

UNIVERSIDAD NACIONAL  
AUTONOMA DE MEXICO  
FACULTAD DE CIENCIAS



**Caracterización de algunos  
cultivos de hongos causantes  
de pudrición en la madera**

**T E S I S**  
que para obtener el título de  
**BIOLOGO**  
presenta  
**MARIA TERESA LOPEZ GUERRERO**

6388

México, D. F.



Universidad Nacional  
Autónoma de México

Dirección General de Bibliotecas de la UNAM

**Biblioteca Central**



**UNAM – Dirección General de Bibliotecas**  
**Tesis Digitales**  
**Restricciones de uso**

**DERECHOS RESERVADOS ©**  
**PROHIBIDA SU REPRODUCCIÓN TOTAL O PARCIAL**

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

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

## CONTENIDO.

1.	RESUMEN.	1
2.	INTRODUCCION	2
2.1.	Generalidades	2
2.1.1.	La madera como material	2
2.1.2.	El biodeterioro de la madera	4
2.1.3.	Concepto y tipos de pudrición	7
2.1.4.	Importancia de la pudrición: biológica y económica.	10
2.1.5.	Resistencia y durabilidad natural de la madera	11
2.1.6.	Preservación de la madera	11
2.1.7.	Tolerancia a Preservadores para madera.	13
2.2.	Objetivos y finalidades.	14
2.3.	Antecedentes	15
2.3.1.	El biodeterioro de la madera en México	15
2.3.2.	Caracterización de hongos xilófagos	19
2.3.3.	Determinación del tipo de pudrición	20
2.3.4.	Determinación de la capacidad de producir pudrición	21
2.3.5.	Tolerancia a preservadores para madera.	22
3.	MATERIALES Y METODOS	27
3.1.	Cultivos utilizados en este trabajo	27
3.2.	Determinación del tipo de pudrición	27
3.3.	Capacidad de producir pudrición	29
3.3.1.	Método de malta agar-bloque	29
3.3.2.	Método de suelo-bloque	34
3.4.	Tolerancia a preservadores	36
4.	RESULTADOS Y DISCUSION.	39
4.1.	Determinación del tipo de pudrición	39
4.2.	Capacidad de producir pudrición	41
4.2.1.	Método de malta agar-bloque	41

4.2.2. Método de suelo-bloque	44
4.2.3. Análisis comparativo de los resultados obtenidos con los métodos de malta agar-bloque y suelo-bloque	47
4.2.4. Agresividad de los hongos ensayados	52
4.3. Tolerancia a preservadores para madera.	57
5. CONSIDERACIONES FINALES	69
6. LITERATURA CITADA	71

## 1. RESUMEN.

El presente trabajo intenta caracterizar, desde el punto de vista del biodeterioro de la madera, a 20 cepas de hongos xilófagos. Se seleccionaron técnicas sencillas y de corta duración para estimar su confiabilidad y reproducibilidad. Las cepas utilizadas fueron obtenidas de la Colección de Macromicetos Degradadores de Madera del Princes Risborough Laboratory del Reino Unido.

La caracterización consistió en determinar el tipo de pudrición que causan estas cepas, evaluar su capacidad de producir pudrición y a partir de ésta, su agresividad, y estimar su tolerancia a un preservador para madera, creosota. La determinación del tipo de pudrición se llevó a cabo por diferenciación de las características típicas para pudrición blanca o morena, observadas en el medio de aserrín de Badcock, descrita por Carey, 1975. Para evaluar la capacidad de producir pudrición se utilizaron los métodos de malta agar-bloque según Carey (1975) y el método de suelo-bloque que es comunmente utilizado en el Princes Risborough Laboratory; en ambos casos, se evaluaron los resultados por el criterio de pérdida de peso de bloques de madera expuestos a los hongos. A partir de los datos de capacidad de producir pudrición, se propone una clasificación de los hongos estudiados en categorías de agresividad. La tolerancia de las cepas utilizadas a la creosota se estimó por su crecimiento diametral en malta agar, conteniendo concentraciones diversas de preservador, de acuerdo con el método sugerido por Schmitz (1931).

Dévido a que la información que proporcionan este tipo de estudios es muy valiosa, se propone que se realicen trabajos similares o, mejor aún, más amplios, para caracterizar especies de hongos degradadores de la madera nativos y elaborar un inventario de la micoflora xilófaga mexicana que incluya este tipo de datos.

## 2. INTRODUCCION.

### 2.1. Generalidades.

#### 2.1.1. La madera como material.

La madera está constituida por el xilema secundario, un tejido complejo compuesto por células alargadas de pared celular gruesa, que dan resistencia mecánica al tallo y a través de las cuales se realiza la conducción de líquidos. A células de este tipo se les llamaba antiguamente "prosénquima" para diferenciarlos del parénquima. El xilema está constituido también de células parenquimáticas de pared delgada que realizan funciones de almacenamiento y secreción.

