y el Dr. Edgardo Albertó.

El objetivo general de estas primeras jornadas fue vincular el sector científico con el productivo, brindando un marco de intercambio que beneficie a ambas partes y facilite la difusión de adelantos científicos y tecnológicos producidos en el mundo y a su vez propicie la discusión de las investigaciones desarrolladas en la Argentina.

Los logros más importantes obtenidos en las jornadas fueron los siguientes:

- Conocimiento de las técnicas y operaciones para la producción de hongos comestibles en Argentina.
- Conocimiento de experiencias de campo y principales aspectos de producción de



hongos comestibles en Argentina.

-Conocimiento de las condiciones ecológicas, aspectos de producción y manejo de hongos comestibles en Argentina.

-Establecimiento de contactos con científicos, técnicos y productores con experiencia en el tema.

El programa de trabajo contó con las siguientes presentaciones:

"Los Hongos Superiores y sus Aplicaciones Biotecnológicas". Dr. Néstor Curvetto (Lab. de Biotecnología de Hongos Comestibles y Medicinales, UNS, CERZOS, CONICET, Buenos Aires).

"Cultivo de Hongos Comestibles en Brasil con la Técnica JunCao". Dra. Araildes Fontes Urben (Centro Nacional de Pesquisa de Recursos Genéticos e Biotecnologia, Laboratorio de Quarentena Vegetal, Brasilia, Brasil).

"Ventajas y Desventajas en la Producción Axénica de Hongos Comestibles y Medicinales". MSc, Edison De Souza (Brasmicel, Brasil).

"Propiedades Nutricionales y Medicinales de los Hongos Superiores". Dra. D. Figlas, CIC (Lab. de Biotecnología de Hongos Comestibles y Medicinales, CERZOS, CONICET, Buenos Aires).

"Estrategias de Marketing para Productos Agrarios. Integración Estratégica para Apalancar el Crecimiento en la Industria de la Producción de Hongos



Comestibles". Lic. G. Le Fosse (Lic. en Administración de empresas, UBA).

"Posibilidades de Mejoramiento en la Calidad de los Hongos Silvestres Comestibles para Exportación". Dr. Jorge Deschamps (Univ. De Belgrano, Buenos Aires).

"Lacaras Fúngicas: Características y Posibilidades Biotecnológicas". (Dr. Mario Saparrat, Instituto C. Spegazzini, Buenos Aires).

"Efectos de Supresores de NH₃ Usados en la Industria Avícola Sobre el Proceso de Compostado y la Producción de Champiñones". MSc. R. Gonzáles Matute, CIC, (Lab. de Biotecnología de Hongos Comestibles y Medicinales, CERZOS, CONICET, Buenos Aires).

"Effect of Agaricus Brasiliensis Dietary Supplementation on Natural Killer Cell Count of Cancer Patients". Dr. Jorge Laerte Gennari (Instituto Ricardo Veronesi de Pesquisas em Saúde, Faculdade de Medicina da Universidade de Gurupi, San Pablo, Brasil).

"Producción y Perspectivas Futuras para el Cultivo de Hongos en la Argentina. Desarrollo de Nuevas Especies Cultivables". Dr. E. Albertó (Laboratorio de Micología y Cultivo de Hongos Comestibles, IIB-INTECH, UNSAM CONICET, Buenos Aires).

"Producción de Hongos Comestibles, Compost y Vermicompost a partir de Sustratos Agroindustriales" Dr. J. Molina (Coordinador del proyecto IV.18 del CYTED área 3, Colombia).

"Producción y Distribución Minorista de Hongos Comestibles en el Alto Valle de Río Negro y Neuquén". Estudio técnico realizado por el CFI. Ing. Gabriela Garrido (Subsecretaría de Empleo y Capacitación, Ministerio de Seguridad y Trabajo de la Provincia de Neuquén) y Dr. Ing. M. Leskovar (Universidad Nacional del Comahue, Río Negro).

"Evolución y Perspectivas de Producción de Hongos Comestibles en la Provincia de Neuquén". Ing. G. Rodríguez (Centro de Desarrollo y Servicios de Hongos Lignocelulósicos Comestibles de Neuquén y asesor tecnológico del Centro PyME).

"Aplicación de Hongos Superiores en la Remediación de Ambientes Contaminados". Dra. María Lujan Ferreira (Plapiqui-CRIBABB-UNS, Buenos Aires).

"Elaboración y Conservación de Hongos Comestibles. Productos Frescos, Congelados, Secados, Deshidratados y en Conserva. Dr. A De Michellis (Ing. Químico, CONICET, Univ. Comahue, Neuquén).

Cabe señalar que en cada una de las presentaciones se generaron paneles de discusión y comentarios de los temas.

A pesar de la importancia de las exposiciones se pudo observar que en la Argentina sólo se trabaja con el tema de hongos saprófitos, por lo cual se presentan altas perspectivas de desarrollar investigaciones y negocios con el tema de los hongos micorrícicos comestibles.

VIII. ANEXOS

ANEXO 1 : FICHA DATOS PERSONALES

Ficha Representante(s) Legal(es)

Tipo de actor en el Proyecto (A)	Representante legal del Agente postulante		
Nombres	CLAUDIO ANDRÉS		
Apellido Paterno	ROJAS		
Apellido Materno	MIÑO		
RUT Personal			
Nombre de la Organización o Institución donde trabaja	UNIVERSIDAD CATÓLICA DEL MAULE		
RUT de la Organización	71.918.300-K		
Tipo de Organización	Pública	<input checked="" type="checkbox"/>	Privada
Cargo o actividad que desarrolla en ella	RECTOR		
Dirección (laboral)	AVENIDA SAN MIGUEL N° 3605		
País	CHILE		
Región	VII		
Ciudad o Comuna	TALCA		
Fono	71-203309		
Fax	71-241767		
Celular	-		
Email	crojas@ucm.cl		
Web	www.ucm.cl		
Género	Masculino	<input checked="" type="checkbox"/>	Femenino
Etnia (B)	-		
Tipo (C)	-		



Tipo de actor en el Proyecto (A)	Representante legal del Agente Asociado		
Nombres	JORGE		
Apellido Paterno	GANDARA		
Apellido Materno	WELCH		
RUT Personal			
Nombre de la Organización o Institución donde trabaja	CORPORACIÓN NACIONAL FORESTAL, VII REGIÓN		
RUT de la Organización	61.313.000-4		
Tipo de Organización	Pública	<input checked="" type="checkbox"/>	Privada
Cargo o actividad que desarrolla en ella	DIRECTOR REGIONAL		
Dirección (laboral)	2 PONIENTE N° 1180		
País	CHILE		
Región	VII		
Ciudad o Comuna	TALCA		
Fono	71-234751		
Fax	71-234751		
Celular	-		
Email	jgandara@conaf.cl		
Web	www.conaf.cl		
Género	Masculino	<input checked="" type="checkbox"/>	Femenino
Etnia (B)	-		
Tipo (C)	-		

Nota: Fue reemplazado en el transcurso del proyecto por la ficha que sigue a continuación.



Tipo de actor en el Proyecto (A)	Representante legal del Agente Asociado		
Nombres	MIGUEL ANGEL		
Apellido Paterno	ROJAS		
Apellido Materno			
RUT Personal			
Nombre de la Organización o Institución donde trabaja	CORPORACIÓN NACIONAL FORESTAL, VII REGIÓN		
RUT de la Organización	61.313.000-4		
Tipo de Organización	Pública	<input checked="" type="checkbox"/>	Privada
Cargo o actividad que desarrolla en ella	DIRECTOR REGIONAL		
Dirección (laboral)	2 PONIENTE N° 1180		
País	CHILE		
Región	VII		
Ciudad o Comuna	TALCA		
Fono	71-234751		
Fax	71-234751		
Celular	-		
Email	maule@conaf.cl		
Web	www.conaf.cl		
Género	Masculino	<input checked="" type="checkbox"/>	Femenino
Etnia (B)	-		
Tipo (C)	-		



Tipo de actor en el Proyecto (A)	Representante legal del Agente Asociado		
Nombres	HÉCTOR PATRICIO		
Apellido Paterno	ESPINOZA		
Apellido Materno	CANESSA		
RUT Personal			
Nombre de la Organización o Institución donde trabaja	COLEGIO DE INGENIEROS FORESTALES, SEDE MAULE		
RUT de la Organización	71.004.400-7		
Tipo de Organización	Pública	<input type="checkbox"/>	Privada <input checked="" type="checkbox"/>
Cargo o actividad que desarrolla en ella	PRESIDENTE REGIONAL		
Dirección (laboral)	1 PONIENTE N° 1060. ED. CAMPANARIO 5° PISO OF. 55		
País	CHILE		
Región	VII		
Ciudad o Comuna	TALCA		
Fono	71-215819		
Fax	71-215819		
Celular	93499989		
Email	barrancasriomaule@tie.cl		
Web	www.cifag.cl		
Género	Masculino	<input checked="" type="checkbox"/>	Femenino <input type="checkbox"/>
Etnia (B)	-		
Tipo (C)	-		



Tipo de actor en el Proyecto (A)	Representante legal del Agente Asociado		
Nombres	HÉCTOR		
Apellido Paterno	MORALES		
Apellido Materno	TORRES		
RUT Personal			
Nombre de la Organización o Institución donde trabaja	BOSQUES DE CHILE S.A		
RUT de la Organización	96.691.020-8		
Tipo de Organización	Pública	Privada	<input checked="" type="checkbox"/>
Cargo o actividad que desarrolla en ella	Gerente		
Dirección (laboral)	Las Cañas s/n		
País	Chile		
Región	VII		
Ciudad o Comuna	Constitución		
Fono	71-673600		
Fax	71-671938		
Celular			
Email	hmorales@bosquesdechile.cl		
Web	www.bosquesdechile.cl		
Género	Masculino	<input checked="" type="checkbox"/>	Femenino
Etnia (B)	-		
Tipo (C)	-		

Nota: Fue reemplazado en el transcurso del proyecto por la ficha que sigue a continuación.



Tipo de actor en el Proyecto (A)	Representante legal del Agente Asociado		
Nombres	PABLO		
Apellido Paterno	CORTÉS		
Apellido Materno	DE SOLMINIAC		
RUT Personal			
Nombre de la Organización o Institución donde trabaja	INMOBILIARIA Y FORESTAL MAITENES S.A. (FORESTAL MININCO)		
RUT de la Organización	96.601.000-2		
Tipo de Organización	Pública	<input type="checkbox"/>	Privada <input checked="" type="checkbox"/>
Cargo o actividad que desarrolla en ella	Gerente de Administración y Personal		
Dirección (laboral)	Los Canelos 79, Villa San Pedro		
País	Chile		
Región	VIII		
Ciudad o Comuna	San Pedro de la Paz		
Fono	41-503300		
Fax	41-373431		
Celular			
Email	Pablo.cortes@forestal.cmpc.cl		
Web			
Género	Masculino	<input checked="" type="checkbox"/>	Femenino <input type="checkbox"/>
Etnia (B)	-		
Tipo (C)	-		



Tipo de actor en el Proyecto (A)	Representante legal del Agente Asociado		
Nombres	EDUARDO		
Apellido Paterno	MERINO		
Apellido Materno			
RUT Personal			
Nombre de la Organización o Institución donde trabaja	HONGOS DEL SUR		
RUT de la Organización	76.203.600-2		
Tipo de Organización	Pública	<input type="checkbox"/>	Privada <input checked="" type="checkbox"/>
Cargo o actividad que desarrolla en ella	Gerente Técnico		
Dirección (laboral)	5 oriente, 3 y 4 sur N° 833 B		
País	Chile		
Región	VII		
Ciudad o Comuna	Talca		
Fono	71-221736		
Fax	-		
Celular	9-6613978		
Email	eamerino26@hotmail.com		
Web	www.hongosdelsur.cl		
Género	Masculino	<input checked="" type="checkbox"/>	Femenino <input type="checkbox"/>
Etnia (B)	-		
Tipo (C)	-		

Ficha Coordinadores y Equipo Técnico

Tipo de actor en el Proyecto (A)	Coordinador Principal		
Nombres	ROMULO EDUARDO		
Apellido Paterno	SANTELICES		
Apellido Materno	MOYA		
RUT Personal			
Nombre de la Organización o Institución donde trabaja	UNIVERSIDAD CATÓLICA DEL MAULE		
RUT de la Organización	71.918.300-K		
Tipo de Organización	Pública	<input checked="" type="checkbox"/>	Privada
Cargo o actividad que desarrolla en ella	ACADÉMICO		
Profesión	INGENIERO FORESTAL MG. CS.		
Especialidad	SILVICULTURA Y PROYECTOS		
Dirección (laboral)	AVENIDA SAN MIGUEL N° 3605		
País	CHILE		
Región	VII		
Ciudad o Comuna	TALCA		
Fono	71-203501		
Fax	71-203524		
Celular	89751424		
Email	www.rsanteli@ucm.cl		
Web	www.ucm.cl		
Género	Masculino	<input checked="" type="checkbox"/>	Femenino
Etnia (B)	-		
Tipo (C)	-		



Tipo de actor en el Proyecto (A)	Coordinador Alterno		
Nombres	JORGE SEBASTIÁN		
Apellido Paterno	CONTRERAS		
Apellido Materno	GONZÁLEZ		
RUT Personal			
Nombre de la Organización o Institución donde trabaja	UNIVERSIDAD CATÓLICA DEL MAULE		
RUT de la Organización	71.918.300-K		
Tipo de Organización	Pública	<input checked="" type="checkbox"/> Privada	
Cargo o actividad que desarrolla en ella	ACADÉMICO		
Profesión	INGENIERO FORESTAL MG. ©		
Especialidad	INDUSTRIAS DE LA MADERA Y PROYECTOS		
Dirección (laboral)	AVENIDA SAN MIGUEL N° 3605		
País	CHILE		
Región	VII		
Ciudad o Comuna	TALCA		
Fono	71-203505		
Fax	71-203524		
Celular	-		
Email	www.jcontrer@ucm.cl		
Web	www.ucm.cl		
Género	Masculino	<input checked="" type="checkbox"/> Femenino	
Etnia (B)	-		



Tipo de actor en el Proyecto (A)	Equipo Técnico		
Nombres	EDUARDO ALEJANDRO		
Apellido Paterno	ÁVILA		
Apellido Materno	ACEVEDO		
RUT Personal			
Nombre de la Organización o Institución donde trabaja	UNIVERSIDAD CATÓLICA DEL MAULE		
RUT de la Organización	71.918.300-K		
Tipo de Organización	Pública	<input checked="" type="checkbox"/>	Privada
Cargo o actividad que desarrolla en ella	Consultor de Proyectos Silvoagropecuarios		
Profesión	INGENIERO FORESTAL MG.		
Especialidad	INGENIERÍA Y GESTIÓN AMBIENTAL		
Dirección (laboral)	AVENIDA SAN MIGUEL N° 3605		
País	CHILE		
Región	VII		
Ciudad o Comuna	TALCA		
Fono	71-203514		
Fax	71-203524		
Celular	92934534		
Email	www.eavila@ucm.cl		
Web	www.ucm.cl		
Género	Masculino	<input checked="" type="checkbox"/>	Femenino
Etnia (B)	-		
Tipo (C)	-		



Tipo de actor en el Proyecto (A)	Equipo Técnico		
Nombres	SERGIO ENRIQUE		
Apellido Paterno	ESPINOZA		
Apellido Materno	MEZA		
RUT Personal			
Nombre de la Organización o Institución donde trabaja	UNIVERSIDAD CATÓLICA DEL MAULE		
RUT de la Organización	71.918.300-K		
Tipo de Organización	Pública	<input checked="" type="checkbox"/> Privada	
Cargo o actividad que desarrolla en ella	Consultor de Proyectos Silvoagropecuarios		
Profesión	INGENIERO FORESTAL		
Especialidad	SILVICULTURA Y PROYECTOS		
Dirección (laboral)	AVENIDA SAN MIGUEL N° 3605		
País	CHILE		
Región	VII		
Ciudad o Comuna	TALCA		
Fono	71-203514		
Fax	71-203524		
Celular	99458592		
Email	www.sespinoz@ucm.cl		
Web	www.ucm.cl		
Género	Masculino	<input checked="" type="checkbox"/> Femenino	
Etnia (B)	-		
Tipo (C)	-		



Tipo de actor en el Proyecto (A)	Equipo Técnico		
Nombres	GOTZ		
Apellido Paterno	PALFNER		
Apellido Materno			
RUT Personal			
Nombre de la Organización o Institución donde trabaja	UNIVERSIDAD DE CONCEPCIÓN		
RUT de la Organización			
Tipo de Organización	Pública	<input checked="" type="checkbox"/>	Privada
Cargo o actividad que desarrolla en ella	PROFESOR		
Profesión	BIÓLOGO. DR. POST DR. ©		
Especialidad	SILVICULTURA Y PROYECTOS		
Dirección (laboral)	DEPARTAMENTO DE BOTÁNICA		
País	CHILE		
Región	VIII		
Ciudad o Comuna	CONCEPCIÓN		
Fono	041-282834		
Fax			
Celular			
Email	www.qpalfner@ufro.cl		
Web	www.chilefunqi.cl		
Género	Masculino	<input checked="" type="checkbox"/>	Femenino
Etnia (B)	-		
Tipo (C)	-		



Ficha Participantes o Beneficiarios Directos

Antecedentes globales:

Productores grandes	género femenino	no hay	etnia	1 s/e	región	VII
	género masculino	1	etnia	1 s/e	región	VII
Productores medianos	género femenino	5	etnia	5 s/e	región	VII
	género masculino	37	etnia	37 s/e	región	VII
Productores pequeños	género femenino	5	etnia	5 s/e	región	VII
	género masculino	25	etnia	25 s/e	región	VII

Desglose:

Productores grandes 1 procesador mayorista.
Productores medianos 6 viveros, 35 productores (silvicultores) y 1 procesador.
Productores pequeños 30 productores (silvicultores y productores).



ANEXO 2 : FICHA DATOS ORGANIZACIÓN

Ficha Agentes Postulantes y Asociados

Tipo de actor en el Proyecto (D)	AGENTE POSTULANTE O EJECUTOR		
Nombre de la organización, institución o empresa	UNIVERSIDAD CATÓLICA DEL MAULE		
RUT de la Organización	71.918.300-K		
Tipo de Organización	Pública	<input checked="" type="checkbox"/>	Privada
Dirección	Avenida San Miguel N° 3605		
País	Chile		
Región	VII		
Ciudad o Comuna	Talca		
Fono	56-71-203300		
Fax	56-71-241767		
Email	webmaster@ucm.cl		
Web	www.ucm.cl		
Tipo entidad (E)	UNIVERSIDADES NACIONALES		



Tipo de actor en el Proyecto (D)	AGENTE ASOCIADO		
Nombre de la organización, institución o empresa	CORPORACIÓN NACIONAL FORESTAL. VII REGIÓN.		
RUT de la Organización	61.313.000-4		
Tipo de Organización	Pública	<input checked="" type="checkbox"/>	Privada
Dirección	2 poniente N° 1180		
País	Chile		
Región	VII del Maule		
Ciudad o Comuna	Talca		
Fono	56-71-234751		
Fax	56-71-234751		
Email			
Web	www.conaf.cl		
Tipo entidad (E)	ENTIDAD PUBLICA		

Tipo de actor en el Proyecto (D)	AGENTE ASOCIADO		
Nombre de la organización, institución o empresa	COLEGIO DE INGENIEROS FORESTALES A.G SEDE MAULE		
RUT de la Organización			
Tipo de Organización	Pública	<input type="checkbox"/>	Privada <input checked="" type="checkbox"/>
Dirección	1 poniente 1060. Edificio Campanario 5° Piso, Oficina 55.		
País	Chile		
Región	VII		
Ciudad o Comuna	Talca		
Fono	56-71-215819		
Fax	56-71-215819		
Email	barrancasriomaule@tie.cl		
Web	www.cifag.cl		
Tipo entidad (E)	ENTIDAD PRIVADA		

Tipo de actor en el Proyecto (D)	AGENTE ASOCIADO		
Nombre de la organización, institución o empresa	BOSQUES DE CHILE S.A.		
RUT de la Organización	96.691.020-8		
Tipo de Organización	Pública	Privada	X
Dirección	Las Cañas s/n		
País	Chile		
Región	VII		
Ciudad o Comuna	Constitución		
Fono	71-673600		
Fax	71-671938		
Email	hmorales@bosquesdechile.cl		
Web	www.bosquesdechile.cl		
Tipo entidad (E)	ENTIDAD PRIVADA		

Nota: Fue reemplazado en el transcurso del proyecto por la ficha que sigue a continuación.

Tipo de actor en el Proyecto (D)	AGENTE ASOCIADO		
Nombre de la organización, institución o empresa	INMOBILIARIA Y FORESTAL MAITENES S.A. (FORESTAL MININCO)		
RUT de la Organización	96.601.000-2		
Tipo de Organización	Pública	Privada	X
Dirección	Los Canelos 79, Villa San Pedro		
País	Chile		
Región	VIII		
Ciudad o Comuna	San Pedro de la Paz		
Fono	41-503300		
Fax	41-373431		
Email	Pablo.cortes@forestal.cmpc.cl		
Web			
Tipo entidad (E)	ENTIDAD PRIVADA		



Tipo de actor en el Proyecto (D)	AGENTE ASOCIADO		
Nombre de la organización, institución o empresa	HONGOS DEL SUR		
RUT de la Organización	76.203.600-2		
Tipo de Organización	Pública	Privada	X
Dirección	5 oriente, 3 y 4 sur, N° 833 B		
País	Chile		
Región	VII		
Ciudad o Comuna	Talca		
Fono	71-221736		
Fax	-		
Email	eamerino26@hotmail.com		
Web	www.hongosdelsur.cl		
Tipo entidad (E)	ENTIDAD PRIVADA		

ANEXO 3:

a) Fuentes bibliográficas generales consultadas

Aldana, J. 2001. Productos Forestales No Madereros en América Latina. Proyecto Información y Análisis para el Manejo Forestal Sostenible: Integrando esfuerzos nacionales e internacionales en 13 países tropicales en América Latina. En: www.rlc.fao.org/proyecto/rla133ec/PFNM-pdf/PFNM%20Ven.pdf

Baar, J. 1995. Effects of manipulation of litter and humus layers on ectomycorrhizal colonization potencial in scots pine stands of different age. *Revista Mycorriza*. 6 p.

Baar, J. y TH. Kuuper. 1993. Litter removal in forests and effect on mycorrhizal fungi. Biological station of the agricultural University, Netherlands. 12 p.

Baar, J. y C.J.F. Braak. 1995. Ectomycorrhizal sporocarp occurrence as affected by manipulation of litter and humes layers in scots pine stands of different age. Biological station of the agricultural University, Netherlands. 13 p.

Banco Central de Chile. 2004. Indicadores de Comercio Exterior. [en línea][fecha consulta:26/04/05]. Disponible en :<http://www.bancocentral.cl>

Bojanic, A. 2002. Comercialización de PFNM, factores de éxito y fracaso. PNUMA/UNEP-WCMC & ODI. DFID – FRP. En: www.valhalla.unep-wcmc.org/forest/ntfp/docs/Bolivia_policy_paper.pdf.

Burges. A. y A. Raw. 1971, *Biología del suelo*, Ediciones Omega S.A., Barcelona, 596 p.

Campos, J. 1998. Productos Forestales No Madereros en Chile. Serie Forestal N°10. Oficina Regional de la FAO para América Latina y El Caribe. Dirección de Productos Forestales, Roma.

Campos, J; Chandrasekharan,C; Frisk, T. 1996. Desarrollo de Productos Forestales No Madereros en América Latina y el Caribe. Serie Forestal N° 5.

Comercio Exterior de Productos e Insumos Silvoagropecuarios. Oficina de Estudios y Políticas Agrarias. Disponible en : <http://www.odepa.cl>

Corredor, G. 1998. Micorrizas arbusculares: aplicación para el manejo sostenible

de los agroecosistemas. [en línea] revista turipana [consulta: 26 mayo 2005] disponible en: <<http://www.turipana.org.co/micorrizas.htm>>.

David Pilz, D. y R. Molina. Commercial harvests of edible mushrooms from the forests of the Pacific Northwest United States: Issues, management, and monitoring for sustainability. Forest Service, Forestry Sciences Laboratory, Pacific Northwest Research Station, USA.

David Pilz, *et al.* Conservation and Management of Forest Fungi in the Pacific Northwestern United States: an Integrated Ecosystem Approach. Forest Service, Forestry Sciences Laboratory, Pacific Northwest Research Station, USA.

De la Peña, G; Illsley, A. 2002. Productos Forestales No Maderables y Legislación Ambiental: Sobre – Regulación y Vacíos Jurídicos. En: www.raises.org

Deschamps, J. 2002. Hongos silvestres comestibles del Mercosur con valor Gastronómico. Área de Estudios Agrarios Universidad de Belgrano. Documentos de Trabajo N° 86.

Dirección de Productos Forestales. FAO. Oficina Regional de la FAO para América Latina y el Caribe. Santiago. Chile.

Donoso, C. 1981. Ecología forestal, el bosque y su medio ambiente. Editorial Universitaria, Universidad Austral de Chile. 368 p.

Estadísticas de Comercio Exterior. ProChile .Disponible en: www.prochile.cl

Estudio monográfico de explotación forestal N° 2. Organización de las Naciones Unidas para la agricultura y la alimentación (FAO). Roma, 1993. www.fao.org/documents/show_cdr.asp?url_file=/docrep/u9145s/u9145s00.htm

FAO. 1993. Cosecha de Hongos en la VII Región de Chile. Roma, FAO. (Estudio Monográfico de Explotación Forestal N° 2)

Fundación Chile/INFOR/FONDEF. 2002. Proyecto Innovación Tecnológica y Comercial de Productos Forestales No Madereros en Chile.

García, G. y F. Martínez. 2003. Primeros resultados del estudio de la presión recolectora sobre *Lactarius deliciosus* a partir del inventario de recolectores y de la evolución de carpóforos en la zona de actuación del proyecto Myas (Soria).

Asociación para el desarrollo endógeno de Alzamán. 9 p.

Hemard, C., Ilabaca, C., Jerez, G., Sandoval, P., y A. Ulloa. 2000. Aspectos generales de las micorrizas [en línea] cursos Universidad de Chile. [fecha de consulta: 7 junio 2005]. disponible en: <<http://146.83.41.80/cursos/fivegf/mico.htm>>.

Hongos micorrícicos comestibles: una alternativa para mejorar la rentabilidad de plantaciones forestales. Proyecto número: d01i1168, año 2001. FONDEF. www.conicyt.cl/bases/fondef/proyecto/01/i/d01i1168.html

Indicadores de comercio exterior. Departamento Publicaciones. Banco Central de Chile. www.bcentral.cl/esp/publ/estad/ext/ext03.htm

Industrialización de hongos comestibles. <http://www.oas.org/usde/publications/unit/oea60s/ch20.htm#topofpage>

INFOR, 2002. Base de datos de exportaciones de Productos Forestales No Madereros en Chile, año 2002. Documento interno.

Jiménez, J. 2005. Guía micológica [en línea] asociación micológica el royo. [fecha de consulta: 12 abril 2005]. disponible en: <http://www.amanitacesarea.com/index.php>

Ladst, F. y L. Fleming. 1985. Factors affecting the occurrence of fruitbodies of fungi forming sheathing ectomycorrhizas with roots of trees. Institute of terrestrial ecology, UK. 17 p.

Martínez, F. y B. Rubio. 2001. Estudio de la recolección de *Boletus edulis* y *Boletus pinicola* en la comarca de pinares de Soria. Departamento de Investigación Forestal de Valonsadero. 10 p.

Martínez, F., San Martín, R. y B. Rubio. 2003. Hacia un modelo de producción de *Boletus edulis* en masas ordenadas de *Pinus sylvestris* del sistema ibérico norte. Departamento de Investigación Forestal de Valonsadero. 8 p.

Martínez, F. *et al.* 2003. Primeros resultados del estudio del aprovechamiento micológico a partir de encuestas en la zona Myas (Soria): recolección, micoturismo y ordenación del recurso. Departamento de Investigación Forestal de Valonsadero. 8 p.

Mihal, I. 2005. Species diversity, abundance and dominance of macromycetes in beech forest stands. *Journal of forest science*, 51. (5):187 –194.

Norma general del Codex para los hongos comestibles y sus productos. cac/rs 28-1970. 12 p.

Normativas y regulaciones en la extracción de productos forestales no maderables Programa de PFMN. Fundación Chile. <http://www.pfnm.cl/legislacion.htm>

OEA. Industrialización de hongos Comestibles.[en línea][fecha de consulta: 01/05/05]. Disponible en: <http://www.oas.org/usde/publications>

Pera, J. *et al.* Eficacia del inoculo micelial de 17 especies de hongos ectomicorrizicos para la micorrización controlada de: *Pinus pinaster*, *Pinus radiata* y *Pseudotsuga menziesii*, en contenedor. Depto. de Patología Vegetal. IRTA. Centre de Cabriils. ESPAÑA. 15 p.

Popoff, O. 2004. Hipertextos del área de la biología, [en línea] Universidad Nacional del Nordeste, Fac. Ciencias Agrarias, República Argentina [fecha de consulta: 20 junio 2005]. disponible en: <http://www.biologia.edu.ar/fungi/index.html>

Producción mundial de hongos comestibles. información@micotec.cl

Salerni, E. *et al.* 2002. Effects of temperature and rainfall on fruiting of macrofungi in oak forest of the Mediterranean area. Departamento de Ciencia Ambiental. Universidad degli studi di siena, Italy. 10 p.

Salerni, E. y C. Perini. 2004. Experimental study for increasing productivity of *Boletus edulis* s.1. in Italy. *Forest Ecology and Management*. 10 p.

Sernarnap - Procymae. Especies con Usos No Maderables en Bosques de Encino, Pino y Pino-Encino en los Estados de Chihuahua, Durango, Jalisco, Michoacán, Guerrero y Oaxaca.

Servicio nacional de aduanas. 2005. Informe estadístico. Departamento de estudios.

Steven A, *et al.* Macrofungus communities correlate with moisture and nitrogen abundance in two old-growth conifer forests, Olympic National Park, Washington, USA. 20 p.

Thiers, H. 1975. The Boletes of California. A MykoWeb Page.

TLC Unión Europea. Anexo 1. Disponible en: <http://www.direcon.cl>

Valenta, P. *et al.* 2005. Quantitation of Nine Organic Acids in Wild Mushrooms. *Serviço de Farmacognosia, Faculdade de Farmacia Universidade do Porto, Portugal.* 53, 362-3630.

Valenzuela, E. 2003. Hongos comestibles silvestres colectados en la décima región de Chile. *Boletín Micológico* v.18 p. 1-1419.

Venegas, C. 2003. Alcances y proyección de las micorrizas en la producción silvícola en Chile. Memoria para optar al título de Ingeniero Forestal. Facultad de Ciencias Agrarias y Forestales, Universidad Católica del Maule, Chile. 60 p.

Wang, Y. *et al.* Research on *Boletus edulis* in New Zealand. New Zealand Institute for Crop & Food Research Limited, University of Bologna, Italy.

