

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DE NUEVO LEÓN

FACULTAD DE CIENCIAS FORESTALES

SUBDIRECCIÓN DE POSGRADO



**IDENTIFICACIÓN Y EVALUACIÓN DEL IMPACTO DE HONGOS
CAUSANTES DE PUDRICIÓN BLANCA EN BOSQUES DE PINO
EN EL ESTADO DE NUEVO LEÓN, MÉXICO**

TESIS

COMO REQUISITO PARCIAL PARA OBTENER EL GRADO DE:

MAESTRÍA EN CIENCIAS FORESTALES

PRESENTA:

ING. HERIBERTO MÉNDEZ CORTÉS

LINARES, NUEVO LEÓN, MÉXICO

SEPTIEMBRE DE 2006

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DE NUEVO LEÓN
FACULTAD DE CIENCIAS FORESTALES
SUBDIRECCIÓN DE POSGRADO

**IDENTIFICACIÓN Y EVALUACIÓN DEL IMPACTO DE HONGOS
CAUSANTES DE PUDRICIÓN BLANCA EN BOSQUES DE PINO EN EL
ESTADO DE NUEVO LEÓN, MÉXICO**

TESIS

Como requisito parcial para obtener el grado de:

MAESTRÍA EN CIENCIAS FORESTALES

Presenta:

ING. HERIBERTO MÉNDEZ CORTÉS

COMITÉ DE TESIS

Dr. José Guadalupe Marmolejo Monsivais

PRESIDENTE

Dr. Fortunato Garza Ocañas

SECRETARIO

Dr. Eduardo Estrada Castellón

VOCAL

Dr. Alberto Flores olivas

ASESOR EXTERNO

DEDICATORIA

Agradezco a Dios por darme la oportunidad de vivir y lograr mis metas en esta vida, se que sin el no seria quien soy ahora.

A mi familia por ser parte integral en mi formación, por confiar en mí y por el apoyo que he recibido por cada uno de ellos. Aunque somos varios, no quiero perder la oportunidad de decirles que los quiero mucho.

A mis hermanos Teodoro, Judith, Lucia, Violeta, Elsa, Javier, Jesús, Manrique, Guadalupe y Miriam.

A mis padres Gregorio Méndez (†) y Ángela Cortés, por darme la oportunidad de superarme.

A mi esposa Cristina que siempre estuvo a mi lado en las buenas y malas. Por apoyarme a cursar la maestría y por ser un pilar importante en mi vida.

Al Sr. Gustavo y la Sra. Cristina por atenderme de una manera especial.

A Sergio y a Catalina por quererme como a su hijo, les agradezco todo lo que han hecho por mí.

AGRADECIMIENTOS

Al Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología por brindarme la oportunidad de cursar la maestría.

A la Facultad de Ciencias Forestales de la Universidad Autónoma de Nuevo León.

Al proyecto CONAFOR-2003-C03-10178 por las facilidades en la elaboración de Tesis.

A todos los profesores que con su apoyo y consejos intervinieron en mi formación dentro de la maestría, en especial a la Dra. Ma de los Angeles Rechy.

Al Dr. José. G. Marmolejo Monsivais por ser asesor y una persona a quien admiro y respeto por ser quien es. Gracias por su apoyo en la realización de la tesis.

A los profesores Dr. Fortunato Garza Ocañas y Dr. Eduardo Estrada Castellón por sus consejos y su asesoría en el desarrollo de la tesis.

Al Dr. Alberto Flores Olivas, aun siendo asesor externo, me apoyó con aportaciones muy valiosas en el escrito de esta investigación.

A Cecilia por ser buena amiga y apoyarme en el trabajo de laboratorio. ¡Gracias por todo!.

A Armando López por saber ser amigo en las buenas y las malas; de igual manera a Raúl, Gabriel, M^{ra} Rafaela, Toño, Rafael y Luis Daniel.

RESUMEN

Debido a la importancia que representan los bosques de pinos en el estado de Nuevo León, se propone este proyecto con el objetivo principal de determinar el impacto de los hongos causantes de pudrición blanca con especial referencia al género *Phellinus*.

Para esto, se establecieron parcelas de muestreo circulares en bosques de pino en varias localidades del estado de Nuevo León, se procedió a la evaluación de la presencia de pudrición mediante un método visual, por el sonido producido en la madera del fuste y mediante la toma de muestras con el taladro de Pressler y su posterior cultivo en cajas Petri en laboratorio. Se tomaron las variables silvícolas de todos los árboles muestreados para determinar los factores que favorecen la incidencia de pudrición. Se recolectaron e identificaron todos los hongos causantes de pudrición blanca en pinos.

Se identificaron 77 taxa de macromicetos, 50 causan pudrición blanca y 27 pudrición café; además 76 morfoespecies de micromicetos. De estos, solo *Phellinus pini* y *P. chrysoloma* se encontraron asociados a la mortandad de *Pinus greggii*, encontrando un 11.66% de incidencia y 12.3% de severidad. La variable más asociada a esta enfermedad fue la altura. Además se estableció un turno fitopatológico de 50 años en esta especie.

Palabras clave: Pudrición blanca, bosques de pino, incidencia, *Phellinus*.

ABSTRACT

Pine forests are important plant communities in the state of Nuevo León. This project aims to determine the impact of white rot fungi, particularly the genus *Phellinus*.

Circular sampling parcels were established in pine forest and white rot fungi were sampled using visual methods, sound methods and using the Pressler drill in order to obtain samples for culturing. Forest variables from all trees sampled were taken to determine which factors may be inducing presence of white rot fungi. Fungal species found were identified from pines.

Were identified 77 taxa of macromycetes, 50 cause to white rot and 27 brown rot; besides 76 morphospecies of micromicetos. Of these, single *Phellinus pini* and *P. chrysoloma* were associate to the loss of *Pinus greggii*, finding 11,66% of incidence and 12,3% of severity. The associated variable more to this disease was the height. Besides was established a pathology turn of 50 years in this specie.

Key words: White rotting, forests of pine, incidence, *Phellinus*.

CONTENIDO	Página
1.- INTRODUCCIÓN	1
2.- REVISIÓN DE LITERATURA	3
2.1 Importancia de los hongos.	3
2.2 Hongos degradadores de lignina.	3
2.3 Hongos causantes de pudrición blanca.	5
2.4 Ciclo y epidemiología.	8
2.5 Manejo integrado de hongos causantes de pudrición blanca.	9
3.- HIPOTESIS	11
4.- OBJETIVO GENERAL	12
4.1 Objetivos específicos.	12
5.- MATERIALES Y METODOS	13
5.1 Identificación de hongos causantes de pudrición blanca.	16
5.2 Evaluación de la incidencia y severidad de la pudrición blanca.	16
5.3 Determinación de las variables que favorecen la incidencia de pudrición blanca.	18
5.4 Determinación del turno fitopatológico.	18
6.- RESULTADOS	19
6.1 Hongos causantes de pudrición blanca.	19
	22

6.1.1 Descripción de hongos macromicetos identificados.	
6.1.2 Abundancia de macromicetos.	38
6.1.3 Frecuencia de macromicetos.	39
6.1.4 Hongos causando pudrición blanca en madera en pie.	39
6.1.5 Hongos desarrollados en extracto de Malta Agar.	42
6.1.6 Descripción de hongos desarrollados en extracto de Malta Agar.	44
6.1.7 Abundancia de micromicetos.	54
6.1.8 Frecuencia de micromicetos.	56
6.1.9 Hongos causantes de pudrición blanca en medio de cultivo.	56
6.1.10 Comparación entre hongos macromicetos y micromicetos.	57
6.2 Incidencia y severidad.	57
6.2.1 Incidencia.	57
6.2.2 Severidad.	59
6.3 Variables asociadas a la incidencia de pudrición blanca.	60
6.3.1 Relación incidencia-altura.	60
6.3.2 Relación incidencia-diámetro.	60
6.3.3 Relación incidencia-edad.	61
6.3.4 Relación incidencia-índice de sitio.	62
6.4 Estimación del turno fitopatológico.	62
7.- CONCLUSIONES	63
8.- RECOMENDACIONES	65
	66

9.- LITERATURA CITADA

10.- ANEXOS

72

ÍNDICE DE FIGURAS

Figuras	Página
Figura 1. Defectos asociados por <i>Phellinus pini</i> a lo largo del fuste.	7
Figura 2. Ciclo patológico de hongos destructores de la madera.	9
Figura 3. Localización del área de estudio.	13
Figura 4. Diagrama general del estudio	14
Figura 5. Análisis de similitud entre especies de pino y su relación con hongos macromicetos.	38
Figura 6. Análisis de similitud entre especies de pino y su relación con hongos micromicetos.	55
Figura 7. Abundancia de hongos macromicetos y micromicetos en diferentes bosques de pino.	57
Figura 8. Porcentaje de incidencia ocasionado por <i>Phellinus pini</i> sobre <i>Pinus greggii</i> .	59
Figura 9. Porcentaje de severidad ocasionado por <i>Phellinus pini</i> sobre <i>Pinus greggii</i> .	60
Figura 9. Curvas de índice de sitio.	62

ÍNDICE DE TABLAS

Tablas		Página
Tabla 1.	Composición química de la madera.	4
Tabla 2.	Grados de pudrición propuestos por García y Montero (1998) para evaluar la severidad causada por <i>P. pini</i> .	17
Tabla 3.	Modelos matemáticos usados en curvas de índice de sitio.	18
Tabla 4.	Relación de hongos causantes de pudrición blanca.	19
Tabla 5.	Relación de hongos causantes de pudrición café.	21
Tabla 6.	Abundancia de macromicetos asociados a bosques de pino.	38
Tabla 7.	Asociación de hongos macromicetos entre diferentes especies de pino.	39
Tabla 8.	Relación de hongos desarrollados en medio de cultivo.	42
Tabla 9.	Abundancia de micromicetos asociados a bosques de pino.	54
Tabla 10.	Asociación de hongos micromicetos entre diferentes especies de pino.	56
Tabla 11.	Incidencia de pudrición blanca sobre <i>Pinus greggii</i> .	58

Tabla 12.	Análisis de regresión para incidencia-altura.	60
Tabla 13.	Análisis de regresión para incidencia-diámetro.	61
Tabla 14.	Análisis de regresión para incidencia-edad.	61

ÍNDICE DE FOTOS

Fotos	Página
Foto 1. Bosque de <i>Pinus greggii</i> , Galeana, N. L.	40
Foto 2. Árbol muerto por <i>Phellinus pini</i> .	41
Foto 3. Basidiocarpo de <i>Phellinus pini</i> .	41
Foto 4. Resinaciones ocasionadas por <i>Phellinus pini</i> .	41
Foto 5. Tumorción asociada a <i>Phellinus pini</i> .	41
Foto 6. Pudrición central ocasionada por <i>Phellinus pini</i> .	42

1.- INTRODUCCIÓN

Los bosques de coníferas son frecuentemente atacados por plagas y enfermedades que causan bajos rendimientos en producción de madera en pie. Los hongos principalmente, son los responsables de enfermedades en estos bosques; ya que en condiciones favorables pueden atacar la raíz, fuste, ramas y hojas.

Aun cuando muchas especies de hongos están adaptadas a vivir en pinos vivos, *Phellinus pini* (Thore:Fr.) Pilat (syn: *Fomes pini*), el causante de la pudrición roja anular está ampliamente distribuido en el hemisferio norte y es el hongo más importante causante de pudrición de árboles en pie en las pináceas (Haddow 1938).

Esta especie es muy ubicua, habiéndose detectado su presencia en más de 100 especies de coníferas (Larsen y Melo 1996), además presenta una distribución cosmopolita (Blanchette 1980). Aunque Fischer (1994) asegura que no se distribuye en Norteamérica.

Al igual que *P. pini*, los hongos que causan pudrición blanca son muy importantes debido a la reducción de cosecha en madera que éstos generan. Este factor incrementa su importancia con la edad del arbolado, llegando a causar pérdidas de volumen hasta del 70%.

A nivel mundial estos hongos causan pérdidas muy importantes en madera en pie; por citar algunos ejemplos, en la Columbia Británica se estima una pérdida anual que excede los 20 millones de metros cúbicos (Hunt y Etheridge, 1995). En los Estados Unidos cerca de 20 billones de pie tabla perdidas por estas causas, mucho más que las causadas por el fuego, insectos o varias catástrofes combinadas (Pataky, 1999).

En México, aunque se reconoce la importancia de *P. pini*, no se ha hecho ningún estudio que detalle los síntomas, signos, impacto y manejo de los rodales afectados. Los estudios realizados hasta ahora solo se han limitado al conocimiento de su distribución, teniendo registros bibliográficos en Hidalgo, Morelos, Nuevo León, Valle

de México y Veracruz, aunque su distribución puede ser más amplia (Bandala *et al.* 1993).

En el Municipio de Santiago, N. L, en los últimos años se ha detectado la muerte del arbolado de *Pinus greggii*, ocasionando grandes deterioros en la masa arbolada. La causa de mortandad se atribuye a este hongo como el causante de una pudrición blanca columnar.

Este hongo es uno de los más destructivos que causan pudrición blanca en varias especies de coníferas, debido a la capacidad que tiene para degradar la lignina de la madera, ya que presenta cierta preferencia por las traqueidas de otoño que son las más lignificadas (Blanchete 1980). La pudrición que causa, usualmente se encuentra asociada al duramen y a árboles de edad avanzada, aunque se ha encontrado a *Pinus banksiana* con pudriciones importantes a los diecisiete años (Blanchette 1982). La degradación del duramen puede ser tanto hacia arriba como hacia abajo del árbol de donde fue el punto de entrada del hongo, mientras que la pudrición en la albura es relativamente limitada (Basham 1975).

García y Montero (1998) anotaron la escasez de trabajos sobre los factores que influyen sobre la incidencia de *P. pini*; mencionan la edad, altura, área basal e índice de sitio como los factores más relacionados con este tipo de pudrición.

Debido a la importancia que tienen los bosques de pino en el Estado de Nuevo León y a la problemática presente en *Pinus greggii* en el Parque Nacional Cumbres de Monterrey; se propone esta investigación con el fin de determinar el impacto de los hongos causantes de pudrición blanca, sus causas y sus posibles soluciones en el manejo de rodales afectados, para así conservar este importante recurso natural. Este trabajo busca generar un conocimiento más amplio para los manejadores de los recursos forestales para que tengan las herramientas necesarias en la toma de decisiones para solucionar problemas de este tipo.

2.- REVISIÓN DE LITERATURA**2.1 Importancia de los hongos**

Se estima que en el mundo existen aproximadamente 1.5 millones de hongos, de las cuales se conocen solo el 4.6% (Hawksworth 1991; Hawksworth 2001). En México se consideran 200 000 especies, de las cuales solo se conocen el 3.5% (Guzman 1998); de ahí la importancia que tiene hacer estudios sobre biodiversidad en este grupo muy importante.

En años recientes los investigadores han tratado de entender las interacciones biológicas en los ecosistemas forestales. Las interacciones que ocurren entre plantas, animales y microorganismos son dinámicas y sustancialmente influenciadas por los procesos del ecosistema (Copely 2000).

Los hongos desintegradores de la madera juegan un papel importante dentro del ecosistema, ya que ayudan a remover el carbono atmosférico que se obtiene por la fotosíntesis (Gilbertson 1980). Otros se asocian a las plantas formando micorrizas y algunos otros como endófitos. Butin (1995) menciona además que estos hongos proveen un hábitat para un gran número de especies animales y microorganismos.

Muchos de estos hongos causan pérdidas importantes, ya que pueden estar como patógenos dentro de las plantas. Una vez dentro, en una manera muy especializada, vence la resistencia de las plantas sanas produciendo una serie de toxinas que impiden el paso de ciertas sustancias a lo largo del sistema vascular (Herrera y Ulloa, 1990).

2.2 Hongos degradadores de lignina

En la composición química básica de la madera, se consideran los componentes estructurales que constituyen la pared celular y los componentes ocasionales contenidos en los lúmenes y espacios intersticiales. El crecimiento estructural y las propiedades naturales de la madera surgen de la organización y la composición química de las paredes de las células (Panshin y De-Zeeuw, 1970).

La madera esta constituida por tres sustancias que conforman la pared celular; tales sustancias son la celulosa, hemicelulosa y lignina (Otjen and Blanchette 1986). La lignina es un polímero tridimensional con anillos aromáticos, no hidrolisable (Rodríguez 1998).

La composición química varia entre las especies vegetales; para estos casos Rodríguez (1998) hace diferencia entre coníferas y latifoliadas (Tabla 1).

TABLA 1. Composición química de la madera.

Elementos	Coníferas (%)	Latifoliadas (%)
Celulosa	50 (40 – 52)	50 (42 – 52)
Hemicelulosa	26 (23 – 30)	23 (19 – 25)
Lignina	24 (22 – 30)	27 (23 – 31)

Estos componentes son muy importantes por ser los compuestos principales de la pared celular; los cuales sirven de nutrimentos a diversos hongos degradadores o xilófagos (Rodríguez 1998). Los hongos que pueden degradarlos son principalmente lignícolas, pertenecientes a la familia Poliporaceae, Hymenochaetaceae y Corticiaceae (Worrall *et al.* 1997), aunque hay otros basidiomicetes que tambien consiguen degradarlos.

Blanchette (1991) menciona que hay tres tipos de pudrición: Pudrición blanca, blanda y café. Cada tipo de pudrición afecta a uno o más componentes en la estructura de la madera.

Los hongos causantes de pudrición café se caracterizan por agrietar y desmoronar la madera, debido a la degradación de celulosa. Eventualmente se forman bloques rectangulares después de haber despolimerizado este componente (Buttin 1995).

La pudrición blanda es ocasionada por algunos ascomicetos y deuteromicetos; el daño que causa es parecido a la pudrición café. Una característica que lo diferencia es que la pudrición toma lugar en la superficie de la madera o sobre ella causando un marcado reblandecimiento (Butin 1995).

En la pudrición blanca el principal componente degradado es la lignina, aunque también produce rupturas de las moléculas de celulosa y hemicelulosa, originando con ello la oxidación de los azúcares formados (Rodríguez 1998). Al degradar la celulosa hay una disminución en el peso de sustrato (Cartwright y Findlay 1950).

Las ligninas poseen propiedades aglutinantes que conforman la consistencia fibrosa de las maderas (revistiendo las células del xilema), donde realizan la función mecánica de sostén. Su composición depende de muchos factores; entre ellos, el método utilizado para aislarlas, especie que se estudie, edad, parte del árbol, condiciones ambientales en que se ha desarrollado el árbol, etc. (Browning 1967).

La lignina, cuya principal función en el árbol es mantener las fibras unidas, posee una estructura compleja que la hace poco deseable como constituyente de la pulpa. También confiere a la fibra un cierto grado de rigidez, dificultando algunos procesos (Melo y Paz 1978).

2.3 Hongos causantes de pudrición blanca.

Los hongos causantes de pudrición blanca son un grupo de basidiomicetes capaces de degradar y mineralizar la lignina debido a que poseen un complejo de enzimas oxidasas y peroxidasas que las usan para romper esas uniones complejas (Leandro *et al.*, 2003). Sin embargo, como se mencionó anteriormente algunos de ellos pueden degradar todos los componentes de la pared celular simultáneamente, y otros pueden causar un ataque selectivo de esos componentes (Blanchette *et al.* 1987). Esta selección se da principalmente por el tipo de nutrientes, hospederos, genética y diferencia fisiológica entre estos hongos (Otjen and Blanchette 1986).

Los árboles viejos tienen una relación patológica con estos tipos de hongos, ya que a partir de cierta edad generan pérdidas económicas muy importantes (Basham et Morawsky 1964). En bosques no manejados, los árboles con pudrición pueden sobrevivir por décadas, ya que el avance de estos hongos en la madera depende del hospedero y su relación con el patógeno.

La formación de duramen varía según la especie, en algunas se inicia a corta edad, mientras que en otras sólo se produce cuando se alcanzan edades mayores o diámetros de cierta envergadura. Por otra parte, la variación del diámetro del duramen aumenta desde la base del árbol hacia el DAP, para luego decrecer con la altura en el fuste. No siempre es posible apreciar esta disminución a medida que se incrementa en altura (Díaz-Vaz, 2003). Posiblemente esta es la causa de que *P. pini* ataque a árboles de mayor edad, causando una pudrición mayor en la base que en las partes más altas (Figura 1).

La albura tiene un rol importante en el transporte de agua y nutrimentos al árbol, mientras que el duramen es de vital importancia para el sostén del mismo; es por esto que la degradación de este componente da lugar a una pérdida de resistencia en la madera (Peters *et al.* 1985).