La madera es un tejido originado por el cambium vascular o meristemo cambial, encargado del crecimiento secundario de las plantas leñosas. Los elementos celulares de la madera están organizados en disposiciones longitudinales o verticales y transversales con respecto a la dirección del tallo.

La complejidad estructural de la madera no sólo se debe a su organización histológica o anatómica, como normalmente se le llama, sino también a la disposición macromolecular de las sustancias que componen la pared celular de sus elementos: celulosa, hemicelulosas, sustancias pécticas y lignina, que forman el complejo lignocelulósico. Macromoleculamente, el complejo lignocelulósico puede ser definido como una estructura cuya armazón es la celulosa microcristalina, el cual está embebido en una matriz de hemicelulosas y sustancias pécticas e incrustado de lignina.

La celulosa es el componente más importante de la pared celular de la madera; en términos de su volumen y su efecto sobre las características de la misma, constituye de un 40 a un 60% del peso seco de la madera. La celulosa es un polímero de la celobiosa, químicamente llamada B 1, 4 poliglucona, que es un disacárido constituido por 2 moléculas de glucosa en unión B 1, 4 glucosídica. La celulosa, entonces, es una cadena

de aproximadamente 600,000 unidades de celobiosa (Panshin y De Zeeuw, 1970).

Las hemicelulosas constituyen de un 35 a un 50% de los polisacáridos de la pared celular y de un 20 a un 35% del peso seco total de la pared celular en la madera. Son polímeros formados por uniones de monosacáridos, ya sean pentosas o hexosas, con ácidos urónicos. Sus cadenas están formadas por alrededor de 150 unidades de monómeros.

Las sustancias pécticas o poliurónidos son carbohidratos polímeros del ácido galacturónico.

La lignina constituye de un 15 a un 35% del contenido de la pared celular de la madera, es un polímero de naturaleza amorfa muy complejo y aún poco conocido, formado por polifenoles o alcoholes aromáticos (Panshin y De Zeeuw, 1970).

Los extractivos pueden estar completamente infiltrados en el interior de la pared celular o taponando lúmenes celulares, representan a una gran variedad de compuestos orgánicos, de los cuales los más importantes en términos de cantidad e importancia económica son los polifenoles y las resinas. Los polifenoles presentes en angiospermas y gimnospermas incluyen un gran número de compuestos químicos importantes, tales como: taninos, antocianinas, flavonoides, catequinas. En general, los extractivos constituyen sólo un porcentaje muy bajo del peso seco de la madera (Panshin y De Zeeuw, 1970).

Por su composición química, estructura macromolecular y organización anatómica, la madera, como material, posee una serie de cualidades que la han colocado, a través de la historia de la humanidad, como uno de los materiales de origen orgánico más importante para el hombre. Estas cualidades son: alta resistencia mecánica en relación a su peso; baja conductividad térmica y eléctrica, o sea que es aislante; alto valor calorí-

fico como combustible (para un mismo peso de sustancia, la madera tiene un 60% del valor calorífico del carbón mineral); alta resonancia que le confiere deseables propiedades acústicas (para instrumentos musicales, por ejemplo); por otro lado, puede absorber también las ondas sonoras sin reflejarlas, cuando al fijársele, se suprime su resonancia por vibración; tiene también muy buenas características de trabajabilidad; y además, posee cualidades estéticas de veteado, color, lustre y olor, dependiendo de la especie que se trate (Findlay, 1967).

### 2.1.2 El biodeterioro de la madera.

Mucho se ha discutido si al ataque que producen los organismos degradadores de madera, se le puede llamar "enfermedad" o "plaga", ya que la madera, aún en árboles vivos, está constituida por elementos celulares muertos. Pero como en la madera de albura, algunas células parenquimáticas permanecen vivas por algún tiempo, y como muchos organismos que degradan madera son capaces de atacar las partes vivas del árbol, es común que se hable de "enfermedades", "plagas" y "patología de la madera". Sin embargo, es más correcto hablar de "biodeterioro" o "biodegradación" al referirse al ataque que causan los organismos en la madera.

La madera puede ser biodegradada por diversas clases de organismos, como son: entre los animales, insectos, moluscos, crustáceos y aves; y entre los vegetales, bacterias y hongos.

De los animales, los insectos constituyen los principales enemigos de la madera y, dentro de éstos, los isópteros, que comprenden a las termitas, constituyen el grupo que ocasiona mayores daños; les siguen en importancia los coleópteros o escarabajos lignofílicos y dentro de los himenópteros las hormigas carpinteras y por último, algunas avispas lignofílicas.