Wang, Y., R. Sinclair y I. Hall. 1995. *Boletus edulis* sensu lato: a new record for New Zealand. Institute of Forest Ecology of the Slovak Academy of Sciences, Zvolen, Slovak Republic. *New Zealand Journal of Crop and Horticultural Science*, 1995, Vol. 23: 227-231.

Wiensczyk, A. Ectomycorrhizae and forestry in British Columbia: A summary of current research and conservation strategies. *B.C. Journal of Ecosystems and Management.* 20 p.

Yun, W. y R. Hall. 2004. Edible ectomycorrhizal mushrooms: challenges and achievements. *NRC Canadá.* 11 p.

b) Fuentes bibliográficas consultadas relacionadas con técnicas de cosecha

CONAF. 2002. Diagnostico Forestal Región del Maule. Corporación Nacional Forestal VII Región del Maule, Unidad Estudios, Ambiente y Control de Gestión. 100p.

FAO. 1993. Estudio Monográfico de Explotación Forestal – 2. Cosecha de hongos en la VII región de Chile. En: <http://www.fao.org/docrep/u9145s/u9145s00.htm#TopOfPage>



FAO. 1995. Memoria. Consulta de expertos sobre productos forestales no madereros para América Latina y el Caribe. Dirección de Productos Forestales.

GALLO, J. y OJER, B. 2004. MICOVALDORBA [En línea] Asociación micológica. [Fecha de Consulta: 21 abril 2005]. Disponible en: <
http://www.valdorba.org/micovaldorba2/areas_productivas_setas_ecosistemas.shtml>

Sepúlveda, L. 1991. Comentario: Producción y comercialización de hongos deshidratados en Chile. En: Seminario Articulación de la Agricultura tradicional con las Cadenas agroexportadoras. Comisión Económica para América Latina y el Caribe. Pág. 451 - 463.

TORRES, J. 2003. ESPECIES CON USOS NO MADERABLES EN BOSQUES DE ENCINO, PINO Y PINO-ENCINO [En línea], Centro de Investigación y Docencia Económicas A.C, MEXICO, [Fecha De Consulta: 6 Agosto 2005]. Disponible En:<
<http://www.semarnat.gob.mx/pfnm/amplia.html>

VALDEBENITO, G., CAMPOS, J., LARRAÍN, O., AGUILERA, M., KAHLER, C., FERRANDO, M., GARCÍA, E., SOTOMAYOR, A. 2003. INNOVACIÓN TECNOLÓGICA Y COMERCIAL DE PRODUCTOS FORESTALES NO MADEREROS (PFNM) EN CHILE, boletín divulgativo N° 6 [En línea] PROYECTO FONDEF - INFOR – FUNDACION CHILE. [Fecha de Consulta: 27 septiembre 2005]. Disponible en: <
<http://www.gestionforestal.cl/pfnm/paqtecnologicos/Boletin%20N%C2%BA%206%20Lactarius.pdf>

c) Fuentes bibliográficas consultadas relacionadas con técnicas de procesamiento

CODEX. 1981. NORMA GENERAL DEL CODEX PARA LOS HONGOS COMESTIBLES Y SUS PRODUCTOS. CODEX-STAN 38-1981.

INFOR. 2002. Base de datos Exportaciones de Productos Forestales No Madereros en Chile, desde el año 1990 al 2002 Documento interno.

INFOR. 2003. PROYECTO FONDEF - INFOR – FUNDACION CHILE. "Innovación Tecnológica y Comercial de Productos Forestales No Madereros (PFNM) en Chile".

PEREIRA, S. 1991. Mercado, Comercialización y Evaluación Económica de una

planta Procesadora de Callampas Silvestres Comestibles. Tesis Ingeniero Agrónomo. Departamento de Economía Agraria, Facultad de Agronomía Pontificia Universidad Católica de Chile. Santiago. 113 Pág.

SEPÚLVEDA, L. 1992. Producción y Comercialización de Hongos Deshidratados. El Campesino. Vol.123. Nº 12., pp. 28 – 31.

SUR Profesionales Consultores Ltda. 1996. Construcción de 16 Deshidratadores de Hongos Comestibles, Comuna de Paredones. Proyecto FIA-PI-C-1996-1-A-067.

d) Fuentes bibliográficas consultadas relacionadas con exploración de mercados potenciales

FAO. 1998. Productos Forestales No Madereros. Serie Forestal Nº 10. Oficina Regional de la FAO para América Latina y El Caribe. Dirección de Productos Forestales, Roma.

Galdames, W. B. 2000. Diagnóstico del desarrollo de las exportaciones de productos forestales no madereros durante el período 1988 -1998. Tesis de Grado. Facultad de Cs. Forestales . Universidad Austral de Chile. Valdivia. Chile. 120 Pág.

Garfias, R., Carmona, R., Barros, D., Cabellos, J.A., y Baldini, A. 1995. Informe de Países. Chile. Consulta de Expertos sobre Productos Forestales No Madereros.

INFOR, 2004. PROYECTO FONDEF - INFOR – FUNDACION CHILE. "Innovación Tecnológica y Comercial de Productos Forestales No Madereros (PFNM) en Chile".

INFOR. 2005. Estudio de Mercado de Hongos Comestibles. INFOR. Concepción. 84 p.

Pereira, S. 1991. Mercado, Comercialización y Evaluación Económica de una planta Procesadora de Callampas Silvestres Comestibles. Tesis Ingeniero Agrónomo. Departamento de Economía Agraria, Facultad de Agronomía Pontificia Universidad Católica de Chile. Santiago. 113 Pág.

Sepúlveda, L. 1989. Hongos comestibles: Perspectivas de exportación. Revista El Campesino. Julio 1989. Pág. 18 - 23.



Sepúlveda, L. 1991. Comentario: Producción y comercialización de hongos deshidratados en Chile. En: Seminario Articulación de la Agricultura tradicional con las Cadenas agroexportadoras. Comisión Económica para América Latina y el Caribe. Pág. 451 - 463.

e) Otras fuentes bibliográficas específicas consultadas

Agerer, R. 1985. Zur Ökologie der Mykorrhizapilze. *Bibliotheca Mycologica* 97, J. Cramer, 160 pp.

Arnebrant, K and Soderstrom, B. 1992. Effect of different fertilizer treatments on ectomycorrhizal colonization in two Scots pine forests in Sweden. *Forest Ecology and Management*. 53:77-89.

Baar, J and Braak ter, C. 1996. Ectomycorrhizal sporocarp occurrences as affected by manipulation of litter and humus layer in Scots pine stands of different age. *Applied Soil Ecology*. 4: 61-73.

Baar, J and Kuyper, Th. 1993. Litter removal in forests and effect on mycorrhizal fungi. *Fungi in Europe: Investigation, Recording and Conservation*. pp 275-286.

Baar, J and Vries De F. 1995. Effects of manipulation of litter and humus on ectomycorrhizal colonization potential in Scots pine stands of different age. *Mycorrhiza* 5: 267-272.

Barnett, J. 1976. Sterilizing southern pine seeds with hydrogen peroxide. *Tree Plant. Notes*, 27: 17-19.

Bledsoe, C; Tennyson, K and Lopushinsky, W. 1982. Survival and growth of outplanted Douglas-fir

Brundrett, M; Bougher, N; Dell, B; Grove, T y Malajczuk, N. 1996. Working with mycorrhizas in forestry and agriculture. Australian Centre for International Agricultural Research (ACIAR). Canberra, Australia. 374 p.

Castellano, M and Molina R., 1989. Mycorrhizae. In: Landis T.D., Tinus R.W., McDonald S. E., Barnett J. P. (eds.). The container tree nursery manual, vol 5, The biological component: nursery pests and mycorrhizae. USDA For. Serv. Agric. Handbk., 674. Washington, DC. pp. 101-167.

Castellano, M. 1996. Outplanting performance of mycorrhizal inoculated seedlings. In: Mukerji K. G. (ed.). Concepts in Mycorrhizal Research. Kluwer Academic Publ. The Netherlands. pp. 223-301.

Coleman, M; Bledsoe, C and Lopushinsky, W. 1989. Pure culture response of ectomycorrhizal fungi to imposed water stress. *Canadian Journal of Botany*. 67: 29-39.

Conn, Ch and Dighton, J. 2000. Litter quality influences on decomposition ectomycorrhizal community structure and mycorrhizal root surface acid phosphate activity. *Soil Biology and Biochemistry*. 32(4):489-496.

De Vries, B; Jansen, A and Barkman, J. 1985. Changes in the number of fungi in coniferous forests in Drenthe 1958-1983. pp: 74-83.

Ellenberg, H; Mayer, R and Schauermann, J. 1986. Ökomyntemforschung Ergebnisse des sollingprojekts. Eugen Ulmer, Stuttgart.

Garbaye J. (eds.). Les mycorhizes des arbres et plantes cultivées. Technique et Documentation - Lavoisier, Paris. pp. 197-242.

Garbaye, J. 1991. Utilization des mycorhizes en sylviculture. In: Strullu D. G., Perrin R., Planchette C.,

Harvey, L. 1991. Cultivation techniques for the production of ectomycorrhizal fungi. *Biotech. Adv.*, 9: 13-29.

Honrubia, M; Torres, P; Díaz, G y Cano, A. 1992. Manual para micorrizar plantas en viveros forestales, Proyecto LUCDEME VIII, Monografías 54.

Hueck, H. 1953. Myco-sociological methods of investigation. *Vegetatio*. 4:81-101.

Hung, L and Molina, R. 1986. Use of the ectomycorrhizal fungus *Laccaria laccata* in forestry. III. Effects of commercially produced inoculum on container-grown Douglas-fir and ponderosa pine seedlings. *Can. J. For. Res.*, 16: 802-806.

Hung, L and Trappe, J. 1987. Ectomycorrhizal inoculation of Douglas-fir transplanted container seedlings

Keizer, P and Arnolds, E. 1994. Succession of ectomycorrhizal fungi in roadside verges planted with common oak (*Quercus robur* L.) in Drenthe, The Netherlands.



Mycorrhiza, 4: 147-159.

Kropp, B and Langlois, C. 1990. Ectomycorrhizae in reforestation. *Can. J. For. Res.*, 20: 438-451.

Kuek, C; Tommerup, I and Malajczuk, N. 1992. Hydrogel bead inocula for the production of ectomycorrhizal eucalypts for plantation. *Mycol. Res.*, 96: 273-277.

Lamb, R. 1979. Factors responsible for the distribution of mycorrhizas of *Pinus* in eastern Australia. *Aust. For. Res.* 9, 25-34.

Last, F and Fleming, L. 1985. Factor affecting the occurrence of fruitbodies of fungi forming sheathing (ecto-) mycorrhiza with roots of trees. *Proc. Indian Acad. Sci. (Plant Sci.)* 94, 111-127.

Le Tacon, F; Jung, G; Michelot, P and Mugnier, M. 1983. Efficacité en pépinière forestière d'un inoculum de champignon ectomycorhizien produit en fermenteur et inclus dans une matrice de polymères. *Ann. Sci. For.*, 40: 165-176.

Marx, D and Kenney, D. 1982. Production of ectomycorrhizal inoculum. In: Schenck N. C. (ed.). *Methods and principles of mycorrhizal research*. Am. Phytopathol. Soc., St. Paul, MN. pp. 131-146.

Marx, D and Ruehle, J. 1989. Ectomycorrhizae as biological tools in reclamation and revegetation of waste lands. In: Mahadevan A., Raman N., Natarajan K. (eds.). *Mycorrhizae for Green Asia*. Proc. 1st Asian Conf. on Mycorrhizae. Univ. Madras, Madras, India. pp. 336-344.

Marx, D; Cordell, C; Kenney, D; Mexal, J; Artman, J; Riffle, J and Molina, R. 1984. Commercial vegetative inoculum of *Pisolithus tinctorius* and inoculation techniques for development of ectomycorrhizae on bare-root tree seedlings. *Forest Sci.*, 30, Monograph 25, 101 pp.

Marx, D; Ruehle, J; Kenney, D; Cordell, C; Riffle, J; Molina, R; Pawuk, W; Navratil, S; Tinus, R and Goodwin, O. 1982. Commercial vegetative inoculum of *Pisolithus tinctorius* and inoculation techniques for development of ectomycorrhizae on container-grown tree seedlings. *Forest Sci.*, 28: 373-400.

Mauperin, C; Portier, F; Garbaye, J; Le Tacon, and Carr, G. 1987. Viability of an ectomycorrhizal inoculum produced in a liquid medium and entrapped in a calcium alginate gel. *Can. J. Bot.*, 65: 2326-2329.

Mortier, F; Le Tacon, F and Garbaye, J. 1988. Effect of inoculum type and inoculation dose on ectomycorrhizal development, root necrosis and growth of Douglas-fir seedlings inoculated with *Laccaria laccata* in a nursery. *Ann. Sci. For.*, 45: 301-310.

Ohenoja, E. 1988. Effect of stand management procedures on fungal production in Finland. *Acta Bot. Fenn.*, 136:81-84.

Peredo, H; Oliva, M and Huber, A. 1983. Environmental factors determining the distribution of *Suillus luteus* fructifications in *Pinus radiata* grazing-forest plantations. *Plant and Soil*. 71: 367-370.

Salerni, E y Perini, C. 2004. Experimental study for increasing productivity of *Boletus edulis* s.l. in Italy. *Forest Ecology and Management*. 201 (2004) 161-170.

Salerni, E; Lagana, A; Perini, C; Loppi, S and De Dominicis, V. 2002. Effects of temperature and rainfall on fruiting of macrofungi in oak forests of the mediterranean area. *Israel J. Plant Sci.* 50, 189-198.

Sánchez, F; Honrubia, M y Torres, P. 2000. Características culturales de algunos hongos ectomicorrícicos en cultivo puro. *Rev Iberoam Micol.* 17: 127-134. seedlings inoculated with mycorrhizal fungi. *Can. J. For. Res.*, 12: 720-723.

Shubin, V. 1988. Influence of fertilisers on the fruiting of stand mushrooms. *Acta Bot. Fenn.*, 136:85-87.

Termorshuizen, A. 1991. Succession of mycorrhizal fungi in stands of *Pinus sylvestris* in the Netherlands. *Journal Vegetation Science* 2:555-564.

Termorshuizen, A. 1993. The influence of nitrogen fertilisers on ectomycorrhizas and their fungal carpophores in young stands of *Pinus sylvestris*. *Forest Ecology and Management*. 57: 179-189.

The Mushrooms Council. 2005. Assessment of Fresh Mushrooms in the Foodservice Channel. Abril, 2005. 60 p. Disponible en: <http://www.mushroomcouncil.org/?page=&action=Production&subaction=Production,%20Import%20and%20Sh>.

Torres, P y Hornubia, M. 1991. Dinámica de crecimiento y caracterización de algunos hongos ectomicorrícicos en cultivo. *Cryptogamie Mycologie*. 12(3): 183-192.



Trappe, J. 1977. Selection of fungi for ectomycorrhizal inoculation in nurseries. *Ann. Rev. Phytopathol.*, 15: 203-222. with commercially produced inoculum. *New Forests*, 1: 141-152.

Tyler, G. 1991. Effects of litter treatments on the sporophore production of beech stand macrofungi. *Mycol. Res.* 95:1137-1139.

USDA. 2003. Factors Affecting U.S. Mushroom Consumption. United States Department of Agriculture. 11 p. Disponible en: <<http://www.ers.usda.gov>>.

Wallander, H and Nylund, J. 1992. Effects of excess nitrogen and phosphorus starvation on the extramatrical mycelium of ectomycorrhizas of *Pinus sylvestris* L. *NewPhytol.*, 120:495-503.

www.oregonmushrooms.com/

www.mitobi.com/

www.bxfood.com/English/product/pro.asp?prname=Wild%20edible%20fungus&lb=Foreign%20trade%20products&sz=3&flash=view3

www.comercio.es/comercio/bienvenido/pagPresentacion?in=0

www.racve.es/actividades/Hernando%20setas.htm



ANEXO 4: Documento técnico para viveros: "Uso de Micorrizas en Viveros Forestales".



GOBIERNO DE CHILE
FUNDACION PARA LA
INNOVACION AGRARIA

TALLER

USO DE LAS MICORRIZAS EN VIVEROS FORESTALES

Talca, 20 de Julio de 2006

Universidad Católica del Maule

PRESENTACIÓN

El presente documento se enmarca dentro de las actividades de difusión del proyecto titulado **“Desarrollo Tecnológico e Incorporación de Hongos Micorrícicos Comestibles de Exportación para Aumentar la Rentabilidad y Sustentabilidad en Plantaciones de *Pinus radiata* de Pequeños y Medianos Productores Silvoagropecuarios de la Región del Maule”**, ejecutado por el Departamento de Ciencias Forestales de Universidad Católica de Maule y que cuenta con el financiamiento de la Fundación para la Innovación Agraria.

El propósito es entregar antecedentes preliminares que den a conocer las ventajas del uso de las micorrizas en los viveros forestales y las diferentes técnicas de micorrización de plantas, así como aspectos generales relacionados con su biología y manejo.

Esperamos que los asistentes a este taller encuentren en este documento la información básica que les permita iniciar trabajos de micorrización de plantas en sus viveros y en el futuro estrechar los lazos de cooperación con nuestra institución.

Rómulo Santelices Moya
Director General Proyecto

1. INTRODUCCIÓN

En los suelos naturales todas las especies forestales forman asociaciones simbióticas y mutuamente benéficas entre sus raíces y hongos especializados. Esta formación raíz-hongo es llamada micorriza. Las micorrizas proporcionan muchos beneficios a las plántulas y a los árboles adultos, especialmente en la obtención del agua y los nutrientes.

Ciertamente las plantas dependen de las micorrizas para crecer y sobrevivir, lo que es evidenciado por la baja supervivencia de plantas no micorrizadas cuando son plantadas en suelos con carencia de hongos micorrícicos. Por lo tanto, la presencia y abundancia de las micorrizas debe ser una importante consideración al evaluar la salud del sistema radical y en la predicción del comportamiento en campo.

Es un hecho universalmente aceptado que las micorrizas estimulan el crecimiento, desarrollo y nutrición de las plantas, especialmente en suelos de baja y moderada fertilidad.

La micorriza beneficia substancialmente la absorción de nutrientes, especialmente de fósforo y de agua por la planta. Se debe tener presente que el fósforo, a diferencia del nitrógeno, es un elemento prácticamente inmóvil en el suelo por lo que su absorción por parte de las raíces, depende de la capacidad de exploración de éstas.

En este sentido, la micorrización proporciona una superficie de absorción incrementada y más eficaz. En efecto, se acepta que el papel clave de las micorrizas radica en que las hifas del hongo extienden el campo de absorción de la raíz mas allá de la zona normal de agotamiento radicular (en 1-5 mm), permitiendo a la raíz incrementar su superficie de absorción y explorar un volumen de suelo mayor del que lo hacen las raíces no micorrizadas, concretamente hasta 7 cm de la superficie radicular.

2. QUÉ SON LAS MICORRIZAS?

Literalmente la palabra micorriza significa “hongos de las raíces” y define la asociación entre el sistema radical de las plantas y un hongo especializado del suelo, el hongo micorrícico. Casi todas las plantas forman algún tipo de micorriza. Prevalcen dos principales tipos: las ectomicorrizas, las cuales son formadas con el importante grupo de especies de coníferas de la familia Pinaceae, y latifoliadas de las familias Fagaceae y Betulaceae; y las micorrizas vesiculares-arbusculares (VA), las cuales son comunes en otras latifoliadas particularmente en los géneros Acer, Thuja, Liquidambar y Sequoia.

Aun y cuando ambos tipos proporcionan funciones y beneficios muy similares a su hospedante, difieren fuertemente debido al tipo de hongo involucrado, su morfología y sus aplicaciones potenciales en los viveros forestales.

2.1 Principales Tipos de Micorrizas

2.1.1 Ectomicorrizas.

Las ectomicorrizas se desarrollan en las raíces cortas y activas en vez de las raíces laterales estructurales, largas y de consistencia leñosa. En efecto, una vez que la raíz desarrolla un meristemo lateral y se inicia la formación de tejido leñoso, las micorrizas pueden no seguirse formando.

Las ectomicorrizas pueden ser fácilmente reconocidas por la característica cubierta fúngica o manto que envuelve a las raíces activas; a menudo el micelio fúngico, o crecimiento de moho en forma de fibra, puede ser visto emergiendo directamente del manto y colonizando el suelo o el sustrato de enraizamiento.

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 (Figura 1).

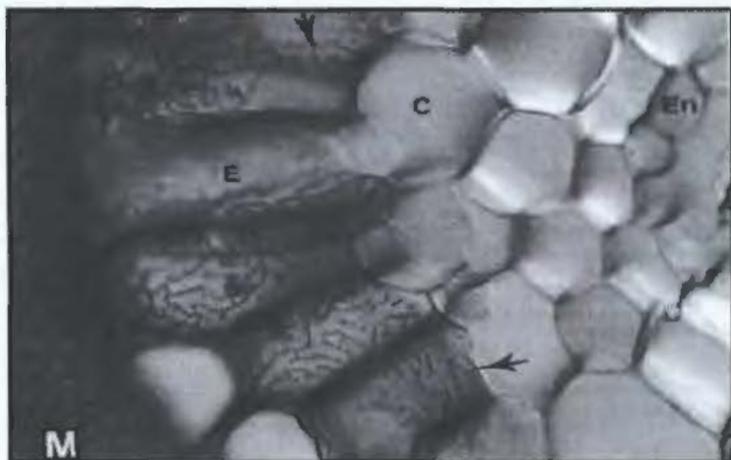


Figura 1. Corte transversal de raíz micorrizada.

M: manto, *E:* epidermis, *C:* córtex, *En:* endodermis.

Las flechas indican la Red de Hartig.

En el interior de esta extensiva zona de contacto entre hongo y células radicales, es donde se realiza el intercambio de los nutrientes y el agua entre el hongo y el hospedante; el hongo trae y libera los nutrientes y el agua hacia su hospedante, recibiendo a cambio azúcares y otros productos de la fotosíntesis generados por la planta.

A su vez, los hongos ectomicorrícicos, a través de su micelio externo, pueden llegar a generar cuerpos fructíferos, tanto en la superficie del suelo como subterráneos, que contienen esporas microscópicas responsables de la propagación de los hongos (Figura 2).

Figura 2. Cuerpos fructíferos de *Suillus luteus*.



a: carpóforo maduro *in situ*; b: carpóforo maduro, detalles del estipite y del himenóforo; c: carpóforo juvenil, detalles del velo parcial (anillo); d: esporas (aumento 1000x).

Los hongos que forman las ectomicorrizas son principalmente los Basidomicetes y los Ascomicetes. Géneros de hongos bien conocidos que forman ectomicorrizas son *Amanita*, *Boletus*, *Hebeloma*, *Laccaria*, *Lactarius*, *Pisolithus*, *Rhizopogon*, *Russula*, *Scleroderma*, *Suillus* y *Tricholoma* (todos Basidomicetos), y *Cenococcum* y *Tuber* (Ascomicetos). Otro género de ectomicorrizas muy común en las plantas producidas en vivero es *Thelephora terrestris* (estrechamente relacionado con otras especies de este mismo género).

Dado que la mayoría de los viveros que producen especies forestales en contenedor utilizan sustrato artificial, con carencia de micorrizas, es importante entender cómo las plantas pueden ser ectomicorrizadas, ya sea en forma natural como mediante métodos controlados.

2.1.2 Endomicorriza o Micorrizas Vesiculares–Arbusculares (VA).

Este tipo de micorrizas, son muy diferentes de las ectomicorrizas: no modifican la morfología radical y los componentes del hongo son invisibles a simple vista. Las

raíces deben ser teñidas y observadas bajo el microscopio para verificar su estructura y el grado de colonización en la raíces. Dos estructuras caracterizan a las micorrizas VA, las vesículas y los arbusculos.

Las vesículas son estructuras en forma de un balón, usualmente compuestas de lípidos, que sirven tanto de órganos almacenadores de energía, como de estructuras reproductivas. Los arbusculos son estructuras finamente ramificadas, intracelulares, de vida corta, que sirven de sitios para el intercambio de nutrientes entre el hongo y el hospedante (Figura 3). Este tipo de micorrizas además tienen abundantes micelios que se ramifican a través de la corteza de la raíz y se extienden hasta el suelo.

Figura 3. Vesículas y arbusculos en micorriza VA.



T: arbusculos, V: vesículas.

3. PRINCIPALES BENEFICIOS DE LAS MICORRIZAS

Las micorrizas benefician la nutrición, el crecimiento y la supervivencia de las plantas de muchas formas. El beneficio más conocido es el incremento en la absorción del agua y los nutrientes minerales, especialmente el fósforo y nitrógeno. Estos beneficios se deben en parte a la exploración de las hifas en el suelo en la búsqueda de nutrientes y agua.

Algunas investigaciones estiman que las hifas de los hongos micorrízicos pueden explorar volúmenes de suelo cientos o miles de veces mayores que las raíces normales.

Los hongos ectomicorrízicos también producen reguladores de crecimiento al estimular la ramificación y elongación de las raíces alimenticias, por lo cual se incrementa el número total de raíces absorbentes producidas. Este tipo de ramificaciones de las raíces también benefician la absorción de nutrientes mediante el incremento de la superficie radical.

Algunos hongos ectomicorrízicos producen densos mantos de micelios en el suelo, para la absorción de nutrientes, mientras que otros además producen rizomorfos (largos filamentos de hifas paralelas), que actúan como conductores del flujo de nutrientes hacia y desde las ectomicorrizas. Además, reducen la respiración de las raíces, con lo cual es posible incrementar su longevidad.

Los hongos micorrízicos pueden proteger a las raíces contra los patógenos de varias formas. El manto del hongo de las ectomicorrizas proporcionan una barrera directa contra la penetración de éstos. Más aún, muchos hongos de este tipo producen antibióticos antagónicos a algunos patógenos de la raíz.

Por ejemplo, se ha reportado la producción de fuertes antibióticos por parte del hongo ectomicorrízico *Leucopaxillus cerealis*, contra *Phytophthora cinnamomi*. En otros estudios de viveros, *Laccaria laccata* ha demostrado ser eficiente en contra de *Fusarium oxysporum* en plantas de pino oregón (*Pseudotsuga menziesii*).

En este sentido, los viveristas deben estar conscientes de la interacción de las micorrizas con las enfermedades como otro aspecto de importancia. Las micorrizas protegen indirectamente a las plantas contra muchos tipos de patógenos debido al beneficio en crecimiento. Las plantas saludables, con una nutrición bien balanceada, resisten de mejor forma las enfermedades, que aquéllas con una baja nutrición.



Otros beneficios de las micorrizas incluyen un mayor enraizamiento de estacas, incremento en la regeneración de raíces, aumento en la tolerancia a las sales, y reducción en el estrés producido por la sequía. Algunos de estos atributos benéficos pueden ser importantes en el manejo del vivero para las micorrizas, mientras que otros son importantes para la supervivencia de las plantas una vez que han sido llevadas campo.

3.1 Beneficios de las Micorrizas en vivero.

Las plantas que no están micorrizadas comúnmente crecen bien en sustratos artificiales, siempre y cuando le sean suministrados agua y nutrientes solubles. Los pelos absorbentes de las raíces de este tipo de plantas no podrán obtener el agua y los nutrientes de manera adecuada del suelo, una vez plantadas en campo, sino hasta que formen asociaciones micorrícicas.

Se ha observado que las plantas no micorrizadas presentan retraso en el crecimiento y disminución de su supervivencia, al igual que aquellas inoculadas con hongos ectomicorrícicos adaptados solamente a condiciones de vivero.

El tiempo requerido por el sistema radical de las plantas para remplazar el hongo adaptado al vivero por un hongo mejor adaptado a las condiciones del sitio, conduce al incremento de la mortalidad y a la reducción del crecimiento inicial de las plantas. Un programa efectivo de micorrización requiere de hongos micorrícicos que funcionen correctamente en el ambiente de crecimiento de las plantas, tanto en el vivero como en el campo.

Los viveristas y forestadores pueden utilizar la micorrización o inoculación micorrícica, como una herramienta en sus trabajos de producción de planta. La efectividad de las técnicas de inoculación varía tanto por el hospedante como por las especies de hongo, de forma tal que la flexibilidad es vital para su éxito.

3.2 Beneficios de las Micorrizas en la plantación.

La inoculación micorrízica puede no producir incremento del crecimiento de las plantas en el vivero, pero pueden proporcionar a éstas una mejor oportunidad para sobrevivir o crecer mejor, una vez que sean plantadas.

Un incremento significativo en la supervivencia, la altura del tallo y su diámetro puede justificar el costo de la inoculación. La respuesta post-plantación a la inoculación diferirá en distintos tipos de hábitats, especies de plantas hospedantes y de hongos.



Algunos hongos inoculados no se mantienen en las raíces de las plantas después de la plantación en campo y, por lo tanto, los beneficios planeados inicialmente no llegan a darse. Por ejemplo, en algunos hábitats las ectomicorrizas de *Pisolithus tinctorius* son desplazadas de manera agresiva de las raíces activas de las plantas inoculadas, por hongos micorrícicos nativos, después de la plantación.

Sin embargo, algunos hongos han mostrado persistencia por varios años en plantas inoculadas. Esto indica que la persistencia de los hongos micorrícicos es un criterio importante a la hora de seleccionarlo para la inoculación.

4. FUENTES DE INÓCULO Y PRINCIPALES TÉCNICAS DE INOCULACIÓN

4.1 Definición de inoculante

Como inoculante debe entenderse a aquel producto biológico que facilita la introducción de microorganismos con diversa actividad fisiológica que favorece el crecimiento y desarrollo de las plantas. Este inoculante puede presentar diferentes aspectos físicos, ya sea líquidos o sólidos, en los que se utilizan acarreadores como la turba, el carbón activado, aceites, alginatos y otros soportes orgánicos e inorgánicos.

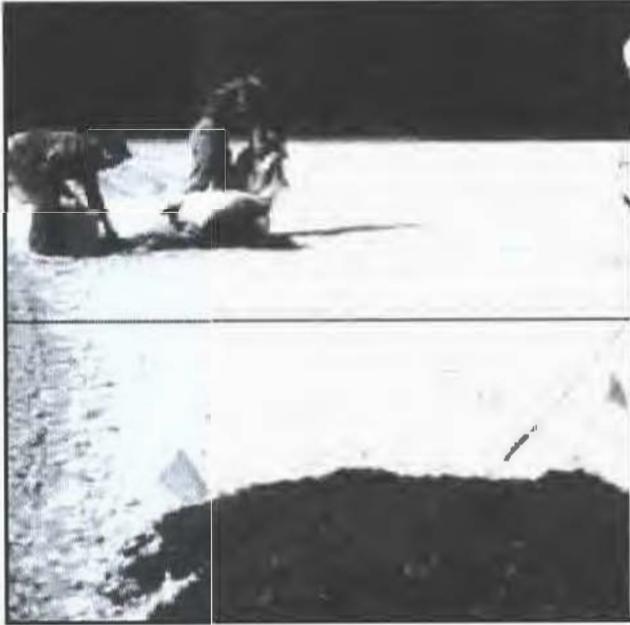
De este modo, el inoculante puede ser manejado con el fin de establecer los microorganismos en las hojas, tallo o raíces para establecerlos en los diversos sistemas de producción agrícola, hortícola, frutícola y forestal. En el caso de los hongos micorrícicos el inoculante puede consistir de esporas, hifas, fragmentos de cuerpos fructíferos, raíces colonizadas y en su caso suelo rizosférico donde se detecte una abundancia de hifas de hongos micorrícicos provenientes de un sistema de raíz sano.