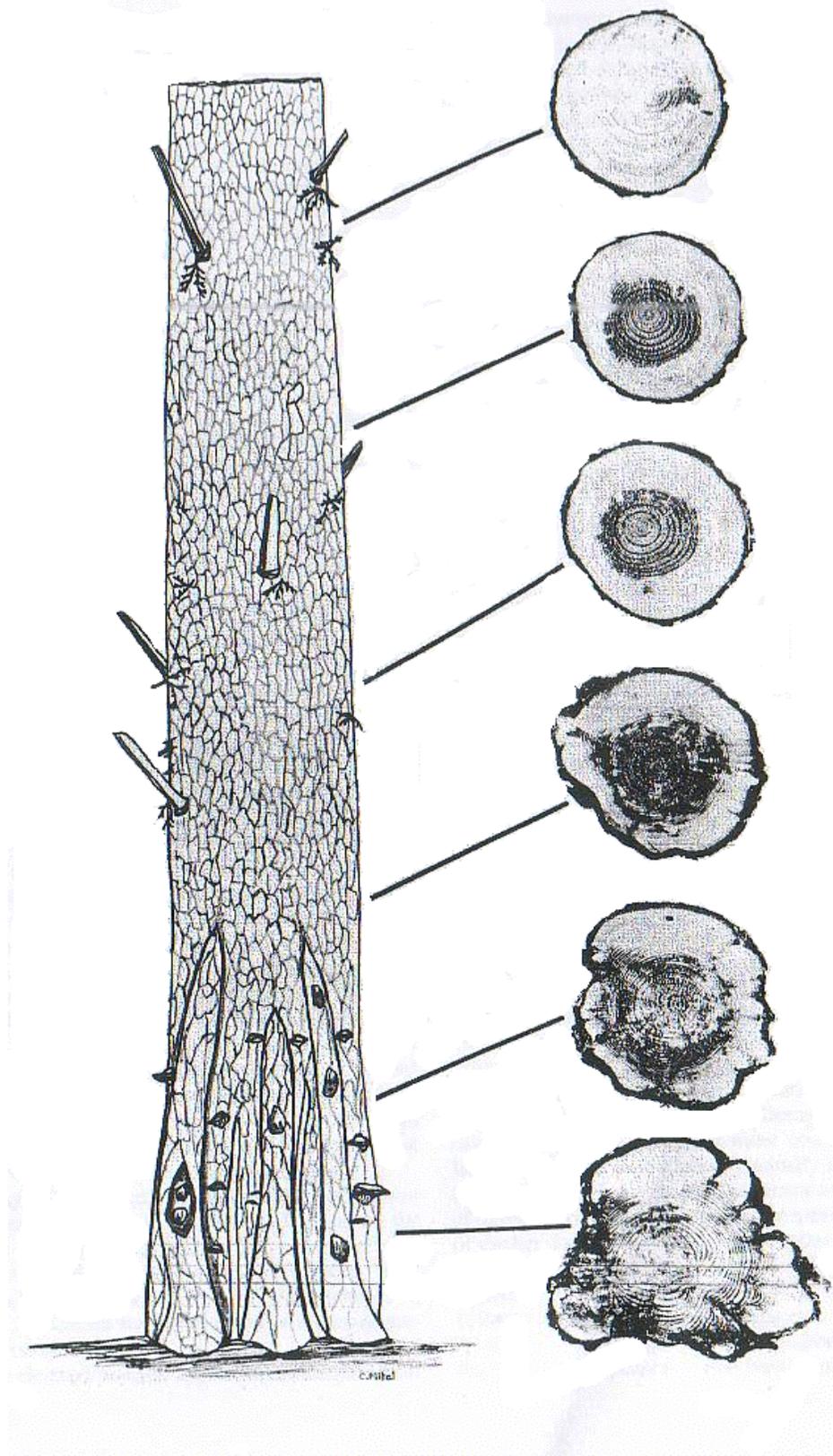


FIGURA 1. Defectos asociados por *Phellinus pini* a lo largo del fuste (Blanchette 1982).

2.4 Ciclo y epidemiología

Los hongos que causan pudrición blanca tienen un ciclo de vida que les permite desarrollarse en ecosistemas forestales; ahí se llevan eventos importantes que propician el desarrollo y la prevalencia de la enfermedad por tiempos indefinidos (Figura 2).

La infección inicia cuando el hospedero y el patógeno entran en contacto en forma de micelio o basidiosporas ya germinadas (Agris 2001). La colonización de nuevos individuos se produce siempre a través de heridas en el *cambium* o ramas desgajadas (Bashman, 1975). Algunos de los factores que facilitan la entrada de estos hongos se dan de manera natural e inducida en la naturaleza, siendo los más importantes las heridas causadas por actividad humana y fuego, aunque los rayos, viento, nieve, hielo y exceso de calor o fríos son también muy importantes en ciertas condiciones (Scharpf, 1993).

Una vez adentro, el hongo se desarrolla en el duramen causando pudrición hacia arriba y/o hacia abajo mediante la degradación de los componentes de la pared celular; sin embargo, este proceso se puede detener si hay una rápida cicatrización de la herida, si hay antagonismos entre microorganismos y si la madera presenta resistencia a estos hongos. Un árbol enfermo produce basidiocarpos en el punto de entrada del hongo, estos producen basidiosporas durante la parte de estación de crecimiento y las esporas son llevadas por el viento, la lluvia o los animales hasta los árboles vecinos y así continúa este ciclo (Agris 2001). Algunos autores mencionan que el pájaro carpintero es un dispersor muy importante de *Phellinus pini*, ya que se le ha encontrado asociado con esporas de este hongo (Conner *et al.* 1982; Conner *et al.* 2004). En estos tipos de estudio Jerome and Bette (2004) consideran que los factores que favorecen la invasión del hongo por parte de los pájaros carpinteros son la especie del árbol, características del sitio, clima local, edad y composición de especies del bosque.

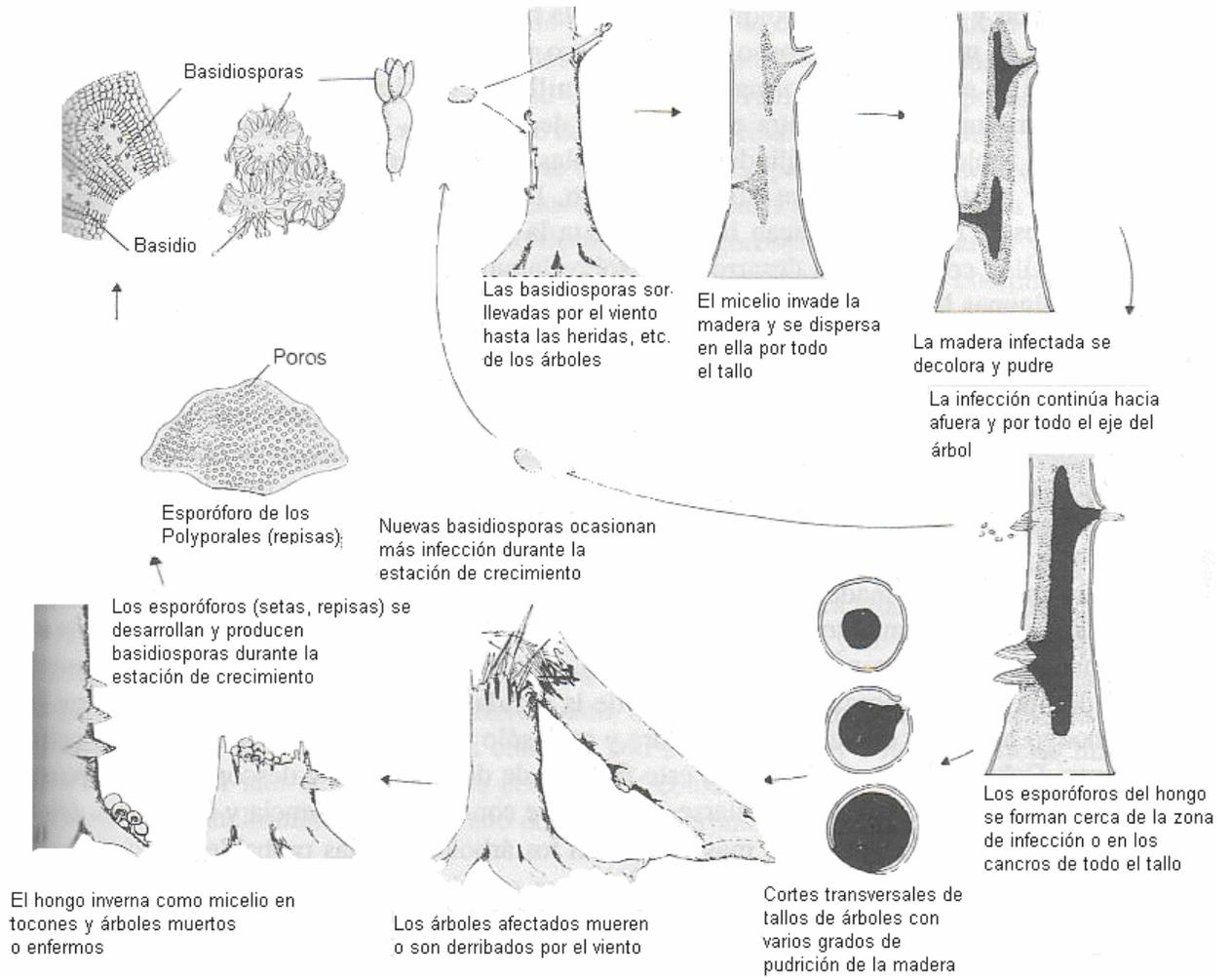


FIGURA 2. Ciclo patológico de hongos destructores de la madera (Agris 2001)

2.5 Manejo integrado de hongos causantes de pudrición blanca.

Méndez y Campos (1997) mencionan que es importante conocer las interacciones negativas y positivas que ocurren dentro de un ecosistema forestal para así proponer métodos de un manejo integral forestal.

Es imposible lograr el control de las pudriciones y descomposiciones de la madera en los bosques; sin embargo, estas pérdidas pueden reducirse a través de prácticas culturales en los manejos de rodales (Agris 2001).

El manejo de la enfermedad se hace hasta ahora por métodos silvícolas, determinando el turno fitopatológico; esto es, la edad a la cual el árbol pierde lo mismo por pudrición de la madera que lo que gana por incremento anual. Por tanto,

es necesario tomar en cuenta algunas prácticas de manejo que disminuyan o eliminen la posibilidad de que estos hongos puedan penetrar. Se debe tener cuidado al realizar la tala y el entresacado de árboles para evitar el rompimiento de ramas, o bien el causarle alguna herida. (Díaz 2004).

Dentro de los programas de aprovechamiento es necesario cortar árboles enfermos o aquellos que seas susceptibles a ser atacados por estos hongos (Agrios 2001).

3.- HIPÓTESIS

La incidencia de pudrición blanca en bosques de pino será diferente dependiendo de las especies y la edad de los árboles.

4.- OBJETIVO GENERAL

Determinar el impacto de los hongos causantes de pudrición blanca, con especial referencia al genero *Phellinus* en los bosques de pinos de Nuevo León.

4.1 Objetivos específicos

1. Identificar los hongos causantes de pudrición blanca en pinos de Nuevo León.
2. Evaluar la incidencia y severidad de pudrición blanca en árboles en pie en bosques de pinos de Nuevo León.
3. Determinar las variables que favorecen la incidencia de pudrición blanca en bosques de pino de Nuevo León.
4. Determinar el turno patológico para las diferentes especies de pinos presentes en Nuevo León.

5.- MATERIALES Y METODOS

El trabajo de campo se realizó entre los meses de Junio de 2005 a Abril de 2006, el cual consistió en hacer visitas semanales o quincenales a diferentes localidades dentro del Estado de Nuevo León, principalmente en áreas donde se localizaran bosques de pino (Figura 3). Las especies que se consideraron en esta investigación fueron: *Pinus pseudostrobus*, *P. teocote*, *P. greggii*, *P. arizonica var stormiae* y *P. hartwegii*. Estas especies fueron seleccionadas debido a la importancia que representan en el Estado como especies maderables.

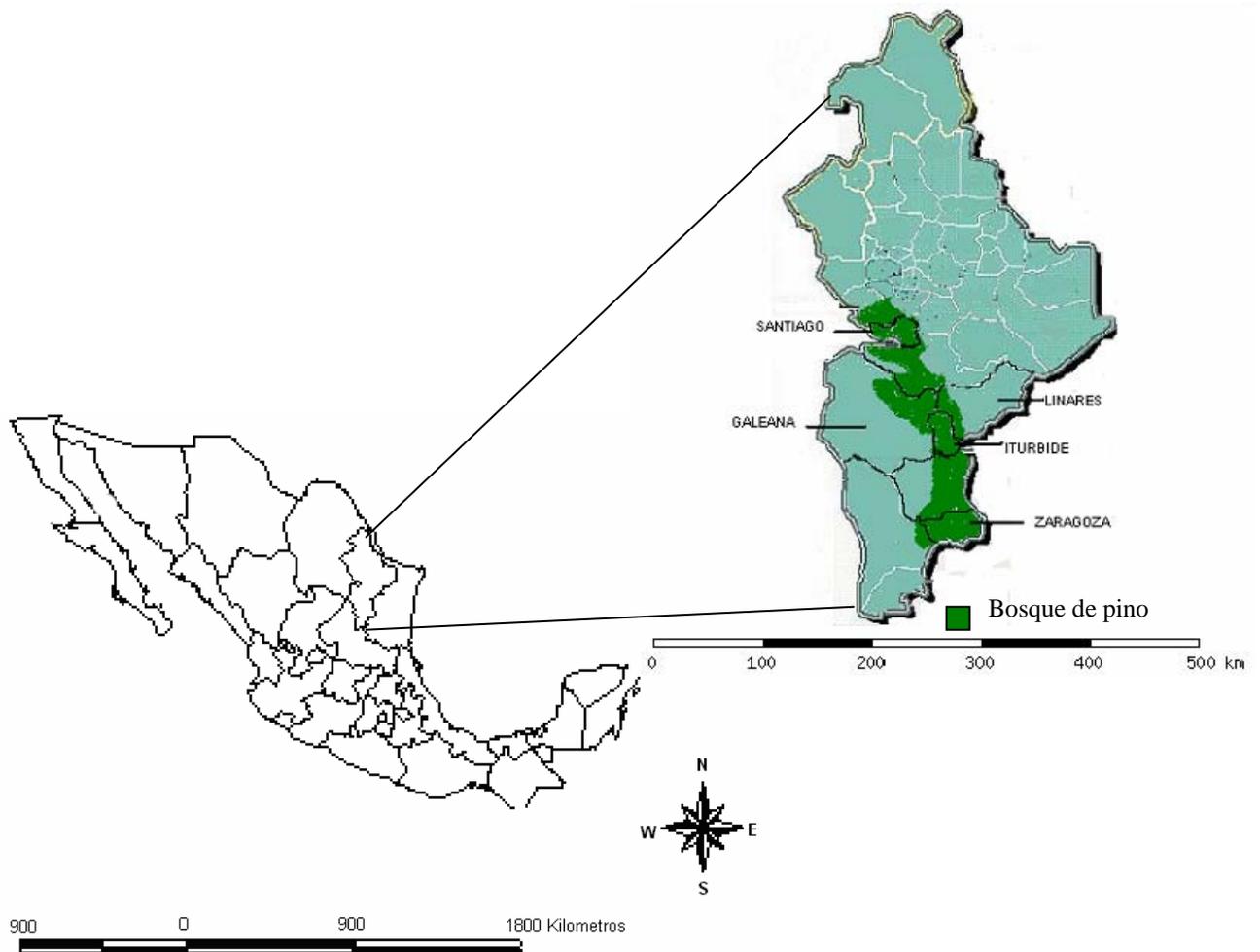


FIGURA 3. Localización del área de estudio.

Diagrama General

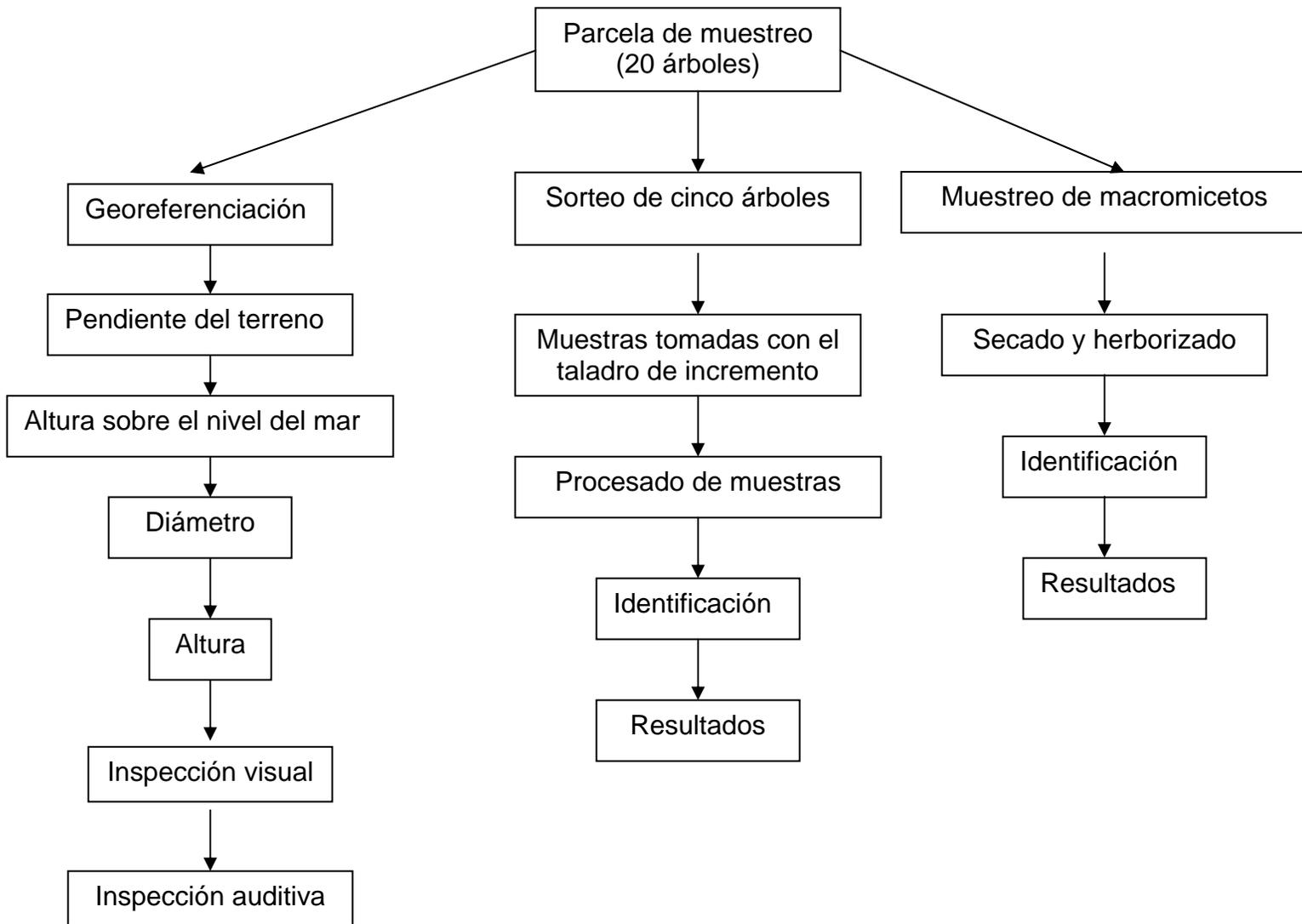


FIGURA 4. Diagrama general del estudio

Para este estudio se tomaron los datos en un muestreo, el cual constó de 120 parcelas repartidas entre las cinco especies de pino. Las localidades muestradas se mencionan en el ANEXO 1; ahí se hace mención de las especies encontradas, coordenadas y su altura sobre el nivel del mar.

En estos recorridos se delimitaron parcelas circulares aplicando la metodología propuesta por García y Montero (1998); esto es, el diámetro de la parcela es variable y cada una contiene 20 árboles, teniendo como mínimo 15 cm en diámetro.

A cada parcela se le determinó lo siguiente:

- Pendiente. Para observar la inclinación del terreno, la cual fué estimada con el hipsómetro.
- Ubicación del sitio. Se georeferenció con la ayuda del Global Position System (GPS)
- Altitud. Para medir la distancia vertical que tiene el sitio sobre el nivel del mar. Este se tomo con la ayuda del altímetro.

Para cada árbol individual se tomaron los siguientes datos:

- Condición física. Se hizo una inspección visual anotando presencia de basidiocarpos, defectos (puntas rotas o muertas, bifurcadas, ramas rotas o muertas, cicatrices, resinaciones).
- Altura. Se tomó mediante un método indirecto utilizando el Hipsómetro, la cual define la altura entre la punta del árbol y la base del mismo.
- Diámetro. Esta medida se hizo con la ayuda de la Forcípula a 1.3 m de altura con respecto a la base del árbol
- Inspección auditiva. Se anotó el sonido producido al golpear cada árbol.
- Edad. Por cada parcela se sortearon cinco árboles al azar y se obtuvieron dos muestras con el taladro de incremento (de Pressler): Una tomada a 1.3 m de altura sobre la base para determinar la edad y otra a 0.3 m para analizarla en el laboratorio.

Por cada parcela, se colectaron los hongos que estuvieron creciendo sobre árboles vivos y muertos en un radio de 50 metros alrededor de la parcela, a estos se le tomaron fotografías tanto a los signos como a los síntomas que presentaban.

5.1 Identificación de los hongos causantes de pudrición blanca.

Las muestras obtenidas a 0.3 con el taladro de incremento fueron debidamente etiquetadas y llevadas al laboratorio para su procesamiento. Por cada muestra (viruta) se extrajeron seis submuestras a lo largo de esta y se aislaron en dos Cajas Petri con extracto de malta agar al 2 %. Las cajas se mantuvieron en incubación por el tiempo que fué necesario hasta la obtención de un desarrollo adecuado de las colonias. Posteriormente se procedió a la identificación bajo las técnicas rutinarias en micología, las cuales toman en cuenta las estructuras morfológicas, crecimiento en medio de cultivo, y usando como referencia la literatura especializada (Barnett and Hunter 1987; Barron 1968; Domsch *et al.* 1980; Ellis 1971; Ellis 1976; Kiffer and Morelet 1999; Nag Raj 1993; Sutton 1980; von Arx 1981).

Los hongos colectados en campo se secaron y herborizaron para luego identificarlos por sus estructuras macro y microscópicas utilizando la literatura correspondiente (Gilbertson 1974; Partridge *et al.* 2001; Gilbertson and Ryvarden 1986; Gilbertson and Ryvarden 1987; Ginns 1976; Jung 1987; Chamuris 1988). Para cada hongo se anotó el tipo de pudrición causado y su presencia en árboles vivos o muertos. Posteriormente se hicieron aislamientos en medio con extracto de malta agar al 2 %, para observar su crecimiento y así tenerlos como referencia para aquellos que crecieron de las submuestras.

5.2 Evaluación de la incidencia y severidad de la pudrición blanca.

La incidencia nos ayuda a cuantificar la enfermedad conociendo la proporción de árboles enfermos con este tipo de pudrición.

La incidencia de enfermedad de la planta puede estar definida como el número de unidades de la planta que están visiblemente enfermas, usualmente relativo al número total evaluado (Madden and Hughes 1995). Esta se determina mediante porcentajes o proporción de plantas enfermas en una muestra o población.

En el caso de la pudrición blanca, se tomó la sintomatología producida a nivel individual. Dentro de los parámetros evaluados se tienen: árboles con crecimiento escaso, el cual puede estar acompañado con hojas cloróticas, desecación apical, presencia de basidiocarpos y la resinación producida. De igual manera se hizo una inspección auditiva por árbol individual. Dichos parámetros nos determinan la incidencia empleando la siguiente fórmula:

$$\text{Incidencia (I)} = \frac{\text{Número de plantas o partes de plantas} \times 100}{\text{Número total de plantas o partes de plantas observadas}}$$

La severidad se utiliza para determinar el nivel de intensidad de un determinado problema fitopatológico con el fin de estimar la efectividad de las prácticas de manejo del problema para tomar decisiones (Nutter *et al.* 1993) Esta severidad expresa la proporción del tejido afectado por la enfermedad. Para determinarla García y Montero (1998) proponen una escala para evaluar el grado de pudrición que tienen los árboles (Tabla 2).