Después de los insectos, siguen en importancia algunos moluscos y crustáceos llamados comunmente taladradores o barrenadores marinos. Las aves deterioradoras de madera están representadas por los pájaros carpinteros.



En cuanto a organismos vegetales, existen algunas bacterias celolíticas o lignolíticas, así como los hongos lignícolas que son considerados los degradadores más "importantes" de la madera.

Los hongos habitantes de la madera se han agrupado según el tipo de daño que causan en:

- a) mohos
- b) hongos cromógenos o causantes de manchados
- c) hongos xilófagos.

En el grupo de los mohos se incluyen a una gran cantidad de hongos imperfectos o Deuteromicetos y Ascomicetos que causan deterioros similares a los manchados, principalmente en la albura, pero se distinguen de los verdaderos manchados porque son superficiales, aún cuando el micelio del hongo penetre en la madera. Estas 'manchas' se deben a las masas de miles de esporas producidas por estos hongos y presentan diversas coloraciones: de color verdoso pulverulento o de color oscuro también pulverulento. Estos mohos se alimentan básicamente del contenido de los elementos parenquimatosos, almidones y azúcares. El principal efecto que producen en la madera es un aumento notable en la permeabilidad y disminuyen ligeramente la resistencia al impacto, en casos de ataque muy severo. Poco o nada afectan a otras propiedades. Otro aspecto importante es que afean la apariencia de la madera y por lo tanto disminuyen su valor comercial. Pueden atacar trozas, madera aserrada, etc., y toleran bastante bien condiciones ambientales adversas, así como la presencia de productos preservados, algunos de los cuales hasta pueden degradar. Existen hongos dentro del grupo de los mohos que pueden causar pudriciones del tipo suave si se desarrollan largo tiempo en la madera (Scheffer, 1973).

Los llamados hongos cromógenos, son los que causan los verdaderos manchados. Estos manchados pueden ser profundos y alcanzar una gran extensión en la madera, incluso pueden no notarse en la superficie y sin embargo

estar muy extendidos en la parte interna de las piezas. El color de la mancha se puede deber a los pigmentos de las hifas del hongo, a que se difundan estos pigmentos en la madera, o a fenómenos puramente ópticos. Las hifas se encuentran muy profusas en las células de los rayos, y además invaden muchos de los elementos longitudinales de la madera. El alimento de estos hongos lo constituyen las células parenquimáticas y su contenido, almidón y azúcares (Scheffer, 1973).

Hay varios tipos de manchado que reciben su nombre según el color. Los más importantes son: el manchado azul, producido por especies de hongos del género Ceratocystis en madera de pinos y en madera de algunas angiospermas; la mancha de color café o morena es causada en coníferas por un solo género, Cytospora; la mancha roja de algunas coníferas es causada por algunos otros géneros que, junto con los mencionados, pertenecen a los Deuteromycetes y Ascomycetes (Scheffer, 1973). En general, los hongos cromógenos no afectan la resistencia mecánica de la madera, pero pueden alterar ligeramente su resistencia al impacto, al producirse un ataque muy masivo y prolongado. Sin embargo, algunos autores registran que en madera de pino fuertemente atacada por manchado azul hubo reducciones de 1-2 % en gravedad específica, 2-10 % en dureza Hanka, 1-5 % en resistencia a la flexión estática y compresión, y de 15-30 % en resistencia al impacto (Scheffer, 1973).

En madera de angiospermas, también se han encontrado reducciones ligeras en la resistencia mecánica en casos de ataque en los que hay una transición del manchado hacia pudrición del tipo suave. El manchado puede presentarse en árboles en pie, es muy frecuente en trozas o madera aserrada que no han sido secadas adecuadamente, y muy frecuentemente está asociado al ataque de insectos.

Por último, los hongos xilófagos son aquellos que son capaces de

alimentarse de las sustancias que constituyen la pared celular de los elementos de la madera y causar las verdaderas pudriciones.

### 2.1.3. Concepto y tipos de pudrición.

La pudrición consiste en una degradación enzimática de las paredes celulares de los elementos de la madera, producida por el ataque de hongos xilófagos, que por lo tanto altera las características físicas y químicas de este material.

De acuerdo al tipo de enzimas que poseen los hongos y las sustancias que degradan, se conocen tres tipos de pudrición: pudrición suave, pudrición morena y pudrición blanca. La pudrición suave se caracteriza por ser más bien superficial, aun que el daño sea severo, y la transición hacia la madera no alterada es abrupta. En condición húmeda, la madera está tan blanda que se puede raspar con la uña. Si la pieza se seca aparecen numerosas grietas superficiales a lo largo y a través del grano. Microscópicamente, este ataque se caracteriza por la presencia de cavidades en las capas intermedias de las paredes celulares ( $S_2$ ) cavidades que en vista longitudinal son alargadas y tienen el mismo ángulo de orientación que las fibrillas de celulosa, y en sección transversal se observan como pequeñas perforaciones.