De esta manera, las tres principales fuentes para la inoculación en vivero 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.

4.2 Inoculación con suelo.

Históricamente el inóculo de suelo obtenido debajo de árboles hospedantes ha sido utilizado de manera extensiva, particularmente en los países en desarrollo. En los viveros a raíz desnuda, hasta 10% en volumen de suelo inoculado es incorporado a la platabanda (aproximadamente los 10 cm de la capa superior), antes de realizar la siembra (Figura 4).

Figura 4. Incorporación de suelo forestal en la cama de crecimiento de un vivero que produce a raíz desnuda.



Este método requiere grandes cantidades de suelo cada año. Una de las más serias desventajas de este tipo de inóculo, es que las semillas, rizomas de malezas y patógenos potenciales, pueden ser transportados de forma accidental hacia el vivero a través del suelo. Otra desventaja es la inconsistencia en la calidad del inóculo, debido a los diferentes momentos y fuentes de abastecimiento de suelo. No se recomienda este método a menos que no existan otras formas de inoculación.

4.3 Inyección de esporas al suelo

La inyección al suelo de inoculantes de hongos es factible mediante bombas de aspersión especial (Figura 5). Estas bombas tienen un estilete perforado en la punta, el cual se introduce en el suelo (10-15 cm de profundidad). En cada inyección es posible aplicar de 800 a 2000 esporas, debiendo realizarse varias inyecciones alrededor de cada planta.

Este mismo procedimiento puede ser utilizado para inocular hongos ectomicorrícicos en campo. No obstante, este procedimiento puede tener como desventaja la escasa competitividad de los hongos micorrícicos al enfrentarse con otros microorganismos presentes en ese suelo.

Además, se debe de asegurar que las esporas estén viables, aunque esto no garantiza que la germinación de ellas se lleve a cabo, ni que la simbiosis se establezca en las raíces. Bajo estas condiciones de inoculación, las esporas pueden ser parasitadas muy rápidamente y con esto evitar que la simbiosis se establezca y sea funcional.

Figura 5. Inyección mecanizada de esporas al suelo.



4.4 Inoculación al sustrato de crecimiento

Este método representa facilidad de manejo para el viverista. Sin embargo, se debe de cuidar la proporción inoculo/sustrato, al menos debe de ser de un 50%. Esto es fácil lograrlo cuando se emplea esporas de los hongos del grupo de los gasteromicetos (como *P. tinctorius*).

Las proporciones de inoculo deben mantenerse y vigilarse estrictamente, ya que en este tipo de aplicación, al romperse las proporciones, se produciría una micorrización o ausencia de esta.

4.5 Inoculación al trasplante

Sin duda, este es el método más recomendado para aplicar los hongos micorrícicos (arbusculares y ectomicorrícicos). En el caso de hongos micorrícicos arbusculares, la aplicación directa del inoculante en el sustrato, en el agujero donde se transplantaran las plántulas y sobre su sistema radical (Figura 6), permite a los hongos mayor probabilidad de establecerse y expresar sus beneficios en corto tiempo (1 a 4 meses,

dependiendo la especie). En función de la calidad del inoculante (cantidad de propágulos contenidos) se puede aplicar desde 1 a 15 g de inóculo por planta.

Figura 6. Aplicación de inoculante al momento del transplante.



Para el caso de hongos ectomicorrícicos, la inoculación al momento del transplante es factible mediante una suspensión de esporas (obtenida de carpóforos triturados), y en ella remojar las raíces de las plántulas. Para esto, en un recipiente limpio, previamente desinfectado con alcohol, se vierte una suspensión densa de esporas, la cual se agita vigorosamente para tener una mejor distribución de éstas.

Luego se sumergen las raíces de plantas de poco más de 2 meses (para *P. radiata*), con el fin de que las raíces queden impregnadas con las esporas del hongo a inocular (Figura 7). Después de este paso, las plántulas son transplantadas en recipientes nuevos conteniendo el sustrato final de crecimiento, previamente desinfectado (Figura 8).

Figura 7. Inoculación en suspensión de esporas.

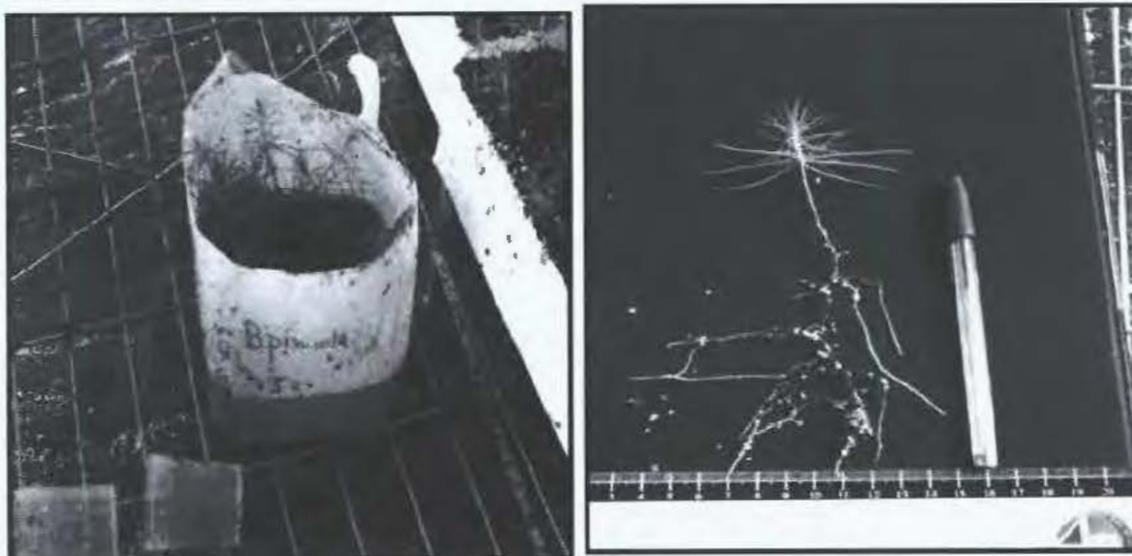


Figura 8. Trasplante de plantas micorrizadas a nuevos sustratos.

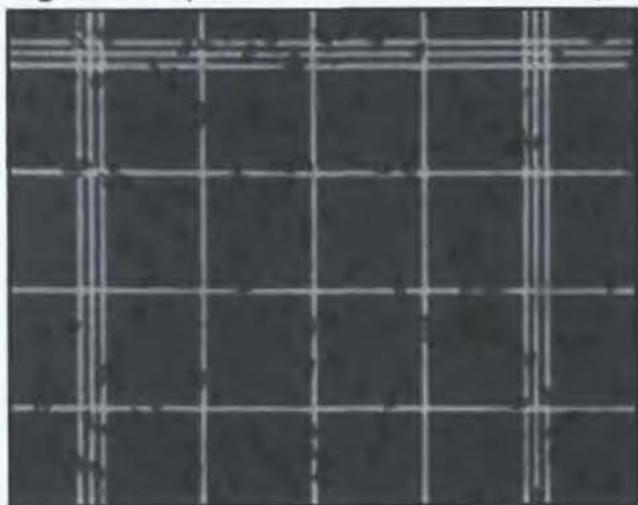


4.6 Inoculación con esporas

Las esporas o cuerpos de fructificación macerados de algunos hongos macromicetes, sclerodermatales y trufas (y falsas trufas) ectomicorrícicas, proporcionan buen inóculo. Para preparar la inoculación por esporas, los cuerpos reproductores recién recolectados son enjuagados con agua corriente para remover el suelo adherido o la materia orgánica, posteriormente se cortan en pequeños trozos (de 1 a 3 cm³) y finalmente se agrega agua potable

Las concentraciones de esporas dentro de la suspensión resultante son determinadas mediante un hemacitómetro (contador de células sanguíneas) y es almacenada bajo refrigeración en completa oscuridad (5° C) hasta que vaya a ser usada (Figura 9).

Figura 9. Esporas de *S. luteus* medidas bajo hematocitómetro.



Las esporas son aplicadas de seis a doce semanas luego de la siembra, ya sea mediante una regadera común o a través del sistema de riego del vivero. La mayoría de las esporas tienen un diámetro menor a $50 \mu\text{m}$ y puede pasar libremente a través de la mayoría de los filtros y boquillas de riego.

4.7 Inoculación con micelio

En los últimos años, muchos investigadores, incluida la Universidad Católica del Maule, se han concentrado en la producción y utilización de cultivos puros de inóculo de hongos micorrízicos selectos.

Para el cultivo de las especies fúngicas se usa como material original basidiomas en estado fresco y sano. Los cuerpos fructíferos se trasladan rápidamente al laboratorio y se guardan refrigerados ($4 \text{ }^{\circ}\text{C}$) hasta un máximo de 24 horas antes de procesarlos.

El cultivo se realiza bajo condiciones estériles. Los hongos se limpian de partículas de suelo y material vegetal, se quiebran en la mitad (no se cortan para evitar la contaminación del tejido interior). Con bisturí o pinzas esterilizadas se cortan pedazos aproximadamente cúbicos del tejido expuesto de pocos milímetros de largo. Los pedazos se colocan sobre placas petri con medio de cultivo a base de agar (Figura 10).

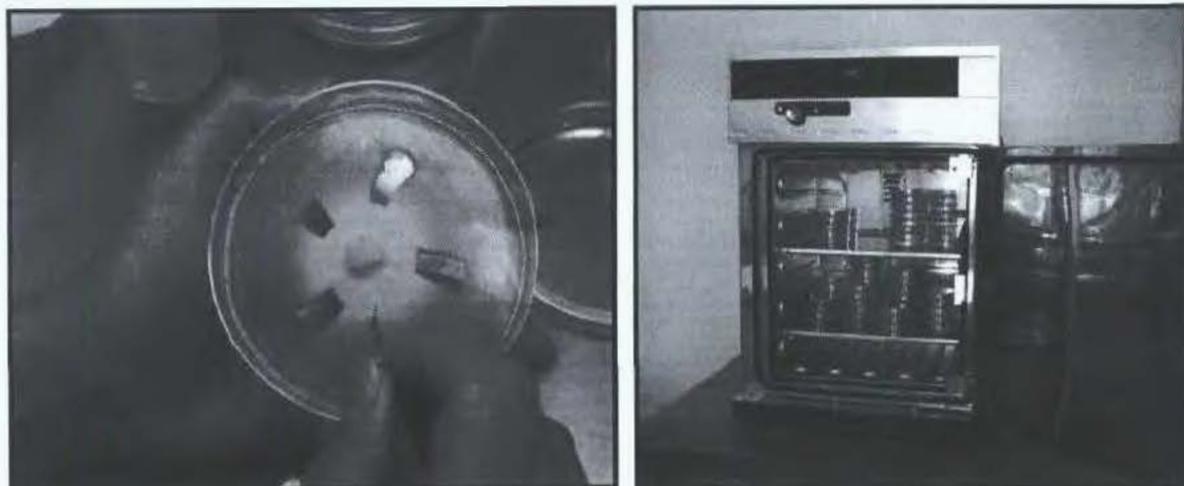
Figura 10. Obtención de micelio a partir de carpóforos frescos.



Los cultivos se mantienen entre 20 y $25 \text{ }^{\circ}\text{C}$, controlando regularmente el crecimiento y posibles contaminaciones. Las cepas se repican y se colocan sobre medio fresco aproximadamente cada 12 semanas para evitar acumulación de sustancias inhibitoras

y agotamiento de nutrientes (Figura 11).

Figura 11. Cultivo y masificación de micelio vegetativo en incubadora.





5. EVALUACIÓN DE LA MICORRIZACION

Los viveristas deberán contar con un entrenamiento básico para la identificación del tipo de micorrizas. Esta experiencia puede obtenerse mediante la capacitación personalizada en el vivero o en un taller, con el apoyo de un especialista. No obstante se recomienda enviar plantas inoculadas a un especialista, a fin de ratificar los resultados obtenidos.

En todos los sistemas donde se aplican los hongos formadores de micorriza es necesario evaluar la colonización. Esta evaluación varía desde una simple observación de las raíces e identificación de la formación de la micorriza, hasta la cuantificación microscópica basada en métodos específicos.

En cualquiera de los casos, el propósito es identificar si las raíces fueron colonizadas por el hongo y en que cantidad. Para esto, se recurre a la evaluación de muestras frescas de raíces con crecimiento secundario. Un proceso de clareo y tinción de la raíz resulta indispensable cuando se han inoculado hongos formadores de micorriza arbuscular, no así para el caso de la ectomicorriza donde la cuantificación se realiza directamente.

El método más utilizado para evaluar la colonización por hongos micorrízicos arbusculares, es aquél donde se emplea KOH al 10% para eliminar todo el contenido celular, así como pigmentos con el fin de observar, sin interferencias, las estructuras fúngicas que son teñidas con azul tripano y con otros colorantes como fucsina ácida e incluso con anilina o tinta china.

La medición de la colonización puede realizarse mediante métodos no sistemáticos y métodos sistemáticos.

5.1 Métodos no sistemáticos

Para el caso de la ectomicorriza, su evaluación consiste en determinar si los hongos ectomicorrízicos se establecieron en la planta, el tipo de estructura micorrízica formada (digitiforme, bifurcada, coraloide, pinnada, etc), comparando con la arquitectura original del sistema radical de plantas no colonizadas por los hongos.

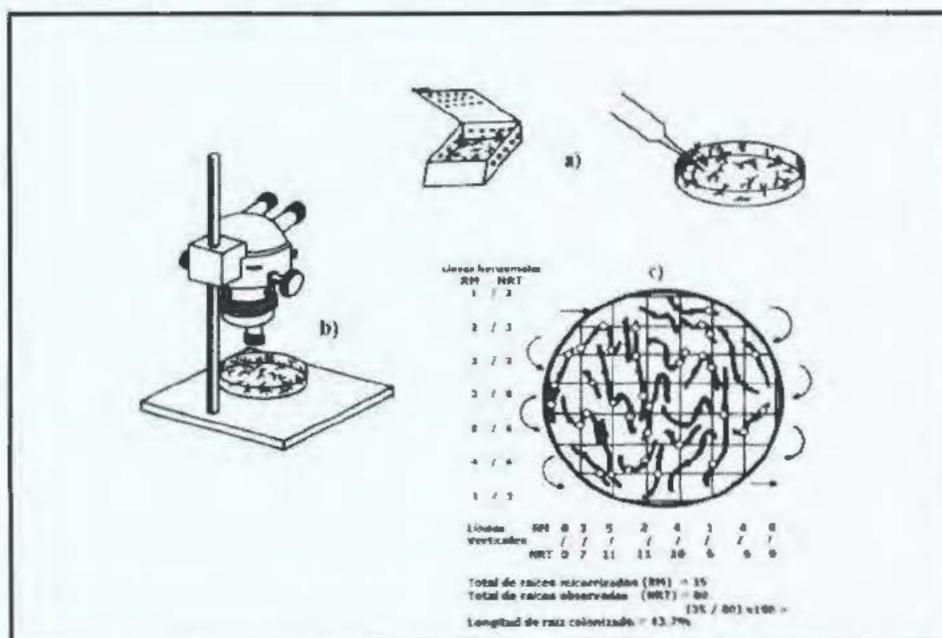
Mediante esta observación es posible estimar el porcentaje de colonización por hongos ectomicorrízicos con base en el tipo y color de la estructura micorrízica que éstos forman.

El establecimiento de la escala de colonización puede ser ajustada mediante la observación del sistema radical al microscopio estereoscópico en la que se realiza una revisión minuciosa de toda la raíz de la planta (separada cuidadosamente del sustrato de crecimiento) para detectar las ramificaciones y deformaciones de los pelos absorbentes inducidas por el hongo ectomicorrícico.

5.2 Métodos sistemáticos

Para el caso de los hongos ectomicorrícicos, el procedimiento sistemático para la evaluación de la colonización consiste en contabilizar las puntas con estructuras ectomicorrícicas en las raíces de la planta. La Figura 12 resume el método denominado *Intersección de Cuadrantes* para utilizado para la evaluación micorrícica.

Figura 12. Método de la evaluación de la colonización micorrícica por intersección de cuadrantes.



a) las raíces se ponen en placas petri con reglilla de 1 cm²; b) observación bajo el microscopio; c) conteo de raíces colonizadas.



6. FACTORES QUE AFECTAN EL DESARROLLO MICORRÍCICO.

6.1 Planta

El conocimiento de la especie vegetal que se pretenda propagar es un aspecto importante a considerar. Si bien la simbiosis micorrícica se puede establecer en más del 80% de las plantas conocidas, también es cierto que algunas de ellas responden de manera distinta a la inoculación de hongos micorrícicos. Por esto, es importante realizar la caracterización de plantas considerando la susceptibilidad a ser colonizadas por estos hongos (plantas micorrícicas) y el grado de respuesta a la inoculación (micotrofismo).

Estos aspectos, permiten predecir la posible respuesta de las plantas a la inoculación ya que gran parte de su respuesta se debe a la presencia de sistemas radicales con limitación para absorber y aprovechar los nutrientes contenidos en un suelo o sustrato.

Plantas de raíces con escasos pelos radicales y del tipo magnoloide (la mayoría de los frutales, algunas leguminosas, especies forestales, principalmente) son altamente dependientes a la actividad de los hongos. Por otra parte las plantas con denso sistema radical y abundantes raíces laterales y pelos radicales (tipo graminoide) como maíz, sorgo, trigo, etc., dependen menos de la simbiosis micorrícica.

6.2 Micotrofia

Por micotrofia se debe entender el grado de dependencia de las plantas en su crecimiento y nutrición por la presencia de los hongos micorrícicos establecidos en el sistema radical. La micotrofia puede clasificarse en tres tipos:

Plantas no micotróficas: Cuya nutrición no depende del establecimiento de los hongos (crucíferas, amarantáceas, quenopodiáceas, ciperáceas, *Lupinus albus*) aunque si pueden establecer una simbiosis efímera.

Plantas micotróficas facultativas: Aquellas que tienen mayor dependencia hacia los hongos de acuerdo con la presencia (disponibilidad) o limitación de nutrientes en el sustrato.

Plantas micotróficas obligadas: Son aquellas que requieren forzosamente del establecimiento de la simbiosis micorrícica para poder así satisfacer sus requerimientos nutricionales y presentar mayor capacidad de crecimiento y vigor.



6.3 Relación infectividad versus efectividad

Como infectividad se entiende la capacidad de los hongos de un inoculante para establecerse en el sistema radical de las plantas. La efectividad se relaciona con la capacidad de los hongos para promover el crecimiento, sanidad y vigor de las plantas.

Cabe aclarar que estos dos conceptos no están correlacionados, es decir, no necesariamente los hongos que se establezcan abundantemente (80-90% de colonización), en el sistema radical de las plantas, pueden inducir mayores efectos, ya que se pueden encontrar hongos que colonicen la raíz en menor proporción y muestren excelentes efectos en la nutrición y crecimiento de éstas.

Con esto se denota la importancia de utilizar hongos cuya característica principal sea propiciar el mayor beneficio a la planta, en cualquiera de las variables que se tengan como objetivo, independientemente del grado de colonización que estos hongos presenten en el sistema radical.

6.4 Desarrollo de raíces.

Para introducir un hongo en una de la planta, ésta no debe tener un sistema radicular muy desarrollado, ya que la lignificación de las estructuras de la raíz impide la penetración de éste. En plantas de *P. radiata*, se recomienda realizar la micorrización entre los 2 y 2 ½ meses desde la siembra.

6.5 Fertilización

Las micorrizas son extensiones del sistema radical de las plantas; extraen los nutrientes y agua del suelo y los transportan hacia su hospedante. Las plantas responden a la formación de micorrizas más fuertemente en suelos de baja fertilidad.

La mayoría de los hongos micorrícicos están adaptados a condiciones de baja fertilidad de suelos forestales. Muchos 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 ectomicorrízica de algunos hongos (ej: *Pisolithus tinctorius*). Por otra parte, algunos hongos como *Laccaria laccata* y *Rhizopogon vinicolor* son mínimamente afectados por los altos niveles de fertilización soluble.

El tipo de fertilizante también puede afectar el desarrollo micorrícico. Los dos tipos de fertilizante más común; soluble y de lenta liberación, han mostrado que afectan el éxito de la inoculación ectomicorrízica.

La forma del fertilizante también es importante; comparado con el N-nítrico, el N-amoniacal es comúnmente mejor utilizado por una variedad de hongos micorrícicos. La fertilización a base de N-amoniacal reduce el pH del sustrato, mientras que el N-nítrico lo puede incrementar. Muchos hongos ectomicorrícicos prefieren sustratos con condiciones ácidas, por lo que la fertilización con N-nítrico, podrá afectar de manera adversa la inoculación de hongos que son sensibles a condiciones alcalinas.

Debido a las diferentes respuestas a los fertilizantes por los distintos hongos micorrícicos, no es posible recomendar niveles específicos, tipos o formas de fertilización para promover el desarrollo micorrícico en las plantas producidas en contenedor. Los niveles óptimos de fertilización deben ser determinados por cada viverista, dependiendo de si el objetivo es el promover el desarrollo micorrícico de un hongo ocurriendo de manera natural, o asegurar la inoculación mediante un hongo en particular.

6.6 Riego

Tanto el exceso como la escasez de agua reduce la formación de las raíces absorbentes. 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 actúa como grandes esponjas que rápidamente absorben el agua y los nutrientes solubles. Además, carecen de las raíces activas que son necesarias para la formación micorrízica y esencialmente no son funcionales para la absorción de agua y nutrientes en el sitio de la futura plantación.



Las plantas que han sido de alguna manera sobreirrigadas, desarrollan muchas raíces con pocas o nulas ramificaciones laterales. 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.

Además presentan un potencial de regeneración del sistema radical extremadamente pobre una vez que son plantadas en campo.

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, se deberá examinar de manera regular los sistemas radicales, y modificar de forma apropiada los regímenes de riego.

6.7 Sustrato

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 pH afectarán en forma directa no sólo la formación de raíces absorbentes y su distribución sino que también el desarrollo ectomicorrícico.

Un sustrato compactado no sólo inhibirá la formación de raíces absorbentes, sino que también inhibirá la extensión de raíces laterales y activas. El alto porcentaje de musgo (turbo) en la mayoría de los medios de crecimiento, afecta sus propiedades físicas y químicas.

El sustrato es fundamental en el establecimiento y funcionalidad de la simbiosis micorrícica y para que el efecto benéfico de la simbiosis se exprese, se requiere de la esterilización y/o desinfección (solarización, fumigación, vaporización) del sustrato con el fin de evitar posibles daños por la presencia de microorganismos fitopatógenos que además de ser una fuente de diseminación de enfermedades también pueden influir en la capacidad de los hongos de colonizar el sistema radical.

Las características químicas de los sustratos utilizados en viveros son fundamentales para abastecer de nutrientes a las plantas. Sin embargo, es necesario tener en cuenta que sustratos altamente ricos en materia orgánica y particularmente fósforo, pueden inhibir la simbiosis micorrícica.

Con esto se trata de puntualizar que no precisamente se requiere utilizar sustratos ricos en nutrientes sino que es posible utilizar sustratos con limitación nutricional de modo que la simbiosis establecida funcione adecuadamente.



El sustrato debe tener características adecuadas para el crecimiento de las plantas (aireación, retención de humedad y adecuada disponibilidad de nutrientes). El uso de diversos materiales tanto orgánicos como inorgánicos debe de considerar la elaboración de mezclas en proporciones tales que permitan a las plantas crecer sin problemas.

6.8 Aplicación de biocidas

En la actualidad es posible encontrar diversos productos de biocidas (plaguicidas) que se venden comercialmente; de acuerdo a su acción sobre organismos específicos se pueden clasificar en insecticidas, nematocidas, fungicidas y herbicidas. Todos ellos pueden afectar diferencialmente a la simbiosis micorrízica, de acuerdo con la susceptibilidad de los hongos al ingrediente activo así como por su modo de acción (sistémico o de contacto).

Aun cuando el uso de estos productos es un aspecto importante de manejo en el vivero, es mejor utilizarlos en menor proporción y en dosis adecuadas de modo que con ello, se eviten problemas relacionados con la disminución de la efectividad de los hongos micorrízicos así como evitar problemas de contaminación ambiental que se generan por su aplicación.

Uno de los principales productos utilizados en el control de enfermedades, particularmente de hábito radical, son los fungicidas. En muchos de los casos, es preferible utilizar aquellos fungicidas cuyo modo de acción sea de contacto, mientras que se tenga la necesidad de usar fungicidas sistémicos, estos deben ser selectivos (específicos) a ciertos grupos de hongos fitopatógenos y que no afecten a la micorriza.

En el caso de los insecticidas, al parecer su efecto no es perjudicial para el establecimiento y efectividad de los hongos micorrízicos en el sistema radical de las plantas, aún cuando se apliquen productos sistémicos. En tanto que los nematocidas aparentemente no afectan la actividad de los hongos micorrízicos y se pueden aplicar sin contrarrestar la actividad benéfica de la simbiosis.

7. HONGOS ECTOMICORRÍCICOS DE IMPORTANCIA COMERCIAL

Usualmente los hongos comestibles tienen una baja incidencia en el presupuesto y montos de exportación de países con vocación forestal. Sin embargo, su impacto en la actividad económica interna de los sectores rurales es muy significativa. En efecto, junto con crear numerosas fuentes de trabajo a personas temporal o permanentemente inactivas, debido a limitantes en edad, sexo, capacidad técnica o económica, posee un sentido distributivo más equitativo que los ingresos que genera el aprovechamiento del recurso madera.

Además, aparte de la importancia económica de la producción y del posterior consumo, existe un componente social que se debe tener en cuenta. En otros países como España, la recolección de hongos desempeña un importante papel recreativo para la población urbana, con lo que se infiere que en Chile y la región los hongos comestibles son un producto subutilizado.

La producción de hongos comestibles en Chile y también en la VII Región del Maule ha estado liderada por las especies *Suillus luteus* (callampa negra) y *Lactarius deliciosus* (callampa rosada), las que si bien son ampliamente aceptadas por los mercados internacionales, no permiten a los recolectores diversificar su oferta y tener acceso a otros mercados.

Esto pone de manifiesto la necesidad de diversificar la oferta de hongos comestibles, incorporando especies con potencial de adaptación a las condiciones de la región, con amplia aceptación en los mercados internacionales y de mayor valor, como es el caso de las siguientes especies, con interesantes perspectivas comerciales:

NOMBRE CIENTIFICO	PRECIO DE VENTA (US\$/KILO), PRIMERA CALIDAD
<i>Tuber magnatum</i>	1.500 – 2.000
<i>Tuber melanosporum</i>	500 – 1.750
<i>Tuber aestivum</i>	100 – 630
<i>Tricholoma matsutake</i>	375 – 1.250
<i>Boletus edulis</i>	15 – 150
<i>Cantharellus cibarus</i>	10 – 70
<i>Morchella conica</i>	100 - 300



8. RECOMENDACIONES PARA VIVERISTAS INTERESADOS EN IMPLEMENTAR PROGRAMAS DE MICORRIZACION.

Como primera etapa, aprender la biología básica de las micorrizas, entendiendo el por qué son importantes y estar conscientes de los grades beneficios que proporcionan a las plantas.

Aprender a reconocer las micorrizas, a identificar los diferentes tipos, y a cuantificar la cantidad de éstas en el sistema radical.

Entender que las prácticas culturales en el vivero, especialmente el riego, la fertilización y la aplicación de plaguicidas, afectan el desarrollo micorrícico.

Examinar de manera regular y mantener registros detallados sobre el desarrollo de raíces absorbentes y el desarrollo micorrícico, en todo el vivero.

Explorar las diferentes opciones de inoculación que están disponibles y buscar el apoyo de especialistas en micorrizas para su implantación.

Experimentar adecuadamente con los procesos de inoculación, iniciando a escala pequeña y con estudios bien diseñados, que incluyan testigos.

Mantenerse al tanto de los recientes logros en la tecnología micorrícica, a través de lecturas, asistencia a talleres, o mediante la consulta periódica con especialistas en el tema.



GOBIERNO DE CHILE
FUNDACIÓN PARA LA
INNOVACIÓN AGRARIA

MAS INFORMACION

Universidad Católica del Maule
Facultad de Ciencias Agrarias y Forestales
Departamento de Ciencias Forestales
Avenida San Miguel Nº 3605, Talca
Fonos: 71-203501 203514 203513
Fax: 71-203524
email: proyecto@ucm.cl



GOBIERNO DE CHILE
FUNDACIÓN PARA LA
INNOVACIÓN AGRARIA

ANEXO 5: Documento técnico para productores (silvicultores): "Micorrizas en Plantaciones Forestales".



GOBIERNO DE CHILE
FUNDACION PARA LA
INNOVACION AGRARIA

DOCUMENTO TÉCNICO

MICORRIZAS EN PLANTACIONES FORESTALES

Universidad Católica del Maule

2006



PRESENTACIÓN

El presente documento se enmarca dentro de las actividades de difusión del proyecto titulado **“Desarrollo Tecnológico e Incorporación de Hongos Micorrízicos Comestibles de Exportación para Aumentar la Rentabilidad y Sustentabilidad en Plantaciones de *Pinus radiata* de Pequeños y Medianos Productores Silvoagropecuarios de la Región del Maule”**, ejecutado por el Departamento de Ciencias Forestales de Universidad Católica de Maule y que cuenta con el financiamiento de la Fundación para la Innovación Agraria.

El propósito es entregar antecedentes que den a conocer las ventajas del uso de las micorrizas en plantaciones forestales.

Esperamos que los lectores de este documento encuentren en él la información básica que les permita conocer las ventajas del uso de las micorrizas en las plantaciones forestales y, en el futuro, estrechar lazos de cooperación con nuestra institución.

Rómulo Santelices Moya
Director General Proyecto



1. INTRODUCCIÓN

Para la mayoría de la población rural de la VII Región del Maule las plantaciones forestales no resultan atractivas debido a que se caracterizan por presentar largas rotaciones que carecen de ingresos en forma anual.

Esto los desalienta, optando muchas veces por no invertir y continuar con sus prácticas agrícolas habituales, las que además generan efectos adversos sobre el ambiente, debido a la degradación que ocasionan al recurso suelo.

Los productos forestales no maderables, entre los cuales se encuentran los hongos silvestres comestibles, constituyen hoy en día un factor importante en el desarrollo de áreas rurales forestadas. No obstante, presentan una serie de desventajas debido a que dependen exclusivamente de las bondades de la naturaleza.