TABLA 2. Grados de pudrición propuestos por García y Montero (1998) para evaluar la severidad causada por *P. pini*.

Nivel	Características
0	Ausencia de ataque.
1	Ataque incipiente. La pérdida de lignina afecta únicamente a los anillos más internos, sin que se desborone la muestra.
2	Ataque intermedio. La infección no rebasa la mitad interna del radio, aunque los anillos centrales pueden estar convertidos en aserrín.
3	Ataque intenso. Solo se mantienen sanos los anillos más exteriores.

Una vez obtenido estos datos se emplea la siguiente fórmula para conocer esa proporción:

$$\text{Severidad (S) (\%)} = \frac{\sum (\text{número de plantas} \times \text{cada grado}) \times 100}{\text{Número de plantas evaluadas} \times \text{grado mayor}}$$

Al conocer la incidencia y severidad, conoceremos que especies de pinos son más susceptibles al ataque de hongos de pudrición blanca.

5.3 Determinación de las variables que favorecen la incidencia de pudrición blanca.

Para cumplir este objetivo se tomaron en cuenta el diámetro, la altura, la edad y la calidad del sitio de las parcelas estudiadas. Este objetivo mide la relación estadística que existe entre la incidencia con estas variables. La información conjunta se procesó y analizó estadísticamente por medio de regresiones para determinar cual o cuales variables están más correlacionadas con la presencia de pudrición blanca.

Para las primeras tres variables se tomó en cuenta el coeficiente de correlación, de determinación, error estándar absoluto y el porcentual. Con base en estos resultados se determinó que variable estaba más asociada con la incidencia de la enfermedad.

Para analizar la calidad de sitio, se construyeron curvas anamórficas de índice de sitio con el objetivo de determinar la capacidad productiva de estos bosques y su relación que tiene con la pudrición blanca. Esta capacidad está en función a la edad y altura de los árboles y para ello se utilizaron 4 modelos matemáticos (Tabla 3); eligiendo aquel que se tuviera mayor ajuste en base al cuadrado medio residual, coeficiente de determinación, desviación estándar residual y coeficiente de variación.

TABLA 3. Modelos matemáticos usados en curvas de índice de sitio.

Modelos matemáticos	
Kourson	$h = \exp(a_0 + a_1 \ln(t) + a_2 \ln(t)^2)$
Schumacher	$h = \exp(a_0 + a_1 \ln(t) + a_2 \ln(t)^2)$
Logarítmica	$h = a_0 + a_1 \ln(t)$
Van laar	$h = \exp(a_0 + a_1/t + a_2/t^2)$

Donde:

h= altura

t= años

5.4 Determinación del turno fitopatológico.

Las muestras obtenidas con el taladro de Pressler a 1.3 m fueron analizadas en el laboratorio, haciendo el conteo de anillos para cada muestra. Con ello y con base en los análisis obtenidos del nivel de pudrición, se procedió a determinar el turno fitopatológico para las especies con problema. Este dato es importante para conocer a que edad es más susceptible la especie a ser atacada.

6.- RESULTADOS**6.1 Hongos causantes de pudrición blanca.**

Dentro de los recorridos en diferentes localidades se colectaron 279 especímenes de hongos macromicetos causando algún tipo de pudrición; de los cuales se identificaron 65 hasta especie y 12 a género, dando en total 77 taxa diferentes. De los hongos que causan pudrición blanca tenemos a 5 órdenes (TABLA 4): El orden Agaricales contiene 6 familias, de las cuales 7 se identificaron a especie y 1 a género. El orden Himenochaetales con solo 2 familias, dando un total de 7 especies y 2 a género. El orden Polyporales es el más grande, ya que cuenta con 8 familias, las cuales contienen 23 especies y 5 en género. El orden Rusulales presenta 4 familias, de las cuales 4 se identificaron a especie y solo 1 género. El orden Cantharellales presenta solo la familia Botryobasidiaceae, con solo 2 especies y un género; los especímenes identificados en este orden solo se encontró el estado anamórfico del género *Botryobasidium*.

Tabla 4. RELACIÓN DE HONGOS CAUSANTES DE PUDRICIÓN BLANCA
BASIDIOMYCOTA
BASIDIOMYCETES
AGARICOMYCETIDAE
AGARICALES
MARASMIACEAE
<i>Armillaria mellea</i> (Vahl) P. Kumm
NIDULARIACEAE
<i>Crucibulum leave</i> (Huds.) Kambly
STROPHARIACEAE
<i>Hypholoma capnoides</i> (Fr.) P. Kumm.
<i>Pholiota</i> sp.
TRICHOLOMATACEAE
<i>Panellus mitis</i> (Pers.) Singer
<i>Xeromphalina campanella</i> (Batsch) Maire
PLUTEACEAE
<i>Pluteus cervinus</i> P. Kumm.
SCHIZOPHYLLACEAE
<i>Schizophyllum commune</i> Fr.
HYMENOCHAETALES
SCHIZOPORACEAE

<p><i>Hyphodontia abieticola</i> (Bourdot & Galzin) J. Erikss. <i>Hyphodontia breviseta</i> (P. Karst.) J. Erikss. <i>Hyphodontia latitans</i> (Bourdot & Galzin) Ginns & M.N.L.</p>
<p>HYMENOCHAETACEAE <i>Onnia circinata</i> (Fr.) P. Karst. <i>Phellinus</i> sp. <i>Phellinus pini</i> (Brot.) Bondartsev & Singer <i>Phellinus chrysoloma</i> (Fr.) Donk <i>Phellinus torulosus</i> (Pers.) Bourdot & Galzin <i>Phellinus viticola</i> (Schwein.) Donk</p>
POLYPORALES
<p>ATHELIACEAE <i>Amphinema byssoides</i> (Pers.) J. Erikss. <i>Athelia decipiens</i> (Höhn. & Litsch.) J. Erikss. <i>Athelia</i> sp.</p>
<p>PHANEROCHAETACEAE <i>Ceraceomyces sulphurinus</i> (P. Karst.) J. Erikss. & Ryvarde <i>Phanerochaete</i> sp. <i>Phanerochaete cacaina</i> (Bourdot & Galzin) Burds. & Gilb. <i>Phlebiopsis gigantea</i> (Fr.) Jülich</p>
<p>HAPALOPILACEAE <i>Ceriporiopsis</i> sp.</p>
<p>GANODERMATACEAE <i>Ganoderma</i> sp. <i>Ganoderma applanatum</i> (Pers.) Pat. <i>Ganoderma tsugae</i> Murrill</p>
<p>HYPHODERMATACEAE <i>Hypochnicium bombycinum</i> (Sommerf.) J. Erikss.</p>
<p>MERULIACEAE <i>Meruliopsis albostramineus</i> (Torrend) Jülich & Stalpers <i>Meruliopsis ambigua</i> (Berk.) Ginns <i>Meruliopsis hirtella</i> (Burt) Ginns <i>Meruliopsis taxicola</i> (Pers.) Bondartsev</p>
<p>POLYPORACEAE <i>Dichomitus squalens</i> (P. Karst.) D.A. Reid <i>Perenniporia</i> sp. <i>Perenniporia medulla-panis</i> (Jacq.) Donk <i>Perenniporia subacida</i> (Peck) Donk <i>Perenniporia tenuis</i> (Schwein.) Ryvarde, (1973) <i>Polyporus arcularius</i> (Batsch) Fr. <i>Poria lindbladii</i> (Berk.) Cooke <i>Pycnoporus cinnabarinus</i> (Jacq.) Fr.</p>

<p><i>Skeletocutis lenis</i> (P. Karst.) Niemelä <i>Trametes versicolor</i> (L.) Lloyd <i>Trichaptum abietinum</i> (Dicks.) Ryvarden</p>
<p>SISTOTREMATACEAE <i>Trechispora farinea</i> (Pers.) Liberta</p>
<p>RUSSULALES</p>
<p>AURISCALPIACEAE <i>Auriscalpium vulgare</i> Gray</p>
<p>STEREACEAE <i>Stereum sanguinolentum</i> (Alb. & Schwein.) Fr. <i>Laxitextum bicolor</i> (Pers.) Lentz</p>
<p>LACHNOCLADIACEAE <i>Vararia</i> sp.</p>
<p>BONDARZEVIACEAE <i>Heterobasidion annosum</i> (Fr.) Bref.</p>
<p>CANTHARELLALES</p>
<p>BOTRYOBASIDIACEAE <i>Haplotrichum</i> sp. <i>Haplotrichum rubiginosum</i> (Fr.) Hol.-Jech. <i>Haplotrichum ramosissimum</i> (Berk. & M.A. Curtis) Hol.-Jech.</p>

Ademas de encontrar hongos que causan pudrición blanca, tambien se encontraron algunos de pudrición café. Aunque no estan dentro del objetivo, considero que son importantes por el papel que juegan como desintegradores de materia orgánica. De estos se encontraron 4 ordenes; sin embargo, el orden Polyporales es el que contiene mas familias y por ende mas especies (TABLA 5).

<p>Tabla 5. RELACIÓN DE HONGOS CAUSANTES DE PUDRICIÓN CAFÉ</p>
<p>BASIDIOMYCOTA BASIDIOMYCETES AGARICOMYCETIDAE</p>
<p>AGARICALES</p>
<p>CORTINARIACEAE <i>Gymnopilus</i> sp. <i>Gymnopilus sapineus</i> (Fr.) Maire</p>
<p>BOLETALES</p>
<p>CONIOPHORACEAE <i>Coniophora arida</i> (Fr.) P. Karst. <i>Leucogyrophana olivascens</i> (Berk. & M.A. Curtis) Ginns & Weresub</p>

<i>Pseudomerulius aureus</i> (Fr.) Jülich
HYGROPHOROPSIDACEAE <i>Tapinella panuoides</i> (Batsch) E.-J. Gilbert
DACRYMYCETALES
DACRYMYCETACEAE <i>Dacrymyces chrysospermus</i> Berk. & M.A. Curtis <i>Dacrymyces dictyosporus</i> G.W. Martin <i>Dacrymyces stillatus</i> Nees <i>Dacryopinax spathularia</i> (Schwein.) G.W. Martin
POLYPORALES
MERIPILACEAE <i>Antrodia</i> sp <i>Antrodia sinuosa</i> (Fr.) P. Karst.
POLYPORACEAE <i>Cryptoporus volvatus</i> (Peck) Shear <i>Neolentinus lepideus</i> (Fr.) Redhead & Ginns <i>Phaeolus schweinitzii</i> (Fr.) Pat.
FOMITOPSIDACEAE <i>Postia</i> sp. <i>Postia caesia</i> (Schrad.) P. Karst. <i>Postia floriformis</i> (Quél.) Jülich <i>Postia guttulata</i> (Peck) Jülich <i>Postia sericeomollis</i> (Romell) Jülich <i>Fomitopsis cajanderi</i> (P. Karst.) Kotl. & Pouzar <i>Fomitopsis pinicola</i> (Sw.) P. Karst.
GLOEOPHYLLACEAE <i>Gloeophyllum sepiarium</i> (Wulfen) P. Karst.
MERULIACEAE <i>Merulius aureus</i> Fr.

6.1.1 Descripción de hongos macromicetos identificados.

AGARICALES

CORTINARIACEAE

Gymnopilus sp.

Basidiocarpos centralmente estipitados de color naranja, café rojizo o amarillo, lamelados. Pueden o no tener el velo. Las esporas son brillantes, anaranjadas o café amarillento en masas, de superficie rugosa, de pared delgada.

Gymnopilus sapineus (Fr.) Maire

Basidiocarpos centralmente estipitados, solitarios o en grupos. Píleo de 2-4 cm de diámetro, de color café amarillento, minutamente escuamuloso. Himenio lamelar, laminas de color café, estípites 2-5 cm de largo, 3-6 mm de grueso. Esporas 8-9 x 5-5.5 μm , elipsoides a fusiformes, ligeramente verrugosas, amarillentas en KOH, dextrinoides.

MARASMIACEAE***Armillaria mellea*** (Vahl) P. Kumm

Basidiocarpos estipitados, simples o cespitosos, píleo hasta 3 a 10 cm de diámetro, estípites de 5 a 15 de largo. Superficie del sombrero color miel o algo más oscura, con escamas fibrilosas. Láminas decurrentes con un anillo de color crema presente, sobre todo en especímenes jóvenes. Esporas 7.5-9.5 x 4.5- 5.5 μm . En la base de tocones y árboles muertos o vivos en *Pinus pseudostrobus*, *Pinus hartwegii* y *Pinus cembroides*.

NIDULARIACEAE***Crucibulum leave*** (Huds.) Kambly

Hongos en forma de copas (nidos de pájaros) de 0.5 a 1 cm de alto, haciéndose más estrechos en su base. Superficie externa aterciopelada, superficie interna lisa. Peridiolos (huevos) blanquecinos. Esporas 4-10 x 4-6 μm .

STROPHARIACEAE***Hypholoma capnoides*** (Fr.) P. Kumm.

Basidiocarpo estipitado, creciendo en grupos. Sombrero 2.5-7-5 cm de diámetro, de color amarillento con el centro más oscuro. Himenio con láminas de color grisáceo. Pie 5-7 cm de largo, 2.5-1 cm de ancho. Esporas elipsoides, 6-7 x 3-4.5 μm .

***Pholiota* sp.**

Basidiocarpo estipitado de color amarillo brillante, escamoso, presentan cortinas de color marrón, velo presente. Esporas lisas, con un apículo o poro apical, reacción negativa en Melzer.

TRICHOLOMATACEAE***Panellus mitis*** (Pers.) Singer

Basidiocarpo estipitado lateralmente, píleo 0.5–1.5cm en forma de abanico, blanco tornándose de color rosáceo; Pie 5–10 x 3–5 mm, lateral, aplanado, blanquecino cubierto con gránulos. Láminas muy juntas, blancas a color crema, de color oscuro al secarse. Esporas 3.5–5 x 1–1.5 μm cilíndricas, amiloides.

Xeromphalina campanella (Batsch) Maire

Basidiocarpos centralmente estipitados, gregarios a densamente cespitosos; pileo 0.5-2 cm de diámetro de color café amarillento a café canela, liso o ligeramente fibriloso. Himenio lamelar, láminas decurrentes, de color café amarillento. Estípite de color café de 1-2 mm de diámetro hasta 4 cm de largo. Esporas 6.5-8 x 3.5-4.5 μm , elipsoides, hialinas o amarillento pálidas.

PLUTEACEAE***Pluteus cervinus*** P. Kumm.

Basidiocarpo estipitado, píleo 3-10 cm de diámetro, superficie superior grisácea a de color café, lisa, ligeramente estriada. Láminas libres de color rosado. Esporas elipsoides 7-9 x 5-6 μm .

SCHIZOPHYLLACEAE***Schizophyllum commune*** Fr.

Basidiocarpo sésil, en forma de abanico o concha, bordes irregulares, superficie superior blanca a blanco grisácea o bronceada. Himenio lamelar, las láminas del color del sombrero, divididas longitudinalmente. Esporas 3-4 x 1-1.5 μm , cilíndricas o elipsoides, lisas.

BOLETALES**CONIOPHORACEAE*****Coniophora arida*** (Fr.) P. Karst.

Basidiocarpo efuso, membranoso, árido, adnato, de color café claro a café oliváceo, liso. Margen de color café amarillento o blanquecino. Basidiosporas de 10-17 x 5-8 μm , elipsoides, de color café amarillento en KOH, lisas, dextrinoides.

Leucogyrophana olivascens (Berk. & M.A. Curtis) Ginns & Weresub

Basidiocarpo frágil, superficie himenial pelicular, de color mostaza a color verde oliváceo. Lisa a grandinoide; margen blanco. Cistidios en grupos hifoide, no incrustadas de pared delgada, 3-4 μm de diámetro, hasta 60 μm de largo. Esporas 4-6.5 x 3-4 μm , elipsoides, amarillento pálidas, lisas, dextrinoides.

Pseudomerulius aureus (Fr.) Jülich

Basidiocarpos de 5-20 cm de largo, 2 mm de grosor, de color naranja brillante a color café dorado, de color más pálido en el margen. Himenio corrugado. Esporas 3.5-4.5 x 1.3-2 μm , cilíndricas, lisas.

HYGROPHOROPSIDACEAE

Tapinella panuoides (Batsch) E.-J. Gilbert

Basidiocarpos sésil o con una base lateral angosta. De 2-7 cm de ancho, creciendo simples o en grupos. Superficie superior de color ante ocráceo, lisa. Himenio lamelar, con laminas de color ante rosáceo. Basidiosporas 4.5-5 x 3-3.5 μm , elipsoides, lisas, amarillento pálidas en KOH, fuertemente dextrinoides.

DACRYMYCETALES

DACRYMYCETACEAE

Dacrymyces chrysospermus Berk. & M.A. Curtis

Basidiocarpo gelatinoso, de color naranja brillante cuando fresco, cerebriforme, o simple, flabeliforme o lobado, esporas 17-22 x 5-6.5 μm , cilíndricas, curvadas, hialinas con 7 septos.

Dacrymyces dictyosporus G.W. Martin

Basidiocarpo gelatinoso, de color naranja brillante a amarillo pálido. Esporas 24-30 x 10-14 μm con 7 septos transversales y varios septos longitudinales.

Dacrymyces stillatus Nees

Basidiocarpos gelatinosos, pulvinados o discoides de color amarillo a naranja cuando frescos al secarse de color café rojizo. Basidiosporas 12-15 x 5-6 μm , ampliamente cilíndricas, ligeramente curvadas, con tres septos, hialinas, lisas.

Dacryopinax spathularia (Schwein.) G.W. Martin

Basidiocarpos gelatinosos, gregarios o agregados en líneas, estipitados y pileados de color amarillo a naranja. Píleo espatulado, himenio unilateral. Esporas 8-10.5 x 3.5-4 μm , ligeramente cilíndrico curvadas, con un septo.

HYMENOCHAETALES**SCHIZOPORACEAE*****Hyphodontia abieticola*** (Bourdot & Galzin) J. Erikss.

Basidiocarpo adnato, de color ante claro a ante ocráceo, himenio dentado, dientes suaves, hasta de 600 μm de largo. Cistidios abundantes, originándose en el subhimenio hasta de 165 μm de largo y proyectándose hasta 60 μm , 6-8 μm de diámetro. Esporas 5-7 x 3-4 μm , cilíndrico elipsoides, hialinas, lisas.

Hyphodontia breviseta (P. Karst.) J. Erikss.

Basidiocarpos efusos, superficie hymenial color ante a crema, con apariencia farinácea, dientes pequeños de 100 a 200 μm de largo. Cistidias hifoides, de paredes delgadas, con incrustaciones dispersas. Esporas 3-5 x 2.5-3 μm , ovoides a elipsoides, hialinas.

Hyphodontia latitans (Bourdot & Galzin) Ginns & M.N.L. Lefebvre

Basidiocarpo anual, resupinado. Himenio poroide, de color ante claro a ante canela. Poros angulares, 2-3 por mm. Sistema hifal monomítico. Cistidios cilíndricos, con contenidos refractivos, no incrustados, de paredes delgadas, 3-4.5 μm de diámetro. Esporas 3.5-5 x 0.5-0.7 μm , alantoides, hialinas.

HYMENOCHAETACEAE***Onnia circinata*** (Fr.) P. Karst.

Basidiocarpos usualmente lateralmente subestipitados o sésiles en la base de árboles vivos. Píleo hasta de 10 cm de diámetro, superficie superior de color café amarillento a color café oscuro, tomentoso. Himenio poroide, de color ante a color café oscuro con la edad, poros angulares, de 3-4 por mm. Setas frecuentes con los ápices ganchudos, 40-90 x 10-20 μm . Esporas 5-7 x 3-4 μm , elipsoides a ovoides, hialinas, lisas.

***Phellinus* sp.**

Basidiocarpo perenne, resupinado, efuso-reflejado o sésil. Reacciona el tejido con solución de KOH. Hifas delgadas o de pared gruesa, con septos simples, conexiones ausentes. Basidiosporas hialinas o de color marrón, lisa, reacción negativa en Melzer.

***Phellinus pini* (Brot.) Bondartsev & Singer**

Basidiocarpos perennes, sésiles, efuso reflejados o algunas veces resupinados. Superficie superior de color café rojizo claro a oscuro. Himenio poroide, poros circulares o dedaloides, de 2-3 por mm. Setas abundantes, ventricosas 30-60 x 10-14 μm . Esporas 4.5-6 x 3.5-4.5 μm , ovoides o subglobosas, hialinas, lisas.

***Phellinus chrysoloma* (Fr.) Donk**

Basidiocarpos perennes, efuso reflejados a sésiles, a menudo imbricados en árboles en pie o tocones. Pileos delgados, aplanados, dimidiados, a alongados, hasta de 5 cm de ancho; superficie superior tomentosa a hispida, surcada, zonada, de color café rojizo a color café amarillento. Himenio poroide, poros angulares a ligeramente dedaloides, 1- 3 por mm. Setas abundantes, de pared gruesa, de 25-60 x 7-10 μm . Esporas 4-5.5 x 4-5 μm , ovoides a subglobosas, hialinas, lisas.

***Phellinus torulosus* (Pers.) Bourdot & Galzin**

Basidiocarpo sésil dimidiado, aplanado hasta de 456 cm de ancho. Superficie superior surcada, tomentos de color café, himenio poroide, de color café amarillento. Poros 5-7 por mm. Setas raras ventricosas hasta de 49 μm de largo. Esporas 4-6 x 3-4 μm , ovoides a elipsoides, hialinas.

***Phellinus viticola* (Schwein.) Donk**

Basidiocarpos efuso reflejados, sésiles o, a menudo, enteramente resupinados. Píleo dimidiado a en forma de concha hasta de 1.5 cm de ancho. Superficie superior de color café rojizo a negruzca. Himenio poroide, de color amarillento a café rojizo, poros 4-7 por mm, tubos blanquecinos por dentro. Setas abundantes de 30-40 x 5-8 μm . Esporas 5.5-8 x 1.5-2 μm , cilíndricas, rectas o ligeramente curvadas, hialinas.