La pudrición suave y el intemperismo superficial de la madera pueden aunarse e incrementarse mutuamente, lo que se traduce en mayores daños. En general, la madera de angiospermas es más susceptible a este deterioro que la de gimnospermas, aunque la madera de ninguna especie es inmune a este ataque. Estos hongos, se alimentan de celulosa (son celulolíticos) y son capaces de tolerar condiciones ambien-

tales adversas, como la presencia de preservadores, escasez de oxígeno y altas temperaturas (38 °C). Pertenecen éstos hongos a los Ascomycetes y Deuteromycetes.

En cuanto a la alteración producida por los hongos causantes de pudrición morena, ésta puede ser rápida, muy extensa y profunda. Se caracteriza porque la madera adquiere un color moreno obscuro tiende a colapsarse y encogerse irregularmente, como consecuencia, se forman grietas a lo largo y através del grano, dando una apariencia cubicada a la madera podrida. En fases muy avanzadas. la madera se puede disgregar facilmente en un material pulverulento. En las primeras fases del desarrollo de éste o cualquier otro tipo de deterioro, es difícil el diagnóstico. Se requiere cierta experiencia para reconocer las posibles variaciones en que se puede presentar y estar familiarizado con el aspecto normal de la madera no alterada de las piezas que se inspeccionan. El diagnóstico preliminar puede ser comprobado por análisis microscópico del material en el cual se observen hifas de hongo y alteraciones de la microestructura, así como aislando, cultivando e identificando a los hongos. Esta pudrición es la más dañina y común.

Los hongos que causan pudrición morena se alimentan de celulosa y hemicelulosas. Pertenecen al grupo de los Basidiomycetes y destacan por su importancia: Lenzites trabea, Lentinus lepideus y Poria monticola, entre otros.

Cualquier tipo de madera no tratada, que esté en contacto con el suelo o pueda absorber humedad, está expuesta a este ataque.

La resistencia mecánica de la madera es reducida drásticamente por este tipo de pudrición, especialmente la resistencia al impacto y a la

flexión estática, ya que la madera atacada se vuelve quebradiza, en sentido transversal a la fibra. Otras características de la madera que son afectadas por la pudrición morena, son: disminución de peso y gravedad específica; aumento de la permeabilidad y de la capacidad de absorción (por aumento de porosidad), sin embargo, la higroscopicidad disminuye. La madera verde atacada, al secarse, se contrae irregularmente y forma zonas colapsadas.

La pudrición blanca se caracteriza porque la madera presenta un aspecto anormalmente decolorado, y carece de zonas de contracciones irregulares o colapsadas y rajaduras transversales al grano, como en la pudrición morena. En fases avanzadas, la madera tiene el aspecto de un esqueleto de fibras de color claro. La pudrición blanca se desarrolla en forma más lenta y uniforme que la morena. Los hongos que causan este tipo de pudrición se alimentan de todos los componentes de la madera: lignina y holocelulosa (celulosa más hemicelulosas). Estos hongos son también Basidiomycetes y algunos de los más importantes por dañinos, son varias especies de los géneros Polyporus, Fomes, Stereum Ganoderma, entre otros. Como en el caso de la pudrición morena, ningún tipo de madera es totalmente inmune o resistente a este tipo de pudrición si está en contacto con suelo o expuesta a humedad periódica o constante.

Las características mecánicas de la madera también se ven fuertemente afectadas, principalmente la resistencia al impacto, a la flexión estática y a la compresión. Otras características físicas también se alteran; la gravedad específica disminuye, aumenta la permeabilidad y la capacidad de absorber líquidos, disminuye ligeramente la higroscopicidad. Las características de secado y estabilidad dimensional son las menos afectadas.

#### 2.1.4. Importancia de la pudrición: biológica y económica.

Todo tipo de material puede ser deteriorado por agentes físicos y químicos, no existe un material indestructible. La madera no se aparta de esto, puede ser deteriorada por agentes físicos y químicos. Pero además, como la madera está constituida por sustancias orgánicas, es un material que puede ser aprovechado como fuente de energía por los organismos que la degradan.

La pudrición de la madera es importante en dos sentidos opuestos. Desde el punto de vista económico, la biodegradación produce grandes pérdidas económicas al año, pérdidas actualmente imposibles de cuantificar, por concepto de daños en: árboles en pie, trozas descuidadas, durante el embarque y almacenamiento de madera aserrada; y daños en madera en servicio como son: postes, durmientes, cercas, viviendas, etc. En este último caso, el de la madera en servicio, además de la pérdida del material, hay que añadir los costos de reposición de piezas, los daños causados por falla de la estructura y la interrupción de servicios.