Esto ha implicado una producción variable, escaso conocimiento en técnicas de cosecha, normas de calidad y asociatividad, y ha originado un modelo productivo caracterizado por la oferta de productos de baja calidad y acceso a precios marginales, con baja incidencia en la economía familiar, a pesar de la alta dependencia de esta actividad.

Bajo este escenario, surge una alternativa de producción multipropósito para los pequeños y medianos productores silvoagropecuarios, a través del manejo de plantaciones de *Pinus radiata* que presentan hongos micorrízicos comestibles o, a través del manejo de plantaciones inoculadas con estos tipos de hongos. Dicha actividad puede contribuir de forma significativa a mejorar el

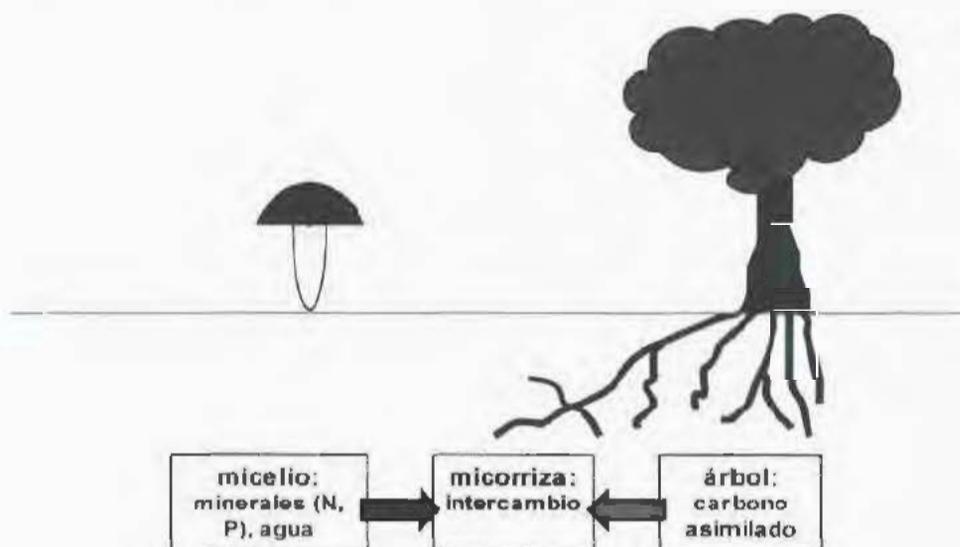


desarrollo de las plantaciones (nutrición, defensa, etc.), disminuyendo los costos de replante y generando un flujo de ingresos en forma anual durante la rotación, haciendo más atractiva la inversión en forestación.

2. ¿QUÉ SON LAS MICORRIZAS?

Literalmente la palabra micorriza significa “hongos de las raíces” y define la asociación entre el sistema radical de las plantas y un hongo especializado del suelo, el hongo micorrícico. Casi todas las plantas forman algún tipo de micorriza. Prevalecen dos principales tipos: las ectomicorrizas, las cuales son formadas con el importante grupo de especies de coníferas de la familia *Pinaceae*, y latifoliadas de las familias *Fagaceae* y *Betulaceae*; y las micorrizas vesiculares-arbusculares (VA), las cuales son comunes en otras latifoliadas particularmente en los géneros *Acer*, *Thuja*, *Liquidambar* y *Sequoia*.

Aun y cuando ambos tipos proporcionan funciones y beneficios muy similares a su hospedante, difieren fuertemente debido al tipo de hongo involucrado, su morfología y sus aplicaciones potenciales.



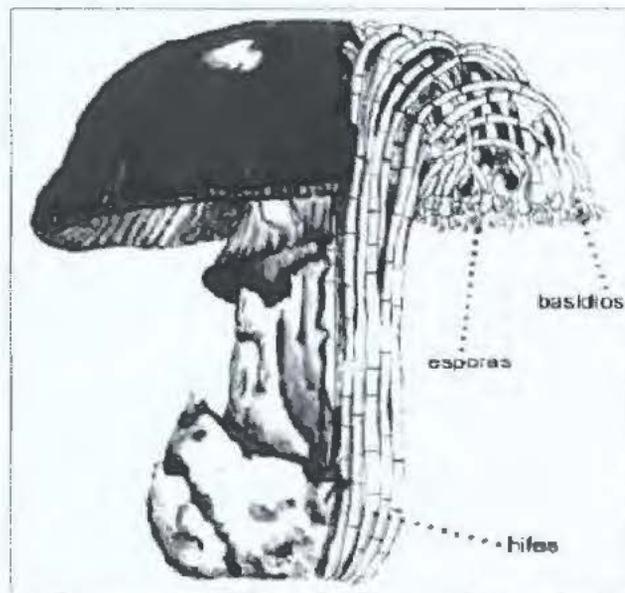
Esquema de la simbiosis ectomicorrícica



3. PRINCIPALES BENEFICIOS DE LAS MICORRIZAS

Las micorrizas benefician la nutrición, el crecimiento y la supervivencia de las plantas de muchas formas. El beneficio más conocido es el incremento en la absorción del agua y los nutrientes minerales, especialmente el fósforo y nitrógeno. Estos beneficios se deben en parte a la exploración de las hifas en el suelo en la búsqueda de nutrientes y agua.

Algunas investigaciones estiman que las hifas de los hongos micorrícicos pueden explorar volúmenes de suelo cientos o miles de veces mayores que las raíces normales.



Los hongos ectomicorrícicos también producen reguladores de crecimiento al estimular la ramificación y elongación de las raíces alimenticias, por lo cual se incrementa el número total de raíces absorbentes producidas. Este tipo de ramificaciones de las raíces también benefician la absorción de nutrientes



mediante el incremento de la superficie radical.

Algunos hongos ectomicorrícicos producen densos mantos de micelios en el suelo, para la absorción de nutrientes, mientras que otros además producen rizomorfos (largos filamentos de hifas paralelas), que actúan como conductores del flujo de nutrientes hacia y desde las ectomicorrizas. Además, reducen la respiración de las raíces, con lo cual es posible incrementar su longevidad.

Los hongos micorrícicos pueden proteger a las raíces contra los patógenos de varias formas. El manto del hongo de las ectomicorrizas proporcionan una barrera directa contra la penetración de éstos. Más aún, muchos hongos de este tipo producen antibióticos antagónicos a algunos patógenos de la raíz.

Por ejemplo, se ha reportado la producción de fuertes antibióticos por parte del hongo ectomicorrícico *Leucopaxillus cerealis*, contra *Phytophthora cinnamomi*. En otros estudios de viveros, *Laccaria laccata* ha demostrado ser eficiente en contra de *Fusarium oxysporum* en plantas de pino oregón (*Pseudotsuga menziesii*).

En este sentido, los viveristas y silvicultores deben estar conscientes de la interacción de las micorrizas con las enfermedades como otro aspecto de importancia. Las micorrizas protegen indirectamente a las plantas contra muchos tipos de patógenos debido al beneficio en crecimiento. Las plantas saludables, con una nutrición bien balanceada, resisten de mejor forma las enfermedades, que aquellas con una baja nutrición.



Otros beneficios de las micorrizas incluyen un mayor enraizamiento de estacas, incremento en la regeneración de raíces, aumento en la tolerancia a las sales, y reducción en el estrés producido por la sequía. Algunos de estos atributos benéficos pueden ser importantes en el manejo del vivero para las micorrizas, mientras que otros son importantes para la supervivencia de las plantas una vez que han sido llevadas campo.

3.1. Beneficios de las Micorrizas en Vivero

Las plantas que no están micorrizadas comúnmente crecen bien en sustratos artificiales, siempre y cuando le sean suministrados agua y nutrientes solubles. Los pelos absorbentes de las raíces de este tipo de plantas no podrán obtener el agua y los nutrientes de manera adecuada del suelo, una vez plantadas en campo, sino hasta que formen asociaciones micorrícicas.

Se ha observado que las plantas no micorrizadas presentan retraso en el crecimiento y disminución de su supervivencia, al igual que aquellas inoculadas con hongos ectomicorrícicos adaptados solamente a condiciones de vivero.

El tiempo requerido por el sistema radical de las plantas para remplazar el hongo adaptado al vivero por un hongo mejor adaptado a las condiciones del sitio, conduce al incremento de la mortalidad y a la reducción del crecimiento inicial de las plantas. Un programa efectivo de micorrización requiere de hongos micorrícicos que funcionen correctamente en el ambiente de crecimiento de las plantas, tanto en el vivero como en el campo.

Los viveristas y forestadores pueden utilizar la micorrización o inoculación



micorrícica, como una herramienta en sus trabajos de producción de planta. La efectividad de las técnicas de inoculación varía tanto por el hospedante como por las especies de hongo, de forma tal que la flexibilidad es vital para su éxito.

3.2. Beneficios de las Micorrizas en la Plantación

La inoculación micorrícica a veces puede no producir incremento del crecimiento de las plantas en el vivero, pero pueden proporcionar a éstas una mejor oportunidad para sobrevivir o crecer mejor, una vez que sean plantadas.

Un incremento significativo en la supervivencia, la altura del tallo y su diámetro puede justificar el costo de la inoculación. La respuesta post-plantación a la inoculación diferirá en distintos tipos de hábitats, especies de plantas hospedantes y de hongos.

Algunos hongos inoculados no se mantienen en las raíces de las plantas después de la plantación en campo y, por lo tanto, los beneficios planeados inicialmente no llegan a darse. Por ejemplo, en algunos hábitats las ectomicorrizas de *Pisolithus tinctorius* son desplazadas de manera agresiva de las raíces activas de las plantas inoculadas, por hongos micorrícicos nativos, después de la plantación.

Sin embargo, algunos hongos han mostrado persistencia por varios años en plantas inoculadas. Esto indica que la persistencia de los hongos micorrícicos es un criterio importante a la hora de seleccionarlo para la inoculación.



4. ANTECEDENTES GENERALES DE LOS PRINCIPALES HONGOS MICORRÍDICOS COMESTIBLES RECOLECTADOS EN LA VII REGIÓN DEL MAULE

a) *Lactarius deliciosus*

Simbionte: *Pinus radiata* (en Chile)

Clase: *Holobasidiomycetes*

Subclase: *Hymenomycetidae*

Orden: *Agaricales*

Familia: *Russulaceae*

Nombre común: Niscalo, Rovellón (España), Saffron Milk Cap (Inglés), Edelreizker (Alemán), Fungo del Pino (Italiano), Callampa rosada (Chile).



ECOLOGÍA:

Distribución latitudinal: zona holártica (Europa, Asia del Norte, Norteamérica, África del Norte).

Distribución altitudinal: desde el nivel del mar hasta zonas montañosas (> 1000 m);
hábitat bosques de coníferas (*Pinus* spp.).

Suelos secos hasta húmedos, arenosos, ácidos hasta alcalinos.

Fitobiontes: *Pinus* spp; temporada de fructificación principalmente otoño.



Tabla 1. Época de colecta de *Lactarius deliciosus* en Chile.

Mayo	Junio	Julio	Agosto	Sept.	Oct.	Nov.
X	X			X	X	X

b) *Suillus luteus*

Simbionte: *Pinus radiata* (en Chile)

Clase: *Holobasidiomycetes*

Subclase: *Hymenomycetidae*

Orden: *Agaricales*

Familia: *Boletaceae*

Nombre común: Callampa negra, Boletito viscoso anillado, Slippery Jack (Inglés), Butterpilz (Alemán), Pinarolo (Italiano).



ECOLOGÍA:

Distribución latitudinal: En general se le encuentra en todos en todos continentes donde hay coníferas, especialmente pinos.

Distribución altitudinal: desde el nivel del mar sobre los 1000 m.s.n.m.; **hábitat:** bosques de coníferas (pino).

Suelos arenosos, ácidos, excepcionalmente neutros o básicos.

Fitobiontes: *Pinus* spp., raramente *Picea*; temporada de fructificación fines de



verano hasta otoño.

Tabla 2. Época de colecta de *Suillus luteus* en Chile.

Abril	Mayo	Junio	Julio	Agosto	Sept.	Oct.	Nov.
X	X	X			X	X	X

5. FUENTES DE INÓCULO Y PRINCIPALES TÉCNICAS DE INOCULACIÓN

5.1. Definición de Inoculante

Como inoculante debe entenderse a aquel producto biológico que facilita la introducción de microorganismos con diversa actividad fisiológica que favorece el crecimiento y desarrollo de las plantas. Este inoculante puede presentar diferentes aspectos físicos, ya sea líquidos o sólidos, en los que se utilizan acarreadores como la turba, el carbón activado, aceites, alginatos y otros soportes orgánicos e inorgánicos.

De este modo, el inoculante puede ser manejado con el fin de establecer los microorganismos en las hojas, tallo o raíces para establecerlos en los diversos sistemas de producción agrícola, hortícola, frutícola y forestal. En el caso de los hongos micorrícicos el inoculante puede consistir de esporas, hifas, fragmentos de cuerpos fructíferos, raíces colonizadas y en su caso suelo rizosférico donde se detecte una abundancia de hifas de hongos micorrícicos provenientes de un sistema de raíz sano.



5.2. Inoculación con Suelo

Históricamente el inóculo de suelo obtenido debajo de árboles hospedantes ha sido utilizado de manera extensiva, particularmente en los países en desarrollo. En los viveros a raíz desnuda, hasta 10% en volumen de suelo inoculado es incorporado a la platabanda (aproximadamente los 10 cm de la capa superior), antes de realizar la siembra (Figura 1).

Figura 1. Incorporación de suelo forestal en la cama de crecimiento de un vivero que produce a raíz desnuda.



Este método requiere grandes cantidades de suelo cada año. Una de las más serias desventajas de este tipo de inóculo, es que las semillas, rizomas de malezas y patógenos potenciales, pueden ser transportados de forma accidental hacia el vivero a través del suelo. Otra desventaja es la inconsistencia en la calidad del inóculo, debido a los diferentes momentos y fuentes de abastecimiento de suelo. No se recomienda este método a menos que no existan otras formas de inoculación.

5.3. Inyección de Esporas al Suelo

La inyección al suelo de inoculantes de hongos es factible mediante bombas de aspersión especial (Figura 2). Estas bombas tienen un estilete

perforado en la punta, el cual se introduce en el suelo (10-15 cm de profundidad). En cada inyección es posible aplicar de 800 a 2000 esporas, debiendo realizarse varias inyecciones alrededor de cada planta.

Este mismo procedimiento puede ser utilizado para inocular hongos ectomicorrícicos en campo. No obstante, este procedimiento puede tener como desventaja la escasa competitividad de los hongos micorrícicos al enfrentarse con otros microorganismos presentes en ese suelo.

Además, se debe de asegurar que las esporas estén viables, aunque esto no garantiza que la germinación de ellas se lleve a cabo, ni que la simbiosis se establezca en las raíces. Bajo estas condiciones de inoculación, las esporas pueden ser parasitadas muy rápidamente y con esto evitar que la simbiosis se establezca y sea funcional.

Figura 2. Inyección mecanizada de esporas al suelo.



5.4. Inoculación con Esporas

Las esporas o cuerpos de fructificación macerados de algunos hongos macromicetes, sclerodermatales y trufas (y falsas trufas) ectomicorrícicas, proporcionan buen inóculo. Para preparar la inoculación por esporas, los cuerpos reproductores recién recolectados son enjuagados con agua corriente para remover el suelo adherido o la materia orgánica, posteriormente se cortan en pequeños trozos (de 1 a 3 cm³) y finalmente se agrega agua potable para ser molidos en juguera.

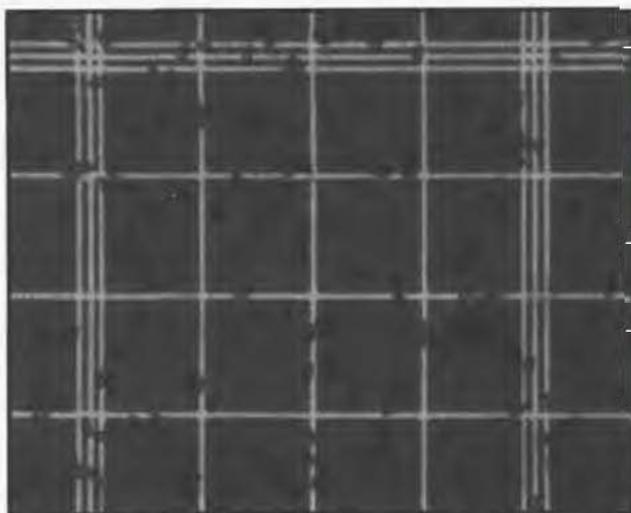
Figura 3. Molido en juguera de hongos silvestres comestibles.



Las concentraciones de esporas dentro de la suspensión resultante son determinadas mediante un hemacitómetro (contador de células sanguíneas) y es almacenada bajo refrigeración en completa oscuridad (5°C) hasta que vaya a ser usada (Figura 4).



Figura 4. Esporas de *S. luteus* medidas bajo hematocitómetro.



Las esporas son aplicadas de seis a doce semanas luego de la siembra, ya sea mediante una regadera común o a través del sistema de riego del vivero. La mayoría de las esporas tienen un diámetro menor a $50 \mu\text{m}$ y puede pasar libremente a través de la mayoría de los filtros y boquillas de riego.

6. PRINCIPALES PARÁMETROS QUE INFLUYEN EN LA FRUCTIFICACIÓN DE HONGOS SILVESTRES COMESTIBLES EN LA VII REGIÓN DEL MAULE

Los primeros antecedentes sobre fructificación de hongos silvestres (*S. luteus* y *L. deliciosus*) en la VII Región del Maule, tomados en las temporadas 2005 y 2006, por el equipo técnico del proyecto, indican lo siguiente:

Las mejores producciones de *S. luteus* fueron observadas en el seco interior de la región, lo que también ocurrió para *L. deliciosus*, pero en muy poca proporción. Además, se constató la presencia de otras especies fúngicas, pero en menor grado.

Basado en lo anterior, las variables de rodal que favorecieron la fructificación de los hongos *S. luteus* y *L. deliciosus* fueron:

- Edad: Plantaciones de *Pinus radiata* entre 6-12 años.
- Densidad promedio: 1850 pl/ha.
- Cobertura de copa: 60 a 70%.
- Manejo de la plantación: Poda y raleo a desecho.

Las condiciones de sitio más favorables fueron:

- Exposición: NE.
- Pendiente: 5-20%.
- Humedad del suelo: 63%.
- Luminosidad: 250 Lux.



Por último, los valores promedios para los análisis de suelo realizados a los sitios con mejor fructificación indicaron lo siguiente:

N ppm: 7 (bajo). P ppm: 4 (muy bajo).
K ppm: 147 (alto). M.O %: 3,11
pH: 5,7 (moderadamente ácido).

7. ORIENTACIONES BÁSICAS DE UN ESQUEMA DE MANEJO PARA LA FRUCTIFICACIÓN DE HONGOS SILVESTRES COMESTIBLES

Los hongos micorrícicos comestibles constituyen una alternativa de producción multipropósito para las plantaciones de *Pinus radiata*, ya que de éstas se obtiene madera al final de la rotación y una producción anual de hongos de interés para el mercado gastronómico.

Por otra parte, los hongos micorrícicos pueden contribuir de forma significativa a mejorar el desarrollo de las plantaciones (nutrición, defensa, etc.), disminuyendo los costos de replante y disminuyendo, en cierto grado, la rotación.

Basado en los antecedentes sobre la fructificación de *S. luteus* y *L. deliciosus*, en la VII Región del Maule, mencionados en el punto anterior, un esquema de manejo orientado a mejorar la productividad de los hongos micorrícicos comestibles, se basa en acciones relacionadas con la densidad inicial de la plantación y raleos y podas durante el ciclo de rotación. En estas actividades se maneja la densidad y la cobertura de copa del rodal (podas y raleos), influyendo sobre la luminosidad y temperatura que llega al piso forestal y por ende



a los hongos micorrícicos.

Un esquema de manejo tentativo para una plantación de *Pinus radiata* con plantas inoculadas con *S. luteus* y *L. deliciosus* sería:

- Densidad inicial de plantación: 1.666 pl/ha. (2*3, de espaciamiento).
- Podas y raleos hacia el final de la rotación, en lo posible deben conservar una cobertura de copa entre un 60 a 70%, independientemente de la edad de aplicación. Con esto se controlaría la luminosidad y humedad del suelo. Además, cada poda y raleo, debe mantener parte de la materia orgánica en el piso forestal, ya que ésta favorece la fructificación de los hongos micorrícicos.

En lo posible orientar la plantación a una exposición NE y con pendientes entre 5-20%.

Además, no se debe aplicar fertilización, ya que ésta inhibe la formación de la micorriza. Tampoco aplicar fungicidas, ya que provocan la muerte del hongo.

Finalmente, para el caso de silvicultores que presentan actualmente plantaciones con presencia de hongos micorrícicos *S. luteus* y *L. deliciosus*, deben enfocar su manejo en los puntos de podas y raleos descritos anteriormente.



GOBIERNO DE CHILE
FUNDACIÓN PARA LA
INNOVACIÓN AGRARIA

MÁS INFORMACIÓN

Universidad Católica del Maule

Facultad de Ciencias Agrarias y Forestales

Departamento de Ciencias Forestales

Avenida San Miguel N° 3605, Talca

Fonos: 71-203501 203514 203513

Fax: 71-203524

emails: eavila@ucm.cl

sespinoz@ucm.cl



**ANEXO 6: Folleto divulgativo para productores (silvicultores y colectores):
“Técnicas de Cosecha, Transporte y Acopio de Hongos Silvestres
Comestibles”.**



FOLLETO DIVULGATIVO

**TÉCNICAS DE COSECHA, TRANSPORTE Y
ACOPIO DE HONGOS SILVESTRES
COMESTIBLES**

Universidad Católica del Maule

2006



PRESENTACIÓN

El presente folleto se enmarca dentro de las actividades de difusión del proyecto titulado **“Desarrollo Tecnológico e Incorporación de Hongos Micorrícicos Comestibles de Exportación para Aumentar la Rentabilidad y Sustentabilidad en Plantaciones de *Pinus radiata* de Pequeños y Medianos Productores Silvoagropecuarios de la Región del Maule”**, ejecutado por el Departamento de Ciencias Forestales de Universidad Católica de Maule y que cuenta con el financiamiento de la Fundación para la Innovación Agraria.

El propósito es entregar antecedentes sobre técnicas de cosecha, transporte y acopio de hongos silvestres comestibles. Además se presentan antecedentes generales sobre los hongos denominados Micorrizas.

Esperamos que los usuarios de este folleto encuentren la información básica que les permita adoptar buenas técnicas de cosecha, transporte y acopio de hongos silvestres comestibles a fin de conocer las técnicas más adecuadas para la realidad regional, con el propósito de incrementar la calidad del producto final y contar así con volúmenes suficientes para su comercialización.

Rómulo Santelices Moya
Director General Proyecto

1. INTRODUCCIÓN

Las plantaciones forestales en Chile son manejadas sólo con fines madereros, pero éstas otorgan una serie de beneficios a los propietarios y sus familias, y a la comunidad en general. Dentro de los beneficios destaca la colecta de productos forestales no maderables y en particular la colecta de hongos micorrícicos comestibles, conocidos corrientemente como "Callampas".

La colecta de hongos micorrícicos comestibles se viene desarrollando por décadas en Chile, pero se presentan una serie de desventajas debido a que la producción silvestre de hongos depende exclusivamente de las bondades de la naturaleza, lo que origina una producción variable y concentrada exclusivamente en las especies que han sido introducidas en forma accidental al país en plantaciones de Pino Insigne (*Suillus luteus* "callampa negra" y *Lactarius deliciosus* "callampa rosada").

A lo anterior, se suma el escaso conocimiento del colector primario en técnicas de cosecha, transporte y acopio, lo que ha originado un modelo productivo caracterizado por la oferta de productos de baja calidad y acceso a precios marginales, con baja incidencia en la economía familiar, a pesar de la alta dependencia de esta actividad.

En base a lo anteriormente expuesto surge la necesidad de que los colectores conozcan, en primer término, lo que es un hongo micorrícico comestible y, posterior a ello, entregarles herramientas en técnicas de cosecha, transporte y acopio.

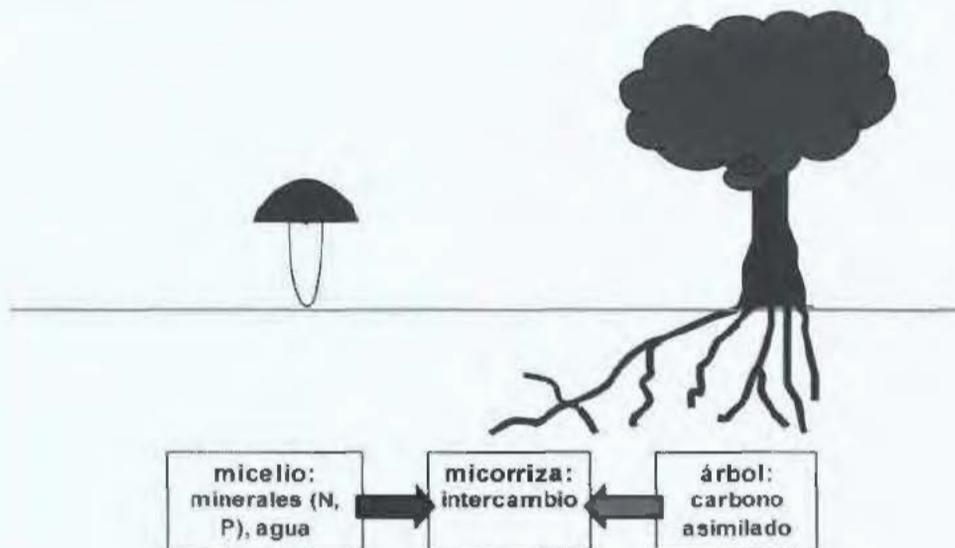


2. ¿QUÉ SON LAS MICORRIZAS?

Literalmente la palabra micorriza significa “hongos de las raíces” y define la asociación entre el sistema radical de las plantas y un hongo especializado del suelo, el hongo micorrícico.

Casi todas las plantas forman algún tipo de micorriza. Prevalen dos principales tipos: las ectomicorrizas, las cuales son formadas con el importante grupo de especies de coníferas de la familia *Pinaceae*, y latifoliadas de las familias *Fagaceae* y *Betulaceae*; y las micorrizas vesiculares-arbusculares (VA), las cuales son comunes en otras latifoliadas, particularmente en los géneros *Acer*, *Thuja*, *Liquidambar* y *Sequoia*.

Aun y cuando ambos tipos proporcionan funciones y beneficios muy similares a su hospedante, difieren fuertemente debido al tipo de hongo involucrado, su morfología y sus aplicaciones en los viveros forestales y plantaciones.



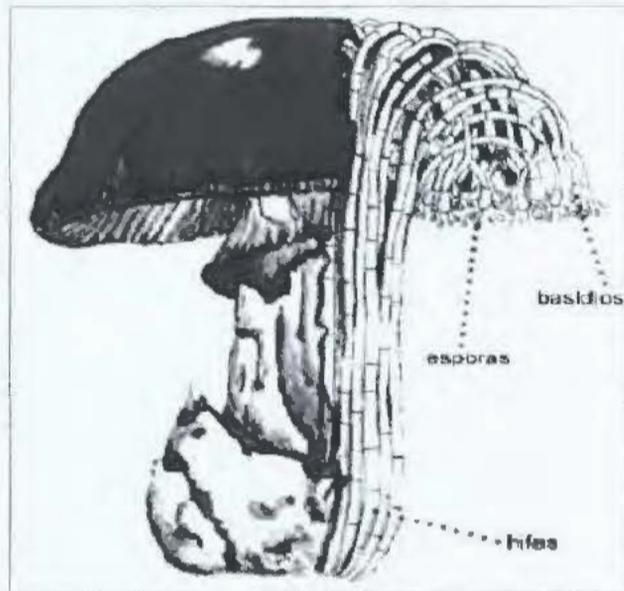
Esquema de la simbiosis ectomicorrícica



3. PRINCIPALES BENEFICIOS DE LAS MICORRIZAS

Las micorrizas benefician la nutrición, el crecimiento y la supervivencia de las plantas de muchas formas. El beneficio más conocido es el incremento en la absorción del agua y los nutrientes minerales, especialmente el fósforo y nitrógeno. Estos beneficios se deben en parte a la exploración de las hifas en el suelo en la búsqueda de nutrientes y agua.

Algunas investigaciones estiman que las hifas de los hongos micorrícicos pueden explorar volúmenes de suelo cientos o miles de veces mayores que las raíces normales.



Los hongos ectomicorrícicos también producen reguladores de crecimiento al estimular la ramificación y elongación de las raíces alimenticias, por lo cual se incrementa el número total de raíces absorbentes producidas. Este tipo de ramificaciones de las raíces también benefician la absorción de nutrientes

mediante el incremento de la superficie radical.

Algunos hongos ectomicorrícicos producen densos mantos de micelios en el suelo, para la absorción de nutrientes, mientras que otros además producen rizomorfos (largos filamentos de hifas paralelas), que actúan como conductores del flujo de nutrientes hacia y desde las ectomicorrizas. Además, reducen la respiración de las raíces, con lo cual es posible incrementar su longevidad.

Los hongos micorrícicos pueden proteger a las raíces contra los patógenos de varias formas. El manto del hongo de las ectomicorrizas proporcionan una barrera directa contra la penetración de éstos. Más aún, muchos hongos de este tipo producen antibióticos antagónicos a algunos patógenos de la raíz.

Beneficios de las Micorrizas en la Plantación

La inoculación micorrícica puede no producir incremento del crecimiento de las plantas en el vivero, pero pueden proporcionar a éstas una mejor oportunidad para sobrevivir o crecer mejor, una vez que sean plantadas.

Un incremento significativo en la supervivencia, la altura del tallo y su diámetro puede justificar el costo de la inoculación. La respuesta post-plantación a la inoculación diferirá en distintos tipos de hábitats, especies de plantas hospedantes y de hongos.

Algunos hongos inoculados no se mantienen en las raíces de las plantas después de la plantación en campo y, por lo tanto, los beneficios planeados inicialmente no llegan a darse. Por ejemplo, en algunos hábitats las ectomicorrizas



de *Pisolithus tinctorius* son desplazadas de manera agresiva de las raíces activas de las plantas inoculadas, por hongos micorrícicos nativos, después de la plantación.

Sin embargo, algunos hongos han mostrado persistencia por varios años en plantas inoculadas. Esto indica que la persistencia de los hongos micorrícicos es un criterio importante a la hora de seleccionarlo para la inoculación.

De lo anterior surge la necesidad de que los colectores primarios adopten buenas técnicas de cosecha, transporte y acopio de los hongos micorrícicos comestibles que se dan en forma silvestre, ya que con ello se dejan en el sitio nuevas fuentes de propagación para las próximas temporadas.

4. ANTECEDENTES GENERALES DE LOS PRINCIPALES HONGOS MICORRÍDICOS COMESTIBLES RECOLECTADOS EN LA VII REGIÓN DEL MAULE

a) *Lactarius deliciosus*

Simbionte: *Pinus radiata* (en Chile)

Clase: *Holobasidiomycetes*

Subclase: *Hymenomycetidae*

Orden: *Agaricales*

Familia: *Russulaceae*

Nombre común: Níscalo, Rovellón (España), Saffron Milk Cap (Inglés), Edelreizker (Alemán), Fungo del Pino (Italiano), Callampa rosada (Chile).