POLYPORALES**ATHELIACEAE*****Amphinema byssoides* (Pers.) J. Erikss.**

Basidiocarpo membranoso, fácilmente separable. Himenio apareciendo tomentoso, de color ante, subículo y margen aracnoide. Cistidios abundantes, de pared delgada, minutamente rugoso o con incrustaciones finas, 3-4 μm de diámetro y proyectándose hasta 100 μm . Esporas 5-6 x 2-3 μm , cilíndricas a elipsoides, hialinas, lisas.

***Athelia decipiens* (Höhn. & Litsch.) J. Erikss.**

Basidiocarpo ampliamente efuso, delgado, frágil, separable en pequeñas porciones. Himenio liso blanco a grisáceo, basidiosporas 4-6 x 2-3 μm , elipsoides, hialinas, lisas.

***Athelia* sp.**

Basidiocarpo resupinado; superficie himenial peliculosa sobre un subículo laxo; liso o ligeramente meruloide cuando es fresco y liso cuando esta maduro; hifa delgada, de pared delgada, simple o nodosa-septada; Basidio claviforme, 4 esterigmas; basidiospora hialina, lisa, subglobosa o cilíndrica, reacción negativa en Melzer.

MERIPILACEAE***Antrodia* sp**

Basidiocarpo anual o perenne, resupinado o efuso-reflejado, mostrando un sistema hifal dimítico, no presenta cistidias. Cistidiolo presente entre el basidio. Esporas cilíndricas u oblongas, elipsoidal, hialina, de pared delgada, lisa y no amiloides.

***Antrodia sinuosa* (Fr.) P. Karst.**

Basidiocarpo anual, ampliamente efuso, duro, corchoso, fácilmente resinoso, sabor resinoso amargo. Himenio poroide, blanquecino, al secarse bronceado. Poros circulares o angulares, 2-4 por mm. Basidiosporas 4-5.5 x 1.5- 2 μm , cilíndricas, curvadas, hialinas, lisas.

PHANEROCHAETACEAE***Ceraceomyces sulphurinus*** (P. Karst.) J. Erikss. & Ryvarde

Basidiocarpo efuso, superficie himenial amarilla, de color crema cerca del margen, rizomórfico. Esporas cilíndricas, 4-5.5 x 2-2.5 µm.

***Phanerochaete* sp.**

Basidiocarpo resupinado. Hifa simple septada. Basidio claviforme. Cistidio cilíndrico, de pared delgada. Basidiospora cilíndrica, hialina, reacción negativa en Melzer.

Phanerochaete caccina (Bourdot & Galzin) Burds. & Gilb.

Basidocarpos efusos, fácilmente separables. Himenio liso de color ante rosáceo o ante pálido, apareciendo pilosa bajo la lupa, cistidios abundantes fusiformes de paredes delgadas, 6-7.5 µm de diámetro y proyectándose hasta 80 µm. Esporas 9-12 x 3-3.5 µm, alantoides, hialinas.

Phlebiopsis gigantea (Fr.) Jülich

Basidiocarpos al secarse muy duros, superficie himenial lisa de color blanquecino a color crema. Hifas gelatinizándose en KOH. Cistidios abundantes de paredes gruesas, fuertemente incrustados. 10-15 µm de diámetro y hasta 70 µm de largo. Esporas 5-7 x 3-3.5 µm, cilíndricas, hialinas, lisas.

HAPALOPILACEAE***Ceriporiopsis* sp.**

Basidiocarpo anual, resupinado, ligeramente coloreado, poros pequeños a medianos, contexto blanco a ligeramente coloreado y delgado. Sistema hifal monomítico con conexiones de hifas generativas. Esporas lisas, de pared delgada, hialina, reacción negativa en Melzer.

FOMITOPSIDACEAE***Postia* sp.**

Basidiocarpo anual, sésil, efuso-reflejado, o algunas veces resupinado. Hifas de pared delgada, nodosa-septada. Cistidio presente o ausente. Basidio claviforme, 5-6

µm en diámetro. Basidiosporas cilíndricas o alantoides, hialinas, lisas, reacción negativa en Melzer.

Postia caesia (Schrad.) P. Karst.

Basidiocarpo anual., sésil o efuso reflejado, solitario hasta 1.5x 3 x 1.5 cm, superficie superior blanquecina, usualmente con tonalidades azul pálido, finamente tomentoso. Himenio poroide, blanquecino, con un tinte azul, poros 4-6 por mm. Esporas 4.5-6 x 1-1.5 µm, cilíndrica, usualmente curvadas, hialinas, lisas.

Postia floriformis (Quéél.) Jülich

Basidiocarpos lateralmente subestipitados a sésiles o efuso reflejados. Pileo usualmente imbricado.

Postia guttulata (Peck) Jülich

Basidiocarpo anual, sésil o subestipitado, hasta 10 cm de ancho, superficie superior color blanca a color crema cambiando a un color más oscuro con la edad. Himenio poroide, poros de color crema a blancos, 4-6 poros por mm. Todas partes del hongo con un sabor ácido. Esporas 4-5 x 2-2.5 µm, cilíndricas, hialinas, lisas.

Postia sericeomollis (Romell) Jülich

Basidiocarpo anual, resupinado, efuso arriba de de 15 cm. Himenio poroide, poros de color blanco o amarillento, circulares o angulares, 4-6 por mm. Sistema hifal monomítico. Cistidia de 14-26 X 6-10 µm. Basidio claviforme, 18-20 X 5-6 µm. Esporas oblongas o cilíndrico-elipsoidales, hialina, lisa, 4-5 X 2-2.5 µm.

Fomitopsis cajanderi (P. Karst.) Kotl. & Pouzar

Basidiocarpo perenne, sésil, efuso reflejado, de color rosado al principio viniendo a ser después café rosado a gris. Superficie himenial de color rosa, poros circulares a angulares, 4-5 por mm. Esporas 5-7 x 1.5-2 µm, cilíndricas, ligeramente curvadas, hialinas.

Fomitopsis pinicola (Sw.) P. Karst.

Basidiocarpos perennes, usualmente sésiles, aplanados o unglados, algunas veces efuso reflejados hasta de 38 x 20 x 15 cm. Superficie superior glabra, de color café, negruzca o rojiza y resinosa. Superficie himenial blanquecina, poros circulares, 5-6 por mm. Esporas elipsoides, hialinas lisas, 6.5-7.5 x 3-4 μm .

GLOEOPHYLLACEAE

Gloeophyllum sepiarium (Wulfen) P. Karst.

Basidiocarpo anual, efuso reflejado a sésil. Superficie superior de color café rojizo o más oscura, hirsuto, concéntricamente zonado. Superficie himenial de color café amarillento, radialmente laminado. Láminas separadas hasta 1 mm una de otra. Esporas 8-11 x 3-3.5 μm , cilíndricas, hialinas, lisas.

GANODERMATACEAE

***Ganoderma* sp.**

Basidiocarpo anual o perenne, estipitado o sésil. Superficie del píleo delgada, aplanada, color crema o café oscuro. Poro superficial de color crema, de 4-7 por mm. Sistema hifal trimítico. Basidia elipsoidal. Basidiospora elipsoidal, truncada en la base y con un poro germinativo, reacción negativa en Melzer.

Ganoderma applanatum (Pers.) Pat.

Basidiocarpo perenne, sésil, leñosos a corchosos, aplanado, raramente unglado, costroso, grisáceo a negro o de color café. Himenio poroide, blanca, poros 4-6 por mm. Esporas 9-12 x 6.5 -8 μm , ovoides, truncadas en su extremo distal, con dos paredes conectadas por pilares, de color café.

Ganoderma tsugae Murrill

Basidiocarpo anual, sésil o lateralmente estipitado. Píleo aplanado, dimidiado, superficie superior de color café rojizo a café caoba, laqueada. Himenio poroide, de color crema, poros 5-6 por mm. Esporas 13-15 x 7.5-8.5 μm , elipsoides, truncadas en el ápice, con doble pared.

HYPHODERMATACEAE***Hypochnicium bombycinum*** (Sommerf.) J. Erikss.

Basidiocarpo adnato, de color crema. Himenio liso o raduloide. Esporas 7-10 x 5-6.5 μm , ampliamente elipsoides, hialino, paredes ligeramente engrosadas.

MERULIACEAE***Meruliopsis albostramineus*** (Torrend) Jülich & Stalpers

Basidiocarpo efuso, adnato; margen color blanco o pálido, granuloso o micelioide. Himenio blanco o crema cuando es fresco. Sistema hifal monomítico, hialino. Cistidia rara o ausente, claviforme, 22-50 X 3-7 μm . Basidia delgada, claviforme, 12-24 X 4.5-5.5 μm . Basidiospora cilíndrica, 3.5-5.5 X 1.5-2 μm .

Meruliopsis ambigua (Berk.) Ginns

Basidiocarpo resupinado o ligeramente reflejo. Superficie externa blanca, tomentosa. Superficie himenial cerosa, poroide, de color violáceo oscuro a color café. Esporas 5.-7 x 2-2.8 μm , oblongas a ovoides. En ramas muertas adheridas en árboles vivos en todas las especies de pinos estudiadas.

Meruliopsis hirtella (Burt) Ginns

Basidiocarpo resupinado, ampliamente efuso, superficie himenial meruloide, de color ante rosáceo a color crema. Cistidios frecuentes de pared delgada, cilíndricos. Esporas 4.5-6 x 2-2.5 μm , cilíndricos, a ligeramente alantoides.

Meruliopsis taxicola (Pers.) Bondartsev

Basidiocarpo anual, suave, rígido cuando seco, margen estéril, blanco. Himenio meruloide (con poros muy ligeros) de color púrpura oscuro, poros 4-5 por mm. Sistema hifal monomítico. Esporas 4-6 x 1-1.5 μm , alantoides, hialinas, lisas.

Merulius aureus Fr.

Basidiocarpo usualmente resupinado, pero a veces algo reflejo, separable. Himenio radialmente plicado poroso, de color amarillo naranja. Esporas 3.5-4.5 x 1.5-2 μm , cilíndricas o sub alantoides, de color café amarillento pálido, lisas.

POLYPORACEAE***Dichomitus squalens* (P. Karst.) D.A. Reid**

Basidiocarpo anual, efuso reflejado o más comúnmente resupinados. Superficie superior blanquecina. Himenio poroide de color blanquecino. Poros 5-6 por mm. Hifas esqueléticas ramificadas en forma dendroide y adelgazándose en forma aguda. Esporas 8-12 x 3-4 μm , cilíndricas, hialinas, lisas.

***Perenniporia* sp.**

Basidiocarpo perenne, raramente anual, resupinado o pileado. Píleo liso. Poro superficial blanco o crema, pequeño, isodiamétrico. Sistema hifal dimítico, con hifa generativa de pared delgada, hialina. Basidiosporas delgadas, globosa a elipsoidal, hialinas, reacción negativa en Melzer.

***Perenniporia medulla-panis* (Jacq.) Donk**

Basidiocarpo anual a perenne, ampliamente efuso, resupinado, aunque a veces algo reflejo, duro y corchoso. Himenio poroide muy variable en color cinereo, crema, ante o amarillo brillante. Poros circulares, 5-7 por mm. Sistema hifal trimítico. Esporas 5-6.5 x 3-4 μm , elipsoides a ovoides, usualmente truncadas, de paredes gruesas, lisas, hialinas, ligera o fuertemente dextrinoides.

***Perenniporia subacida* (Peck) Donk**

Basidiocarpo perenne, ampliamente efuso, duro y no fácilmente separable, margen blanquecino. Himenio poroide, blanquecina a amarillenta o bronceada, brillante, poros 3-5 por mm. Sabor ligeramente ácido. Sistema hifal trimítico. Esporas 4.5-6.5 x 3-4-5 μm , ovoides a oblongas o ampliamente elipsoides, hialinas, lisas.

Perenniporia tenuis* (Schwein.) Ryvar den, (1973) var. *tenuis

Basidiocarpo anual ampliamente efuso. Himenio poroide, de color crema a color ante cuando seco, poros 3-4 por mm, circulares a angulares. Sistema hifal dimítico, esporas 6-7y x 4-5 μm , elipsoides, algunas truncadas, de pared delgada, hialinas, lisas.

Polyporus arcularius (Batsch) Fr.

Basidiocarpo estipitado, solitario. Píleo hasta 5 cm de diámetro, de color paja a café oscuro, margen ciliado. Estípite hasta 3.5 cm de largo, del mismo color que el píleo. Poros 1-2 por mm hexagonales. Esporas cilíndricas 7-9 x 2.5-3 µm

Poria lindbladii (Berk.) Cooke

Basidiocarpo efuso, anual o reviviendo, coriáceo. Himenio poroide, de color blanquecino o cinereo, poros 4-6 por mm. Sistema hifal trimítico. Basidiosporas 5-7 x 1.5-2 µm, cilíndricas, curvadas, hialinas, lisas.

Pycnoporus cinnabarinus (Jacq.) Fr.

Basidiocarpo 3-5 cm de ancho, sésil a efuso reflejado, superficie superior de color rojo o naranja, cambiando a más pálido en ejemplares viejos. Himenio poroide de color rojo a naranja. Poros 3-4 por mm. Esporas 6-8 x 2.5-3 µm, cilíndricas, hialinas.

Skeletocutis lenis (P. Karst.) Niemelä

Basidiocarpo anual, suave, fácilmente separable, delgado, blanquecino. Himenio poroide, de color blanquecino a color ante, poros angulares a circulares, 4-7 por mm. Sistema hifal dimítico. Esporas 3.5-4.5 x 1-1.5 µm, lunadas, hialinas, lisas.

Trametes versicolor (L.) Lloyd

Basidiocarpo anual, sésil o efuso reflejado, dimidiado, en grandes grupos, superficie superior hirsuta a tomentosa, altamente variable en color, con zonas concéntricas bien definidas en varios tonos de café, ante, café rojizo o tonos azulados. Himenio poroide, de color crema a cinerea, poros angulares a circulares, 4-5 por mm. Esporas 5-6 x 1.5-2 µm, cilíndricas, ligeramente curvadas, hialinas, lisas.

Trichaptum abietinum (Dicks.) Ryvarden

Basidiocarpo anual, efuso reflejado, sésil o hasta resupinado, solitario o imbricado, superficie superior grisácea, hirsuta. Superficie himenial de color violácea cuando fresca, cambiando a color café pálido. Poros 4-6 por mm, permaneciendo poroide o cambiando a hydnoide. Esporas 6-7.5 x 2.5-3 µm, cilíndricas, hialinas.

Cryptoporus volvatus (Peck) Shear

Basidocarpo ungulado, solitario 2.5-3.5 cm de ancho, 1.5 a 2.5 cm de alto. Superficie superior de color crema o amarillento cubierto por una capa laqueada. Himenio cubierto por una membrana que cubre los poros que son de color café oscuro a café achocolatado con poros pequeños de 4-5 por mm. Esporas cilíndricas 9-12 x 3.5-4 µm.

Neolentinus lepideus (Fr.) Redhead & Ginns

Basidiocarpos centralmente o excéntricamente estipitados, duros, al secarse rígidos, hasta de 15 cm de diámetro; superficie superior de color ante pálido, fracturándose y dando una apariencia escamosa. Himenio lamelar, láminas muy juntas, adnatas, serradas, de color crema, estípites de color crema a color ante pálido, con escumulas en la base. Cistidios abundantes, cilíndricas, de pared delgada, 3-5 µm de diámetro, 40-60 µm de largo. Esporas 9-11 x 3-3.5 µm, cilíndricas, hialinas, lisas.

Phaeolus schweinitzii (Fr.) Pat.

Basidiocarpo anual, estipitado en el suelo o ocasionalmente sésil en tocones o troncos. Estípites central o lateral corto y rígido. Píleos solitarios o imbricado, circular o lobado hasta 21 cm de diámetro, superficie superior de color café amarillento cuando fresco, de color café rojizo oscuro al secarse, tomentoso a hirsuto, finamente zonado. Himenio poroide, del color café a café amarillento. Esporas 6-9 x 3.5-5 µm, elipsoides a ovoides, hialinas, lisas.

SISTOTREMATACEAE

Trechispora farinacea (Pers.) Liberta

Delgado, blanquecino o de color ante pálido. Himenio grandinoide o hydneaceo. Margen floccoso, ocasionalmente rizomórfico. Esporas 3-4 x 2.5-3 µm, elipsoides a subglobosas, hialinas a amarillento pálidas, equinuladas.

RUSSULALES**AURISCALPIACEAE*****Auriscalpium vulgare* Gray**

Basidiocarpos estipitados. Píleo 1-3 cm de diámetro, reniforme, de color café rojizo a café canela. Himenio dentado, dientes de 1 a 3 mm de largo, de color café a color café ante. Estípite 2-8 cm de alto, 1-3 mm de grueso. Esporas redondas, 4-5 μm de diámetro, rugosas, ornamentación amiloide.

STEREACEAE***Stereum sanguinolentum* (Alb. & Schwein.) Fr.**

Basidiocarpo coriáceo resupinado o efuso reflejado, superficie superior de color ante o grisácea. Hymenio de color café cambiando a rojizo cuando se maltrata. Esporas cilíndricas, amiloides, de 5-8 x 2-3 μm .

***Laxitextum bicolor* (Pers.) Lentz**

Basidiocarpos resupinado, efuso reflejado o sésil, lateralmente confluyente o imbricado, suave coriáceo, frágil. Superficie superior tomentosa a hirsuta, con surcos y zonada, de color café grisáceo, café claro a color café oscuro. Superficie himenial lisa o ligeramente tuberculada, de color blanca a blanco amarillento. Sistema hifal monomítico. Hifas con fíbras. Gloeocistidios presentes de 25 -115 x 4-10 μm . Esporas 4-5 x 2-3 μm , sublogosas a elipsoides, hialinas, equinuladas, amiloides.

LACHNOCLADIACEAE***Vararia* sp.**

Basidiocarpo resupinado, anual o perenne. Superficie himenial lisa, ligeramente rosado. Cistidia presente. Basidio creciendo de un basidiolo en la región subhimenial, cilíndrico, frecuentemente hinchado en la base. Basidiosporas lisas u ornamentadas, globosas, cilíndricas o fusiformes, amiloides y no amiloides.

BONDARZEWIACEAE***Heterobasidion annosum* (Fr.) Bref.**

Basidiocarpo anual o perenne, efuso reflejado o sésil, a menudo resupinado, irregular en forma, superficie glabra o tomentosa incrustada de color café, negruzco

con la edad, concéntrico. Superficie himenial blanca o de color crema, brillante. Poros 4-5 por mm, circulares o angulosos. Esporas subglobosas a ovoides, hialinas, equinuladas, 4.5-6.5 x 3.5-8 μm .

CANTHARELLALES

BOTRYOBASIDIACEAE

***Haplotrichum* sp.**

Colonias efusas, resupinadas, color café. Conidióforo semi-macronematoso. Célula conidiogena poliblastica, integrada, cilíndrica, terminal o intercalada. Dentículos usualmente prominentes, numerosos, cortos. Espora acropleurogena, creciendo holoblasticamente, solitaria o en cadenas ramificadas, lisa, elipsoidal, de pared delgada, hialina, amarilla-pálida o café rojiza.

***Haplotrichum rubiginosum* (Fr.) Hol.-Jech.**

Colonias efusas, aterciopeladas, de color canea a café chocolate. Conidioforos semi macronematos, mononematoso. Células conidiógenas poliblasticas con hasta 8 dentículos. Esporas 13-16 x 12-16 μm , globosas a subglobosas, al principio subhialinas tornándose luego oscuras y de pared doble.

***Haplotrichum ramosissimum* (Berk. & M.A. Curtis) Hol.-Jech.**

Colonia efusa, resupinada, aterciopelada. Conidióforo semi-macronematoso, mononematoso. Células conidiógenas poliblasticas, 13-21 X 9-12 μm , dentículos de 4 μm de largo por 3 de ancho. Espora de 8-21 X 7-10 μm .

6.1.2 Abundancia de macromicetos.

La abundancia está dada por el número de especies de hongos en las comunidades de pino. Para este caso se observa en la tabla 4 que *P. teocote* y *P. pseudostrobus* fueron los que obtuvieron 33 taxa de hongos, mientras que *P. arizonica* fue el que obtuvo el menor (Tabla 6).

TABLA 6. Abundancia de macromicetos asociados a bosques de pino

Hospederos	<i>P. arizonica</i>	<i>P. greggii</i>	<i>P. hartwegii</i>	<i>P. pseudostrobus</i>	<i>P. teocote</i>
Macromicetos	11	17	24	33	33

Algunas de estas especies de pino se asemejan entre si por los tipos de hongos que presentan, para este caso se hizo un análisis de similitud con el índice de Bray-Curtis para comparar las diferencias entres estas comunidades. Dicho análisis, nos arrojó la mayor semejanza del 48.48% entre *P teocote* y *P. pseudostrobus*, esto se debe a la abundancia de hongos que presentaron ambas especies y a su asociación con los mismos. Sin embargo, *P arizonica* fue la especie más distante en similitud y eso es debido a que 5 de las 11 especies de hongos se encuentran asociadas solo a esta especie de pino y el resto las comparte con las demás (Figura 5).

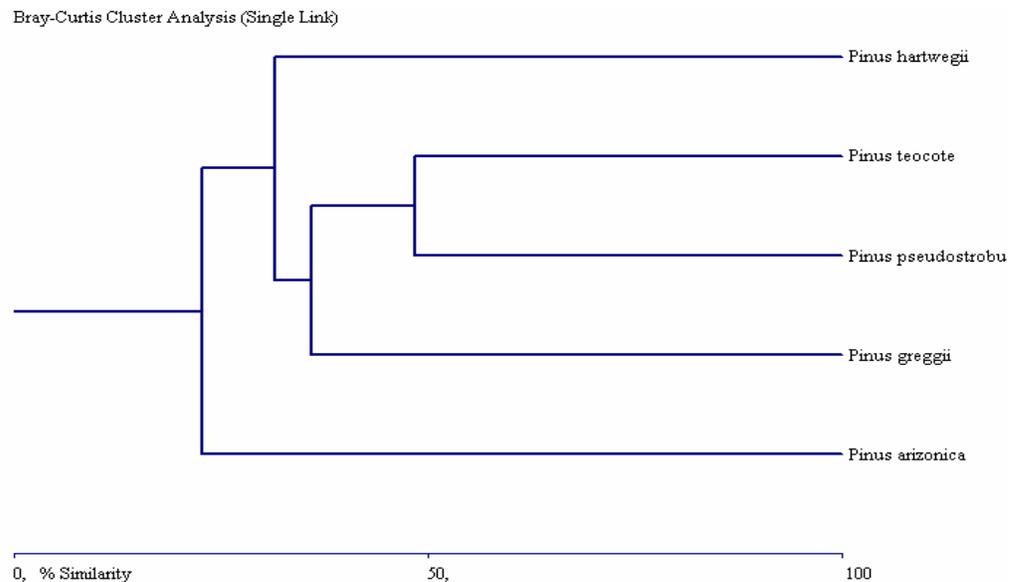


FIGURA 5. Análisis de similitud entre especies de pino y su relación con hongos macromicetos

Algunos hongos tienen un amplio rango de nichos a explotar, esto sucedió con seis especies encontradas; sin embargo, dichas especies tuvieron una preferencia mayor con *P. teocote* y *P. pseudostrobus*. Aunque estas especies tienen un amplio rango de hospederos, no se encontró a ninguna asociada con las cinco especies de pino (Tabla 7).