Desde el punto de vista biológico, la biodegradación de la madera en el bosque, es una fuente importante de materia orgánica, valiosa para el suelo forestal y es un proceso necesario para el reciclaje de nutrimentos en la naturaleza. Cerca de una tercera parte de la materia orgánica producida por las plantas verdes es celulosa, la cual es una parte integral de la pared celular primaria y secundaria. Como ya fue mencionado, del total del tejido maduro de la madera un 40 a 60 % de su peso seco es celulosa. Considerado el carbohidrato principal de los restos de plantas con semillas, la degradación de esta celulosa es un proceso indispensable para mantener el balance del carbono en la naturaleza.

### 2.1.5. Resistencia y durabilidad natural de la madera.

La resistencia natural de la madera es su capacidad para soportar el ataque enzimático de microorganismos, principalmente hongos y bacterias. Esta resistencia está dada por los siguientes factores (Hudson, 1972):

- a) lignificación de las paredes celulares
- b) bajo contenido de nitrógeno
- c) la presencia de extractivos.

Tradicionalmente se ha usado este concepto para referirse al término durabilidad, sin embargo, a pesar de que están muy relacionados, la durabilidad natural debe considerarse, en sentido estricto, como el grado de resistencia que tiene la madera de una especie dada, para soportar el deterioro causado por toda una gama de agentes biológicos, químicos y físicos, a través del tiempo.

### 2.1.6. Preservación de la madera.

Para la preservación de la madera se utilizan los llamados preservadores, los cuales son sustancias químicas que, aplicadas convenientemente a la madera, la hacen resistente a los ataques de los hongos, insectos y perforadores marinos. El efecto protector se consigue convirtiendo a la madera en venenosa o repelente a los elementos biológicos que la atacarían si no estuviese tratada. Los preservadores pueden ser compuestos químicos puros o mezclas de compuestos (Hunt y Garrat, 1962).

Los productos químicos preservadores para madera se agrupan según el tipo de solvente con que normalmente se aplica (Cockcroft, 1971),

como; preservadores solubles en aceites de petróleo (oleaginosos) y preservadores solubles en agua (hidrosolubles). La elección del producto dependerá del tipo de servicio a que esté destinada la madera a tratar.

En general, los preservadores deben reunir las siguientes características (Hunt y Garrat, 1962).

- a) Ser altamente tóxicos a los organismos destructores de la madera, en concentraciones bajas.
- b) Poseer alta capacidad de penetración en la madera.
- c) Que puedan permanecer durante largo tiempo inalterados (alto poder residual) y no ser lixiviables por intemperismo u otros agentes.
- d) Ser seguros de manipular y usar sin peligro a la salud.
- e) No dañar a la madera ni a los metales.
- f) Ser accesibles y económicos tanto en el mercado como en sus métodos de aplicación.

Para ciertos propósitos específicos, se requiere que algunos productos sean también: limpios, incoloros, compatibles con pinturas y barnices, que no hinchen a la madera, que proporcionen resistencia al fuego o repelencia al agua.

Los tratamientos preservadores para madera son muchos y muy variados. Algunos requieren de plantas de impregnación, otros no requieren de equipos tan complicados y los hay aún de aplicación doméstica.



De entre los preservadores de uso industrial, destaca la creosota, que a pesar de ser usada desde 1938, actualmente sigue teniendo una gran demanda mundial. La creosota es un destilado del alquitrán de hulla, el cual es producido por carbonización de la hulla bituminosa a temperatura elevada. Está constituida principalmente por hidrocarburos aromáticos líquidos y sólidos, como: benceno, tolueno, xileno, naftaleno, acenafteno, fenantreno, antraceno, fluoreno; y contiene notables cantidades de ácidos de alquitrán, como; piridinas, quinolinas y acridinas. La creosota es más pesada que el agua y tiene un margen continuo de ebullición de 125°C, a partir de los 235°C (Hunt y Garrat, 1962). De esta composición tan compleja se deriva la principal ventaja de la creosota como preservador, o sea que por contener un gran número de componentes es altamente tóxica a una gama amplia de organismos degradadores de madera.