ECOLOGÍA:

Distribución latitudinal: zona holártica (Europa, Asia del Norte, Norteamérica, África del Norte).

Distribución altitudinal: desde el nivel del mar hasta zonas montañosas (> 1000 m);
hábitat bosques de coníferas (*Pinus* spp.).

Suelos secos hasta húmedos, arenosos, ácidos hasta alcalinos.

Fitobiontes: *Pinus* spp; temporada de fructificación principalmente otoño.

Tabla 1. Época de colecta de *Lactarius deliciosus* en Chile.



Mayo	Junio	Julio	Agosto	Sept.	Oct.	Nov.
X	X			X	X	X

b) *Suillus luteus*

Simbionte: *Pinus radiata* (en Chile)

Clase: *Holobasidiomycetes*

Subclase: *Hymenomycetidae*

Orden: *Agaricales*

Familia: *Boletaceae*

Nombre común: Callampa negra, Boletto viscoso anillado, Slippery Jack (Inglés), Butterpilz (Alemán), Pinarolo (Italiano).



ECOLOGÍA:

Distribución latitudinal: En general se le encuentra en todos en todos continentes donde hay coníferas, especialmente pinos.

Distribución altitudinal: desde el nivel del mar sobre los 1000 m.s.n.m.: **hábitat:** bosques de coníferas (pino).

Suelos arenosos, ácidos, excepcionalmente neutros o básicos.

Fitobiontes: *Pinus* spp., raramente *Picea*; temporada de fructificación fines de verano hasta otoño.

Tabla 2. Época de colecta de *Suillus luteus* en Chile.

Abril	Mayo	Junio	Julio	Agosto	Sept.	Oct.	Nov.
X	X	X			X	X	X

5. LOCALIZACIÓN DEL RECURSO EN CHILE

a) *Lactarius deliciosus*

Se distribuye entre la zona costera y precordillera Andina de las VI a X Regiones. Se le asigna un área de distribución desde Chillán a Osorno, asociado a plantaciones de *Pinus spp.* Experiencias personales del equipo de trabajo del proyecto señalan su localización en bosques de *Pinus radiata* de la costa de la VI Región.

Se desarrolla en el suelo de bosques de coníferas entre los 6 y 20 años, siendo más propicio su desarrollo en bosques de 11 a 15 años, con abundante vegetación arbustiva.

b) *Suillus luteus*

Se distribuye principalmente en Chile central y austral, asociado a plantaciones de *Pinus spp.* Experiencias personales del equipo de trabajo del proyecto señalan su localización en bosques de *Pinus radiata* de la costa de la VI Región.



Se desarrolla en la superficie del suelo de bosques de coníferas, principalmente pino. Crece en bosques jóvenes de 8 a 10 años con empastadas y abundante luminosidad.

6. BREVE ANÁLISIS DE LAS ACTUALES TÉCNICAS DE RECOLECCIÓN DE HONGOS SILVESTRES COMESTIBLES EN CHILE

La recolección de los hongos silvestres comestibles en Chile se realiza a través de recorridos en los sectores donde éstos se desarrollan. Los recorridos se inician en la madrugada y concluyen a media tarde, con un promedio de ocho horas de caminata, en donde se aprecia que casi el total del grupo familiar rural se dedica a esta faena.



Foto 1. Recolección de hongos silvestres.

En cuanto al rendimiento promedio de la cosecha de hongos, este alcanza en Chile los 35 kg frescos/8hr/día. Sin embargo, deficiencias en la calidad, falta de conocimiento sobre productos, formas de extracción, actores que intervienen en la producción, manejo y comercialización, han sido sin duda las principales variables que explican, junto a fluctuaciones de precios en el mercado internacional, el bajo valor obtenido por estos productos.



Respecto a la calidad, hay una serie de factores que lo convierten en un producto de menor precio en el mercado: mala técnica y cosecha al barrer, procesamiento de la totalidad de la colecta, mala calibración por tamaño, deficiente deshidratación, decoloración, postergación del procesamiento y problemas fitosanitarios.

Por otra parte, la recolección se realiza en forma manual, utilizando sólo baldes plásticos para el transporte. De esta manera, queda de manifiesto que el proceso presenta graves deficiencias, ya que por un lado no se utilizan los materiales adecuados (cuchillo inoxidable, canasto de mimbre), ni se aplica un control de calidad en el proceso, lo que se traduce en un deterioro ya sea por el apilamiento o por la deficiencia en la manipulación.



Foto 2. Extracción manual de hongos silvestres.

Destaca, además, que al comienzo de la época de fructificación se realiza una extracción indiscriminada, por lo cual no existe un concepto de manejo sustentable del recurso.



Por último, destaca la nula selección del material y la nula asociatividad, lo que genera un acceso a bajos precios por los hongos cosechados.

En resumen, al analizar las actuales técnicas de cosecha, acopio y transporte, se puede sostener que los recolectores desconocen la forma idónea de realizar estas faenas, ya que se destaca que éstos realizan un barrido de extracción, no dejan micelio en el lugar que permitan la multiplicación posterior de los hongos, y los métodos de acopio y transporte desfavorecen la calidad del producto.

7. PROPOSICIÓN DE MEJORAS EN TÉCNICAS DE COSECHA, ACOPIO Y TRANSPORTE DE HONGOS SILVESTRES COMESTIBLES

Cosecha

La recolección debe realizarse en días húmedos pero soleados. Nunca se debe recolectar después de lluvias intensas, ya que el hongo al absorber mucha agua, al secarlo, se torna oscuro.

La cosecha consiste en tomar el hongo por el pie o estípote (tallo del hongo), girarlo para desprenderlo del sustrato y con un cuchillo de acero inoxidable pequeño cortar la parte basal del pie, para liberarlo de partículas de suelo u hojarasca adheridas a esta porción. Nunca se debe arrancar el hongo, ya que se pierde parte del micelio y no se vuelve a reproducir.



Foto 3. Pie o estípite de un hongo (tallo de color blanquecino).

El corte debe dejar en el suelo un pie no superior a 2 a 3 cm de largo, lo cual es una forma de favorecer la propagación vegetativa de las especies fúngicas. Además el pie del hongo desfavorece la calidad del producto.

Una vez limpio el hongo se debe depositar en canastas o cubetas de plástico, nunca en bolsas plásticas, ya que el hongo puede fermentar y perder características de olor, color y sabor. Los ejemplares se acomodan con el himenio (láminas, poros o venas) hacia arriba y se cubren con una servilleta o una tela de algodón.



Foto 4. Himenio de un hongo.



Foto 5. Depósito idóneo de hongos silvestres en cubetas plásticas.

Al cosechar *Lactarius deliciosus* se debe tener cuidado de no tocar las laminas para que no se oxiden, ya que se trata de una especie que generalmente se comercializa en fresco en los mercados europeos o en los restaurantes.

Siempre deben buscarse hongos frescos, con buena consistencia, es decir, no deben ser blandos al tacto; ya que cuando esto sucede es porque éstos están agusanados, lo que también es evidente por la presencia de galerías en el estípite. Además los hongos viejos nunca deben ser extraídos, ya que son un reservorio de esporas y presentan mala calidad.

La localización de aquellos hongos que crecen semienterrados se hace mediante la búsqueda de montículos en el suelo. Al encontrarlos se debe observar en los alrededores, ya que es probable que hayan más ejemplares.

Los ejemplares se descubren en forma manual hasta que se pueda ver el pie en su totalidad. No se deben utilizar herramientas que dañen al hongo o expongan el micelio.

Cuando el hongo es maduro o sobremaduro se cubre con la hojarasca, sin compactar el suelo.

Si el ejemplar está muy adherido al sustrato, se sugiere sacarlo con una "palita de jardinero", una rama terminada en horqueta o una navaja; estas herramientas sólo se usan para hacer palanca en la parte inferior del hongo al momento de extraerlo.



Foto 6. Extracción de un hongo silvestre comestible con cuchillo inoxidable.

Se debe sujetar el estípite del hongo con los dedos medio, índice y pulgar de una mano y la otra colocarla con la palma encima del sombrero, a continuación con movimientos circulares girar hasta desprenderlo del sustrato.



Luego se debe limpiar el hongo con la misma hojarasca, un pincel o cepillo dental, de tal manera que se deje libre de tierra, hojas, mosquitos, etc.

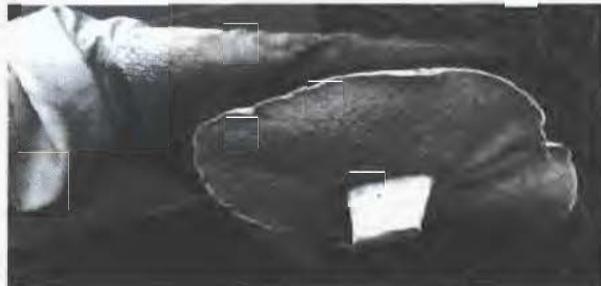


Foto 7. Corte idóneo de un hongo silvestre comestible.

Si el ejemplar recolectado tiene su sombrero abierto o semiabierto (extendido), es recomendable colocarlo con su parte inferior (láminas, venas o poros) dirigida hacia el hoyo de donde fue extraído, y con golpes suaves sobre la parte superior favorecer el desprendimiento de las esporas.

Si el hongo es para autoconsumo o venta local se sugiere cortarlos de tal manera que la base del pie no se extraiga.

Si el objetivo de la recolección es la venta, entonces el hongo debe extraerse lo más completo posible, de tal manera que sólo quede el micelio en el sustrato.

Se debe cubrir el lugar de donde se extrajo el hongo con la hojarasca removida inicialmente, para evitar que el micelio pierda agua, lo que provocaría su muerte.



Clasificación

Una vez ingresados los cuerpos fructíferos son seleccionados en forma manual de acuerdo a distintos calibres y eliminando aquellos que no cumplen los requisitos de madurez.

Los hongos seleccionados se limpian para eliminar los restos de tierra e insectos, separándose luego la base del tallo.



Foto 8. Clasificación idónea de hongos silvestres.

Acopio y Transporte

El lugar de acopio debe ser una zona accesible y debe estar rodeado de un ambiente fresco y seco.

Los hongos se depositan durante la recolecta en canastas amplias y poco profundas (25-40 cm), las cuales deben cubrirse con un lienzo limpio de algodón o con papel encerado. Los individuos se acomodan de tal manera que los de mayor tamaño y pesados queden en la parte inferior de la canasta, con los sombreros invertidos. Las bandejas o canastas no deben llevar más de 10 Kg de hongos.



Cada hongo se puede envolver con papel encerado o guardar en bolsas de papel. Siempre hay que evitar el maltrato por exceso de humedad o por el contacto entre los mismos hongos.

Lo ideal para el transporte es utilizar algún medio de rápido traslado (carretilla, carretón o vehículo).



Foto 9. Carro transportador de hongos silvestres.



Foto 10. Carro transportador de hongos silvestres.



Dado que muchas especies de hongos silvestres comestibles son recolectadas en fases juveniles, esto es, antes de que liberen sus esporas, en general se extraen antes de que concluyan su esporulación. Por ello se recomienda que la recolección se lleve a cabo dejando un período al inicio de la época de fructificación y otro al final sin aprovechar el recurso; con lo que se favorece la propagación natural de las especies fúngicas. Así también se garantiza la reproducción de genotipos tanto de fructificación temprana como de fructificación tardía.

Los hongos se comercializan directamente por los recolectores, quienes ofrecen su mercancía a la orilla de los caminos, en mercados secundarios o bien los entregan a intermediarios y acopiadores en su comunidad.

Se deben aprovechar sólo los cuerpos fructíferos en la etapa de madurez de cosecha, identificándolos por su forma y tamaño.

8. PROCESAMIENTO DE HONGOS SILVESTRES COMESTIBLES: EL VALOR AGREGADO DEL PRODUCTO

Las formas de procesamiento de hongos se dividen en: hongos deshidratados, encurtidos o enlatados, fermentados, en aceite de oliva o aceite comestible, congelados, extractos y concentrados, concentrados de hongos deshidratados y salmuerados.

Las alternativas más utilizadas y con mayor volumen de venta en Chile las constituyen:

- Deshidratado: Costo y exigencias sanitarias menores, menor costo de



transporte y buena estabilidad a través del tiempo.

- Salmuerado: alternativa para ejemplares de hongos pequeños y alto costo de transporte.
- Congelado: Costo de implementación, procesamiento, mantención y traslado muy elevado.

El tipo de inversión debe considerar el lugar de ubicación y el grado de especialización.

8.1. DESHIDRATADOS

Se entiende por hongos deshidratados al producto obtenido por desecación de hongos comestibles de una sola especie, ya sean enteros o en lonjas.

En el proceso de secado se debe distinguir entre la actividad artesanal y la actividad de nivel industrial en plantas procesadoras. Con respecto al secado artesanal este puede ser por aireación y soleado o en deshidratadores artesanales. Lo más común es el secado por aireación y soleado de los hongos sobre bandejas o sobre malla rashell suspendida. Lamentablemente el producto obtenido por este método es de irregular calidad, muy contaminado con polvo y otras impurezas, además de no existir control sobre la humedad y temperatura. Con la finalidad de elevar el nivel de la producción artesanal han surgido algunas iniciativas para incorporar el uso de secadores artesanales de manejo familiar (de autoconstrucción).

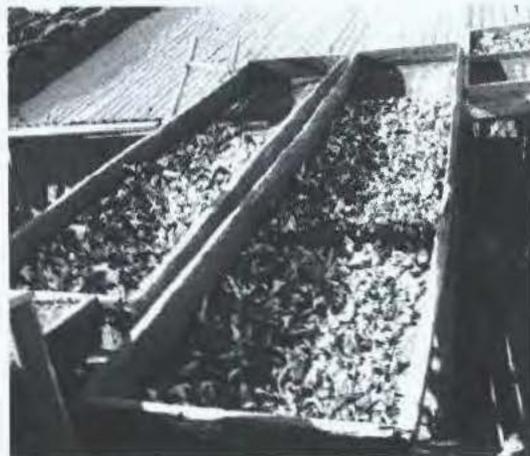


Foto 11 y 12. Secado solar artesanal de hongos silvestres comestibles.

Las características de estos deshidratadores permiten un uso multipropósito y generalmente están dotados de un calefactor artesanal tipo tambor bencinero que funciona con leña o material combustible proveniente de los desechos agrícolas y forestales. Tienen una superficie aproximada de 9 m².

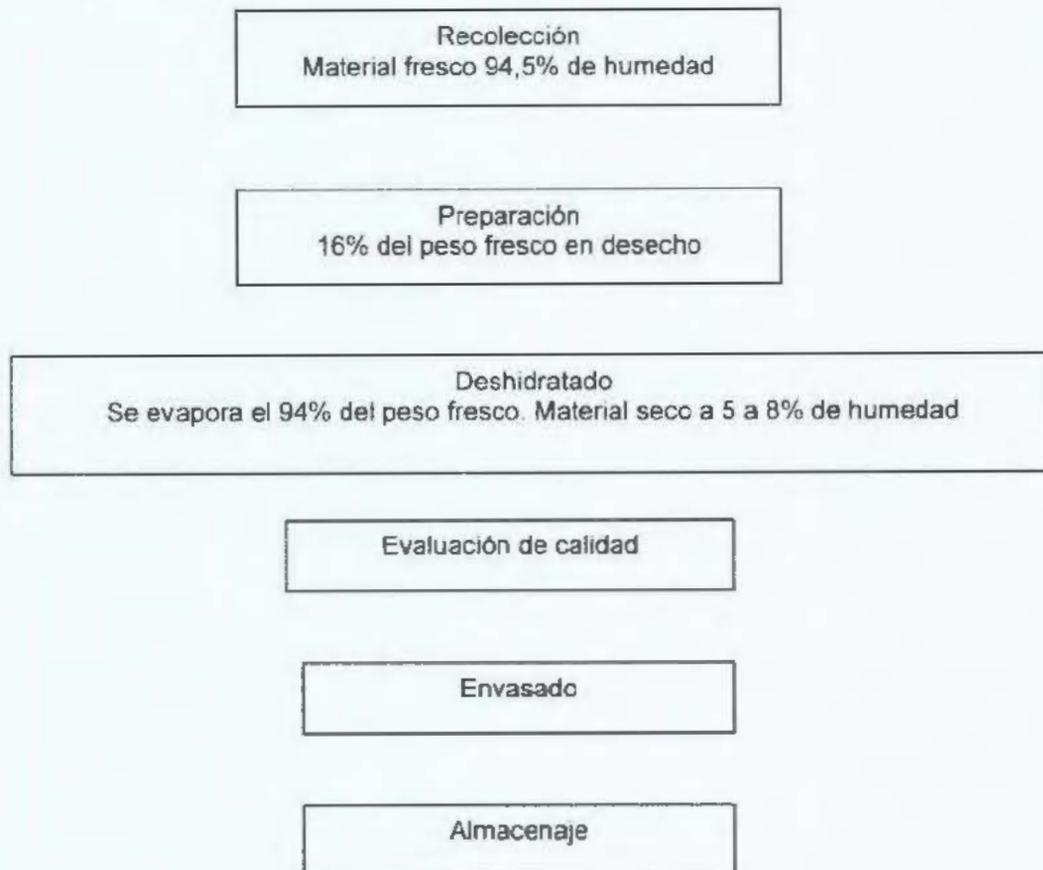


Foto 13 y 14. Deshidratador de hongos silvestres comestibles.

Si bien inicialmente eran los propios recolectores quienes deshidrataban el hongo, en la actualidad cada vez es más común que el recolector venda su producto fresco a acopiadores que trasladan el hongo fresco a las plantas deshidratadoras que se ubican lejanas a las zonas de recolección. Esto ha aumentado el costo de transporte del hongo, pero se ve compensado con el mayor valor a que lo compran en estado fresco.

A continuación se detalla el proceso de deshidratado industrial:

Figura 1. Flujo del proceso deshidratado.



Preparación

Una vez realizada la recepción y pesaje de los hongos, se raspa y corta la mitad del tallo para eliminar el extremo duro, raicillas y barro (uso de cuchillos de acero inoxidable). Se elimina la cutícula que cubre al hongo.

Luego se trozan los hongos al tamaño de rebanada especificado

(normalmente 1 cm aproximadamente). Los hongos trozados se distribuyen en bandejas. La carga es de 6-8 kg/m² de bandeja. Luego las bandejas en una o dos capas se llevan a los secadores.



Foto 15. Preparación de hongos silvestres.

Las bandejas se disponen dentro de un secador que puede ser de compartimiento (secador discontinuo) o de túnel (secador continuo). El tiempo de secado no puede ser mayor de 8 a 10 horas. Un deshidratado rápido con temperatura elevada produce un tostado, en tanto un proceso lento (14-15 hrs) oxida el producto. Así, en ambas situaciones se produce un ennegrecimiento del producto y queda sin sabor.

En el proceso de deshidratado se distinguen dos etapas. En la etapa 1 el proceso debe ser lento con temperaturas no superiores a los 40-45°C, con un buen tiraje de aire para eliminar el agua libre del hongo. Esta fase debe durar entre 5 a 6 hrs. En la etapa 2, la velocidad del aire debe ser menor y la temperatura debe subir a 60°C, nunca superior a esto. Esta fase debe durar de 2 a



3 hrs.

Evaluación de calidad

Normalmente el parámetro más apreciado es el color, que debe ser más cercano al hongo fresco. Además, debe ser de tamaño regular homogéneo y limpio de impurezas.

Envasado

Se realiza en bolsas de papel Kraft, a granel y recubierto con bolsas de polietileno selladas, para evitar la rehidratación del producto. Estas bolsas varían en un contenido de 15 a 20 kilos.

Almacenaje

Se debe hacer en bodegas ventiladas y limpias donde se elimine la humedad residual, y en lo posible protegidas de acceso de ratas.

Para los hongos deshidratados se debe considerar un factor de conversión de 10:1 a 20:1 (10 a 20 kg de hongos frescos entregan 1 kilo de hongos deshidratados), esta variación depende de la cantidad de materia seca que tiene el hongo al momento de procesarlo y a la diferencia entre variedades.

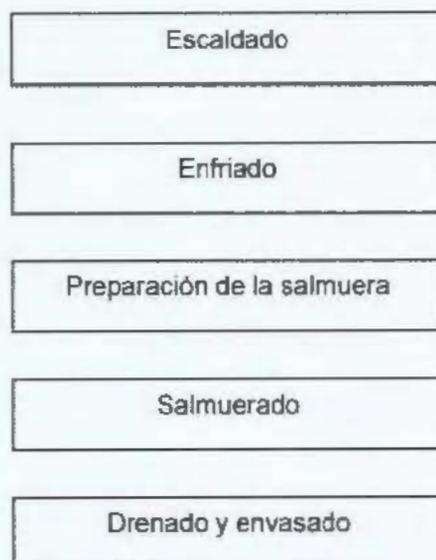
8.2. SALMUERADOS

Se entiende por hongos salmuerados a los hongos comestibles frescos de una sola especie, enteros o en lonjas, conservados en salmuera después de limpiados, lavados y blanqueados.

Para el salmuerado, debe considerarse siempre el hongo pequeño. El diámetro del sombrero debe tener entre 30-100 mm.

A continuación se describe el proceso de salmuerado.

Figura 2. Flujo del proceso de salmuerado.





Escaldado

Consiste en sumergir los hongos recolectados en agua caliente entre 90 a 100°C por un tiempo que varía entre 3 a 15 minutos, dependiendo de la variedad y tamaño.

El producto se coloca en mallas resistentes a la temperatura y la operación se realiza en olla de acero inoxidable con 1/3 de agua en su interior. Los hongos se revuelven de modo de hacer homogéneo el cocido. Con esta etapa se evitan los cambios de color y se elimina la capa mucilaginosa característica de estos productos.

Enfriado

Los hongos se retiran del agua caliente y se llevan a agua fría hasta que alcancen temperaturas entre 30 y 35°C. Con esto se evita la sobrecocción y se lavan los hongos de la mucosidad e impurezas. En este mismo paso se realiza una selección por calibre y calidad.

Preparación de la salmuera

Se prepara salmuera en estanques especiales.

Salmuerado

Una vez enfriados los hongos se vacían en piscinas de fibra de vidrio y se les agrega la salmuera ya preparada hasta cubrir el producto. Se debe contemplar diariamente la graduación salina de modo de hacer agregaciones de sal y revolver el producto para homogeneizar.

Este proceso se repite hasta que la salmuera se estabilice, es decir, mantenga la concentración óptima por 5 días seguidos. La duración del proceso de salmuera depende de la variedad del hongo y puede fluctuar entre 12 y 21 días. Una vez estabilizada la salmuera se revisa la calidad y calibre del hongo.

Drenado y envasado

Se deben drenar los estanques y preparar los tambores de despacho. Estos deben estar pesados y tener en su interior dos bolsas de polietileno que contendrán el producto. Enseguida, se envasa en el tambor un total de 200 kg netos de producto. Luego se agregan entre 30 y 40 kg de salmuera a la concentración óptima. Finalmente se sella cada una de las bolsas y el tambor.

Según la conversión alemana, 1 kg de hongos frescos equivale a 0,567 kg de hongos en salmuera.



Foto 16. Mallas para escaldado.



Foto 17. Ollas para escaldado.

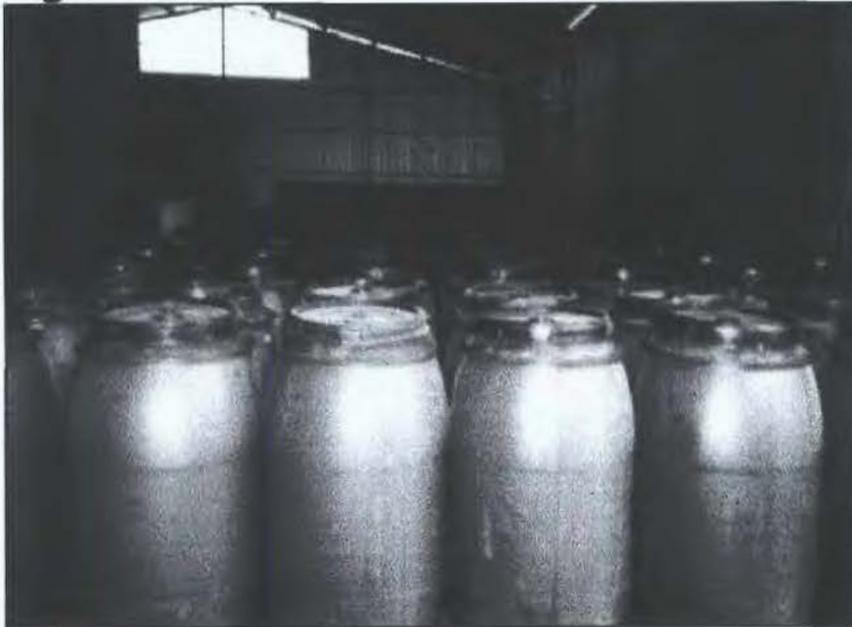


Foto 18. Tambores con producto final.

8.3 CONGELADOS

Se entiende por hongos congelados, los hongos comestibles frescos de una sola especie, que, después de limpiados, lavados y blanqueados, se someten a un proceso de congelación en una instalación apropiada y que se ajustan a condiciones pre-establecidas.

Los hongos para ser congelados deben tener un sombrero de 30 a 70 mm de diámetro.

El proceso de congelado permite detener todos los procesos enzimáticos y la acción microbiana que llevan al deterioro de los hongos. Esto permite tener un producto final con características de apariencia, color, sabor y valor nutritivo

mejores que las otras modalidades de procesamiento.

El tipo de congelado más común es el IQF (Individual Quick Frozen), que implica que los hongos son congelados rápidamente (a $-24\text{ }^{\circ}\text{C}$) y de manera individual, ya sea sumergiendo los hongos en refrigerantes o por el sistema de lecho fluidizante, de tal forma que al momento de servir sólo se descongelen las unidades deseadas.

Este proceso de congelamiento rápido (IQF) permite que los cristales de hielo que se forman dentro de las células de los tejidos sean de tamaño muy pequeño. De esta manera se evita que las paredes celulares que conforman los tejidos vegetales se rompan. Por lo tanto al descongelar el producto no hay derrame de fluidos celulares, lo cual garantiza una textura, valor nutritivo y sabor igual al de un producto recién cosechado.

La diferencia sustancial entre una congelación IQF y una congelación lenta es el tamaño del cristal que se forma. En la segunda el cristal es tan grande que rompe las paredes celulares, permitiendo el derrame de fluidos internos y por ende un deterioro en textura, sabor y valor nutritivo.

Adicionalmente, el uso de este proceso garantiza que los productos no necesiten de ningún tipo de químicos o preservantes para su preservación. Además es importante recalcar que gracias a los cambios dramáticos de temperatura, se reduce de forma importante la presencia de microorganismos.

Según la conversión alemana, 1 kg de hongos frescos equivale a 1,111 kg de hongos congelados.



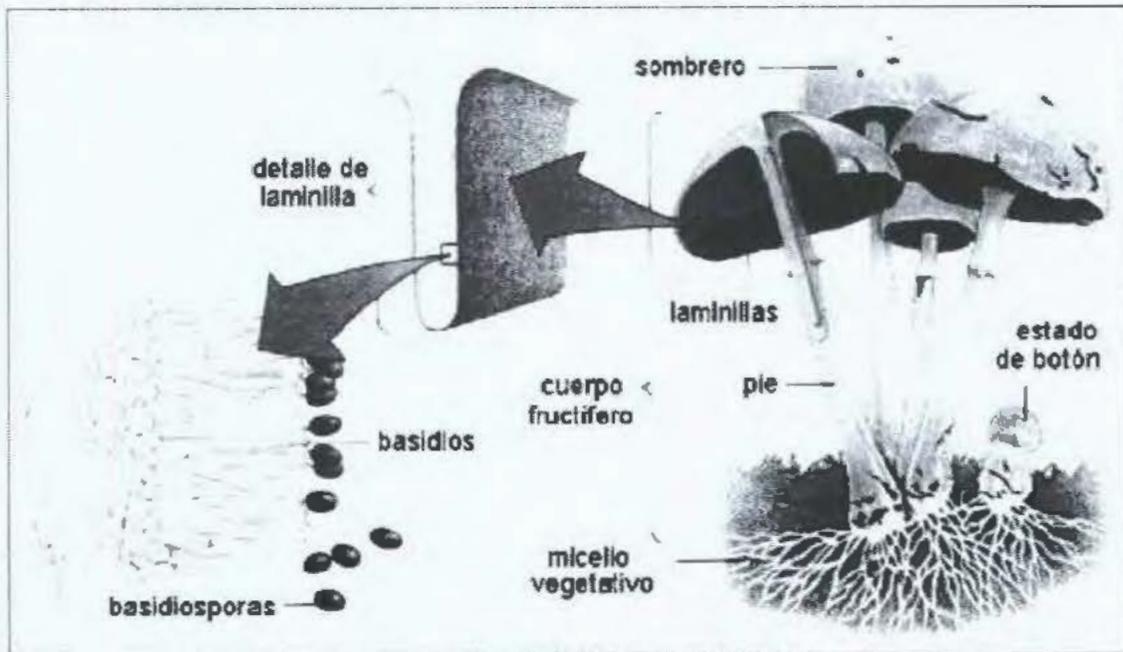
GOBIERNO DE CHILE.
FUNDACIÓN PARA LA
INNOVACIÓN AGRARIA

MÁS INFORMACIÓN

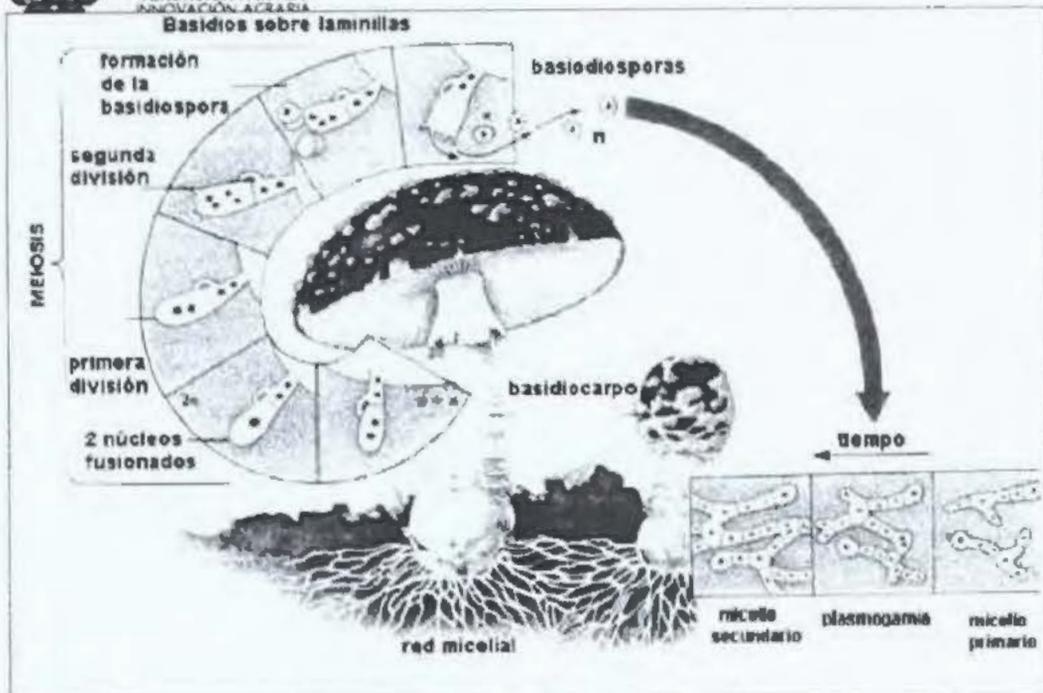
Universidad Católica del Maule
Facultad de Ciencias Agrarias y Forestales
Departamento de Ciencias Forestales
Avenida San Miguel N° 3605, Talca
Fonos: 71-203501 203514 203513
Fax: 71-203524
email: proyecto@ucm.cl



ANEXO



Esquema representativo de la estructura de un hongo *basidiomycete*.