TABLA 7. Asociación de hongos macromicetos entre diferentes especies de pino.

Especies de hongo	Hospederos				
	<i>P. arizonica</i>	<i>P. greggii</i>	<i>P. hartwegii</i>	<i>P. pseudostrobus</i>	<i>P. teocote</i>
<i>Diplomitoporus lenis</i>		x	x	x	x
<i>Gloeophyllum saepiarium</i>		x	x	x	x
<i>Meruliopsis ambiguus</i>		x	x	x	x
<i>Perenniporia tenuis</i>	x		x	x	x
<i>Phellinus pini</i>	x	x		x	x
<i>Trichaptum abietinum</i>		x	x	x	x

6.1.3 Frecuencia de macromicetos.

Las especies más frecuentes fueron *Trichaptum abietinum*, *Gloeophyllum saepiarium*, *Dacrymyces dictyosporus* y *Meruliopsis ambiguus*, además estas especies se localizaron en diferentes localidades del estado.

6.1.4 Hongos causando pudrición blanca en madera en pie.

De las especies encontradas, solo *Phellinus pini* y *P. chrysoloma* fueron las que se encontraron sobre madera en pie causando pudrición blanca; sin embargo, *Ganoderma applanatum*, *Heterobasidium annosum* y *Phaeolus schweinitzii* aunque se encontraron sobre madera muerta, también pueden atacar a árboles vivos, solo que *P. schweinitzii* es un patógeno que ataca la raíz causando pudrición café.

La presencia de *Phellinus pini* se dió en todas las especies de pino, a excepción de *P. hartwegii*. Aunque las otras especies son hospedantes de este hongo, no todas presentan problemática en sintomatología, ya que el hongo puede estar presente en el hospedero sin causar daño alguno; tal es el caso de *P. arizonica*, *P. teocote* y *P. pseudostrobus*. Sin embargo la problemática se presentó solo en *P. greggii*, causando resinaciones en ramas y fuste, muerte apical, hojas cloróticas, tumoraciones, presencia de basidiocarpos, pudrición central y por último la muerte del árbol (FOTO 1-6).



Foto 1. Bosque de *Pinus greggii*, Galeana, N. L.



Foto 2. Árbol muerto por *Phellinus pini*.



Foto 3. Basidiocarpio de *Phellinus pini*



Foto 4. Resinaciones ocasionadas por *Phellinus pini*.



Foto 5. Tumorción asociada a *Phellinus pini*.



Foto 6. Pudrición central ocasionada por *Phellinus pini*.

6.1.5 Hongos desarrollados en extracto de malta agar.

De las colonias obtenidas de las muestras de viruta, se identificaron 76 morfoespecies, las cuales 21 se determinaron hasta especie y las demás se identificaron solo a género. 37 de ellos son dematiáceos, 21 moniliáceos, 16 coelomicetos y 2 basidiomicetos. Algunos géneros presentaban dos o más morfoespecies; es por esto, que se denominaron como spp (TABLA 8).

Tabla 8. RELACIÓN DE HONGOS DESARROLLADOS EN MEDIO DE CULTIVO	
HYPHOMYCETES MONILIACEOS	
<i>Acremonium spp</i>	Anamórfico
<i>Aspergillus spp</i>	Anamórfico
<i>Beauveria bassiana</i>	(Bals.-Criv.) Vuill. (1912) Anamórfico Clavicipitaceae
<i>Fusarium spp.</i>	Anamórfico
<i>Geotrichum sp.</i>	Anamórfico
<i>Monocillium sp.</i>	Anamórfico
<i>Paecilomyces spp.</i>	Anamórfico
<i>Penicillium spp.</i>	Anamórfico
<i>Torulomyces sp.</i>	Anamórfico Ascomycetes
<i>Trichoderma sp.</i>	Anamórfico
<i>Tritirachium sp.</i>	Anamórfico
HYPHOMYCETES DEMATIACEOS	
<i>Alternaria alternata</i>	(Fr.) Keissl. (1912) Anamórfico <i>Lewia</i>
<i>Arthrinium sp.</i>	Anamórfico
<i>Aureobasidium pullulans</i>	(de Bary) G. Arnaud (1918) Anamórfico
<i>Discosphaerina</i>	
<i>Chloridium sp.</i>	Anamórfico
<i>Cladosporium spp.</i>	Anamórfico
<i>Cladosporium cladosporioides</i>	(Fresen.) G.A. de Vries (1952) Anamórfico
<i>Mycosphaerella</i>	
<i>Cladosporium elatum</i>	(Harz) Nannf. (1934) Anamórfico <i>Mycosphaerella</i>

Cryptocoryneum sp. Anamórfico
Curvularia brachyspora Boedijn (1933) Anamórfico *Cochliobolus*
Diplococcium sp. Anamórfico
Diplococcium clarkia M.B. Ellis (1976) Anamórfico *Helminthosphaeria*
Epicoccum spp. Anamórfico
Epicoccum purpurascens Ehrenb. (1818) Anamórfico Ascomycetes
Gilmaniella sp. Anamórfico
Gilmaniella humicola G.L. Barron (1964) Anamórfico Ascomycetes
Humicola grisea Traaen (1914) Anamórfico Ascomycetes
Lacellina sp. Anamórfico
Nigrospora sp. Anamórfico
Nigrospora sphaerica (Sacc.) E.W. Mason (1927) Trichosphaeriales
Oidiodendron griseum Robak (1934) Anamórfico *Byssoascus*
Oidiodendron tenuissimum (Peck) S. Hughes (1958) Anamórfico *Byssoascus*
Periconia sp. Anamórfico
Phialophora sp. Anamórfico
Pithomyces chartarum (Berk. & M.A. Curtis) M.B. Ellis (1960) Anamórfico
Leptosphaerulina
Polyscytalum sp. Anamórfico
Rhinocladiella spp. Anamórfico
Scytalidium lignicola Pesante (1957) Anamórfico Ascomycetes
Taeniolella sp. Anamórfico
Trichocladium sp. Anamórfico
Tripospermum sp. Anamórfico
Troposporella sp. Anamórfico
Xilohypha sp. Anamórfico

COELOMYCETES

Asteroma sp. Anamórfico
Botryosphaeria rhodina (Berk. & M.A. Curtis) Arx (1970) Botryosphaeriaceae
Chaetophoma spp. Anamórfico
Diplodia sp. Anamórfico
Monochaetia sp. Anamórfico
Pestalotiopsis spp. Anamórfico
Pestalotiopsis guepinii (Desm.) Steyaert (1949) Anamórfico *Pestalosphaeria*
Phoma spp. Anamórfico
Phoma eupyrena Sacc. (1879) Anamórfico *Leptosphaeria*
Phoma glomerata (Corda) Wollenw. & Hochapfel (1936) Anamórfico
Leptosphaeria
Stilbospora sp. Anamórfico

BASIDIOMICETES

Phellinus chrysoloma (Fr.) Donk (1971)
Phellinus pini (Brot.) Bondartsev & Singer (1941)

6.1.6 Descripción de hongos desarrollados en extracto de malta agar.

HYPHOMYCETES MONILIACEOS

Acremonium spp Anamórfico

Las colonias son generalmente de crecimiento lento de color blanco, gris, rosa o anaranjada. Las hifas son hialinas y producen fiálides simples erectas. Conidio usualmente de una célula (ameroconidia) hialino o pigmentado, globoso a cilíndrico, mostrándose agregados en el ápice de cada fiálide.

Aspergillus spp Anamórfico

Colonias efusas, varios colores, frecuentemente verde o amarillentas, algunas veces café o negras. Conidióforo macronematoso, mononematoso de color café oscuro, usualmente liso, inflado en el ápice la cual contiene cortas ramificaciones o fialides en algunas especies. Conidio catenulado semi-endógeno, esférico de varios colores, liso o rugoso, verruculoso o equinulado, 0 septos.

Beauveria bassiana (Bals.-Criv.) Vuill. (1912) Anamórfico Clavicipitaceae

Micelio blanco o ligeramente coloreado con una apariencia a mildiu. Conidióforo simple, irregularmente agrupado sobre un grupo verticiliado, inflado en la base, formando una porción fértil delgada en forma de zigzag cuando son producidos los conidios. Conidio simpodulospora, hialino, 1 célula.

Fusarium spp. Anamórfico

Micelio algodonoso en cultivo, frecuentemente con tintes rosas, morados o amarillos. Conidióforo variable, delgado y simple, corto, ramificado irregularmente, simple o agrupado en esporodoquio. Conidio fialospora, hialino, principalmente de dos tipos; microconidio de 1 célula, ovoide u oblongo, creciendo simples o en cadenas; algunos conidios de 2 – 3 células, oblongos o ligeramente curvados. Presentan clamidosporas en algunas especies.

Geotrichum sp. Anamórfico

Micelio blanco, septado. Conidióforo ausente. Conidio hialino de 1 célula, corto, cilíndrico, formado por segmentación de la hifa.

Monocillium sp. Anamórfico

Conidióforo simple, septado, consistente de un pedicelo y una hinchada vesícula terminada en una fiálide que prolonga una larga cadena de conidios que son formados basipetalmente. Conidio de 1 célula, hialino, ovoide o elipsoidal, liso.

Paecilomyces spp. Anamórfico

Los conidióforos y sus fiálides son más divergentes que *Penicillium*. Conidio creciendo en cadenas basipétalas, de 1 célula, ovoide a fusiforme, hialino.

Penicillium spp. Anamórfico

Los conidióforos emergen del micelio y menos frecuente en un sinema, ramificado cerca del ápice, peniciliado, terminando en un grupo de fiálides. Conidio hialino o coloreado en masas, mostrando 1 célula, globoso u ovoide, creciendo en cadenas basipetalmente.

Trichoderma sp. Anamórfico

Conidióforo hialino muy ramificado, no verticilado. Fiálides simples o en grupos. Conidio subhialino a café, de 1 célula, ovoide, pequeño, creciendo en cabezas.

Tritirachium sp. Anamórfico

Conidióforo erecto, largo, delgado, simple o ramificado verticiladamente, en forma de zigzag. Conidio apical sobre nuevos puntos de crecimiento, hialino, de 1 célula, globoso u ovoide.

HYPHOMYCETES DEMATIACEOS

Alternaria alternata (Fr.) Keissl. (1912) Anamórfico *Lewia*

Colonias usualmente negras o café oliváceas, algunas veces gris. Conidióforo libre o en pequeños grupos, simple o ramificado, oliváceo o café amielado, liso, superior a 50 µm de largo y 3-6 de ancho. Conidio formado en largas cadenas, a veces ramificado, obpiriforme, ovoide a elipsoidal, color café pálido, liso o verruculoso, con mas de 8 septos transversales y usualmente varios longitudinales, 20-63 µm de largo y 9-18 de ancho.

Arthrinium sp. Anamórfico

Colonias compactas, negras o café oscuro. Conidióforo macronematoso, simple, hialino excepto por un septo oscuro delgado, incrementándose a lo largo cerca de la base. Conidio oscuro de una célula, ovoide, curvado a cuspidado, adjuntado a un lado y el ápice del conidióforo.

Aureobasidium pullulans (de Bary) G. Arnaud (1918) Anamórfico *Discosphaerina*

Colonia efusa, primero blanca o crema, tornándose posteriormente negra. Micelio inmerso, frecuentemente toruloso. Conidióforo micronematoso, ramificado, delgado, café, con pequeñas protuberancias laterales, primero hialino, posteriormente café oscuro, 5-8 μm en diámetro. Conidio agregado en masas, elipsoidal a ovoide, 0 septos, 4-6 X 2-3 μm .

Chloridium sp. Anamórfico

Colonias gris verdoso o cafés. Conidióforo macronematoso, café pálido, liso. Célula conidiógena monofialídica, integrada, terminal, percurrente, más o menos cilíndrica. Conidio formado en pequeñas masas, frecuentemente en largas columnas, simple, elipsoidal o subesférico, hialino, generalmente verde en masas, liso, 0 septos.

Cladosporium spp. Anamórfico

Colonia olivácea pero algunas veces gris, café o café oscuro. Conidióforo macronematoso o semimacronematoso y algunas veces micronematoso. Ramo-conidio frecuentemente presente. Célula conidiógena poliblastica, usualmente integrada, terminal e intercalada, simpodial, mas o menos cilíndrica, cicatrizada. Conidio formado en largas cadenas ramificadas, mostrando 0-3 septos o más.

Cladosporium cladosporioides (Fresen.) G.A. de Vries (1952) Anamórfico
Mycosphaerella

Conidióforo algunas veces superior a 350 μm de largo, pero generalmente mas corto, 2-6 μm de ancho. Ramo-conidio de 0-1 septo superior a 30 μm de largo y 2-5 de ancho. Conidio formado en largas cadenas ramificadas, mostrando 0 septos, elipsoidal o limoniforme, color café oliváceo, 3-11 X 2-5 μm .

Cladosporium elatum (Harz) Nannf. (1934) Anamórfico *Mycosphaerella*

Conidióforo superior a 150 µm de largo y 2.5-6 de ancho, color café oliváceo o café pálido, liso. Ramo-conidio superior a 25 µm de largo. Conidio formado en largas cadenas ramificadas, mostrando 0 septos, fusiforme, limoniforme o subesférica, color café oliváceo o café pálido, 3-11 X 2-5 µm.

Cryptocoryneum sp. Anamórfico

Esporodoquio usualmente pequeño, café oscuro o negro. Micelio inmerso. Conidióforo macronematoso, muy delgado, erecto, hialino o café pálido, liso. Célula conidogena monoblástica, integrada, terminal, determinada, cilíndrica. Conidio solitario, ramificado, quiroide, formadas de por un pequeño número de protuberancias, células del casquete café oscuro y septadas.

Curvularia brachyspora Boedijn (1933) Anamórfico *Cochliobolus*

Presenta un estroma frecuentemente largo. Conidióforo macronematoso, geniculado, liso. Célula conidogena politétrica, integrada, terminal, cicatrizada. Conidio solitario, curvado con 3 septos, café oscuro, de pared lisa, 19-26 X 10-14 µm.

Diplococcium sp. Anamórfico

Colonias oscuras y algodonosas. Conidióforo macronematoso, café, liso y ramificado. Célula conidiógena politétrica, integrada, terminal e intercalada, determinada, cilíndrica. Conidia catenulada, lisa, 0-2 septos pero generalmente 1.

Diplococcium clarkia M.B. Ellis (1976) Anamórfico *Helminthosphaeria*

Conidióforo superior a 200 µm de largo y 5-8 de ancho. Conidio catenulado que emergen directo de poros sobre el ápice del conidióforo y en ramificaciones laterales, elipsoidal o cilíndrico, café o café oscuro, liso, 1-3 septos, 18-32 X 7-9 µm.

Epicoccum spp. Anamórfico

Esporodoquio presente. Estroma presente. Conidióforo macronematoso o semi-macronematoso, ocasionalmente ramificado, café pálido, liso o verruculoso. Célula conidiógena monoblástica, integrada, terminal, determinada y cilíndrica. Conidio

solitario, subesférico o piriforme, café amielado, frecuentemente con una protuberancia basal pálida, muriforme con septos oscurecidos en conidios maduros.

Epicoccum purpurascens Ehrenb. (1818) Anamórfico Ascomycetes

Esporodoquio superior a 2 mm en diámetro. Estroma presente. Conidióforo de 5 – 15 X 3 – 6 μ . Conidio de 15 – 25 μ en diámetro cuando están maduras.

Gilmaniella sp. Anamórfico

Colonias de color gris en un inicio y posteriormente café oscuro. Conidióforo semi-macronematoso, frecuentemente ramificado, liso. Célula conidiógena monoblástica y poliblastica, integrada, determinada y cilíndrica. Conidio solitario, esférico, color café oscuro con un pequeño poro apical, lisa 0 septo.

Gilmaniella humicola G.L. Barron (1964) Anamórfico Ascomycetes

Conidióforo superior a 40 X 2-3 μ m. Conidio con 0 septos, 7-10 μ m en diámetro.

Humicola grisea Traaen (1914) Anamórfico Ascomycetes

Colonia algodonosa, blancas a gris pálida, negra al reverso. Conidióforo micronematoso o semi-micronematoso, ramificado o irregularmente ramificado, liso. Célula conidiogena monoblástica, integrada, terminal, determinada, cilíndrica, doliiforme, piriforme. Conidio solitario, simple, esférico, café color amielado, liso, 0 septos 12-17 μ m.

Lacellina sp. Anamórfico

Micelio inmerso. Estroma presente, subhialino a café oliváceo. Seta presente, gris u olivácea gris, lisa. Conidióforo macronematoso pobremente ramificado, subhialino a café pálido, verrucoso. Célula conidiogena poliblastica, integrada, terminal e intercalada, determinada, cilíndrica, verrucosa. Conidio catenulado esférico o subesférico, liso o verrucoso, 0 septos.

Nigrospora sp. Anamórfico

Colonia blanca en un inicio con conidio fácilmente visible en el microscopio, posteriormente café o negro cuando la esporulación es abundante. Conidióforo

microneomatoso o semimacronomatoso, ramificado, color café, liso. Célula conidiogena, monoblástica, discreta, solitaria, determinada, ampuliforme o subesférica. Conidio solitario, simple, esférico o elipsoidal, comprimido dorsiventralmente, negro, liso, 0 septos.

Nigrospora sphaerica (Sacc.) E.W. Mason (1927) Trichosphaeriales

Conidióforo de 4 a 8 μm de ancho. Célula conidiogena de 8-11 μm diámetro. Conidio de 14-20 μm en diámetro.

Oidiodendron griseum Robak (1934) Anamórfico *Byssoascus*

Colonia efusa gris a café olivácea. Micelio parte superficial y parte inmerso. Conidióforo macronematoso, mononematoso, oliváceo a café negrusco, liso, 300 μm de largo y 1.5 – 2 de grueso. Células conidiogenas cilíndricas, integradas, terminales o ramificadas, fragmentada en forma de antroconidia, el conidio madura de la punta anterior hacia el axis principal. Conidio catenulado, oblongo a elipsoidal, color verde grisáceo, liso o algunas veces verruculoso, 2 – 3 X 1.5 – 2 μm , 0 septos.

Oidiodendron tenuissimum (Peck) S. Hughes (1958) Anamórfico *Byssoascus*

Colonia efusa gris pálida a café negrusca. Micelio parte superficial y parte inmerso. Conidióforo macronematoso, mononematoso, café a café oliváceo, liso o verrucoso, 300 μm de largo y 1.5 – 2.5 de ancho. Células conidiogenas cilíndricas, integradas, terminales o ramificadas, fragmentada en forma de antroconidio, el conidio madura de la punta anterior hacia el axis principal. Conidio catenulado, globoso, subgloboso o elipsoidal, con pared externa oscura y distintivamente verrucoso, 2 – 4 X 1.5 – 2.5 μm , 0 septos.

Periconia sp. Anamórfico

Colonia gris, café, café oliváceo o negra. Estroma frecuente. Conidióforo macronematoso y algunas veces micronematoso, liso o raramente verrucoso. Célula conidigena, monoblástica o poliblastica, determinada, elipsoidal, esférica o subesférica. Conidio catenulado, en cadenas frecuentemente ramificadas, simple, usualmente esférico o subesférico, ocasionalmente elipsoidal, verrucoso o equinulado, 0 septos.

Phialophora sp. Anamórfico

Colonia café, café oliváceo o negra. Conidióforo semi-macronematoso, ramificado, liso. Célula conidiogena, monofialidica, integrada y terminal o discreta, determinada, ampuliforme con un collarillo bien definido. Conidio agregado en cabezas, simple, elipsoidal, lisa, 0 septos.

Pithomyces chartarum (Berk. & M.A. Curtis) M.B. Ellis (1960) Anamórfico
Leptosphaerulina

Colonia punctiforme en un inicio, negra. Conidióforo micronematoso, ramificado, liso o ocasionalmente verruculoso, de 2 a 5 µm de ancho. Conidio elipsoidal con 3 a 4 septos trasversales, la célula central es usualmente dividida por septos longitudinales, equinulado o verruculoso, 18 a 29 X 10 a 17 µm.

Polyscytalum sp. Anamórfico

Colonia blanca o verdosa cuando esporulan libremente. Conidióforo macronematoso, frecuentemente hinchado en la base, liso. Célula conidiogena, poliblastica, integrada, terminal o algunas veces discreta, determinada, cilíndrica, frecuentemente denticulada. Conidio catenulado, cadenas acropetalas, usualmente ramificados, cilíndrico, redondos al final, hialina o café pálido, lisa, 0 a 1 septo.

Rhinocladiella spp. Anamórfico

Colonia gris, café, olivácea o negra. Conidióforo macronematoso o semimacronematoso, ramificado o pobremente ramificado, liso, verruculoso o equinulado. Célula conidiogena, poliblastica, integrada, terminal, algunas veces intercalada, simpodial, cilíndrica, cicatrizada. Conidio solitario, simple, elipsoidal, cilíndrico, clavado o fusiforme, liso o verruculoso, 0 septos o raramente más de un septo formado.