#### 2.1.7. Tolerancia a preservadores.

La tolerancia de los organismos hacia algunos compuestos químicos es un atributo fisiológico íntimamente relacionado con la preservación de la madera. Los microorganismos varían marcadamente en su tolerancia hacia los preservadores, no sólo a nivel de especie, sino también al de cepas (Scheffer, 1973). De este modo, el disponer de información sobre tolerancia de estas cepas y especies, es útil en la selección de organismos de ensayo para pruebas de laboratorio sobre evaluación toxicométrica de preservadores y de resistencia natural de la madera. La utilidad de información previa de tolerancias de las cepas hacia los preservadores, es obvia en la evaluación toxicométrica de preservadores, sin embargo, su utilidad en ensayos sobre resistencia natural de la madera conviene ser aclarada, por ejemplo, se podría considerar preferible utilizar organismos de prueba que, además de ser muy agresivos hacia la madera, sean también en cierta medida tolerantes hacia los preservadores más usados. Aún más, el conocer la tolerancia rela-

tiva de un buen número de especies de hongos, constituye una herramienta útil en la determinación de la microflora que coloniza madera tratada en experimentos de campo (Scheffer, 1973).

## 2.2. Objetivos y finalidades.

El propósito de este trabajo consiste en obtener información experimental sobre algunos aspectos esenciales para caracterizar, desde el punto de vista del biodeterioro de la madera, a 20 cepas de hongos xilófagos en cultivo.

Ampliamente expuestos, los objetivos del trabajo son los siguientes:

- a) Experimentar con técnicas de laboratorio de corta duración para analizar sus posibilidades como técnicas recomendables para la caracterización de hongos xilófagos.
- b) Determinar el tipo de pudrición que causan las especies seleccionadas.
- c) Evaluar la capacidad de producir pudrición, y estimar la agresividad de las cepas seleccionadas, en madera de gimnospermas y angiospermas, con base en dos métodos, de modo que los resultados de uno y otro, además de poder compararse entre sí, puedan ser útiles para confrontarse con otros trabajos que utilicen cualquiera de ellos.
- d) Detectar algún grado de selectividad hacia la madera de gimnospermas o angiospermas.
- e) Estimar su tolerancia a un preservador para madera, la creosota.
- f) Con base en los puntos c, d y e, valorar la impor-

tancia relativa de estas especies como agentes degradadores de madera.

El logro de los objetivos mencionados contribuirá a:

- a) Desarrollar un grupo de técnicas que integren un método recomendable como rutinario, para la caracterización de hongos xilófagos.
- b) Comparar la importancia que, como agentes degradadores, tienen las cepas importadas que se utilizaron en este trabajo, con respecto a cepas aisladas en México.
- c) Formar inventario de hongos xilófagos, con datos experimentalmente obtenidos, sobre su importancia económica y biológica como organismos degradadores de la madera.
- d) Obtener datos experimentales que permitan desarrollar una serie de recomendaciones para el control específico de daños causados por hongos xilófagos.

## 2.3. Antecedentes

### 2.3.1. El biodeterioro de la madera en México.

La literatura que sobre biodeterioro de la madera existe en México es muy escasa hasta el momento. Entre los trabajos realizados en nuestro país está el de García Carmona (1948), en el cual determina la resistencia relativa de la madera de 12 especies tropicales mexicanas, sometidas al ataque de dos cepas de hongos xilófagos, Leucites trabea y Poria incrassata, aplicando una técnica de malta agar-bloque. La resistencia de las maderas se evaluó considerando la pérdida de peso de los bloques de ensayo. Resultando Chlorophora tinctoria la madera más durable de las estudiadas y Poria incrassata el hongo más dañino.

Por otro lado, Guzmán del Proo (1963) probó la acción del alquitrán de coyol como preservador de madera contra el ataque de hongos xilófagos y lo comparó con pentaclorofenol y creosota de hulla, utilizando una técnica de contacto suelo-bloque. Los hongos empleados fueron, Polyporus tulipiferae, Trametes hispida y Schizophyllum commune, los que atacaron a tiras de madera de Pinus sp. y Salix babylo-nica impregnados con creosota, pentaclorofenol y alquitrán de coyol. La evaluación del preservador se hizo determinando el crecimiento de la colonia de hongos en las tiras de madera de ensayo.

Gómez-Nava et al. (1969) determinaron la resistencia natural de la madera mediante una técnica de malta agar-bloque, utilizando once especies de madera, 7 especies tropicales y 4 especies de pino, que fueron atacadas por 3 cepas de hongos xilófagos: Polyporus sanguineus, Lentinus lepideus y Stereum sanguinolentum. Las determinaciones se refirieron a pérdidas de peso originadas por la actividad de los hongos de prueba, expresadas en cifras porcentuales relativas al peso seco original de los bloques, encontrando al duramen de Manilkara zapota y de Cordia dodecandra como los más resistentes de las especies ensayadas.