Ciclo reproductivo sexual de un *basidiomicete*.



GOBIERNO DE CHILE
FUNDACIÓN PARA LA
INNOVACIÓN AGRARIA

ANEXO 7: Documento técnico para procesadores: “Optimización del Proceso de Deshidratado de Hongos Silvestres Micorrícicos Comestibles”.



GOBIERNO DE CHILE
FUNDACIÓN PARA LA
INNOVACIÓN AGRARIA

**DOCUMENTO TÉCNICO
OPTIMIZACIÓN DEL PROCESO DE DESHIDRATADO
DE HONGOS SILVESTRES MICORRÍICOS
COMESTIBLES.**

Universidad Católica del Maule

2006

PRESENTACIÓN

El presente documento técnico se enmarca dentro de las actividades de difusión del proyecto titulado **“Desarrollo Tecnológico e Incorporación de Hongos Micorrizicos Comestibles de Exportación para Aumentar la Rentabilidad y Sustentabilidad en Plantaciones de *Pinus radiata* de Pequeños y Medianos Productores Silvoagropecuarios de la Región del Maule”**, ejecutado por el Departamento de Ciencias Forestales de Universidad Católica de Maule y que cuenta con el financiamiento de la Fundación para la Innovación Agraria.

El propósito es entregar antecedentes sobre el proceso de deshidratado de hongos silvestres comestibles. Además se presentan antecedentes generales sobre los hongos denominados Micorrizas.

Esperamos que los usuarios de este documento encuentren la información básica que les permita adoptar buenas técnicas de deshidratado de hongos silvestres comestibles a fin de conocer las técnicas más adecuadas, con el propósito de incrementar la calidad del producto final.

Rómulo Santelices Moya
Director General Proyecto

1. INTRODUCCIÓN

Uno de los procesos más practicados en la postcosecha de los hongos micorrízicos comestibles lo constituye el deshidratado de éstos.

Los hongos micorrízicos comestibles que son deshidratados masivamente en Chile lo constituyen las especies *Suillus luteus* "callampa negra" y *Lactarius deliciosus* "callampa rosada", especies que han sido introducidas en forma accidental al país en plantaciones de Pino Insigne.

El deshidratado del producto presenta actualmente una serie de falencias, destacando el escaso conocimiento en la técnica de deshidratado, mal manejo de la temperatura de secado, mala utilización de secadores artesanales, entre otros, lo que ha originado un modelo productivo caracterizado por la oferta de productos de baja calidad y acceso a precios marginales, con baja incidencia en la economía familiar.

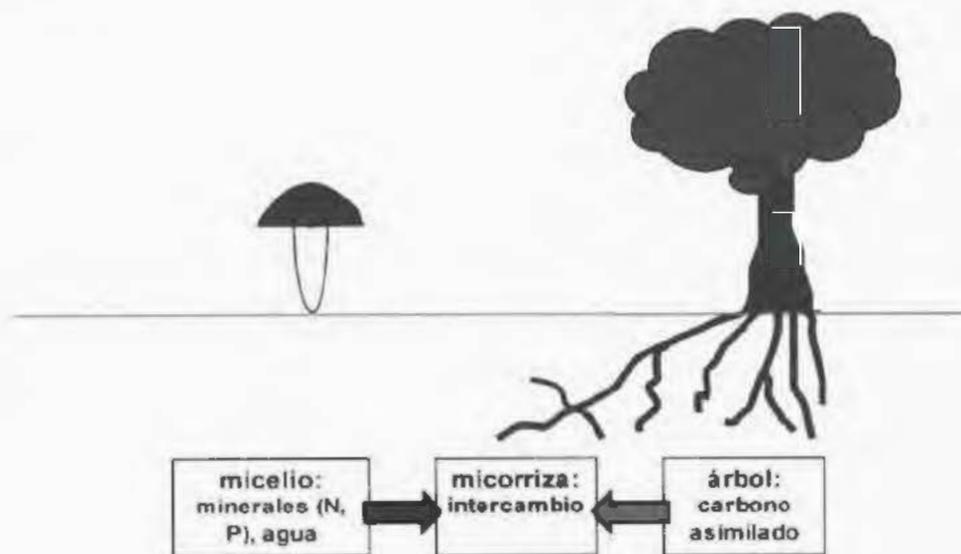


2. ¿QUÉ SON LAS MICORRIZAS?

Literalmente la palabra micorriza significa “hongos de las raíces” y define la asociación entre el sistema radical de las plantas y un hongo especializado del suelo, el hongo micorrícico.

Casi todas las plantas forman algún tipo de micorriza. Prevalen dos principales tipos: las ectomicorrizas, las cuales son formadas con el importante grupo de especies de coníferas de la familia *Pinaceae*, y latifoliadas de las familias *Fagaceae* y *Betulaceae*; y las micorrizas vesiculares-arbusculares (VA), las cuales son comunes en otras latifoliadas, particularmente en los géneros *Acer*, *Thuja*, *Liquidambar* y *Sequoia*.

Aún y cuando ambos tipos proporcionan funciones y beneficios muy similares a su hospedante, difieren fuertemente debido al tipo de hongo involucrado, su morfología y sus aplicaciones en los viveros forestales y plantaciones.

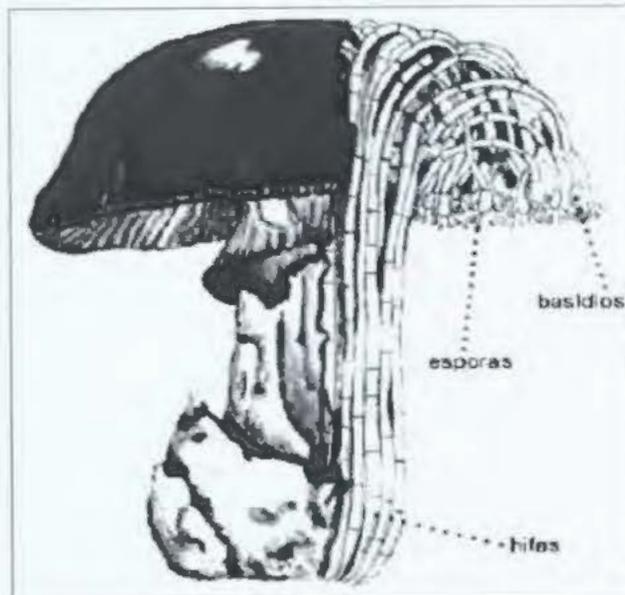


Esquema de la simbiosis ectomicorrícica

3. PRINCIPALES BENEFICIOS DE LAS MICORRIZAS

Las micorrizas benefician la nutrición, el crecimiento y la supervivencia de las plantas de muchas formas. El beneficio más conocido es el incremento en la absorción del agua y los nutrientes minerales, especialmente el fósforo y nitrógeno. Estos beneficios se deben en parte a la exploración de las hifas en el suelo en la búsqueda de nutrientes y agua.

Algunas investigaciones estiman que las hifas de los hongos micorrícicos pueden explorar volúmenes de suelo cientos o miles de veces mayores que las raíces normales.



Los hongos ectomicorrícicos también producen reguladores de crecimiento al estimular la ramificación y elongación de las raíces alimenticias, por lo cual se incrementa el número total de raíces absorbentes producidas. Este tipo de ramificaciones de las raíces también benefician la absorción de nutrientes

mediante el incremento de la superficie radical.

Algunos hongos ectomicorrícicos producen densos mantos de micelios en el suelo, para la absorción de nutrientes, mientras que otros además producen rizomorfos (largos filamentos de hifas paralelas), que actúan como conductores del flujo de nutrientes hacia y desde las ectomicorrizas. Además, reducen la respiración de las raíces, con lo cual es posible incrementar su longevidad.

Los hongos micorrícicos pueden proteger a las raíces contra los patógenos de varias formas. El manto del hongo de las ectomicorrizas proporcionan una barrera directa contra la penetración de éstos. Más aún, muchos hongos de este tipo producen antibióticos antagónicos a algunos patógenos de la raíz.



4. ANTECEDENTES GENERALES DE LOS PRINCIPALES HONGOS MICORRÍDICOS COMESTIBLES DESHIDRATADOS EN CHILE

a) *Lactarius deliciosus*

Simbionte: *Pinus radiata* (en Chile)

Clase: *Holobasidiomycetes*

Subclase: *Hymenomycetidae*

Orden: *Agaricales*

Familia: *Russulaceae*

Nombre común: Niscalo, Rovellón (España), Saffron Milk Cap (Inglés), Edelreizker (Alemán), Fungo del Pino (Italiano), Callampa rosada (Chile).



ECOLOGÍA:

Distribución latitudinal: zona holártica (Europa, Asia del Norte, Norteamérica, África del Norte).

Distribución altitudinal: desde el nivel del mar hasta zonas montañosas (> 1000 m); **hábitat** bosques de coníferas (*Pinus* spp.).

Suelos secos hasta húmedos, arenosos, ácidos hasta alcalinos.

Fitobiontes: *Pinus* spp; temporada de fructificación principalmente otoño.

Tabla 1. Época de colecta de *Lactarius deliciosus* en Chile.

Mayo	Junio	Julio	Agosto	Sept.	Oct.	Nov.
X	X			X	X	X

b) *Suillus luteus*

Simbionte: *Pinus radiata* (en Chile)

Clase: *Holobasidiomycetes*

Subclase: *Hymenomycetidae*

Orden: *Agaricales*

Familia: *Boletaceae*

Nombre común: Callampa negra, Boletito viscoso anillado, Slippery Jack (Inglés), Butterpilz (Alemán), Pinarolo (Italiano).



ECOLOGÍA:

Distribución latitudinal: En general se le encuentra en todos en todos continentes donde hay coníferas, especialmente pinos.

Distribución altitudinal: desde el nivel del mar sobre los 1000 m.s.n.m.; **hábitat:** bosques de coníferas (pino).

Suelos arenosos, ácidos, excepcionalmente neutros o básicos.

Fitobiontes: Pinus spp., raramente *Picea*; temporada de fructificación fines de verano hasta otoño.

Tabla 2. Época de colecta de *Suillus luteus* en Chile.

Abril	Mayo	Junio	Julio	Agosto	Sept.	Oct.	Nov.
X	X	X			X	X	X

5. DESHIDRATACIÓN DE HONGOS SILVESTRES COMESTIBLES: EL VALOR AGREGADO DEL PRODUCTO.

Se entiende por hongos deshidratados al producto obtenido por desecación de hongos comestibles de una sola especie, ya sean enteros o en lonjas.

En el proceso de secado se debe distinguir entre la actividad artesanal y la actividad de nivel industrial en plantas procesadoras.

Con respecto al secado artesanal este puede ser por aireación y soleado o en deshidratadores artesanales. Lo más común es el secado por aireación y soleado de los hongos sobre bandejas o sobre malla rashell suspendida. Lamentablemente el producto obtenido por este método es de irregular calidad, muy contaminado con polvo y otras impurezas, además de no existir control sobre la humedad y temperatura. Con la finalidad de elevar el nivel de la producción artesanal han surgido algunas iniciativas para incorporar el uso de secadores artesanales de manejo familiar (de autoconstrucción).

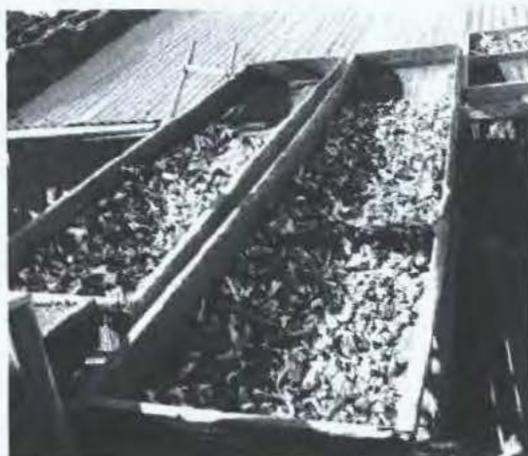


Foto 1 y 2. Secado solar artesanal de hongos silvestres comestibles.

Las características de estos deshidratadores permiten un uso multipropósito y generalmente están dotados de un calefactor artesanal tipo tambor bencinero que funciona con leña o material combustible proveniente de los desechos agrícolas y forestales. Tienen una superficie aproximada de 9 m².

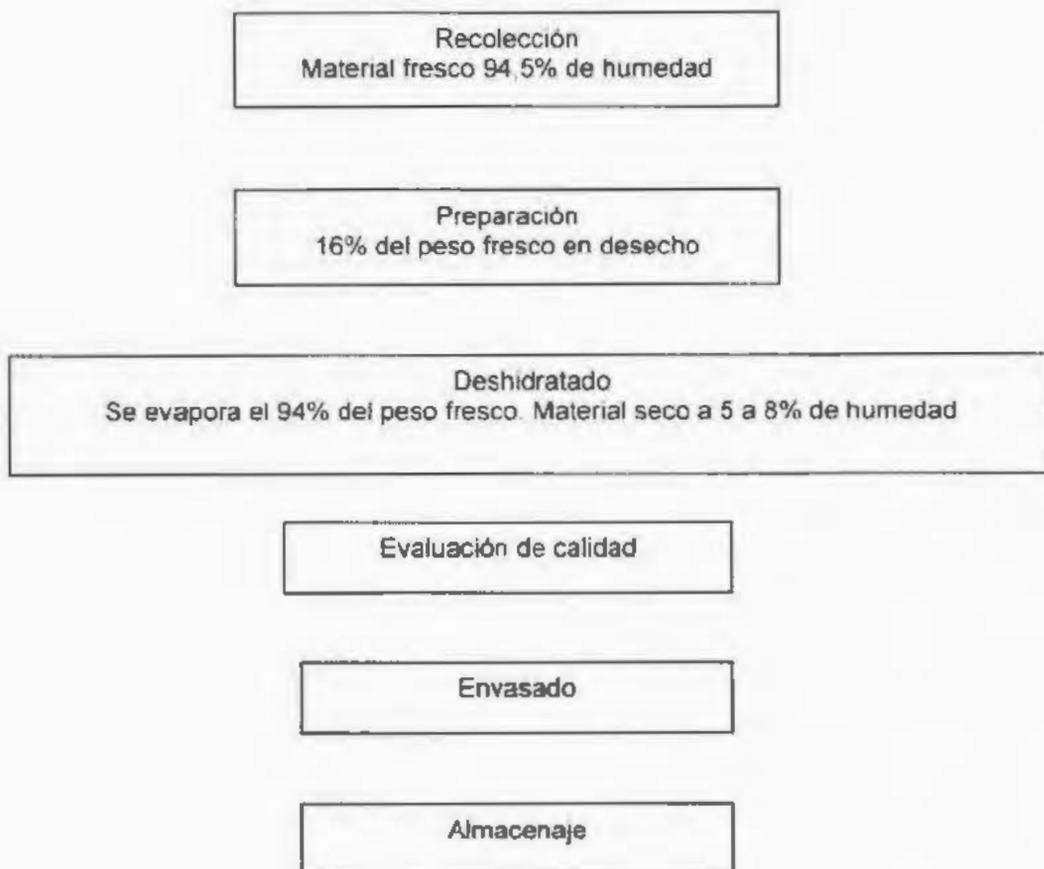


Foto 3 y 4. Deshidratador de hongos silvestres comestibles.

Si bien inicialmente eran los propios recolectores quienes deshidrataban el hongo, en la actualidad cada vez es más común que el recolector venda su producto fresco a acopiadores que trasladan el hongo fresco a las plantas deshidratadoras que se ubican lejanas a las zonas de recolección. Esto ha aumentado el costo de transporte del hongo, pero se ve compensado con el mayor valor a que lo compran en estado fresco.

A continuación se detalla el proceso de deshidratado industrial:

Figura 1. Flujo del proceso deshidratado.



Recolección

Esta se debe realizar en bandejas plásticas o cajón de madera, cuya capacidad no supere los 10 a 12 kilos por envases y en lo posible prepararlos el mismo día de recolección.

Preparación

Se debe realizar una inspección de calidad de acuerdo a los parámetros transados como: color, calibre y madurez. Se debe permitir un producto de hasta 10-12 centímetros de diámetro de sombrero, rechazando toda aquella que sea mayor su diámetro.

Posteriormente se debe realizar un acondicionamiento. Se realizan labores como: pelado, lavado y trozado, despepitado o descarozado.

Una vez realizada la recepción y pesaje de los hongos, se raspa y corta la mitad del tallo para eliminar el extremo duro, raicillas y barro (uso de cuchillos de acero inoxidable). Se elimina la cutícula que cubre al hongo.

Luego se trozan los hongos al tamaño de rebanada especificado (normalmente 1 cm aproximadamente). Los hongos trozados se distribuyen en bandejas. La carga es de 6-8 kg/m² de bandeja. Luego las bandejas en una o dos capas se llevan a los secadores.



Foto 5. Preparación de hongos silvestres.

Las bandejas se disponen dentro de un secador que puede ser de compartimiento (secador discontinuo) o de túnel (secador continuo). El tiempo de secado no puede ser mayor de 8 a 10 horas. Un deshidratado rápido con temperatura elevada produce un tostado, en tanto un proceso lento (14-15 hrs) oxida el producto. Así, en ambas situaciones se produce un ennegrecimiento del producto y queda sin sabor.

En el proceso de deshidratado se distinguen dos etapas. En la etapa 1 el proceso debe ser lento con temperaturas no superiores a los 40-45°C, con un buen tiraje de aire para eliminar el agua libre del hongo. Esta fase debe durar entre 5 a 6 hrs. En la etapa 2, la velocidad del aire debe ser menor y la temperatura debe subir a 60°C, nunca superior a esto. Esta fase debe durar de 2 a 3 hrs.



Evaluación de calidad

Normalmente el parámetro más apreciado es el color, que debe ser más cercano al hongo fresco. Además, debe ser de tamaño regular homogéneo y limpio de impurezas.

Envasado

Se realiza en bolsas de papel Kraft, a granel y recubierto con bolsas de polietileno selladas, para evitar la rehidratación del producto. Estas bolsas varían en un contenido de 15 a 20 kilos.

Almacenaje

Se debe hacer en bodegas ventiladas y limpias donde se elimine la humedad residual, y en lo posible protegidas de acceso de ratas.

El producto se deja por un tiempo de 10 días para uniformar el producto y también donde se realiza un control de calidad. Se pueden medir parámetros cualitativos como color, contenido de humedad, daño mecánico, y otros parámetros que se consideren relevantes.

Para los hongos deshidratados se debe considerar un factor de conversión de 10:1 a 20:1 (10 a 20 kg de hongos frescos entregan 1 kilo de hongos deshidratados), esta variación depende de la cantidad de materia seca que tiene el hongo al momento de procesarlo y a la diferencia entre variedades.



Universidad Católica del Maule
Facultad de Ciencias Agrarias y Forestales
Departamento de Ciencias Forestales
Avenida San Miguel N° 3605, Talca
Fonos: 71-203501 203514 203513
Fax: 71-203524
email: proyecto@ucm.cl

ANEXO 8: Publicación Científica.

MICORRIZACION CONTROLADA DE *PINUS RADIATA* EN INVERNADERO EN FUNCION DEL TIPO DE INOCULO Y TECNICAS DE CULTIVO

Santelices, R⁴; Palfner, G⁵; Espinoza, S⁶ y Ávila, E⁷.

RESUMEN

Los hongos micorrícicos *Suillus luteus* (L.) S. F. Gray y *Lactarius deliciosus* (L. ex Fries) S. F. Gray, fueron evaluados en su capacidad de infección y desempeño sobre plantas de *P. radiata* creciendo en tres tipos de sustrato (perlita-vermiculita; corteza compostada-perlita-vermiculita y corteza compostada-perlita) e inoculadas con tres tipos de inóculo (suspensión de esporas, micelio en medio líquido y micelio suspendido en polímeros de alginato de sodio). La inoculación de plantas a través del uso de esporas es altamente operativa en términos de rendimiento de plantas micorrizadas, no obstante, en la capacidad infectiva, el efecto no es el mismo. En tanto que el uso de inóculo miceliar, a pesar de ser más costoso, es más eficiente en su capacidad de infección.

SUMMARY

The mycorrhizal mushrooms *Suillus luteus* (L.) S. F. Gray y *Lactarius deliciosus* (L. ex Fries) S. F. Gray were evaluated in their infection capacity and performance in *P. radiata* seedlings growing in three different substrata (perlite-vermiculite, composted bark pine-perlite-vermiculite and composted bark pine-perlite) and inoculated with three types of inoculum (spore suspension, mycelium slurry and encapsulated mycelium). The inoculation of plants through the use of spore inoculum is highly operative in terms of the amount of inoculated plants, however in the inoculating efficiency, the effect is not the same as with mycelium. The use of mycelium inoculum, in spite of being more expensive, is more efficient in its infection capacity.

⁴ Universidad Católica del Maule. Chile. rsanteli@ucm.cl

⁵ Universidad de Concepción. Chile. gpalfner@udec.cl

⁶ Universidad Católica del Maule. Chile. sespinoz@ucm.cl

⁷ Universidad Católica del Maule. Chile. eavila@ucm.cl



INTRODUCCION

Más de 5.000 hongos forman asociaciones simbióticas, conocidas como ectomicorizas, con la mayoría de los árboles y arbustos (Leonardi et al. 2005). Como producto de esta unión, los hongos se benefician obteniendo carbohidratos que no son capaces de sintetizar por sí mismos, a través de las raíces del huésped; el árbol, por medio de las hifas del hongo puede extender su sistema de raíces en varios metros (Smith y Read, 1997), con la consiguiente ventaja de obtener agua y nutrientes del suelo en forma más abundante, lo que finalmente redundará, principalmente, en un mayor crecimiento del bosque. Por otra parte, muchas de estas especies de hongos forman cuerpos fructíferos comestibles, para los cuales existe un floreciente mercado. Este es el caso de *Lactarius deliciosus* (L. ex Fries) S. F. Gray y *Suillus luteus* (L.) S. F. Gray, especies que se desarrollan en forma silvestre en Chile asociadas con *Pinus radiata* D. Don y que, en el mercado internacional, pueden llegar comercializarse en valores mucho más atractivos que a nivel local. Por ejemplo, en España se ha llegado a comercializar *L. deliciosus* hasta en 5 euros el kilogramo fresco a nivel de colector primario (Román De y Boa 2006).

En relación con lo anterior, es clara la ventaja de efectuar el cultivo de *P. radiata* con plantas micorrizadas, no sólo por el mayor rendimiento que se obtendría de la plantación, sino que también por generar un objetivo de producción de doble propósito, en el cual la cosecha y comercialización anual de estos hongos debería convertirse en una opción interesante, sobretodo para pequeños y medianos productores. En efecto, en el norte de España, una familia podría llegar a generar ingresos por esta vía del orden de 5.600 a 8.400 euros por temporada. En este contexto, y considerando que estos son hongos silvestres, la producción de plantas micorrizadas de una calidad superior es un desafío con miras a homogenizar la productividad. En una primera instancia deberían diseñarse protocolos para multiplicar el inóculo y técnicas de micorrización.

A nivel global, son variadas las experiencias que hay en el proceso de generación de plantas micorrizadas. En el caso de *L. deliciosus* y *S. luteus*, las experiencias desarrolladas en Nueva Zelanda y España se presentan como las más interesantes (Pera et al. 1998; Carrillo 2000; Yung y Hall 2001; González-Ochoa et al. 2003). El inóculo se puede presentar, de acuerdo a su origen, en forma esporal o miceliar, siendo este último más efectivo (Danielson et al. 1984; Boyle et al. 1987; Torres y Honrubia 1994b; Honrubia et al. 1997; González-Ochoa et al. 2003).

Actualmente, la inoculación de plantas de *P. radiata* en Chile con los hongos micorrícicos antes mencionados se efectúa aplicando técnicas simples, sin que hasta la fecha se haya reportado la eficiencia de ellas en términos de la micorrización. La técnica más utilizada en los viveros forestales es la aplicación de inóculo líquido, el que se consigue licuando los cuerpos fructíferos en agua. Sin embargo, mediante esta vía, no es posible determinar la concentración esporal del inóculo, factor que de acuerdo a lo señalado por Torres y Honrubia (1994b) y González-Ochoa et al. (2003) sería fundamental en el porcentaje de micorrización a conseguir. En consecuencia, llegar a desarrollar protocolos para generar inóculo y técnicas de micorrización surge como un desafío interesante. Por ello, el objetivo de este estudio fue evaluar el efecto de tres tipos de sustrato y tres tipos de inóculo en la tasa de micorrización de plantas de *P. radiata* creciendo bajo condiciones de invernadero.



MATERIAL Y METODO

Producción de planta en contenedor

En todos los experimentos se utilizaron semillas seleccionadas provenientes del Huerto Semillero de la empresa forestal Bosques de Chile S.A., ubicado en la ciudad de Constitución, VII región de Chile. Las semillas se lavaron durante 12 horas en agua corriente en circulación y se desinfectaron por inmersión en H_2O_2 al 33% durante 30 min en agitación (Barnett, 1976). Una vez desinfectadas, se lavaron con un volumen suficiente de agua destilada estéril (previamente esterilizada a 120° C durante 20 min) y se distribuyeron en placas Petri que se sellaron con Parafilm®. Estas semillas se estratificaron a 4 ° C durante 30-40 días.

Todas las plantas se cultivaron en contenedores Sherwood de 140 cm³ de capacidad y 88 alvéolos. Antes de su utilización, los contenedores se desinfectaron por inmersión en Hipoclorito de sodio al 10% por 15 min. Las semillas se hicieron germinar en diciembre de 2005 (2 semillas/cavidad) en sustrato estéril (perlita y vermiculita en una proporción 4:1 (v:v), esterilizado en autoclave a 120° C por 60 min), para obtener un sistema radicular libre de contaminantes que dificultaran la futura inoculación. La siembra se realizó en el mes de diciembre y el riego fue establecido con régimen de 20 minutos diarios de lunes a domingo, usando la estación *Orbit Water Master 57114*.

Al cabo de 8 semanas las plantas fueron trasplantadas a nuevos sustratos de crecimiento y luego inoculadas. Los sustratos fueron S_{01} (turba Sphagnum tamizada y vermiculita Harborlite Ltda., en una proporción 1:1, con un pH de 5.8), S_{02} (corteza de pino compostada G08 Gromor S.A., perlita y vermiculita Harborlite Ltda. en una relación 3:1:1, con pH final de 6,0) y S_{03} (corteza de pino compostada G08 Gromor S.A. y perlita Harborlite Ltda. en una relación 7:3, con pH final de 5.8). Las plantas se fertilizaron sólo una vez al momento de la inoculación, aplicando 3 gr/litro de sustrato de BASACOTE 6M (NPK 13-6-16 + 2MgO + 10S + M.E.), recibiendo cada planta alrededor de 0,42 gramos del fertilizante.

Las plantas se cultivaron en un invernadero modelo túnel revestido en polietileno (PROAMCO®) y sombreado con una malla rachel del 65%. El control de temperatura se realizó con *datalogger*, estableciéndose en un máximo de 25-27° C y un mínimo de 18-20° C, el cual fue mantenido por un sistema de refrigeración en circuito cerrado (*cooling*). La humedad relativa se mantuvo siempre por encima del 40%.

Producción de micelio fúngico

Se usaron como material original basidiomas en estado fresco y sano, provenientes de las localidades de Empedrado y Gualleco, en la VII región de Chile. Una vez colectados en terreno los cuerpos fructíferos se trasladaron rápidamente al laboratorio en congeladores portátiles y se procedió a su cultivo inmediatamente. El cultivo se realizó en cámara de flujo laminar. Los hongos se limpiaron de partículas de suelo y material vegetal, luego se seccionaron en la mitad. Con bisturí esterilizado (etanol 70% y mechero), se cortaron

pedazos de pocos milímetros de largo, aproximadamente cúbicos, del tejido expuesto. Los pedazos se colocaron sobre placas petri con medio de cultivo a base de agar.

Se usó medio de cultivo Melin y Norkrans Modificado (MMN) (Brundett *et al.*, 1996) y Extracto de Malta al 2% (MEA 2%). El pH de ambos medios de cultivo fue ajustado a 5.2, 5.8 y 7.5, agregando HCl o KOH según fuera necesario. Los cultivos se mantuvieron a 22° a la oscuridad en incubadora, controlando regularmente el crecimiento y posibles contaminaciones. Las cepas se repicaron y se colocaron sobre medio fresco aproximadamente cada 4 semanas para evitar acumulación de sustancias inhibitorias y agotamiento de nutrientes. El repicado fue hecho en el borde de la colonia (zona de crecimiento micelial activa).

Para la evaluación del desarrollo de los cultivos se midió: velocidad media de crecimiento y diámetro final de la colonia a los 30 días. El diámetro de la colonia se midió cada tercer día para poder estimar la velocidad de crecimiento, a través de regresión lineal simple. Los datos fueron sometidos a un análisis de varianza. Las diferencias significativas fueron evaluadas a través del test de Duncan ($p < 0.05$).

Obtención de esporas

Se cosechó carpóforos frescos en terreno, luego fueron secados en homo a 60 °C por dos días. Una vez deshidratados fueron triturados en licuadora de uso corriente y tamizado de sus restos de himenio, obteniendo un caldo puro de esporas.

Preparación de los inóculos fúngicos

Micelio producido en sustrato medio líquido MMN: A partir de las colonias obtenidas se transfirieron 5 trocitos de micelio de 5 mm de diámetro a matraces erlenmayer que contenían 400 ml de medio líquido MMN estéril (120 °C, 15 min). Los cultivos líquidos se incubaron a 25 °C durante 30 días y se agitaron manualmente cada tres días para fragmentar el micelio y conseguir un crecimiento disperso y uniforme. Las colonias resultantes fueron suspendidas en agua destilada y trituradas en licuadora de uso corriente por 10 segundos, obteniendo micelio en solución acuosa, el cual fue utilizado el mismo día de su preparación.