Scytalidium lignicola Pesante (1957) Anamórfico Ascomycetes

Colonia oscura o café negruzca. Hifa lisa, cilíndrica, 1.5-6 µm de ancho. Conidióforo micronematoso, mononematoso o algunas veces sinematoso, liso. Célula conidiogena fragmentada formando antroconidias, integrada, intercalada, determinada, cilíndrica, doliiforme o elipsoidal. Conidio catenulado, simple 0 septos,

liso, con septos algunas veces gruesos y muy oscuros, de dos tipos: (1) hialina, de 6-10 X 1-3 μm ; (2) café, de 6-15 X 5-10 μm .

Taeniolella sp. Anamórfico

Colonia efusa o punctiforme, café oscuro, café oliváceo o negro. Conidióforo semi-macronematoso, usualmente corto, ramificado, café o café oliváceo, liso o verruculoso. Célula conidiogena, monoblástica, integrada, terminal, determinada, cilíndrica o doliiforme. Conidio algunas veces solitario pero comúnmente en largas cadenas simples o ramificadas acropetalmente, cilíndrico, elipsoidal, doliiforme, liso o verrucoso, con uno o mas septos trasversales.

Trichocladium sp. Anamórfico

Colonia gris o negra. Conidióforo micronematoso o semimacronematoso, escaretado, pobremente ramificado, liso. Célula conidiogena, monoblástica o poliblastica, integrada, terminal e intercalada, determinada, cilíndrica o doliiforme. Conidio solitario, acrógeno o acropiriforme, liso o verrucoso usualmente de pared gruesa, con 1 o varios septos trasversales.

Triospermum sp. Anamórfico

Colonias esusas, café, café pardo o negras. Micelio superficial, algunas veces turuloso. Conidióforo semi-macronematoso, mononematoso, erectos a ascendente, ocasionalmente pobre ramificación, color café pálido o café oliváceo, liso. Células conidiogenas monoblásticas o poliblasticas, integradas, terminales o intercaladas, determinadas, cilíndricas o doliiformes. Conidio solitario, acrogenoso o pleurogeno, ramificado, usualmente piriforme o elipsoidal, presenta tallo de células.

Troposporella sp. Anamórfico

Colonias escaretadas, pequeñas. Conidióforo macronematoso o semi-macronematoso, pobremente ramificado, café pálido, liso. Célula conidiogena, monoblástica, integral, terminal sobre un estípite y ramificada, determinada, cilíndrica. Conidio solitario, acrógeno, simple, helicoidal, liso, con numerosos septos trasversales.

***Xilohypha* sp.** Anamórfico

Colonias café, café oscuro o negras. Conidióforo macronematoso, mononematoso, escaretado, café, liso. Célula conidiogena monoblástica, integrada, terminal, determinada, cilíndrica o doliiforme. Conidio en largas y ocasionalmente cadenas ramificadas, simple, elipsoidal, cilíndrico u oblongo redondeado en el ápice, liso, 0 septos o raramente 1.

COELOMYCETES***Asteroma* sp.** Anamórfico

Micelio inmerso ramificado, septado, café pálido o hialino. Conidioma acervular, subcuticular, separado o confluyente, café pálido o hialino, textura de pared delgada. Conidióforo ausente. Célula conidiogena enteroblástica, fialidica, discreta, determinada, ampuliforme o lageniforme, hialina, lisa formado de una superficie celular del pseudoparenquima. Conidio hialino, de pared delgada, egutulado, liso, cilíndrico o fusiforme.

Botryosphaeria rhodina (Berk. & M.A. Curtis) Arx (1970) Botryosphaeriaceae

Conidioma superior a 5 mm en diámetro. Célula conidiogena 5-15 X 3 µm. Conidio madurando lentamente, hialino, de pared delgada, finalmente desarrollando un septo medio con estriaciones longitudinales de color café oscuro, 20-30 X 10-15 µm.

***Chaetophoma* spp.** Anamórfico

Micelio superficial, café, ramificado irregularmente, septado. Conidioma picnidial, superficial, globoso, separado o agregado, unilocular, de pared delgada. Ostiolo ausente. Conidióforo ausente. Célula conidiogena enteroblástica, fialídica, discreta, determinada, ampuliforme. Conidio hialino, sin septos, de pared delgada, gutulado, liso, cilíndrico.

***Diplodia* sp.** Anamórfico

Micelio inmerso, ramificado, septado, café oscuro. Conidioma picnidial, separado o agregado, globoso, café oscuro a negro. Ostiolo simple, circular, central, papilado. Conidióforo hialino, ramificado y septado arriba y en la base, liso, cilíndrico. Célula conidiogena holoblástica, integrada o discreta, determinada, cilíndrica, hialina, lisa,

formando a un conidio apical simple. Conidio en un inicio hialino, gutulado en el centro, 0 septos, liso; posteriormente de un color café oscuro y un eusepto a la mitad.

Monochaetia sp. Anamórfico

Micelio inmerso, ramificado, septado, café pálido a hialino. Conidioma acervular, separado o confluyente, mas o menos circular o lineal. Conidióforo hialino, escasamente ramificado y septado solo en la base. Célula conidiogena holoblástica, con varias anelaciones apicales, indeterminada, discreta, hialina, cilíndrica. Conidio con cuatro euseptos, célula apical y basal hialina, célula media de pared delgada, café, liso; sobre la base con un apéndice central; en el ápice con un simple o ramificado apéndice filiforme.

Pestalotiopsis spp. Anamórfico

Micelio inmerso, ramificado, septado, hialino o café pálido. Conidioma acervular. Conidióforo hialino formado de las células superficiales del pseudoparenquima. Célula conidiogena holoblástica, anelídica, indeterminada, integrada, cilíndrica, hialina, lisa, con varias proliferaciones percurrentes. Conidia fosiforme con cuatro euseptos; célula basal hialina, truncada, simple o raramente ramificado los apéndices; dos o mas células apicales, cónicas y hialinas, simples o ramificadas, espatuladas o apendices espatulados; células medias cafés, lisas o verruculosas.

Pestalotiopsis guepinii (Desm.) Steyaert (1949) Anamórfico *Pestalosphaeria*

Conidioma superior a 200 μm en diámetro. Conidióforo de 10-15 X 1-3 μm , con una o dos proliferaciones. Conidio de 21-27 X 6.5-8.5 μm , liso; tres apéndices apicales de 2-5 μm de largo; apéndice basal de 4-12 μm de largo.

Phoma spp. Anamórfico

Micelio inmerso, ramificado, septado, hialino o café pálido. Conidioma picnidial, inmerso o semi-inmerso, globoso, café. Célula conidiogena enteroblástica, fialidica, integrada o discreta, ampuliforme o doliiforme, hialina, lisa. Conidio hialino, sin septos u ocasionalmente 1, elipsoidal, cilíndrico, fusiforme, piriforme o globoso.

Phoma eupyrena Sacc. (1879) Anamórfico *Leptosphaeria*

Colonia café oscura, variable en tamaño. Conidio de 3-5 X 1.5-2 µm, cilíndrico o elipsoidal, frecuentemente bigutulado. Presenta clamidosporas café oscuras, lisas, terminal e intercaladas, frecuentemente catenuladas.

Phoma glomerata (Corda) Wollenw. & Hochapfel (1936) Anamórfico *Leptosphaeria*

Colonias muy variables. Conidio 5-9 X 2.5-3 µm, frecuentemente curvados ligeramente, usualmente bigutulado. Presenta clamidosporas cafés, catenuladas parecidos a *Alternaria*.

Stilbospora sp. Anamórfico

Micelio inmerso, ramificado, septado, hialino o café pálido. Conidioma acervular. Conidióforo cilíndrico, ramificado y septado principalmente en la base, hialino, liso, formado por las células superficiales del conidioma. Celula conidiógena holoblástica, integrada o discreta, indeterminada, hialina, lisa, cilíndrica, con 0-4 proliferaciones percurrentes. Conidio cilíndrico, fusiforme o clavado, café oscuro, 3-4 euseptos, obtuso en el ápice, truncado en la base.

6.1.7 Abundancia de micromicetos

A diferencia de los macromicetos, aquí *P. greggii* fue quien obtuvo mayor abundancia de micromicetos, seguido por *P. pseudostrobus* y *P. teocote* (Tabla 9). De igual manera se observa un número menor en *P. arizonica* como fue el caso de los macromicetos.

TABLA 9. Abundancia de micromicetos asociados a bosques de pino

Hospederos	<i>P. arizonica</i>	<i>P. greggii</i>	<i>P. hartwegii</i>	<i>P. pseudostrobus</i>	<i>P. teocote</i>
Micromicetos	9	31	16	27	26

Aunque *P. greggii* fue la especie que más abundancia de micromicetos tiene, es la que comparte menos similitud entre las otras especies, esto es debido a la especificidad que mostraron ciertos hongos a esta especie. Las especies con mayor

similitud son *P. pseudostrobus* y *P. hartwegii* con un 41.69% y un poco menor con las demás, esto se atribuye a que algunas especies de hongos compartieron ambas especies de pinos (Figura 6).

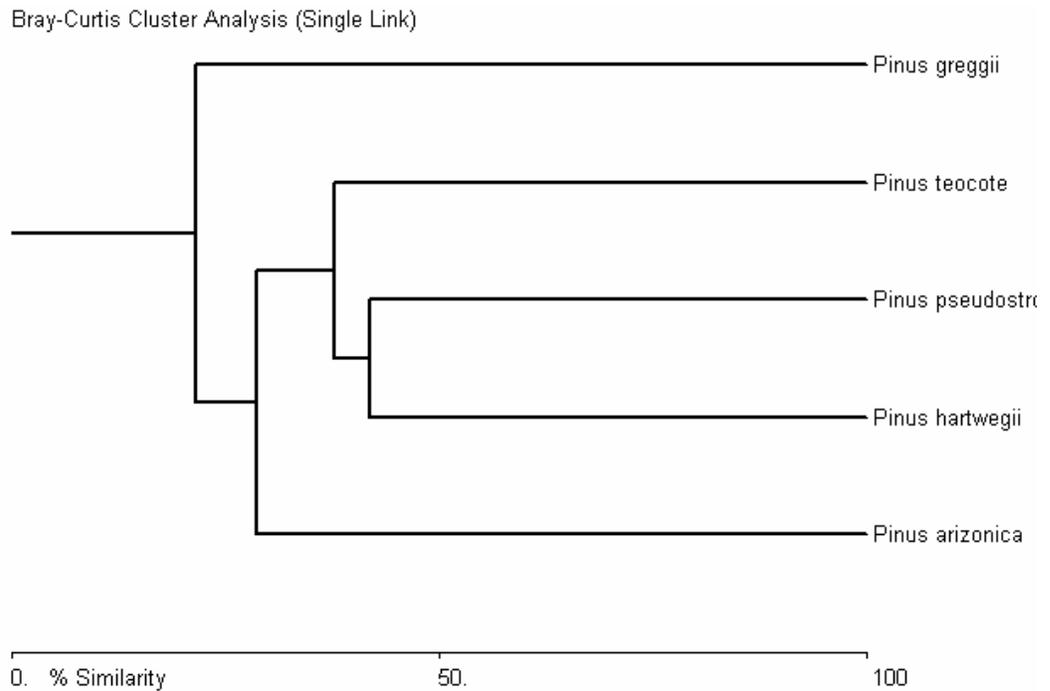


FIGURA 6. Análisis de similitud entre especies de pino y su relación con hongos micromicetos.

Como se mencionó anteriormente, el rango de hospederos entre especies lo comparten ciertas especies y es ahí donde conocemos la similaridad que tienen. Hay hongos que se encontraron asociados con todas las especies de pino, tal es el caso de *Alternaria alternata*, *Aureobasidium pullulans* y *Cladosporium cladosporoides* (Tabla 10). Otras comparten menos hospedantes, e incluso algunas se asocian con solo una especie.

TABLA 10. Asociación de hongos micromicetos entre diferentes especies de pino.

Especies de hongo	Hospederos				
	<i>P. arizonica</i>	<i>P. greggii</i>	<i>P. hartwegii</i>	<i>P. pseudostrobus</i>	<i>P. teocote</i>
<i>Alternaria alternata</i>	x	x	x	x	x
<i>Aureobasidium pullulans</i>	x	x	x	x	x
<i>Cladosporium cladosporoides</i>	x	x	x	x	x
<i>Nigrospora sphaerica</i>	x			x	x
<i>Paecilomyces sp A</i>			x	x	x
<i>Penicillium sp A</i>		x	x	x	x
<i>Trichoderma sp</i>			x	x	x

6.1.8 Frecuencia de micromicetos

Las especies más frecuentes fueron *Alternaria alternata*, *Aureobasidium pullulans*, *Cladosporium cladosporoides*, y *Pestalotiopsis guepinii*. Las primeras tres se aislaron en especies de pinos de diferentes localidades del estado a excepción de *P. guepinii* que se encontró en *Pinus teocote*, específicamente en el Rancho el Paraíso en Linares N. L.

6.1.9 Hongos causantes de pudrición blanca creciendo en medio de cultivo.

Al hacer las siembras de los cuerpos fructíferos de *Phellinus pini*, observamos el desarrollo de la colonia y se compararon con las que crecieron de las virutas, observando que ambas fueron iguales morfológicamente. Estas colonias crecieron específicamente de árboles de *Pinus greggii* con pudrición blanca. Este crecimiento se dio principalmente de muestras obtenidas del centro de las virutas, generalmente en las pudriciones originadas en el centro del fuste. Estas muestras provienen de árboles huecos, resinosos, cloróticos e incluso muertos.

6.1.10 Comparación entre hongos macromicetos y micromicetos

Al comparar la abundancia de hongos entre las diferentes especies de pinos, encontramos que *P. pseudostrobus* y *P. teocote* hospedaban una gran cantidad de macromicetos y micromicetos; sin embargo, *P. greggii* mostró una cantidad mayor de micromicetos que las otras especies. La especie que obtuvo el menor número de hongos fue *P. arizonica* (Figura 7).

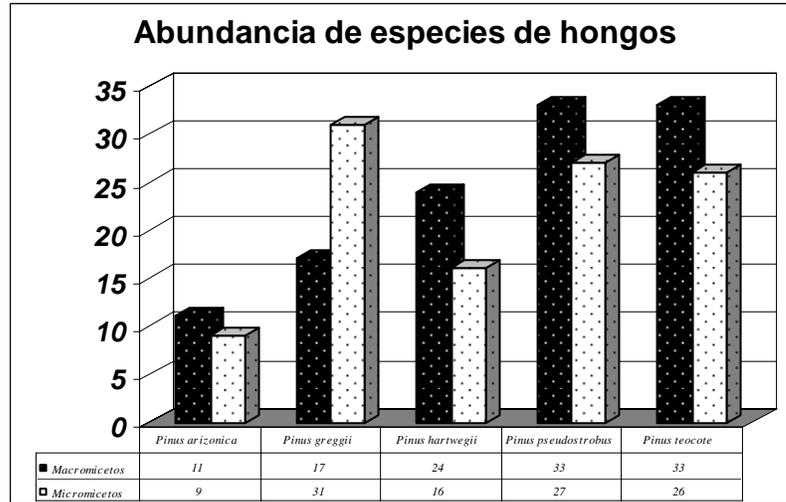


FIGURA 7. Abundancia de hongos macromicetos y micromicetos en diferentes bosques de pino.

6.2 Incidencia y severidad.

6.2.1 Incidencia

En los resultados del objetivo uno se menciona que *Phellinus pini* es el agente causal de la pudrición blanca en *Pinus greggii* en Nuevo León, debido principalmente a la sintomatología mostrada, presencia de esporocarpos y el desarrollo de las colonias provenientes de virutas de esta especie. Las otras especies de pino no presentaron incidencia relacionada con estos síntomas, sin embargo se encontraron árboles enfermos o con algún tipo de decadencia, pero eso es debido a otros factores.

La incidencia para *P. greggii* fue de un 11.66 % (Tabla 11); dicho resultado es de interés para estos tipos de ecosistemas forestales por la pérdida del arbolado que este puede ocasionar.

TABLA11. Incidencia de pudrición blanca sobre *Pinus greggii*.

Pinus greggii	Porcentaje de incidencia
Parcela 1	15
Parcela 2	20
Parcela 3	20
Parcela 4	5
Parcela 5	20
Parcela 6	40
Parcela 7	30
Parcela 8	5
Parcela 9	10
Parcela 10	10
Parcela 11	5
Parcela 12	0
Parcela 13	0
Parcela 14	5
Parcela 15	0
Parcela 16	30
Parcela 17	5
Parcela 18	0
Parcela 19	0
Parcela 20	25
Parcela 21	0
Promedio	11.66

La incidencia entre las diferentes categorías de edades es diferente, observando que en árboles menores a 30 años el porcentaje fue igual a cero; sin embargo, conforme la edad avanzaba, la incidencia era cada vez mucho mayor, donde a partir de 50 años el porcentaje fue mayor a 25 (Figura 8).

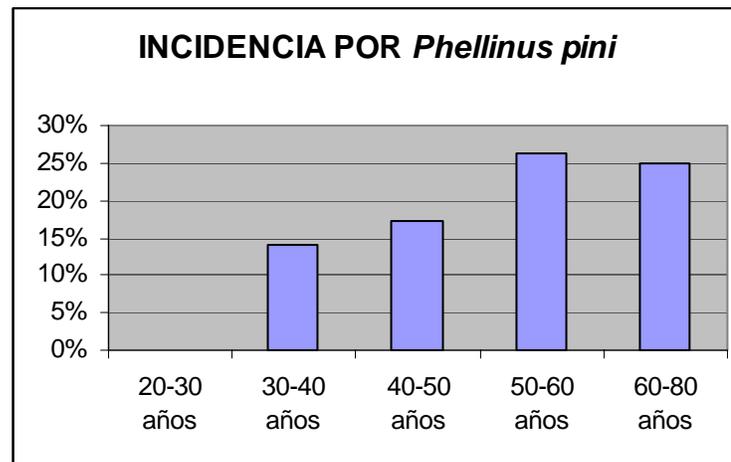


FIGURA 8. Porcentaje de incidencia ocasionado por *Phellinus pini* sobre *Pinus greggii*.

Al realizar el muestreo se observó que la mayoría de los árboles eran jóvenes; posiblemente la incidencia aumentaría si los rodales en su mayoría fueran de edad más avanzada.

6.2.2 Severidad.

El inconveniente de medir la incidencia es que no muestra la gravedad de la enfermedad en base al tejido afectado por la planta, basta tan solo observar algún indicio de la enfermedad para considerarla como tal, e incluso también considera árboles muertos. Es por esto que es necesario determinar la severidad del daño que la enfermedad puede causar al tejido sano.

La severidad que muestra *Phellinus pini* en árboles de *P. greggii* fue parecido a la incidencia. Esta severidad causa una pérdida de madera en pie del 12.38 % por el daño que genera en los anillos más internos; sin embargo, esta severidad puede no ser suficiente para los manejadores de recursos forestales. Si tomamos en cuenta árboles mayores a 40 años la severidad aumentaría a 20.3 %; mayores a 50 años, la pérdida sería de 45.7% (Figura 9); de ahí la importancia que genera este hongo en pérdidas sobre masas de árboles adultos.

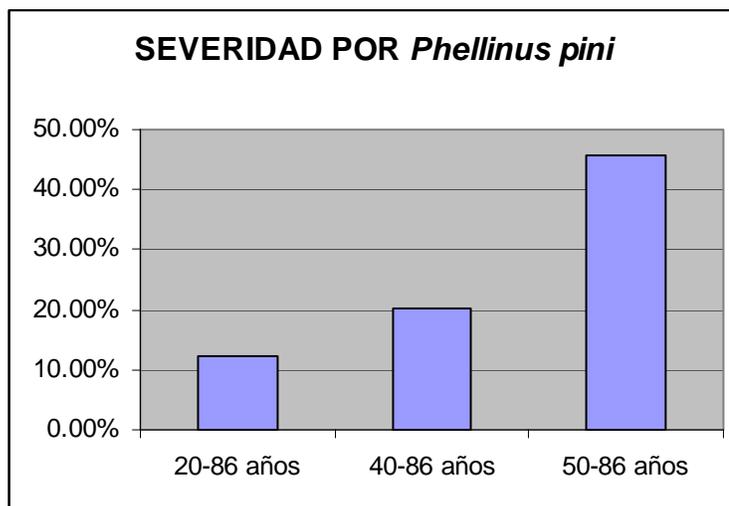


FIGURA 9. Porcentaje de severidad ocasionado por *Phellinus pini* sobre *Pinus greggii*.

6.3 Variables asociadas a la incidencia de pudrición blanca

6.3.1 Relación incidencia-altura

El valor promedio de las alturas registradas fue de 13.43 m, con valores máximos y mínimos entre 29.2 y 6.2 m respectivamente y un coeficiente de variación del 3.3 %. En este caso los valores mostrados en la tabla 12, nos indican que la relación entre esta dos variables es de 63 %, y un R^2 del 40.6 %, lo que nos explica que variación tiene la incidencia con respecto a la variación en altura.

TABLA 12. Análisis de regresión para Incidencia-altura

Estadísticas de la regresión	
Coefficiente de correlación múltiple	63.77 %
Coefficiente de determinación R^2	40.67 %
R^2 ajustado	36.43 %
Error típico	18.55 %

6.3.2 Relación incidencia-diámetro

El valor promedio de los diámetros fue de 28 cm, con valores máximos y mínimos entre 15 y 71 cm, y una desviación estándar del 8.28 %. En la tabla 13 los valores estuvieron un poco más altos que en la relación anterior; ya que se observa que el

diámetro influye un poco más que la altura en la incidencia de la enfermedad. Para este caso el coeficiente de correlación y determinación fueron de 78.6 % y 61.84 % respectivamente.

TABLA 13. Análisis de regresión para Incidencia-diámetro.

<i>Estadísticas de la regresión</i>	
Coeficiente de correlación múltiple	78.64 %
Coeficiente de determinación R ²	61.84 %
R ² ajustado	60.11 %
Error típico	18.96 %

6.3.3 Relación incidencia-edad

La edad de *P. greggii* presenta un promedio de 45 años, valores máximos y mínimos entre 20 y 86 años y una desviación estándar del 13 %. A diferencia de las dos variables anteriores, aquí se observa una relación mayor de la edad con la incidencia de la enfermedad; dicho valor representa un 92.8 % de correlación y un coeficiente de determinación del 86.2 % (Tabla 14). Por lo que se considera que la edad de los árboles en estos ecosistemas juega un papel muy importante en la presencia de la enfermedad.

TABLA 14. Análisis de regresión para Incidencia-edad.