Salinas Quinard et al. (1971), realizaron observaciones acerca de la introducción de resistencia al ataque de hongos xilófagos en maderas tratadas con niveles variables de radiaciones gamma en bloque de 3 especies de madera, atacada por los siguientes hongos xilófagos: Lentinus lepideus y Polystictus versicolor, mediante una técnica de malta agar-bloque. Los efectos de los tratamientos se interpretaron en función de pérdidas de peso, en porciento, sufridos por la madera al término de 24 semanas de exposición a los hongos. Observaron que a cierto nivel de dosificación de radiaciones, la resistencia de la madera aumentó ligeramente.

Eurillo et al. (1973) desarrollaron un método radioquímico para deter

minar la distribución de los preservadores a base de cobre, cromo y arsénico en madera tratada, el cual es sugerido como método de análisis para control de calidad.

Pinzón-Picaseño y Echenique-Manrique (1974), evaluaron la toxicidad relativa de los principales preservadores para madera disponibles en México (creosota, pentaclorofenol, y dos productos a base de sales de cobre, cromo y arsénico, designada convencionalmente como CCA tipo A y CCA tipo B) contra hongos xilófagos aislados en el país, Lentinus lepideus, Poria monticola, Lenzites trabea y Peniophora sp. en madera de Pinus pseudostrobus y Pinus douglasiana, por medio de ensayos de tipo suelo-bloque. Encontraron que Lentinus lepideus fue el hongo más dañino en la madera de ambas especies sin preservador. Asimismo, determinaron las retenciones mínimas de preservador por volumen de madera capaces de evitar deterioro por cada hongo.

Obregón-Arceo y Echenique-Manrique (1974), realizaron una identificación de los hongos habitantes en la madera de postes de la Comisión Federal de Electricidad en servicio, mediante la clave y método de Nobles (1965). Entre los hongos identificados encontraron 3 especies xilófagas, Lentinus lepideus, Polyporus mollis y Poria monticola.

Pinzón-Picaseño y Echenique-Manrique (1976) discutieron con base en bibliografía, algunos aspectos sobre historia, propiedades, usos, formas de fijación en la madera y toxicidad hacia los hongos xilófagos de dos tipos de preservadores hidrosolubles para madera compuestos por sales a base de cobre, cromo y arsénico, las designadas como CCA tipo A y CCA tipo B.

Herrera Rodríguez et al. (1976), realizaron un ensayo para determinar la resistencia natural de la madera de 15 especies al ataque de 3 hongos xilófagos: Poria monticola, Lentinus lepideus y Polystictus sanguineus, los 2 primeros, causantes de pudrición morena y el último

de pudrición blanca, mediante la técnica de suelo-bloque. La evaluación de la resistencia natural se efectuó de acuerdo a la norma D 2017-63 de la American Society for Testing and Materials (ASTM). De las especies estudiadas, la madera de Quercus crassifolia, Quercus candicans, Zwartzia cubensis y Calophyllum brasiliense, mostró ser altamente resistente a la acción de Poria monticola y Lentinus lepideus y la de Alnus firmifolia quedó clasificada como no resistente frente a estos mismos hongos, la madera de las especies restantes ocupó categorías intermedias.

Herrera Rodríguez (1977), recopiló una serie de métodos sencillos y de bajo costo para la preservación de madera, con el fin de orientar a los usuarios de la madera hacia algunas formas más simples y económicas de incrementar la vida útil de las mismas.

Pérez Morales Pinzón-Picaseño y Echenique-Manrique (1977), realizaron un ensayo de laboratorio sobre resistencia natural de la madera de especies tropicales mexicanas expuestas al ataque de hongos xilófagos, siguiendo un método de suelo-bloque. Fue utilizado el duramen de las siguientes especies: Guarea chichon, Omphalea cardiophylla, Calocarpum sapota y Brosimum alicastrum y los siguientes hongos xilófagos, causantes de pudrición morena: Lentinus lepideus y Lenzites trabea; y de pudrición blanca: Poliporus versicolor y Polyporus sanguineus. Los hongos causantes de pudrición blanca fueron los más agresivos, en particular Polyporus versicolor. De acuerdo al menor grado de resistencia frente a los hongos usados, la resistencia natural de la madera se clasificó como sigue: Guarea chichon, altamente resistente, Omphalea cardiophylla y Calocarpum sapota, altamente resistentes; Brosimum alicastrum, no resistente.

Pérez Morales, Heras y Echenique-Manrique (1977), utilizaron una fórmula para calcular el riesgo a la pudrición a la que estarían suje

tas estructuras de madera sobre el suelo (no en contacto directo con el suelo) en diferentes zonas climáticas de México. De acuerdo a este criterio, se establecieron tres zonas de la república mexicana: zonas de riesgo mínimo, zonas de riesgo medio y zonas de alto riesgo a la pudrición. Tanto las zonas de riesgo medio como las de alto riesgo a la pudrición, se localizan en regiones con clima húmedo (cálidas o templadas).