Inóculo esporal líquido: Se siguió la metodología de Castellano y Molina (1989). Una vez obtenido el caldo de esporas, se fijó una concentración esporal de 5 esporas por microlitro para todas las especies, medidas mediante el uso de hematocitómetro. Marx (1976) sostiene que mayores concentraciones de esporas tienen un efecto negativo en el porcentaje de micorrización. Las soluciones resultantes fueron almacenadas a 4 °C por un máximo de 3 días hasta el día de aplicación, debido a que a mayor cantidad de días, disminuye su viabilidad (Torres y Honrubia, 1994a).



Micelio incluido en alginato polimerizado: Transcurrido el periodo de incubación, se recogió el micelio producido en medio líquido, mediante filtración a través de gasa esterilizada y se lavó con agua destilada para eliminar los restos del medio de cultivo. En condiciones asépticas, se separaron 23 g (peso fresco) de micelio, se volvieron a suspender en 100 ml de agua destilada y se trituraron durante 10 seg.

Se preparó una solución estéril (120 °C, 35 min.) de alginato de sodio al 2% en agua destilada y, una vez que alcanzó la temperatura deseada, se añadieron 40 g de turba Sphagnum grado 3 esterilizada (120 °C, 35 min.) por litro de solución de alginato y se mantuvo en agitación. A la solución resultante se añadieron 10 gr/l (peso fresco) del micelio triturado. La suspensión se mantuvo en agitación y se dispensó gota a gota sobre una disolución 0,5 M de cloruro de calcio. Las gotas polimerizadas se recogieron y lavaron con agua destilada estéril y fueron conservadas a 4 °C hasta su utilización.

Inoculación de plantas

En febrero de 2006 se inocularon un total de 880 plantas (Tabla 1). A cada una de las plantas inoculadas con inóculo líquido (miceliar y esporal), se les aplicó 20 ml de inóculo, previa suspensión de su sistema radicular en el mismo inóculo por 5 min. A las plantas inoculadas con micelio suspendido en polímeros de alginato, se les aplicó dosis de inoculación de 1:20 y 1:40 (v:v).

Tabla N° 1: Tipos de inóculo y sustrato utilizados para la inoculación de plantas.

Tipo de inóculo	Especie de hongo	Sustrato de crecimiento	N° plantas inoculadas
Esporas puras en suspensión acuosa (5 esporas/ μ l)	<i>Lactarius deliciosus</i>	C+P	128
		T+V	24
		C+P+V	24
	<i>Suillus luteus</i>	C+P	128
		T+V	24
		C+P+V	24
Micelio puro en suspensión acuosa	<i>Suillus luteus</i>	C+P	176
		T+V	44
		C+P+V	44
	<i>Lactarius deliciosus</i>	C+P	40
		C+P	48
		C+P	48

Micelio puro			
suspendido en	<i>Suillus</i>	C+P	88
polímeros de	<i>luteus</i>		
alginato de sodio			
	TOTAL		880

Donde: T+V: turba + vermiculita = 1:1; C+P+V: corteza + perlita + vermiculita = 3:1:1
C+P: corteza + perlita = 7:3

Transcurridos cuatro meses se recogieron diez plantas al azar para cada especie fúngica y sustrato de crecimiento. La micorrización fue evaluada considerando el porcentaje de micorrización de cada planta (porcentaje de raíces cortas micorrizadas), determinado por recuento directo bajo la lupa binocular. Se establecieron los siguientes rangos de micorrización (Hornubia *et al.*, 1992) 0 (0% micorrización); 1 (1–20%); 2 (21–40%); 3 (41–60%); 4 (61–80%) y 5 (81–100%). Los datos fueron sometidos a un análisis de varianza. Las diferencias significativas fueron evaluadas a través del test de Duncan ($p < 0,05$).

RESULTADOS Y DISCUSIONES

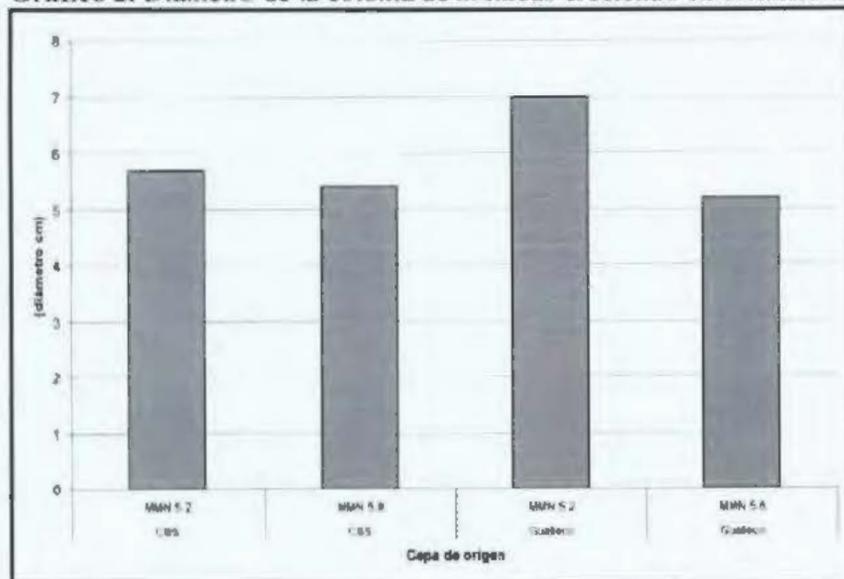
Por encontrarse el proyecto aún en ejecución, los siguientes resultados son preliminares. No obstante permiten tener una visión general sobre futuros resultados y aplicaciones.

Crecimiento miceliar

Con base en los resultados de los análisis estadísticos, se puede señalar que el crecimiento de las cepas fue afectado por el medio nutritivo y el pH de éste, observándose que el valor óptimo para los dos cultivos varía entre 5,2 y 5,8.

El crecimiento de las cepas de *L. deliciosus* fue lento, comenzando a formar hifas a los 6 días aproximadamente. El máximo crecimiento fue alcanzado por la cepa proveniente de la localidad de Empedrado (sector Las Risqueras, UTM: N: 211.126 - E: 6.059.393), creciendo sobre medio MEA 2% a pH 5,2 (Gráfico 1). Esto coincide con lo encontrado por Torres y Hornubia (1991), quienes registraron los mayores diámetros de colonia en el mismo medio. Por su parte Sanchez *et al.*, (2000), encontraron el mayor diámetro de colonia sobre medio BAF (biotina-aneurina-ácido fólico-agar).

Gráfico 2. Diámetro de la colonia de *S. luteus* creciendo en distintos medios nutritivos.



Micorrización de plantas

La inoculación hecha en febrero de 2006 se hizo mayoritariamente con inóculo líquido (suspensión de esporas e inóculo puro), debido a que en el año 2005 hubo una baja productividad de hongos y por ende el material colectado en terreno no fue suficiente para realizar una adecuada masificación de micelio.

Además de lo anterior, las temperaturas registradas en el mes de febrero de 2006 al interior del invernadero ($> 40^{\circ} \text{C}$ y letales para los hongos en estudio), obligaron a incrementar la frecuencia e intensidad del riego al interior de éste, con el propósito de mantener su temperatura entre los $20\text{-}25^{\circ}\text{C}$.

Estos dos hechos (inóculo líquido más riego intenso), produjeron una gran pérdida del inóculo que portaban las plantas en su sistema radicular y el que tenían los contenedores. De esta manera, el 92% de las 880 plantas (inoculadas por la vía líquida miceliar y esporal) no tuvieron un sistema radicular infectado con los hongos aplicados en invernadero. En el 8% restante, el porcentaje de micorrización era inferior a 5% y sólo con micelio en alginato de sodio de *S. luteus* (Fotografías 1 y 2). Esto coincide en cierta forma con lo encontrado por Danielson *et al.*, (1984a) y Molina (1980), quienes, para otras especies de los géneros *Lactarius* y *Suillus*, no obtuvieron micorrización al utilizar micelio en suspensión líquida.

Fotografías 1 y 2. Micorriza de *S. luteus* en raíces de *P. radiata*.



Lo anterior se produjo debido a que el sustrato, al estar constantemente bajo saturación, produjo un desarrollo de "raíces de agua", las que son más gruesas y menos susceptibles de ser micorrizadas (Dixon *et al.*, 1985). Este tipo de raíces actúa como grandes esponjas que rápidamente absorben el agua y los nutrientes solubles. Además carecen de las raíces activas que son necesarias para la formación micorrízica y esencialmente no son funcionales para la absorción de agua y nutrientes en el sitio de la futura plantación.

Carrillo (2000) encontró una menor tasa de micorrización en plantas que estaban creciendo sobre un sustrato regado a diario. Por el contrario, las plantas crecidas con un régimen de riego menos intenso desarrollaron más micorrizas debido a la mayor cantidad de macroporos en el sustrato. Esto permite una mayor aireación y un mejor desarrollo de las ectomicorrizas (Landis *et al.*, 1990). En este sentido, diversos autores sostienen que la formación de micorrizas se ve favorecida por la desecación de las plantas y que éstas tienen mayores posibilidades de sobrevivir en condiciones de campo después de la plantación (Carrillo, 2000; Pera *et al.*, 1998; Hornubia *et al.*, 1992; Davies *et al.*, 1996).

Otro factor que afectó negativamente la micorrización fue la fertilización. Diversos autores sostienen que altas concentraciones de nitrógeno en el sustrato inhiben el desarrollo de micorrizas (Boyle *et al.*, 1987; Carrillo, 2000; Danielson *et al.*, 1984b; Ruelhe and Wells, 1984; Castellano *et al.*, 1985; Ruelhe, 1980a, 1980b; Dixon *et al.*, 1985; Beckjord *et al.*, 1985; Holopaintent and Heinonen-Tanski, 1993; Kwang and Whoa, 1988; Khasa *et al.*, 2001; Marx and Barnett, 1974; Ruelhe and Marx, 1977; Ruelhe and Wells, 1984; Shaw *et al.*, 1982; Gagnon *et al.*, 1987, 1988; Reitveld *et al.*, 1989; Chakravarty and Chatarpaul, 1990; Le Tacon *et al.*, 1997; Wilkund *et al.*, 1995), ya que el nitrógeno produciría una basificación del sustrato, con lo que se estaría inhibiendo la formación de micorrizas hasta que el sustrato se vuelva ácido (Theodorou and Bowen, 1969; Richards, 1961; Richards and Wilson, 1963) y además el nitrógeno inhibe fuertemente el crecimiento del micelio extramatricial (Carrillo, 2000).

Además, la época de aplicación del fertilizante también es de vital importancia. Diversos autores han encontrado buenos resultados de micorrización aún aplicado fertilizantes nitrogenados,



pero 30 a 40 días después de que la planta ha sido inoculada. Beckjord *et al* (1980) y Molina (1979), encontraron mayores tasas de micorrización cuando el fertilizante era aplicado en forma más tardía (30 y 40 días después de la inoculación respectivamente). En el caso del proyecto, el fertilizante fue aplicado al momento de la inoculación.

CONCLUSIONES

Todas las cepas del género *Suillus* y *Lactarius* puestas en cultivo presentaron tasas de crecimiento similares a las registradas por otros autores, quienes utilizaron los mismos medios nutritivos en un rango de pH de 5 a 6. En *L. deliciosus* lo más destacable fue su limitado crecimiento en cualquiera de los medios nutritivos ensayados. No obstante, la eficacia del inóculo varía según la especie fúngica y su procedencia, encontrándose mejores resultados con cepas provenientes de bosques jóvenes creciendo sobre suelos ácidos.

En cuanto a la inoculación de plantas se puede sostener que el inóculo aplicado sobre polímeros de alginato otorga una mejor resistencia al micelio y evita que éste se pierda producto del riego. Además, una alta frecuencia de riego en conjunto con un incremento de la fertilización nitrogenada se traducen en una disminución de la tasa de micorrización de las plantas debido por una parte a la formación de raíces de agua, que son menos susceptibles de ser micorrizadas y a la inhibición del desarrollo del micelio vegetativo.

AGRADECIMIENTOS

Este estudio fue posible de llevar a cabo gracias al financiamiento otorgado por el Ministerio de Agricultura de Chile, a través de la Fundación para la Innovación Agraria (FIA), por medio del proyecto FIA-PI-C-2004-2-F-014.

REFERENCIAS BIBLIOGRAFICAS

- Barnett, J. 1976. Sterilizing southern pine seeds with hydrogen peroxide. *Tree Plant. Notes*, 27: 17-19.
- Beckjord, P; Melhuish, J and McIntosh, M. 1985. Effects of nitrogen and phosphorus fertilization on growth and formation of ectomycorrhizae of *Quercus alba* and *Q. rubra* seedlings by *Pisolithus tinctorius* and *Scleroderma aurateum*. *Can. J. Bot.* 63: 1677-1680.
- Beckjord, P; Adams, P and Smith, D. 1980. Effects of nitrogen fertilization on growth and ectomycorrhizal formation of Red Oak. *For. Sci.* 26(4): 529-536.
- Boyle, C; Robertson, W and Salenius, P. 1987. Use of slurries of mycorrhizal fungi as inoculum for commercial tree seedling nurseries. *Can. J. For. Res.* 17: 1480-1486.



Brundrett, M; Bougher, N; Dell, B; Grove, T y Malajczuk, N. 1996. Working with mycorrhizas in forestry and agriculture. Australian Centre for International Agricultural Research (ACIAR). Canberra, Australia. 374 p.

Carrillo, C. 2000. Técnicas de micorrización en vivero con hongos ectomicorrícicos. Experiencias realizadas en el Centro Nacional de Mejora Forestal "El Serranillo". Tercer curso avanzado de viveros y producción de planta forestal. Guadalajara, 2000. 19 p.

Castellano, M; Trappe, J and Molina, R. 1985. Inoculation of container-grown Douglas-fir seedlings with basidiospores of *Rhizopogon vinicolor* and *R. colossus*: effects of fertility and spore application rate. *Canadian Journal of Forestry Research*. 15: 10-13.

Castellano, M and Molina R., 1989. Mycorrhizae. In: Landis T.D., Tinus R.W., McDonald S. E., Barnett J. P. (eds.). The container tree nursery manual, vol 5, The biological component: nursery pests and mycorrhizae. USDA For. Serv. Agric. Handbk., 674. Washington, DC. pp. 101-167.

Chakravarty, P. and Chatarpaul, L. 1990. Effect of fertilization on seedling growth, ectomycorrhizal symbiosis, and nutrient uptake in *Larix laricina*. *Can. J. For. Res.* 20: 245-248.

Coleman, M; Bledsoe, C and Lopushinsky, W. 1989. Pure culture response of ectomycorrhizal fungi to imposed water stress. *Canadian Journal of Botany*. 67: 29-39.

Danielson, R; Visser, S and Parkinson, D. 1984a. The effectiveness of mycelial slurries of mycorrhizal fungi for the inoculation of container-grown jack pine seedlings. *Can. J. For. Res.* 14: 140-142..

Danielson, R; Griffiths, C and Parkinson, D. 1984b. Effects of fertilization on the growth and mycorrhizal development of container-grown jack pine seedlings. *Forestry Science*. 30: 828-835.

Davies, F; Suenson, S; Cole, J; Phavaphutanon, L; Duray, S; Olalde-Portugal, V; Meier, C and Bo, S. 1996. Non-nutritional stress acclimation of mycorrhizal woody plants exposed to drought. *Tree Physiol*. 16: 985-993.

Dixon, R; Behrns, G; Garret, H Cox, G and Sandr, I. 1985. Synthesis of ectomycorrhiza on container-grown oak seedlings. *South. J. Appl. For.* 9(2): 95-99.

Gagnon, J; Langlois, C and Fortin, J. 1987. Growth of containerized jack pine seedlings inoculated with different ectomycorrhizal fungi under a controlled fertilization schedule. *Can. J. For. Res.* 17: 840-845.

_____. 1988. Growth and ectomycorrhizae formation of containerized black spruce



seedlings as affected by nitrogen fertilization, inoculum type, and symbiont. *Can. J. For. Res.* 18: 922-929.

González-Ochoaa, AI; De las Heras, J; Torres, P and Sánchez-Gómez, E. 2003. Mycorrhization of *Pinus halepensis* Mill. and *Pinus pinaster* Aiton seedlings in two commercial nurseries. *Ann. For. Sci.* 60 (2003) 43-48.

Harley, J and Waid, J. 1955. The effect of light upon the roots of beech and its surface population. *Plant and Soil.* 7: 96-112.

Honrubia, M; Torres, P; Díaz, G y Cano, A. 1992. Manual para micorrizar plantas en viveros forestales, Proyecto LUCDEME VIII, Monografías 54.

Honrubia, M; Carrillo, C; Peñuelas, J; Domínguez, S; Villar, P y Ocaña, L. 1997. Influencia de la fertirrigación en la micorrización controlada de *Pinus halepensis* en vivero. 307-311.

Honrubia, M., Díaz, G. y Gutiérrez, A. 1997. Micorrización controlada de *Pinus halepensis* en vivero en función del tipo de inóculo y técnicas de cultivo. Actas II Congreso Forestal Español. I. Congreso Forestal Hispano Luso. IRATI 97, 3: 301- 306.

Holopainen, T and Heinonen-Tanski, H 1993. Effect of different nitrogen sources on the growth of Scots pine seedlings on the ultrastructure and development of their mycorrhizae. *Can. J. For. Res.* 23: 362-372.

Khasa, P; Sigler, L; Chakravarty, P; Dancick, B; Erickson, L and Mc Curdy, D. 2001. Effect of fertilization on growth and ectomycorrhizal development of container-grown and bare-root nursery conifer seedlings. *New Forests.* 22: 179-197.

Kwang, I and Whoa, S. 1988. Mycorrhizal development and growth stimulation of *Pinus thunbergii* seedlings inoculated with *Pisolithis tinctorius* at two soil mixtures treated with six nitrogen levels. *Jour. Korean. For. Soc.* 77(4): 361-370.

Landis, T; Tinus, R; McDonald, S and Barnett, J. 1990. The Biological component: Nursery Pest and Mycorrhizae. In: The Container Tree Nursery Manual. USDA Forest Service. Washington.

Leonardi, M; Paolocci, F; Rubini, P; Simonini, G and Pacioni, G. 2005. Assessment of inter and intra-specific variability in the main species of *Boletus edulis* complex by ITS analysis. *FEMS Microbiology Letters.* 243: 411-416.

Le Tacon, F., Mousain, D., Garbaye, J., Bouchard, D., Churin, J. L., Argillier, C., Amirault, J. M. and Genere, B. 1997. Mycorrhizes, pépinières et plantations forestières en France. *Rev. For. Fr.* XLIX-no sp.: 131-154.



- Marx, D. 1976.** Synthesis of ectomycorrhizae on loblolly pine seedlings with basidiospores of *Pisolithus tinctorius*. *For. Sci.* 22: 13-20.
- Marx, D and Barnett, J. 1974.** Mycorrhizae and containerized forest seedlings. In: Tinus, R. W., Stein, W. I. and Balmen, W. F. (Eds) Proceedings North American Containerized Forest Tree Seedlings Symposium. Great Plains Agricultural Council Publication 68: 85- 92.
- Molina, R. 1979.** Ectomycorrhizal inoculation of containerized Douglas-fir and Lodgepole pine seedlings with six isolates of *Pisolithus tinctorius*. *For. Sci.* 25(4): 585-590.
- _____. 1980. Ectomycorrhizal inoculation of containerized western conifer seedlings. USDA For. Res. Ser. Note PNW-357.
- Pera, J; Alvarez, I y Parlade, J. 1998.** Eficacia del inóculo miceliar d 17 especies de hongos ectomicorrícicos para la micorrización controlada de: *Pinus pinaster*, *Pinus radiata* y *Pseudotsuga menziessii*, en contenedor. *Investi. Agr. Sist. Recur. For.* 7(1 y 2): 139-153.
- Reitveld, W; Sharp, R; Kienzler, M and Dixon, R. 1989.** Development of ectomycorrhizae on container-grown European larch. *Tree Plant. Notes* 70: 12-17.
- Richards, B. 1961.** Soil ph and mycorrhizal development in *Pinus*. *Nature* (Lond.) 190: 105-106.
- Richards, B and Wilson, G. 1963.** Nutrient supply and mycorrhizal development in Caribbean pine. *For. Sci.* 9: 405-412.
- Richards, B. 1965.** Mycorrhizal development of loblolly pine seedlings in relation to soil reaction and the supply of nitrate. *Plant and Soil.* 22: 187-199.
- Roman De, M and Boa, E.** The Marketing of *Lactarius deliciosus* in Northern Spain. *Economic Botany*, 60(3), 2006, pp. 284-290.
- Ruelhe, J. 1980a.** Ectomycorrhizal colonization of container-grown northern red oak as affected by fertility. U.S. For. Serv. Southeast. For. Exp. Sta. Res. Note SE-297.
- _____. 1980b. Inoculation of containerized loblolly pine seedlings with basidiospores of *Pisolithus tinctorius*. U.S.D.A. For. Serv. Res. Note SE-291.
- Ruehle, J. and Marx, D. 1977.** Developing ectomycorrhizae on containerized pine seedlings. U.S.D.A. For. Serv., Res. Note SE-242.
- Ruelhe, J and Wells, C. 1984.** Development of *Pisolithus tinctorius* ectomycorrhizae on container-grown pine seedlings as affected by fertility. *Forestry Science.* 30: 1010-1016.
- Sánchez, F; Honrubia, M y Torres, P. 2000.** Características culturales de algunos hongos

ectomicorrícicos en cultivo puro. *Rev Iberoam Micol*, 17: 127-134. seedlings inoculated with mycorrhizal fungi. *Can. J. For. Res.*, 12: 720-723.

Shaw, C; Molina, R. and Walden, J. 1982. Development of ectomycorrhizae following inoculation of containerized Sitka and white spruce seedlings. *Can. J. For. Res.* 12: 191-195.

Smith SE and Read DJ. 1997. Mycorrhizal symbiosis. 2nd ed. Academic Press. New York. USA. 605 p.

Theodorou, C and Bowen, D. 1969. The influence of pH and nitrate on mycorrhizal associations of *Pinus radiata* D. Don. *Aust. J. Bot.* 17: 59-67.

Torres, P y Hornubia, M. 1991. Dinámica de crecimiento y caracterización de algunos hongos ectomicorrícicos en cultivo. *Cryptogamie Mycologie*, 12(3): 183-192.

_____. 1994a. Basidiospore viability in stored slurries. *Mycol. Res.* 98(5): 527-530.

_____. 1994b. Inoculation of containerized *Pinus halepensis* seedlings with basidiospores of *Pisolithus tinctorius*, *Rhizopogon roseolus* and *Suillus collinitus*. *Ann. Sci. For.* 51:521-528.

Trappe, J. 1977. Selection of fungi for ectomycorrhizal inoculation in nurseries. *Ann. Rev. Phytopathol.*, 15: 203-222.

Yung, W and Hall, I. 2001. The cultivation of *Lactarius deliciosus* (saffron milk cap) and *Rhizopogon rubescens* (shoro) in New Zealand. Proceedings of the Second International Conference on Edible Mycorrhizal Mushrooms, 3-6 July 2001. pp 1-6.

Wilkund, K; Nilsson, L and Jacobsson, S. 1995. Effects of irrigation, fertilization and artificial drought on basidioma production in a Norway spruce stand. *Can. J. Bot.* 73(2):200-208.

ANEXO 9: Revisión de literatura relacionada con la ecología de las especies estudiadas en el proyecto.

**REVISIÓN DE LITERATURA RELACIONADA CON LA ECOLOGÍA
DE *Lactarius deliciosus*, *Suillus luteus*, *Boletus edulis*
y *Boletus pinicola*.**

NOMBRE DEL PROYECTO: “Desarrollo tecnológico e incorporación de hongos micorrizicos comestibles de exportación para aumentar la rentabilidad y sustentabilidad en plantaciones de *Pinus radiata* de pequeños y medianos productores silvoagropecuarios de la Región del Maule”

CÓDIGO: FIA-PI-C-2004-2-F-014.

EJECUTOR: Universidad Católica del Maule.

Talca, 2006

1. *Lactarius deliciosus* (L. ex Fries) S. F. Gray

Simbionte: *Pinus radiata*

Clase: *Holobasidiomycetes*

Subclase: *Hymenomycetidae*

Orden: *Agaricales*

Familia: *Russulaceae*

Nombre común: Níscalo, Rovellón, Saffron Milk Cap (Inglés), Edelreizker (Alemán), Fungo del Pino (Italiano).



MORFOLOGÍA:

Pileo 40 – 80 (100) mm en diámetro, plano – convexo con un centro hundido en estado juvenil, después expandido y mas o menos infundibiliforme, superficie muchas veces ondulada o deformada, textura firme, dura, poco flexible, pileipelis seca, algo glutinosa en estado húmeda, margen encurvado, color ocre – anaranjado o rojo ladrillo pálido, con zonas o manchas concéntricas más oscuras; laminillas de color claro, anaranjado pálido, heridas y apretones lentamente tornándose verde. Contexto blancuzco, con una banda delgada, anaranjada debajo de la pileipelis, del cortex del estípote y sobre las laminillas; *Estípote* 30 – 50 (60) × 12 – 25 mm, cilíndrico, relativamente corto, robusto, lleno en estado juvenil, luego hueco, concoloro con el pileo, típicamente con depresiones redondas de color anaranjado oscuro. Olor agradable, fruticoso, sabor suave. Látex anaranjado, tornándose primero más pálido, después de 1 – 2 horas verde.

ANATOMÍA:

Esporas elípticas, 7,5 – 9 × 6 – 7,5 μm, amilóides, ornamentadas con verrugas y crestas dispersas, formando un retículo casi completo.

Basidios claviformes, 40 – 60 × 9 – 11 μm, con cuatro esporas.

Quilocistidios fusiformes a subulados o cilíndricos y septados, 25 – 70 × 4 – 8 μm.

Pileipelis formando una cutis gelificada, hifas 2 – 6 μm en diámetro.

REACCIONES QUÍMICAS:

Carne tornándose rosado salmón con KOH.

ECOLOGÍA:

Distribución latitudinal: zona holártica (Europa, Asia del Norte, Norteamérica, África del Norte).

Distribución altitudinal: desde el nivel del mar hasta zonas montañosas (> 1000 m); *hábitat* bosques de coníferas (*Pinus* spp.).

Suelos secos hasta húmedos, arenosos, ácidos hasta alcalinos.

Fitobiontes: *Pinus* spp; temporada de fructificación principalmente otoño.

MANEJO:

Se recomiendan campos abandonados, antiguas viñas, bosques quemados, etc., y en general, aquellos lugares donde han existido plantaciones de pino productoras de *L. deliciosus* y que ahora ocupan otras especies.

No se recomienda plantar los pinos en pendientes muy inclinadas. Se debe evitar que el efecto de la erosión ponga al descubierto las raíces micorrizadas, que entonces serían improductivas (<http://www.micofora.com/>).

Por otro lado, es un hongo ectomicorrizógeno y solitario. Habita en bosques de encino, pino y oyamel en el hemisferio norte, encontrándose entre los 2450 a los 3000 m.s.n.m (Torres, 2003).

Abunda más en terrenos sueltos, bien drenados y arenosos procedentes de la degradación de areniscas, granitos, cuarcitas, pizarras y esquistos. Especie propia de bosques bien iluminados, tanto en masas muy jóvenes de apenas 5 años como en adultas de más de 100 años. En las masas de *Pinus sylvestris* resulta más frecuente en el entorno de caminos y claros (Gallo y Ojer, 2004).

En el hemisferio sur se desarrolla en el suelo de bosques de coníferas entre los 6 y 20 años, siendo más propicio su desarrollo en bosques de 11 a 15 años, con abundante vegetación arbustiva (Valdebenito, *et al.* 2003).

En Chile, *L. deliciosus* sucede a *Russula sardonia* en plantaciones de *Pinus radiata* en suelos rojos, y a *Suillus luteus* en suelos arenosos (Valenzuela, 1995 citado por Valdebenito, *et al.* 2003).

Al cosechar el *Lactarius deliciosus* hay que tener cuidado de no tocar las laminas para que no se oxiden (Fig.10), ya que se trata de una especie que generalmente se comercializa en fresco en los mercados catalanes o en los restaurantes (Gallo y Ojer, 2004).

El área de recolección de *L. deliciosus* abarca la zona costera y Precordillera Andina de la zona centro sur de Chile. La recolección y el acopio se realiza en forma manual, usando cajas de madera o canastos de mimbre. Los hongos cosechados deben ser llevados el mismo día a la planta de procesamiento donde son pesados y registrados (Valdebenito, *et al.* 2003).

Cuadro 1. Época de colecta de *Lactarius deliciosus* a lo largo del país.

Abril	Mayo	Junio	Julio	Agosto	Sept.	Oct.	Nov
X	X	X			X	X	X

Fuente: Adaptado de Smith-Ramírez C. (1994), Tacón *et al.*, (1999), Pognat, (2001), FAO (1998) y Valenzuela, (1995) citado por Valdebenito, *et al.* 2003.

CONFUSIONES: Similar a *L. torminosus*, el que es de sabor muy acre, con aspecto lanoso, láminas cremas y látex blanco. Crece bajo abedules y aunque su aspecto a primera vista, es muy similar al *L. deliciosus*, las características ya comentadas le hacen fácilmente distinguible (Jiménez, 2005).

También se confunde con otros *Lactarius* de la sección *Dapetes*, todos ellos comestibles: *L. sanglifluus*, con el color de la carne que vira a un rojo vino, *L. semisanglifluus*, que vira al naranja y luego al rojo, o el *L. salmonicolor*, más pálido de color y que nunca vira al verde (Jiménez, 2005).

COMESTIBILIDAD: Es un comestible muy apreciado. Es muy bueno a la brasa. También se conserva en sal para utilizarlo fuera de temporada para hacer los típicos platos (guisos de carne con setas). Igualmente se conserva a la vinagreta y se utiliza como entrante o para acompañar un entremés (Jiménez, 2005). Excelente, de muy buen sabor, no comer crudo (Lazo, 2001).

PRECAUCIONES: *Lactarius deliciosus* es comestible pero la mayoría de las especies de este género micorrizante son tóxicas o tienen un sabor desagradable. Puede ser confundido con *L. torminosus* que es tóxico (Carrillo, 2003).

COMENTARIOS: Es el hongo más conocido y buscado, ya que es muy abundante en las plantaciones de pino y fácil de reconocer. Para muchos colectores ir a buscar hongos es ir a buscar *L. deliciosus* (Jimenez, 2003).

Es un hongo comestible altamente cotizado en el extranjero, especialmente en España, donde es considerado un producto natural fino (Campos, 1998).

En plantaciones de uno o dos años cabe esperar de 3-8 años para el inicio de la producción, dependiendo de la especie de pino. El pino insigne y silvestre son los más rápidos, mientras que el pino carrasco y negral presentan un tiempo de espera a la producción más largo. La producción se alargará hasta que el *L. deliciosus* entre en competencia con otros hongos mejor adaptados al árbol adulto (15-20 años). La producción oscila alrededor de 1,2 Kg/árbol anuales (<http://www.micofora.com/>).