<i>Estadísticas de la regresión</i>	
Coeficiente de correlación múltiple	92.85 %
Coeficiente de determinación R ²	86.21 %
R ² ajustado	84.48 %
Error típico	6.0 %

6.3.4 Relación incidencia-índice de sitio

La relación existente entre incidencia e índice de sitio fue muy baja; para ello se usó el modelo de Schumacher, debido a que fue el que más se ajustó a los datos y con base en ello se construyeron las líneas guías tomando como base tres calidades de sitio. Analizado los datos, se observa que el índice de sitio no es un indicador de la presencia de *Phellinus pini* sobre *Pinus greggii*, debido a que la enfermedad se presentó tanto en sitios con índices buenos, como en aquellos con un índice de sitio muy bajo (Figura 10).

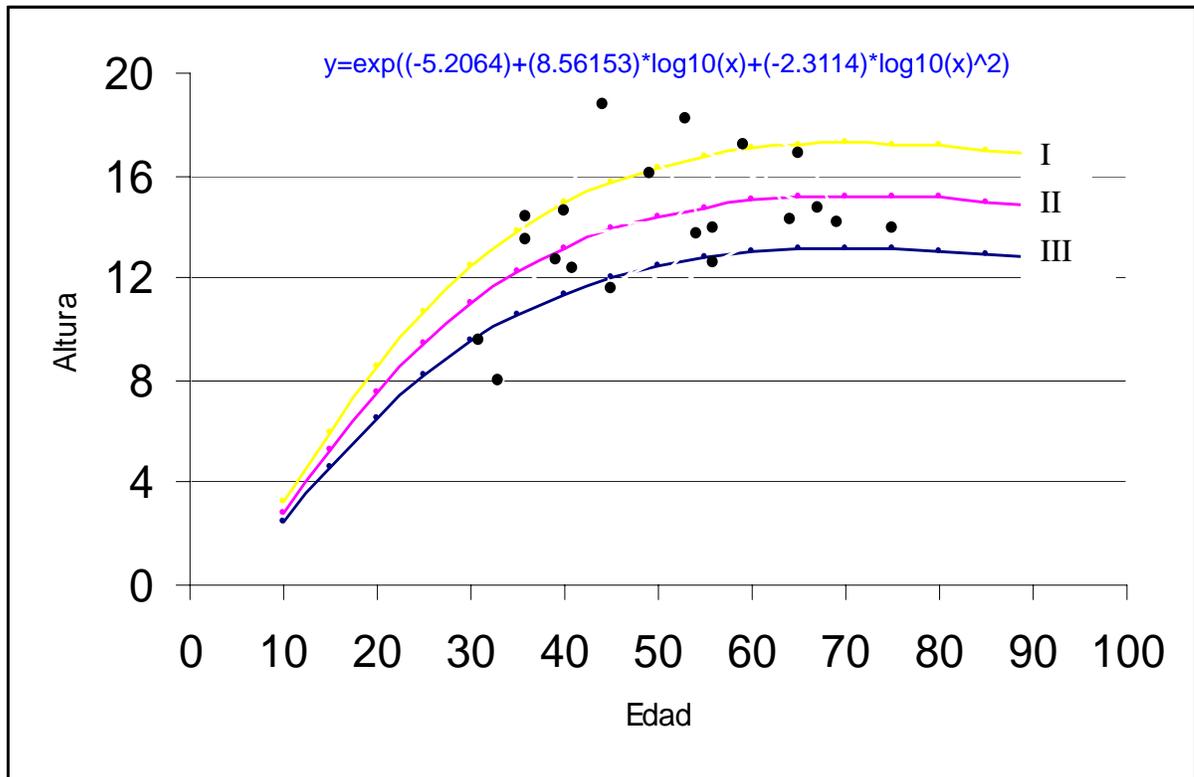


FIGURA 10. Curvas de índice de sitio.

6.4 Estimación del turno fitopatológico

Para determinar este punto, es necesario tomar en cuenta la severidad del daño que este hongo causa en madera en pie. En la figura 8 observamos que el punto más crítico a ser atacado son árboles con una edad mayor a 50 años, ya que a partir de esa edad la pérdida ocasionada es de un 45.7 %. Es por esto, que árboles a esta edad son considerados los más susceptibles a ser atacados por *P. pini*, y en base a ello se establece este turno para esta investigación.

7.- CONCLUSIONES

La diversidad de hongos macromicetos es muy amplia en los bosques de pino de Nuevo León, de ahí la importancia de estos tipos de hongos como desintegradores de la materia orgánica. Se colectaron 279 especímenes, de los cuales conformaron un total de 77 taxa diferentes; 50 de ellos causando pudrición blanca y 27 pudrición café.

De los micromicetos se identificaron 76 colonias diferentes, las cuales 21 se identificaron hasta especie y las demás se identificaron solo hasta género.

Las especies de pino que presentan mayor diversidad de hongos son *P. pseudostrubus* y *P. teocote*; conteniendo ambos 33% de macromicetos, y 27 % y 26% de micromicetos respectivamente.

Phellinus pini es el causante de la mortandad de *Pinus greggii* tanto en Santiago como en Galenan N. L., mostrando una pudrición central debido a la pérdida de lignina que ocasiona este hongo. Además se encuentra asociado a muerte apical, clorosis, resinaciones y tumoraciones.

Los bosques de *Pinus greggii* en Nuevo León presentan una incidencia del 11.66 y una severidad del 12.3 %. Estos parámetros fueron mayores conforme la edad del arbolado aumentaba.

La variable más asociada a la incidencia de la enfermedad fue la edad, ya que presentó un 92.8 % de correlación y un coeficiente de determinación del 86.2 %, a diferencia de las demás que obtuvieron datos mucho más bajos.

Se estableció un turno fitopatológico de 50 años, debido a que árboles arriba de esa edad presentaban una severidad de daño del 45 %. Por abajo de este, los valores eran cada vez menores, incluso presentando cero incidencia sobre árboles más jóvenes. Esta edad es igual a la propuesta por Baudin (1963) sobre *Pinus pinea*.

Después de todos estos puntos se acepta la hipótesis de investigación, debido a que la incidencia de la enfermedad no estuvo presente en todas las especies de pino. Además, se encontró más asociada a árboles de edad avanzada.

8.- RECOMENDACIONES

Es necesario tener programas de manejo integral forestal que vayan dirigidos a reducir la incidencia y severidad por hongos que causen pudrición blanca. Para esto se recomienda reducir el número de inóculos presentes en esos ecosistemas con prácticas culturales como:

- Evitar heridas cuando se hacen los aprovechamientos, ya que estas son una vía de entrada para estos hongos. Para ello, es necesario dirigir correctamente la caída del árbol aprovechado para no quebrar las ramas de los que estén a su alrededor.
- Hacer cortas de saneamiento en caso de tener una incidencia alta de estos hongos.
- Reforestar para recuperar las áreas que han sido dañadas por estos problemas.
- Extraer de los rodales los desechos materiales como troncos y ramas que fueron afectados por estos tipos de hongos para que no sean una fuente de inoculación para los árboles que están vivos.
- Se debe manejar adecuadamente la regeneración, para ello se deben dejar árboles sanos, vigorosos y con buen desarrollo para que sean un poco más resistentes a estos problemas.
- Es necesario hacer selección de árboles padres con ciertas características físicas y que hallan sido resistentes al ataque de estos patógenos, para así tomar la progenie y reforestar individuos con estos caracteres.
- Aplicar Borax a los tocones con problema de pudrición blanca para eliminar las esporas presentes.
- Para la especie de *Pinus greggii* presentes en estas localidades, se recomienda hacer los aprovechamientos en árboles mayores a 50 años para reducir la incidencia y severidad de estos hongos.

7.- LITERATURA CITADA

- Agrios, G.N. (2001): Fitopatología. UTEHA-Noriega, México. pp 520-528
- Bandala, V. M., G. Guzmán y L. Montoya. 1993. Los hongos del grupo de los poliporáceos conocidos en México. Reporte Científico No. Esp. 13: 1-55
- Barnett, H. L. and B. B. Hunter. 1987. Illustrated genera of Imperfect Fungi. 4th ed. Macmillan Publishing Co. New York.
- Barron, G. L. 1968. The Genera of Hyphomycetes from Soil. Williams and Wilkins Co., Baltimore.
- Bashman, J.T., 1975. Heart rot of jack pine in Ontario. IV. Heartwood-inhabiting fungi, their entry and interactions within living trees. *Can. J. For. Res.* 5: 706-721
- Basham, J.T. et Z.J.R., Morawski. 1964. Cull studies. The defects and associated Basidiomycete fungi in the heartwood of living trees in the forests of Ontario. Service canadien des forêts, publication 1072. 69 p.
- Baudin F., 1963. Transformación de las masas de *Pinus pinea* atacadas por el *Trametes pini*. *Actas de la II Asamblea Técnica forestal*. MAPA, Madrid, 112-114.
- Blanchette, R. A., Otjen, L., and Carlson, M. C. 1987. Lignin distribution in cell wall of birch wood decayed by white rot Basidiomycetes. *Phytopathology*, 77: 684 – 690.
- Blanchette, R.A., 1980. Wood decomposition by *Phellinus (Fomes) pini*: a scanning electron microscopy study. *Can. J. Bot.* 58: 1496-1503.
- Blanchette, R.A., 1982. *Phellinus (Fomes) pini* decay associated with sweetfern rust in sapwood of jack pine. *Can. J. For. Res.* 12: 304-310.

- Blanchette, R. A. 1991. Delignification by wood-decay fungi. *Annu. Rev. Phytopathol.* 29:381-398.
- Boyce, J. S. (1961). *Forest pathology*. New York: McGraw-Hill Book Company.
- Browning, B.L. 1967. *Methods of wood chemistry*, Intersci, Public. N.Y., London, vol. 2, 800 p.
- Butin, H. 1995. *Tree diseases and disorders. Causes, biology and control in forest amenity trees*. Oxford University Press, Oxford.
- Chamuris, G. P. (1988). *The non-stipitate stereoid fungi in the northeastern United States and adjacent Canada*. Berlin, J. Cramer.
- Cartwright, K. S. G. y W. P. K. Findlay, 1950. *Decay of Timber and its prevention*. Chemical Publ. Co., Brooklyn, Nueva York, 294 pp.
- Conner, R. N. and B. A. Locke. 1982. Fungal and Red-cockaded woodpecker cavity trees. *The Wilson Bolletin*. Vol. 94, No 1.
- Conner, R. N., D. Saenz, D. C. Rudolph, and R. R. Schaefer. 2004. Extent of *Phellinus pini* decay in loblolly pines and Red-cockaded Woodpecker cavity trees in eastern Texas. Pages 315-321 in *Fungi in forest ecosystems: systematics, diversity and ecology*. *Memoirs of the New York Botanical Garden* vol. 89.
- Copely, J. 2000. Ecology goes underground. *Nature*. 406: 452-45.
- Díaz-Vaz, J.E. 2003. *Anatomía de Maderas*. Facultad de Ciencias Forestales, Universidad Austral de Chile, Valdivia. Chile. 150 p.
- Díaz, M. R. 2004. *Los hongos del orden Aphyllophorales en los estados de Durango*,

Domsch, K. H; W Gams, T. H. Anderson. 1980. Compendium of Soil Fungi, Vols. 1 and 2. Academic Press. New York.

Ellis, M. B. 1971. Dematiaceous Hyphomycetes. Commonwealth Mycological Institute, Kew, Surrey, England.

Ellis, M. B. 1976. More Dematiaceous Hyphomycetes. Commonwealth Mycological Institute, Kew, Surrey, England.

Fischer, M., 1994. Pairing tests in the *Phellinus pini* group. *Mycologia* 86(4): 524-539.

García, G., C. y Montero, G. 1998. Influencia de ciertas variables selvícolas en la pudrición provocada por *Phellinus pini* sobre *Pinus pinea*. Invest. Agr.: Sist. Recurs. For. 7(1,2): 204-218.

Gilbertson, R. L. 1974. *Fungi that decay Ponderosa Pine*. Tucson, University of Arizona Press, 1974. págs.

Gilbertson, R. L. 1980. Wood-rotting fungi of North America. *Mycologia*, 72: 1 – 49 .

Gilbertson, R. L. and I. Ryvarden. 1986. *North American Polypores: vol. i. fungiflora*, oslo.

Gilbertson, R. L. and I. Ryvarden. 1987. *North American Polypores: vol. ii. fungiflora*, oslo.

Ginns, J. 1976. *Merulius: s.s. and s.l., taxonomic disposition and identification of species*. *Canad. J. Bot.* 54: 100-167.

Guzmán, G. 1998. Inventorying the fungi of México. *Biod. and Conser.* 7: 369-384.

Haddow, W. R. (1938). On the classification, nomenclature, hosts and geographic range of *Trametes pini* (Thore) Fries. *Transactions of the British Mycological Society*, 22, 182-93.

Harrington, T. C., and M. J. Wingfield. 1998. Diseases and the ecology of indigenous and exotic pines. pp. 381-404. In: D. Richardson, ed. *Ecology and Biogeography of Pinus*.

Hawksworth, D. L. 1991. The fungal dimension of biodiversity: magnitude, significance, and conservation. *Mycol. Research* 95: 641-655.

Hawksworth, D. L. 2001. The magnitude of fungal diversity: the 1.5 million species estimate revisited. *Mycol. Res.* 105: 1422-1432.

Herrera, T. y M. Ulloa. 1990. El reino de los hongos, Micología básica y aplicada. UNAM. México. Pp 520-527.

Hunt, RS y D.E. Etheridge. 1995. True heart-rots of the Pacific region. Forest Pest Leaflet Pacific Forestry Centre, Canadian Forest Service. 55:1-8.

Jerome, A. Jackson and Bette. J. S. Jackson. 2004. Ecological relationships between fungi and woodpecker cavity sites. *The Condor* 106:37-49.

Johnson, J. A. 1990. Investigating fungi which cause rot and decay. Pages 1–13, *in* Tested studies for laboratory teaching. Volume 11. (C. A. Goldman, Editor). Proceedings of the Eleventh Workshop/Conference of the Association for Biology Laboratory Education (ABLE), 195 pages.

Jung HS. 1987. Wood-rotting *Aphyllophorales* of the southern Appalachian spruce-fir forest. *Bibl. Mycol.* 119:1–260.

- Kiffer, E. and M. Morelet. 1999. The Deuteromycetes – Mitosporic Fungi, Classification and Generic Keys. Science Publishers Inc. U.S.A.
- Larsen, M.J. y I. Melo. 1996. Neotypification of *Phellinus pini*. *Mycologia* 88(5): 839 – 843.
- Leandro, P.V., L. Diorio y F. Forchiassin. 2003. Degradación de madera de álamo por *Fomes sclerodermus*: producción de enzimas ligninolíticas en aserrín de álamo y cedro. *Revista Iberoamericana de micología* 20: 16-20.
- Madden, L. V., and Hughes, G. 1995. Plant disease incidence: Distributions, heterogeneity, and temporal analysis. *Annu. Rev. Phytopathol.* 33: 529-564.
- Melo, R. y Paz, J. 1978. Procesos de obtención de Celulosa a partir de madera de *Eucalyptus globulus* (Labill). Parte V. Proceso al Sulfito Neutro. Universidad de Concepción. Chile. 46 p.
- Mendez, M. J., y B. R. Campos. 1997. Las plagas y enfermedades en los bosques del noroeste del estado de Durango. *Revista chapingo. Serie: Ciencia forestal.* Vol. III. No 1.
- Nag Raj, T.F. 1993. Coelomycetous anamorphs with appendage-bearing conidia. Ontario. *Mycologue Publications.*
- Nutter, F.W.; Gleason, M.L.; Jenco, J.H.; Christians, N.C. 1993. Assessing the accuracy, intrarater repeatability, and inter-rater reliability of disease assessment systems. *Phytopathology* 83(8):806-812.
- Otjen, L., and R. A. Blanchette. 1986. A discussion of microstructural changes in wood during decomposition by white rot basidiomycetes. *Can. J. Bot.* 64: 905 – 911.

- Panshin, A.J., De-Zeeuw, C. 1970. Textbook of wood technology, vol. 1, third edition, Structure, Identification, Uses and Properties of the Commercial Woods of the United States and Canada. Mc. Graw Hill Series in Foresta Resources. E.E.U.U. 652p.
- Partridge, E. Christopher, William A. Baker & Gareth Morgan-Jones. 2001. Notes on Hyphomycetes. LXXXII. A further contribution toward a monograph of the genus *Haplotrichum*. *Mycotaxon* 78: 127-160.
- Pataký R. N. 1999. Report on plant disease. *Department of Crop Sciences, University of Illinois at Urbana-Champaign*.
- Peters, M. P., Ossenbruggen, P. & Shigo, A. (1985). Cracking and failure behaviour models of defective balsam fir trees. *Holzforschung*, 39, 125-35.
- Rodríguez, B. J. 1998. Patología de la Madera. Fundación conde del Valle de Salazar. Ediciones mundi-prensa. P 349
- Sharpf, R. F. 1993. Diseases of Pacific Coast Conifers. USDA Forest Service. Agriculture Handbook 521. pp 199
- Sutton, B.C. 1980. The coelomycetes. Commonwealth Mycological Institute, Kew, Surrey, England. p. 523-537.
- von Arx, J. A.. 1981. The Genera of Fungi Sporulating in Pure Culture. 3rd ed. J. Cramer, Vaduz, Germany.
- Worral, J. J.; Anagnost, S. E. and R. A. Zobel. 1997. Comparison of wood decay among diverse lignicolous fungi. *Mycologia* 89:199-219

10.- ANEXOS

ANEXO 1. Localidades muestreadas en el Estado de Nuevo León

Parcela	Localidad	Especie (s)	ASNM	Cordenadas
1	BOSQUE ESCUELA "ITURBIDE N. L."	<i>P. pseudostrobus</i>	1540	24 42 31 N 99 51 42 W
2	BOSQUE ESCUELA "ITURBIDE N. L."	<i>P. pseudostrobus</i>	1450	24 42 45 N 99 51 46 W
3	EJIDO PABLILLO "GALEANA N. L."	<i>P. teocote</i>	2190	24 34 38 N 99 58 05 W
4	EJIDO PABLILLO "GALEANA N. L."	<i>P. pseudostrobus</i>	2220	24 34 12 N 99 58 03 W
5	EJIDO PABLILLO "GALEANA N. L."	<i>P. pseudostrobus</i>	2012	24 35 44 N 99 58 59 W
6	BOSQUE ESCUELA "ITURBIDE N. L."	<i>P. pseudostrobus</i>	1510	24 42 25 N 99 51 35 W
7	CERRO DEL POTOSI "GALEANA N. L."	<i>P. hartwegii</i>	3100	24 52 45 N 100 13 46 W
8	CERRO DEL POTOSI "GALEANA N. L."	<i>P. hartwegii</i>	2950	24 53 16 N 100 13 37 W
9	CARRETERA GALEANA-PABLILLO "GALEANA N. L."	<i>P. arizonica</i>	1580	24 45 23 N 100 02 08 W
10	CARRETERA GALEANA-PABLILLO "GALEANA N. L."	<i>P. arizonica</i>	1680	24 43 43 N 100 02 25 W
11	CARRETERA GALEANA-PABLILLO "GALEANA N. L."	<i>P. arizonica</i>	1690	24 43 24 N 100 01 02 W
12	CARRETERA GALEANA-PABLILLO "GALEANA N. L."	<i>P. arizonica</i>	1850	24 39 17 N 100 00 21 W
13	CARRETERA GALEANA-PABLILLO "GALEANA N. L."	<i>P. arizonica</i>	1920	24 37 47 N 100 01 07 W
14	CARRETERA GALEANA-PABLILLO "GALEANA N. L."	<i>P. arizonica</i>	2025	24 35 24 N 100 01 37 W
15	CARRETERA PABLILLO-STA ANA "GALEANA N. L."	<i>P. pseudostrobus y P. teocote</i>	1885	24 30 51 N 99 58 27 W
16	CARRETERA PABLILLO-STA ANA "GALEANA N. L."	<i>P. pseudostrobus y P. teocote</i>	2120	24 30 15 N 99 56 13 W
17	CARRETERA PABLILLO-STA ANA "GALEANA N. L."	<i>P. pseudostrobus</i>	1190	24 34 53 N 99 58 11 W
18	CARRETERA PABLILLO-STA ANA "GALEANA N. L."	<i>P. pseudostrobus</i>	1850	24 31 58 N 99 54 07 W
19	CARRETERA PABLILLO-STA ANA "GALEANA N. L."	<i>P. pseudostrobus</i>	1700	24 31 44 N 99 54 21 W
20	CARRETERA PABLILLO-STA ANA "GALEANA N. L."	<i>P. pseudostrobus</i>	1780	24 35 56 N 99 56 14 W
21	LA ENCANTADA "ZARAGOZA N. L."	<i>P. pseudostrobus y P. teocote</i>	1883	23 56 36 N 99 47 26 W
22	LA ENCANTADA "ZARAGOZA N. L."	<i>P. teocote</i>	2000	23 56 04 N 99 47 19 W
23	LA ENCANTADA "ZARAGOZA N. L."	<i>P. teocote</i>	1980	23 55 59 N 99 47 45 W
24	LA ENCANTADA "ZARAGOZA N. L."	<i>P. teocote</i>	2600	23 54 33 N 99 47 45 W
25	LA ENCANTADA "ZARAGOZA N. L."	<i>P. teocote</i>	2600	23 54 27 N 99 48 07 W
26	LA ENCANTADA "ZARAGOZA N. L."	<i>P. teocote</i>	1520	23 55 05 N 99 48 25 W
27	LA ENCANTADA "ZARAGOZA N. L."	<i>P. pseudostrobus y P. teocote</i>	2280	23 55 27 N 99 48 07 W
28	LA LAGUNA "GALEANA N. L."	<i>P. greggii</i>	2100	24 45 40 N 100 10 04 W
29	LA LAGUNA "GALEANA N. L."	<i>P. greggii</i>	2060	24 45 51 N 100 09 41 W
30	LA LAGUNA "GALEANA N. L."	<i>P. greggii</i>	1082	24 45 55 N 100 08 53 W
31	LA LAGUNA "GALEANA N. L."	<i>P. greggii</i>	1080	24 45 52 N 100 09 01 W
32	LA LAGUNA "GALEANA N. L."	<i>P. greggii</i>	2150	24 46 20 N 100 10 28 W
33	LA LAGUNA "GALEANA N. L."	<i>P. greggii</i>	1070	24 46 27 N 100 10 18 W

Parcela	Localidad	Especie (s)	ASNM	Cordenadas
34	LA LAGUNA "GALEANA N. L."	<i>P. greggii</i>	1080	24 46 18 N 100 09 01 W
35	LA LAGUNA "GALEANA N. L."	<i>P. greggii</i>	2140	24 46 34 N 100 10 16 W
36	CERRO DEL POTOSI "GALEANA N. L."	<i>P. hartwegii</i>	3000	24 52 30 N 100 13 10 W
37	CERRO DEL POTOSI "GALEANA N. L."	<i>P. hartwegii</i>	2890	24 52 55 N 100 14 00 W
38	CERRO DEL POTOSI "GALEANA N. L."	<i>P. hartwegii</i>	2880	24 53 97 N 100 13 59 W
39	CERRO DEL POTOSI "GALEANA N. L."	<i>P. hartwegii</i>	2780	24 53 19 N 100 13 08 W
40	EJIDO PABLILLO "GALEANA N. L."	<i>P. teocote</i>	2240	24 34 12 N 99 58 36 W
41	EJIDO PABLILLO "GALEANA N. L."	<i>P. teocote</i>	2100	24 34 46 N 99 58 18 W
42	LA LAGUNA "GALEANA N. L."	<i>P. arizonica</i>	1700	24 47 49 N 100 07 40 W
43	LA LAGUNA "GALEANA N. L."	<i>P. arizonica</i>	1740	24 47 58 N 100 07 52 W
44	LA LAGUNA "GALEANA N. L."	<i>P. greggii</i>	2010	24 46 04 N 100 08 51 W
45	LA LAGUNA "GALEANA N. L."	<i>P. arizonica</i>	2160	24 45 10 N 100 11 02 W
46	LA LAGUNA "GALEANA N. L."	<i>P. greggii</i>	1170	24 45 09 N 100 10 46 W
47	LA LAGUNA "GALEANA N. L."	<i>P. greggii</i>	2120	24 45 23 N 10 10 37 W
48	LAGUNA DE SANCHEZ "SANTIAGO N. L."	<i>P. pseudostrobus</i>	1980	25 20 21 N 100 15 07 W
49	LAGUNA DE SANCHEZ "SANTIAGO N. L."	<i>P. pseudostrobus</i>	2000	25 20 26 N 100 15 28 W
50	LAGUNA DE SANCHEZ "SANTIAGO N. L."	<i>P. pseudostrobus</i>	2020	25 19 35 N 100 14 52 W
51	LAGUNA DE SANCHEZ "SANTIAGO N. L."	<i>P. pseudostrobus</i>	2060	25 19 53 N 100 14 45 W
52	LAGUNA DE SANCHEZ "SANTIAGO N. L."	<i>P. pseudostrobus</i>	2065	25 20 25 N 100 14 45 W
53	LAGUNA DE SANCHEZ "SANTIAGO N. L."	<i>P. teocote</i>	2290	25 20 14 N 100 14 35 W
54	LAGUNA DE SANCHEZ "SANTIAGO N. L."	<i>P. pseudostrobus y P. teocote</i>	2220	25 20 18 N 100 14 43 W
55	LAGUNA DE SANCHEZ "SANTIAGO N. L."	<i>P. pseudostrobus y P. teocote</i>	2140	25 20 19 N 100 14 53 W
56	LAGUNA DE SANCHEZ "SANTIAGO N. L."	<i>P. teocote</i>	2100	25 20 22 N 100 14 55 W
57	LAGUNA DE SANCHEZ "SANTIAGO N. L."	<i>P. teocote</i>	2060	25 20 25 N 100 15 07 W
58	LAGUNA DE SANCHEZ "SANTIAGO N. L."	<i>P. pseudostrobus y P. teocote</i>	1970	25 20 31 N 100 15 11 W
59	MESA DEL ROSARIO "SANTIAGO N. L."	<i>P. greggii</i>	2400	25 26 32 N 100 29 30 W
60	MESA DEL ROSARIO "SANTIAGO N. L."	<i>P. greggii</i>	2140	25 26 27 N 100 27 36 W
61	MESA DEL ROSARIO "SANTIAGO N. L."	<i>P. greggii</i>	2220	25 26 30 N 100 26 37 W
62	MESA DEL ROSARIO "SANTIAGO N. L."	<i>P. greggii</i>	2210	25 25 15 N 100 26 34 W
63	MESA DEL ROSARIO "SANTIAGO N. L."	<i>P. greggii</i>	2180	25 24 48 N 100 26 02 W
64	MESA DEL ROSARIO "SANTIAGO N. L."	<i>P. greggii</i>	2305	25 24 47 N 100 26 07 W
65	MESA DEL ROSARIO "SANTIAGO N. L."	<i>P. greggii</i>	2250	25 26 32 N 100 27 59 W
66	MESA DEL ROSARIO "SANTIAGO N. L."	<i>P. greggii</i>	2160	25 25 15 N 100 26 03 W
67	MESA DEL ROSARIO "SANTIAGO N. L."	<i>P. greggii</i>	2205	25 25 19 N 100 26 19 W

Parcela	Localidad	Especie (s)	ASNM	Cordenadas
68	MESA DEL ROSARIO "SANTIAGO N. L."	<i>P. greggii</i>	2160	25 25 19 N 100 26 21 W
69	RANCHO EL PARAISO "LINARES N. L."	<i>P. teocote</i>	865	24 51 18 N 99 49 28 W
70	RANCHO EL PARAISO "LINARES N. L."	<i>P. teocote</i>	870	24 51 33 N 99 49 49 W
71	RANCHO EL PARAISO "LINARES N. L."	<i>P. teocote</i>	900	24 51 33 N 99 49 10 W
72	RANCHO EL PARAISO "LINARES N. L."	<i>P. teocote</i>	830	24 51 26 N 99 49 26 W
73	RANCHO EL PARAISO "LINARES N. L."	<i>P. teocote</i>	860	24 51 56 N 99 49 40 W
74	RANCHO EL PARAISO "LINARES N. L."	<i>P. teocote</i>	1070	24 50 56 N 99 49 36 W
75	RANCHO EL PARAISO "LINARES N. L."	<i>P. teocote</i>	1075	24 51 13 N 99 49 29 W
76	RANCHO EL PARAISO "LINARES N. L."	<i>P. teocote</i>	1060	24 51 24 N 99 49 14 W
77	RANCHO EL PARAISO "LINARES N. L."	<i>P. teocote</i>	1050	24 51 18 N 99 49 08 W
78	RANCHO EL PARAISO "LINARES N. L."	<i>P. teocote</i>	1030	24 51 05 N 99 48 55 W
79	RANCHO EL PARAISO "LINARES N. L."	<i>P. teocote</i>	1015	24 51 31 N 99 48 56 W
80	VITROPARQUE EL MANZANO "SANTIAGO N. L."	<i>P. pseudostrobus</i>	1590	25 22 55 N 100 12 28 W
81	VITROPARQUE EL MANZANO "SANTIAGO N. L."	<i>P. teocote</i>	1610	25 22 54 N 100 12 20 W
82	VITROPARQUE EL MANZANO "SANTIAGO N. L."	<i>P. pseudostrobus y P. teocote</i>	1650	25 23 02 N 100 12 28 W
83	VITROPARQUE EL MANZANO "SANTIAGO N. L."	<i>P. teocote</i>	1620	25 22 45 N 100 12 26 W
84	VITROPARQUE EL MANZANO "SANTIAGO N. L."	<i>P. pseudostrobus y P. teocote</i>	1740	25 23 13 N 100 12 38 W
85	VITROPARQUE EL MANZANO "SANTIAGO N. L."	<i>P. pseudostrobus</i>	1540	25 22 34 N 100 12 26 W
86	VITROPARQUE EL MANZANO "SANTIAGO N. L."	<i>P. pseudostrobus</i>	1530	25 22 16 N 100 11 58 W
87	VITROPARQUE EL MANZANO "SANTIAGO N. L."	<i>P. pseudostrobus</i>	1510	25 22 15 N 100 12 13 W
88	VITROPARQUE EL MANZANO "SANTIAGO N. L."	<i>P. pseudostrobus y P. teocote</i>	1590	25 21 58 N 100 12 30 W
89	VITROPARQUE EL MANZANO "SANTIAGO N. L."	<i>P. pseudostrobus</i>	1460	25 21 02 N 100 11 33 W
90	VITROPARQUE EL MANZANO "SANTIAGO N. L."	<i>P. pseudostrobus</i>	1450	25 20 58 N 100 11 20 W
91	RANCHO LOS CUARTONES "SANTIAGO N. L."	<i>P. pseudostrobus</i>	1630	25 23 28 N 100 14 10 W
92	RANCHO LOS CUARTONES "SANTIAGO N. L."	<i>P. pseudostrobus y P. teocote</i>	1670	25 23 52 N 100 13 34 W
93	RANCHO LOS CUARTONES "SANTIAGO N. L."	<i>P. pseudostrobus y P. teocote</i>	1720	25 23 45 N 100 14 23 W
94	RANCHO LOS CUARTONES "SANTIAGO N. L."	<i>P. pseudostrobus y P. teocote</i>	1620	25 23 47 N 100 13 39 W
95	RANCHO LOS CUARTONES "SANTIAGO N. L."	<i>P. pseudostrobus y P. teocote</i>	1680	25 24 10 N 100 13 15 W
96	RANCHO LOS CUARTONES "SANTIAGO N. L."	<i>P. pseudostrobus y P. teocote</i>	1650	25 23 41 N 100 13 29 W
97	CAMINO RANCHO LOS CUARTONES "SANTIAGO N. L."	<i>P. pseudostrobus</i>	1720	25 23 04 N 100 12 49 W
98	CAMINO RANCHO LOS CUARTONES "SANTIAGO N. L."	<i>P. pseudostrobus</i>	1640	25 24 08 N 100 13 25 W
99	CAMINO RANCHO LOS CUARTONES "SANTIAGO N. L."	<i>P. pseudostrobus y P. teocote</i>	1650	25 23 43 N 100 13 30 W
100	CAMINO RANCHO LOS CUARTONES "SANTIAGO N. L."	<i>P. pseudostrobus y P. teocote</i>	1650	25 23 21 N 100 13 12 W
101	CAMINO PUERTO GENOVEVO-LA TRINIDAD "SANTIAGO N. L."	<i>P. pseudostrobus y P. teocote</i>	1000	25 19 32 N 100 09 41 W

Parcela	Localidad	Especie (s)	ASNM	Cordenadas
102	CAMINO PUERTO GENOVEVO-LA TRINIDAD "SANTIAGO N. L."	<i>P. teocote</i>	1075	25 20 06 N 100 10 24 W
103	EJIDO LA JOYA "GALEANA N. L."	<i>P. hartwegii</i>	3270	24 41 21 N 100 06 28 W
104	EJIDO LA JOYA "GALEANA N. L."	<i>P. hartwegii</i>	3120	24 53 19 N 100 14 49 W
105	EJIDO LA JOYA "GALEANA N. L."	<i>P. hartwegii</i>	3060	24 53 32 N 100 15 07 W
106	EJIDO LA JOYA "GALEANA N. L."	<i>P. hartwegii</i>	2860	24 53 38 N 100 15 53 W
107	EJIDO LA JOYA "GALEANA N. L."	<i>P. hartwegii</i>	2960	24 53 23 N 100 15 33 W
108	EJIDO LA JOYA "GALEANA N. L."	<i>P. hartwegii</i>	2920	25 53 32 N 100 15 43 W
109	SAN JOAQUIN DE SOTO "LA CONSEPCION N. L."	<i>P. pseudostrobus</i>	2240	24 06 27 N 99 51 35 W
110	SAN JOAQUIN DE SOTO "LA CONSEPCION N. L."	<i>P. pseudostrobus</i>	2220	24 15 49 N 99 55 22 W
111	SAN JOAQUIN DE SOTO "LA CONSEPCION N. L."	<i>P. pseudostrobus</i>	2230	24 15 48 N 99 55 36 W
112	SAN JOAQUIN DE SOTO "LA CONSEPCION N. L."	<i>P. pseudostrobus</i>	2250	24 15 58 N 99 55 06 W
113	SAN JOAQUIN DE SOTO "LA CONSEPCION N. L."	<i>P. pseudostrobus</i>	2260	24 14 33 N 99 54 46 W
114	CARRETERA GALEANA-PABLILLO "GALEANA N. L."	<i>P. arizonica</i>	1700	24 47 22 N 100 03 14 W
115	CARRETERA GALEANA-PABLILLO "GALEANA N. L."	<i>P. arizonica</i>	1880	24 42 50 N 100 01 45 W
116	CARRETERA GALEANA-PABLILLO "GALEANA N. L."	<i>P. arizonica</i>	1885	24 43 02 N 100 01 50 W
117	CARRETERA GALEANA-PABLILLO "GALEANA N. L."	<i>P. arizonica</i>	1730	24 45 43 N 100 02 20 W
118	CARRETERA GALEANA-PABLILLO "GALEANA N. L."	<i>P. arizonica</i>	1750	24 45 26 N 100 02 11 W
119	CARRETERA GALEANA-PABLILLO "GALEANA N. L."	<i>P. arizonica</i>	1750	24 45 36 N 100 02 26 W
120	CARRETERA GALEANA-PABLILLO "GALEANA N. L."	<i>P. arizonica</i>	1785	24 44 07 N 100 01 32 W

ANEXO 2. GLOSARIO

Acervular. Agregación pseudoparenquimatosa de hifas, a manera de colchoncillo, sobre la que se forman conidióforos cortos, estrechamente unidos en los tejidos.

Acrógeno. Que nace en el ápice, como las esporas acrógenas de ciertos hongos.

Adnato. Adherido al sustrato.

Alantoide. En forma de salchicha

Albura. Parte viva del leño de un árbol.

Amiloide. Que se vuelve de color azul al reaccionar con el yodo.

Ampuliforme. De forma de botella, hinchada, particularmente en la parte basal.

Anelídico. Hay anillos en la punta del conidióforo donde salen los conidios.

Apéndice. Parte saliente de alguna otra estructura.

Basidio. Célula característica de los basidiomicetos, donde se forman la basidiosporas, sostenidas por los esterigmas.

Basidiocarpo. Cuerpo fructífero de los Basidiomicetes que producen basidios y basidiosporas.

Basidiospora. Espora característica de los Basidiomicetes.

Bigutulado. Que tiene dos glóbulos o vacuolas.

Catenulado. En forma de cadenas.

Celulosa. Carbohidrato polisacárido compuesto de unidades de glucosa; mayor componente de la pared celular primaria de una planta.

Cerebriforme. Con pliegues, dobleces y ondulaciones.

Cespitosos. Agregado o amacollado, pero no fusionado.

Cistidio. Hifas estériles de mayor tamaño que los basidios y las paráfisis.

Cistidiolo. Cistidio en estado primordial, de origen superficial, que nace al mismo nivel que los basidios en el himenio de algunos Agaricales.

Clamidosporas. Esporas de origen asexual, recubierta de una pared celular recia y de tipo perdurante que funciona como espora de resistencia.

Clavado o claviforme. En forma de clava o maso.

Confluente. Que se combinan, se funde o se juntan.

Conidio. Espora asexual, formada en el ápice o un lado de una célula esporógena especializada.

Conidióforo. Hifa simple o ramificada que se diferencia morfológica y fisiológicamente de una somática por producir y sostener conidios.

Conidioma. Cualquier estructura formada por hifas que produzca conidios.

Contexto. Tejido fibroso que constituye en cuerpo del píleo y el estípite del basidiocarpo sin abarcar la corteza y el himenio.

Cortina. Telilla que cuelga del borde del píleo del basidiocarpo en algunos Agaricales.

Cuspidado. Acabado en punta o cúspide.

Dendroide. En forma ramificada.

Dentículos. Pequeña proyección parecida a un diente, sobre la que nace una espora.

Dextrinoide. Reacción de color que presentan las esporas o paredes celulares que se tiñen de color amarillento o café rojizo con el reactivo de Melser.

Dimidiado. Con forma de concha o semicírculo. Hongos desprovistos de pie y fijados lateralmente al soporte, como numerosos Poliporos.

Dimítico. Fructificación con dos tipos de hifas generativas o fértiles y esqueléticas o de sostén.

Doliiforme. En forma de barril, como las artrosporas.

Duramen. Parte muerta del leño del árbol y que ocupa la parte interna del tronco.

Efuso. Derramado o desparramado.

Endógeno. Cualquier estructura producida o desarrollada en el interior de otra estructura.

Enteroblástico. La capa externa de la pared de la célula conidiogena es perforada durante la formación del conidio y no contribuyen en la síntesis de la pared del mismo.

Equinulado. Presenta espinas o púas más pequeñas y débiles.

Escuamuloso. Talo constituido por numerosos lóbulos pequeños, escamitas o escuámulas.

Esporodoquio. Masa compacta de hifas cortas que constituyen un estroma en forma de cojinete.

Estípite o estipitado. Pie que sostiene el píleo de un basidiocarpo.

Estroma. Masa compacta de hifas somáticas, constituida de plecténquima sobre la cual se producen hifas fértiles que generan órganos productores asexuales ó sexuales, como los esporodoquios, picnidios, peritecios, apotecios etc.

Fiálide. Célula conidiógena en forma de botella, que produce conidios blásticos en sucesión basipetal.

Fialospora. Espora de reproducción asexual, formada por abstricción en el ápice de una fiálide.

Flabeliforme. En forma de abanico.

Fusiforme. Como un huso, agusado en los extremos.

Geniculado. Parte de una hifa o de un conidióforo que forma codos debido a los cambios de dirección por el crecimiento simpodial del mismo.

Hemicelulosa. Elemento que forma parte de la pared celular de la celulosa. Es una cadena de glucosa más corta que la celulosa.

Hialino. Transparente e incoloro.

Hifa. Filamento tubular que representa la unidad estructural de la mayoría de los hongos.

Hifoide. Parecido a una hifa.

Himenio. Capa es estrato de conformación sumamente diversa, pero siempre constituida por hifas especializadas para la producción de esporas, ordenadas en forma de empalizada y frecuentemente entremezcladas con elementos estériles.

Hirsuta. Con pelos largos, rígidos y ásperos al tacto.

Hispid. Con pelos largos, muy tiesos y sumamente ásperos al tacto, casi punzantes.

Holoblástico. Todas las capas de la pared de la célula conidiogena están involucradas en la síntesis de la pared del conidio.

Imbricado. Sobrepuesto uno con otro.

Integrada. Célula conidiógena que se sustenta por un conidióforo.

Lamelado. Que tiene laminitas o placas delgadas.

Láminas. Pliegues radiales o estructuras en forma de placa o de hoja de cuchillo que se encuentran en la cara inferior del píleo del basidiocarpio.

Lignina. Sustancia que refuerza las células, confiriéndoles consistencia y rigidez.

Lobado. Dividido en gajos o lobos, es decir, en porciones no muy profundas o más o menos redondeadas.

Macronematoso. Conidióforo especializado que se distingue morfológicamente de las hifas asimilativas subyacentes o adyacentes en el resto del micelio.

Meruloide. Superficie con pliegues irregulares, sin llegar a formar un retículo.

Micelio. Conjunto o masas de hifas que constituyen el cuerpo o talo de un hongo.

Micronematoso. Conidióforo que no se distingue morfológicamente de las hifas asimilativas subyacentes o adyacentes en el resto del micelio.

Monomítico. Fructificación con un solo tipo de hifas, el de las generativas, que son de pared delgada, tabicadas, frecuentemente tabuladas, ramificadas, fértiles, pues tienen la capacidad de producir basidios.

Mononematodo. Constituido de una sola hifa o filamento.

Obpiriforme. Con la parte más ancha en la base.

Ostiolo. Abertura de diversas estructuras reproductoras.

Pedicelo. Pequeño tallo o sustentáculo de espora, esporangios, cistidios, ascas etc.

Percurrente. Que se extiende o continúa creciendo.

Peridiolo. Cada uno de los cuerpos esferoidales cerrados, que constituyen las cámaras de la gleba en los gasteromicetes.

Picnidio. Cuerpo fructífero asexual, generalmente de forma esférica o de botella, hueco, forrado internamente con conidióforos.

Pileado. Provisto de píleo.

Píleo. Parte superior dilatada de ciertos tipos de ascocarpos y basidiocarpos, donde se forma en himenio o parte fértil generadora de esporas.

Piriforme. De forma parecida a una pera.

Proliferaciones. Desarrollo sucesivo de partes nuevas.

Pseudoparenquima. No se distingue la individualidad de las hifas.

Punctiforme. Colonias pequeñas que se pueden ver sin lentes de aumento.

Ramoconidio. Rama intercalar o apical de un conidióforo.

Reniforme. De forma de riñón.

Resupinado. Parte u órgano invertido respecto a la posición normal.

Rizomórfico. Parecido a una raíz.

Septado. Con septos o particiones.

Sésil. Que carece de pie o soporte.

Simpodial. Tipo de ramificación en que eje semeja a un tallo simple, pero esta formado de las bases de varios ejes originados sucesivamente como rama de una de la otra.

Sinema. Conjunto de hifas que forman un cordón miceliano.

Subículo. Filtro o trama de hifas flojamente entrelazadas que cubre el sustrato sobre la que asientan los cuerpos fructíferos.

Tomentoso. Conjunto de filamento o pelos, simples o ramificados, generalmente entrelazados y muy juntos.

Toruloso. De forma alargada, pero con ceñiduras o constricciones.

Traqueidas. Son células conductoras de agua y sales minerales.

Trimítico. Fructificación con tres tipos de hifas: generativas o fértiles, esqueléticas o de sostén y de unión o conexión.

Ungulado. Cuerpo fructífero que tiene la forma del casco de un équido.

Velo. Cortina o tela que cubre una cosa.

Verrucoso. Con prominencias a modo de verrugas en la superficie.

Verruculoso. Con la superficie áspera, ornamentada de microscópica o diminutas prominencias semejantes a verrugas.

Verticiliado. Tipo de ramificación en que las ramas nacen a un mismo nivel de la hifa o sustentáculo.

Vesícula. Bolsa en forma de vejiga o ampolla.

Xilema. Tejido formado por el cámbium, presenta vasos o traqueidas, parénquima xilemático y fibras leñosas.

Zonado. Dispuesto formando bandas o zonas de distintas apariencias, debido a diferencias en color, texturas u otras características.