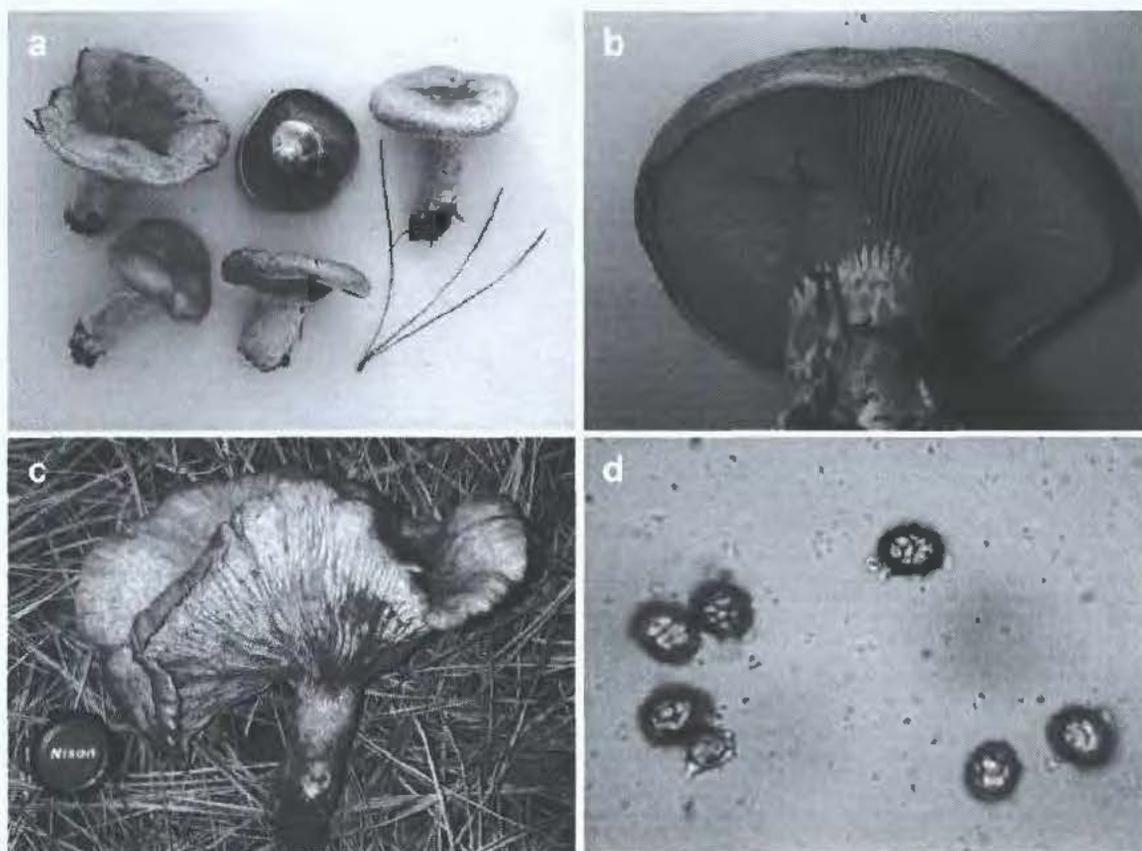


Figura 1: *Lactarius deliciosus*; a: carpóforos frescos; b: detalle de carpóforo maduro con manchas verdes típicas; c: carpóforo sobremaduro; d: esporas teñidas con reactivo Melzer, mostrando la ornamentación característica (aumento 1000 ×).

2. *Boletus edulis* (Bulliard) Fries (agg.)

Simbionte: *Pinus radiata*

Clase: *Holobasidiomycetes*

Subclase: *Hymenomycetidae*

Orden: *Agaricales*

Familia: *Boletaceae*

Nombre común: Boletito comestible, King Boletito (Inglés), Steinpilz (Alemán), Porcino (Italiano).



MORFOLOGÍA:

Carpóforos grandes, pileados, con estípote central, solitarios o gregarios.

Pileo semiorbicular o pulvinado, en estado sobremaduro aplanado y con el margen recurvado, ancho 60 – 250 (- 300) mm, blancuzco cuando joven, pronto tornándose café cada vez mas oscuro, con un margen delgado blancuzco o amarillento, liso o ligeramente tomentoso, glutinoso con la edad o en clima húmedo; tubos y poros primero blancos, luego, con las esporas madurando, cremoso hasta amarillento o verduzco, tubos 10 – 40 mm de largo.

Estípote 50 – 150 (200) × 20 – 60 (80) mm, grueso, ventricoso cuando joven, luego también cilíndrico o claviforme, fondo blancuzco cubierto con fibras color café y con un retículo fino o blanco que termina en la mitad; micelio basal blanco, carne blanca, debajo de la epicutis también de color café rojizo, sabor agradable, a nueces, sin olor típico.

ANATOMÍA:

Esporas elipsoides - fusiformes, 12,5 – 17 (19) × 4,5 – 5,5 μm , lisas, de color café, esporada café oscuro - olivacea; *basidios* 30 – 42 × 8 – 10 μm .

Quilocistidios fusoides o lageniformes, a veces claviformes, 35 – 60 × 6 – 10 μm .

Epicutis cuticoide, con términos hifales poco erectos o yacentes, diámetro hifal 3 – 6 μm , términos hifales cilíndricos o levemente cónicos, con pigmento vacuolar café.

REACCIONES QUÍMICAS:

Reacciones específicas desconocidas.

ECOLOGÍA:

Distribución latitudinal: zonas meridionales hasta árticas de Europa, América, Asia, también en África Norte, Australia.

Distribución altitudinal: desde el nivel del mar hasta más de 1200 m.

Hábitat bosque de coníferas o latifoliados.

Suelos arenosos hasta arcillosos, ácidos hasta neutros, con o sin hojarasca.

Fitobiontes Pinaceas (*Abies* spp., *Picea* spp., *Pinus* spp.), Fagaceas (*Fagus* spp., *Quercus* spp.), Betulaceas (*Betula* spp.); temporada de fructificación durante otoño, hasta las primeras heladas.

MANEJO:

Los bosques escogidos para la introducción de boleto han de estar en zonas ácidas (ph menor de 5.5), de textura variable, suelos pobres, no importando excesivamente su altitud sobre el nivel del mar, aunque se obtienen mayores producciones en orientaciones sur y oeste.

Se recomienda que tengan una densidad de unos 600 árb/ha. En coníferas tolera una densidad más elevada (<http://www.micofora.com/>).

Cosecha: Se realiza sobre el cuerpo fructífero durante la temporada local de aparición. Este hongo debe estar joven, ya que después se infesta de larvas de insectos (Vance, *et al*, 2002).

COMESTIBILIDAD: Los cuerpos fructíferos del *B. edulis* tienen un sabor muy fuerte y semejante a la mayoría de los hongos, su sabor se mantiene y aún más después de secar o de cocinar (Wang, *et al*, 1995).

PRECAUCIONES: No se parece a ninguna especie tóxica.

COMENTARIOS: *B. edulis* también se utiliza como medicina china. Es el ingrediente principal en el *shujin wan*, una píldora hecha en Tai-Yuan, provincia de Shanxi, que se le atribuye la función de estimular la circulación de la sangre y relajar los músculos (Liu, 1984 citado por Wang, *et al*, 1995).

Wang (1995), señala que *B. edulis* no ha sido obtenido de plantaciones inoculadas, lo que hace que la comercialización de este hongo dependa de la recolección silvestre en bosques naturales hacia finales del verano a principios del otoño en Norteamérica, Europa y partes de Asia, incluyendo china.

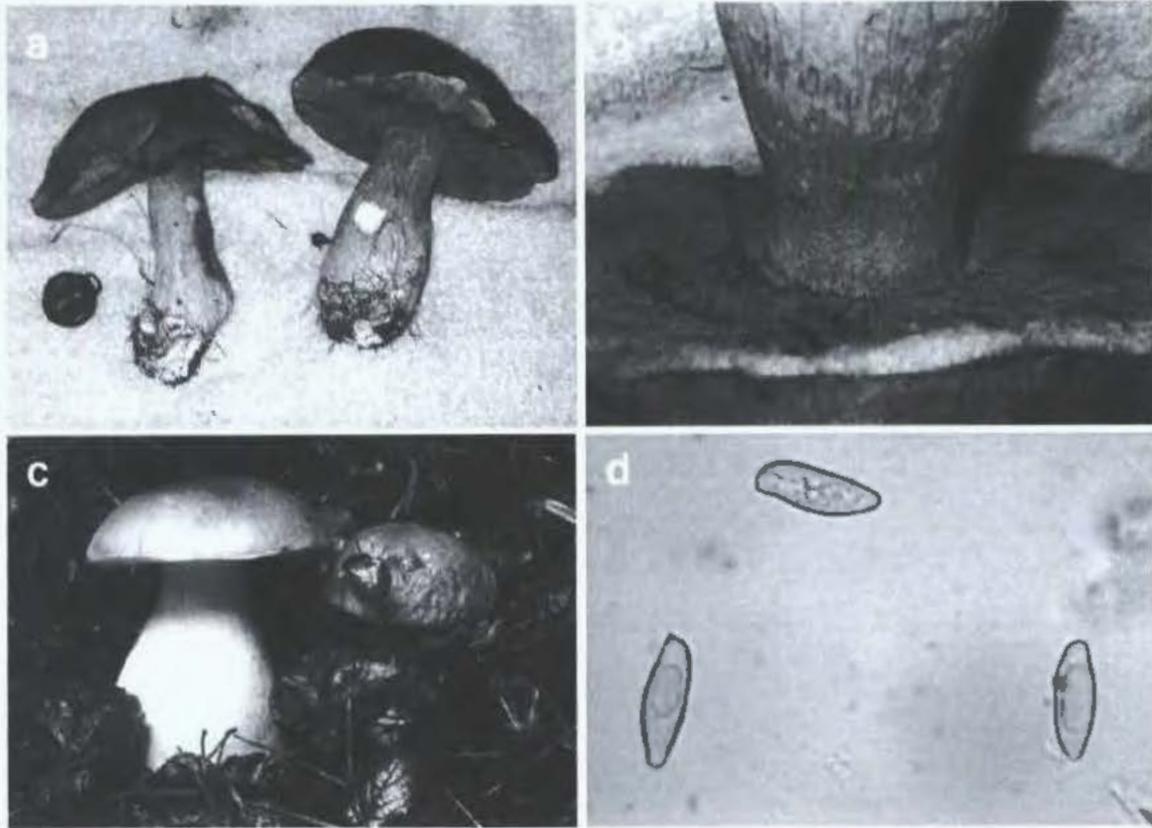


Figura 2: *Boletus edulis*; a: carpóforos sobremaduros; b: ápice del estípite con retículo blancuzco, típico; c: carpóforos juveniles; d: esporas obtenidas del inóculo utilizado (aumento 1000 ×).

3. *Boletus pinicola* (Vittadini) Venturi

Simbionte: *Pinus radiata*

Clase: *Holobasidiomycetes*

Subclase: *Hymenomycetidae*

Orden: *Agaricales*

Familia: *Boletaceae*

Nombre común: Boletito comestible, King Boletite (Inglés), Kiefern-Steinpilz (Alemán), Porcino rosso, Moro (Italiano).



MORFOLOGÍA:

Carpóforos grandes, pileados, con estípote central, solitarios o gregarios.

Pileo semiorbicular (convexo) o pulvinado, casi nunca aplanado, ancho 80 – 250 (-300) mm, pileipelis de color café oscuro hasta rojo purpureo, colorado o castaño, margen rara vez mas claro o blancuzco como en *B. edulis*, liso y frecuentemente arrugado - ondulado; tubos primero blancos, pronto cremosos hasta amarillo - verduzco, poros del mismo color; esporada café – olivaceo.

Estípote 40 – 120 × 20 – 60 mm, grueso, ventricoso, rara vez cilíndrico o claviforme, café oscuro o café rojizo, fibriloso, cubierto por un retículo blanco en el ápice y café claro hacia la base; micelio basal blanco, trama blanca, debajo de la epicutis con una zona roja violeta, sabor suave, sin olor característico.

ANATOMÍA:

Esporas fusiformes, (13) 15 – 20 × 4 – 5,5 µm.

Basidios 30 – 40 × 8 – 12 µm; *quilocistidios* delgados, lageniformes hasta ventricoso - fusoides, ocasionalmente mucronadas, mezclados con elementos vesiculosos, 33 – 55 × 5 – 11 µm.

Epicutis cuticoide, con términos hifales inicialmente erectos, después yacentes, diámetro hifal 3 – 8 µm, términos hifales vesiculosos o claviformes, ventricosos – fusoides o casi lageniformes, 5 – 15 µm en diámetro, incrustadas con un pigmento color café, algunas hifas con términos cilíndricos.

REACCIONES QUÍMICAS:

Reacciones específicas desconocidas.

ECOLOGÍA:

Distribución latitudinal: zonas meridionales hasta boreales de Europa, América, Asia, también en México (introducido), África Norte;

Distribución altitudinal: desde el nivel del mar hasta más de 1100 m.s.n.m.; *hábitat* bosques de pino (*Pinus* spp.);

Suelos pobres en nutrientes, arenosos, ácidos hasta neutros, secos hasta moderadamente húmedos; *fitobiontes* *Pinus* spp., (rara vez *Picea* spp.); temporada de fructificación temprano en otoño.

COMESTIBILIDAD: Excelente. Muy apreciado en Francia y en Italia. Se compra directamente a los colectores en terreno, habitualmente mezclado con el *B. aereus*. Es de carne más consistente y firme que los otros *Boletus* (Jiménez, 2005).

COMENTARIOS: *B. pinicola* se parece a *B. edulis*, *B. aereus* o *B. reticulatus*, todos ellos excelentes comestibles. También puede confundirse con *B. felleus* de himenio rosa y no blanco amarillento, el cual es muy amargo (Jiménez, 2005).

Si el clima lo permite aparecen al principio de la primavera. Existe cierta confusión sobre este taxón; muchas veces ha sido clasificado como una variedad de *B. edulis*, pero actualmente se la considera especie independiente (Jiménez, 2005).

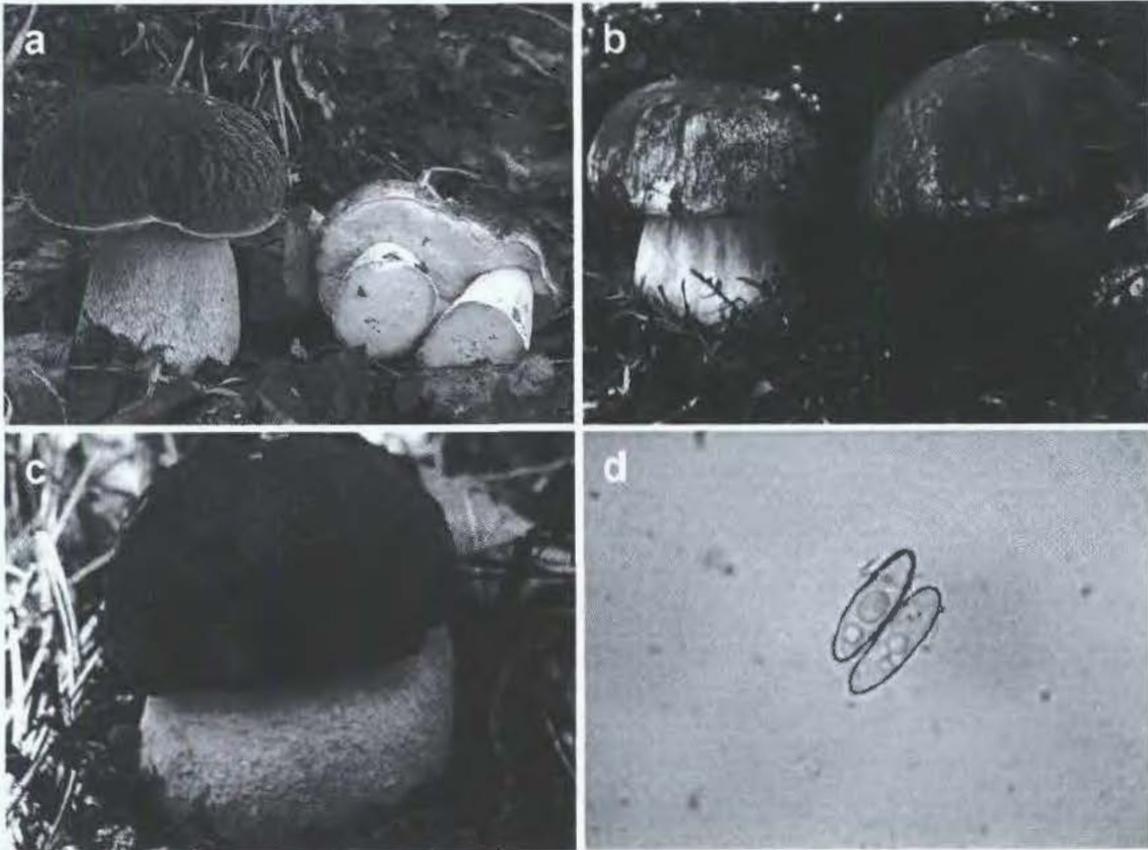


Figura 3: *Boletus pinicola*; a, b: carpóforos maduros; c: carpóforo juvenil; d: esporas obtenidas del inóculo utilizado (aumento 1000 ×).

4. *Suillus luteus* (L.) S.F. Gray

Simbionte: *Pinus radiata*

Clase: *Holobasidiomycetes*

Subclase: *Hymenomycetidae*

Orden: *Agaricales*

Familia: *Boletaceae*

Nombre común: Callampa de pino, Boleto viscoso anillado, Slippery Jack (Inglés), Butterpilz (Alemán), Pinarolo (Italiano).



MORFOLOGÍA:

Carpóforos pileados, con estípite central, de tamaño mediano a grande, solitarios hasta gregarios.

Pileo casi semiorbicular cuando joven, después plano – convexo hasta pulvinado, frecuentemente con un umbo poco pronunciado, en estado viejo aplanado, ancho 60 – 80 (- 150) mm, coloración café chocolate homogéneo, poco variable, en estado húmedo fuertemente glutinoso hasta mucilaginoso, tornándose café liláceo, en clima seco algo glutinoso o seco, con aspecto fibriloso y de color café rojizo, pileipielis completamente separable del contexto, margen con restos del velo cuando joven.

Tubos 8 – 12 mm de largo, primero de color amarillo pálido, luego amarillo mantequilloso hasta amarillo-café u oliváceo; poros del mismo color, amarillo pálido hasta dorado, luego color café, bastante angostos (1 – 2 por mm).

Estípite corto y robusto, 40 – 70 (100) × 10 – 25 mm, cilíndrico, a veces cónico hacia la base, otras veces redondo hasta levemente claviforme, amarillo pálido hasta blancuzco – café, con un anillo membranoso, blancuzco por arriba y café violáceo por debajo, café oscuro en estado seco, entre el anillo y el ápice con puntos glandulosos oscuros sobre un fondo amarillo pálido, debajo del anillo poco mucilaginoso, más o menos seco, micelio basal blanco; contexto de color amarillo claro hasta limón, en corte pronto tornándose amarillo más oscuro, blando y esponjoso, no cambiándose de color, sabor suave, parecido a *Boletus edulis*, sin olor típico.

ANATOMÍA:

Esporas elipsoides hasta anchamente fusiformes, relativamente pequeñas, $7 - 9 \times 3 - 3,5 \mu\text{m}$.

Basidios claviformes, $20 - 25 \times 4,5 - 6 \mu\text{m}$.

Qullocistidios y *caulocistidios* cilíndricos o leve e irregularmente claviformes, $25 - 55 \times 5 - 10 \mu\text{m}$.

Pileipellis formando una ixocutis de hifas entremezcladas, yacentes, diámetro hifal $2,5 - 5 (7) \mu\text{m}$, en capas mas profundas consistiendo de hifas no gelificadas, un poco mas anchas.

REACCIONES QUÍMICAS:

Carne tornándose rosado salmón con KOH.

ECOLOGÍA:

Distribución latitudinal: en todas zonas climáticas (boreal hasta austral), en todos continentes (introducido con plantaciones de pino); *distribución altitudinal:* desde el nivel del mar sobre los 1000 m.s.n.m.; *hábitat:* bosques de coníferas (pino).

Suelos arenosos, ácidos, excepcionalmente neutros o básicos.

Fitobiontes: *Pinus* spp., raramente *Picea*; temporada de fructificación fines de verano hasta otoño.

Cosecha: Se recolecta en los meses de agosto y septiembre (Torres, 2003). El área de recolección de *S. luteus* abarca la zona costera y Precordillera Andina entre la VI y IX Región de Chile. La época de colecta dependerá de la zona geográfica en que se encuentre la plantación de *Pinus* spp., la cual será más cerca de agosto mientras más al sur se encuentre (Valdebenito, *et al.* 2003).

Se puede recoger ya en septiembre, o incluso antes, si el tiempo ha sido lluvioso, apareciendo tanto dentro del bosque como en las zonas adyacentes, zonas de matorral o praderas, en las que se destacan los sombrerillos entre la vegetación (Gallo y Ojer, 2004).

COMESTIBILIDAD: Comestible, de buen sabor (Lazo, 2001).

PRECAUCIONES: No se trata de una especie que se recoja habitualmente para su consumo, posiblemente debido a que su gran viscosidad le confiere un aspecto incluso desagradable, pero da buen resultado en la cocina, después de haber eliminado la cutícula, y no ofrece problemas de identificación. Hay que eliminar los poros, pie y cutícula (que mancha mucho los dedos con un tinte persistente y difícil de limpiar). Mejor recolectarlo en tiempo seco, pues si llueve puede ablandarse demasiado (Gallo y Ojer, 2004).

COMENTARIOS: Es muy difundido en las plantaciones de pino de Chile. Crece abundantemente, siendo una excelente micorriza. Aporta entre el 90 a 95% del volumen exportado de hongos silvestres comestibles (deshidratados o en salmuera) (Campos, 1998).

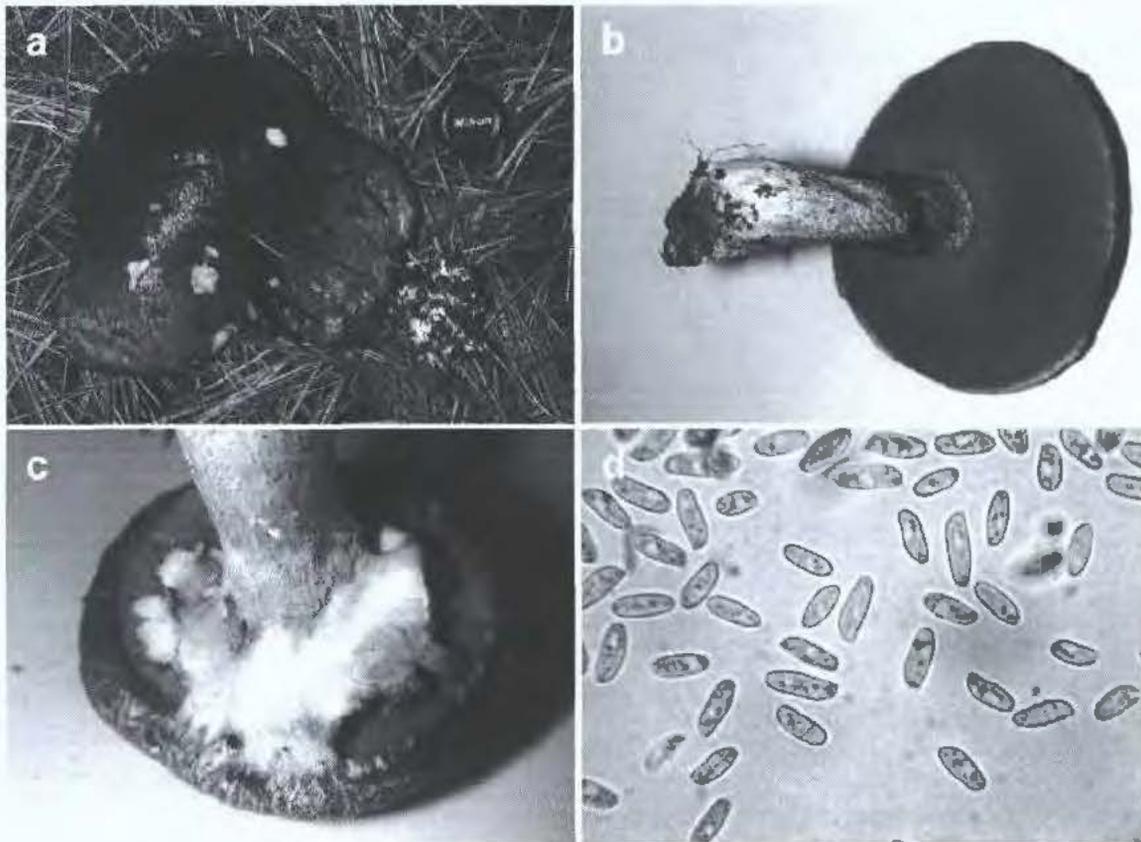


Figura 4: *Suillus luteus*; a: carpóforo maduro *in situ*; b: carpóforo maduro, detalles del estípite y del himenóforo; c: carpóforo juvenil, detalles del velo parcial (anillo); d: esporas (aumento 1000x).

BIBLIOGRAFÍA

- ARORA D (1986). *Mushrooms Demystified*. 2a edición, Ten Speed Press, Berkeley, Estados Unidos.
- BREITENBACH J, KRANZLIN F (1991). *Fungi of Switzerland Vol. 3: Boletes and Agarics*. Edition Mykologia, Lucerne, Suiza.
- GMINDER A, KRIEGLSTEINER GJ, WINTERHOFF W (2000). Ständerpilze: Leisten-, Keulen-, Korallen- und Stoppelpilze, Bauchpilze, Röhrlings- und Täublingsartige. En: Krieglsteiner GJ (ed.): *Die Grosspilze Baden-Württembergs*, tomo 2. Editorial Ulmer, Stuttgart, Alemania.

ANEXO 10: Seminario de Lanzamiento del Proyecto.

Tipo de actividad y objetivo principal: Charla de lanzamiento del proyecto con el objetivo de difundirlo a pequeños productores, instituciones públicas, profesionales, técnicos y destinatarios potenciales.

Fecha y hora: jueves 12 de mayo de 2005 desde las 11:30 a las 14:00 horas.

Lugar: Universidad Católica del Maule, Aula Magna, Edificio de Ingeniería.

Exposiciones realizadas: "Proyecto Hongos Micorrizicos Comestibles: Marco general y objetivos" e "Importancia de los Hongos Micorrizicos en el Rendimiento de los Cultivos Silvícolas".

Destinatarios: 60 personas desglosadas en: pequeños productores (15), instituciones públicas (10), profesionales (20), técnicos y destinatarios potenciales (15).

Nombre y tipo de organizaciones presentes:

- Corporación Nacional Forestal (CONAF), VI y VII Regiones. Organismo gubernamental.
- Centro de Biotecnología Silvoagropecuaria (CIBS). Organismo de investigación científica.
- Diario El Centro. Medio de comunicación.
- Televisión Nacional de Chile, Red Maule. Medio de comunicación.
- Empresa Orgánica Búfalo. Empresa productora de hongos.



- Universidad de Concepción. Institución de educación superior.
- Fundación Crate. Organismo autónomo de asistencia técnica.
- Hongos del Sur. Empresa productora de hongos.
- Municipalidad de Empedrado.
- Agrocentro. Medio de comunicación.
- Municipalidad de Río Claro.

Expositores: Rómulo Santelices (Director General) "Proyecto Hongos Micorrízicos Comestibles: Marco general y objetivos" y Dr. Götz Palfner (Asesor General del proyecto) "Importancia de los Hongos Micorrízicos en el Rendimiento de los Cultivos Silvícolas".

Tipo Actividad: Abierta a todos los interesados con énfasis en 60 invitados especiales. Fue una actividad sin costo.



GOBIERNO DE CHILE
FUNDACIÓN PARA LA
INNOVACIÓN AGRARIA

Programa:



GOBIERNO DE CHILE
FUNDACIÓN PARA LA
INNOVACIÓN AGRARIA

PROGRAMA CHARLA DE LANZAMIENTO PROYECTO FIA-PI-C-2004-2-F-014

- | | |
|--------------------|--|
| 11:30-11:45 | Recepción y Bienvenida. |
| 11:45-11:55 | Discursos inaugurales:

Dr. Claudio Rojas Miño. Rector Universidad Católica del Maule.

Margarita d'Etgny Lira. Directora Ejecutiva Fundación para la Innovación Agraria. |
| 11:55-12:15 | Exposición. Proyecto Hongos Micorrízicos Comestibles: Marco general y objetivos.

Rómulo Santelices Moya. Director General del Proyecto. |
| 12:15-12:45 | Exposición. Importancia de los Hongos Micorrízicos en el Rendimiento de los Cultivos Silvícolas.

Dr. Götz Pallner. Investigador y Asesor General del Proyecto. |
| 12:45-13:30 | Ronda de preguntas. |
| 13:30 | Vino de honor. |

Material entregado: Carpetas con el programa mencionado anteriormente y con un resumen ejecutivo del proyecto:

ANEXO 11: Charla de Cierre del Proyecto.

Tipo de actividad y objetivo principal: Charla de cierre del proyecto con el objetivo de difundir los principales resultados obtenidos.

Destinatarios: 30 personas desglosadas en pequeños productores, instituciones públicas, profesionales y técnicos.

Fecha y hora: Miércoles 16 de mayo de 2007, desde las 15:30 a las 17:30 horas.

Lugar: Auditorium Monseñor Manuel Larrain, ubicado en la Facultad de Ciencias de la Salud de la Universidad Católica del Maule.

Expositor: Rómulo Santelices (Director General).

Persona a cargo de la organización: Eduardo Ávila. Fono: 203500. e-mail: eavila@ucm.cl

Tipo Actividad: Abierta a todos los interesados.

Material a entregar: Carpetas con información divulgativa sobre el proyecto.

Nombre y tipo de organizaciones presentes:



GOBIERNO DE CHILE
FUNDACIÓN PARA LA
INNOVACIÓN AGRARIA

- Corporación Nacional Forestal (CONAF), VII Región. Organismo gubernamental.
- Hongos del Sur. Empresa productora de hongos.
- Diversos usuarios de PRODESAL de la Comuna de San Javier.
- Estudiantes de pregrado y público en general.



Programa:

PROGRAMA CHARLA DE CIERRE PROYECTO FIA-PI-C-2004-2-F-014

“Desarrollo tecnológico e incorporación de hongos micorrícicos comestibles de exportación para aumentar la rentabilidad y sustentabilidad en plantaciones de *Pinus radiata* de pequeños y medianos productores silvoagropecuarios de la Región del Maule”.

- | | |
|--------------------|--|
| 15:30-15:45 | Recepción y Bienvenida. |
| 15:45-15:50 | Discurso inaugural;

Rafael Ros Vera. Director Departamento de Ciencias Forestales. Universidad Católica del Maule. |
| 15:50-16:30 | Charla: ¿Por qué es tan difícil cultivar hongos micorrícicos comestibles?. Resultados obtenidos en el Proyecto.

Rómulo Santelices Moya. Director General del Proyecto. |
| 16:30-16:50 | Ronda de preguntas. |
| 16:50 | Cocktail. |