### 2.3.2. Caracterización de hongos xilófagos.

La información publicada sobre diversos aspectos de los hongos xilófagos está muy esparcida en la literatura, pues la mayor parte de los trabajos se refieren solamente a algunos de los siguientes aspectos: florística, taxonomía, fisiología, características culturales del micelio, ensayos de laboratorio sobre resistencia natural de la madera a la pudrición y toxicometría de preservadores. Una excepción notable a estos trabajos circunscriptos la constituye el tratado monumental de Cartwright y Findlay (1958), en el que los autores describen una gran cantidad de características sobresalientes sobre importantes hongos degradadores de la madera.

Otra excepción es el trabajo de Carey (1975), que es en realidad el punto de partida del presente trabajo, ya que propone cuáles son las características más importantes para describir a hongos xilófagos en cuanto a su importancia como agentes degradadores de madera y algunas de las técnicas para lograrlo. Según esta autora, en la caracterización de hongos, es de interés proporcionar información sobre: la identificación del hongo, descripción macroscópica y microscópica del daño que causa, el tipo de pudrición que produce y su capacidad de producir pudrición. Sin embargo, esta autora no incluye, como un punto importante en la caracterización de hongos xilófagos, el deter-

minar su tolerancia relativa hacia preservadores para madera.

Cuando se intenta trabajar sobre caracterización de hongos xilófagos a partir de material colectado en el campo, es necesario aislar la micoflora involucrada y proceder a su identificación y a la descripción macroscópica del daño causado en el substrato del que se colectó. Pero cuando se trabaja a partir de material procedente de micotecas, que ha sido previamente identificado, estas primeras fases no son necesarias y puede procederse a determinar otras características importantes de ellos por medio de ensayos de laboratorio.

### 2.3.3. Determinación del tipo de pudrición.

Para determinar el tipo de pudrición, como blanca o morena, que causan las cepas de trabajo, se puede recurrir a tres técnicas. Una de estas técnicas es la de Nobles (1958), en la que añadiendo algunas gotas de guayacol a cultivos de hongos xilófagos en malta agar y observando un cambio de color en el agar hacia el azul, se obtiene una reacción típica que identifica un hongo causante de pudrición blanca. La segunda técnica es la de Bavendamm, descrita por Nobles (1965), en la que el hongo en cuestión se cultiva en medio con ácido gálico o tánico, cuya composición también describen Ulloa y Hanlin (1978), y si se observan zonas de difusión de color oscuro, esto indicará una pudrición de tipo blanco. El principio de estas dos técnicas, consiste en determinar la presencia de oxidasa extracelular que es característica de los hongos causantes de pudrición blanca y la determinación de un hongo causante de pudrición morena se indica por una ausencia de reacción. El tercer método, es la técnica de Badcock modificada, como la describen Hudson (1972) y Carey (1975), en la que se utiliza un medio a base de aserrín. Esta última técnica se considera como más confiable porque involucra el uso de madera como sustrato y la pu



drificación morena es determinada por su propia reacción, en lugar de una ausencia de reacción.

#### 2.3.4. Determinación de la capacidad de producir pudrición.

Las técnicas para evaluar la capacidad de producir pudrición de algunos hongos han sido desarrolladas, en parte, como una necesidad de obtener información fisiológica sobre estos organismos. Por ejemplo, Lindgren (1933), estudió y comparó el efecto de la temperatura sobre el crecimiento micelial y el grado de pudrición ocasionado por tres especies de hongos xilófagos: Lenzites sepiaria, Polystictus versicolor y Lentinus tigrinus, en la madera de 4 especies, utilizando una técnica de cultivo en malta-agar y una técnica de malta agar-bloque, respectivamente. El método de evaluación se basó, en la primera, en el grado de crecimiento micelial, y en la segunda, en la pérdida de peso sufrida por los bloques utilizados al ser expuestos a los hongos. Encontró que en dos de las especies de hongos usadas, la pudrición en los bloques fue mayor en aquellas temperaturas en las que hubo mayor crecimiento micelial en el medio de malta agar.

Similarmente, Henningsson (1965) realizó un estudio sobre la fisiología y la pudrición producida por Polyporus betulinus y otras especies de hongos xilófagos en madera de Betula verrucosa y otras especies de angiospermas y gimnospermas. Este autor utilizó una técnica de suelo-bloque enterrado e inoculó con suspensiones de micelio macerado. El método de evaluación fue también por pérdida de peso de los bloques utilizados.

Más recientemente, Lundström (1973) utilizó bloques de madera de diferentes tamaños de Betula sp. y Populus tremula en una técnica de vermiculita-bloque y determinó la capacidad de producir pudrición

de tres hongos causantes de pudrición suave, evaluando sus resultados por el criterio de pérdida de peso de los bloques de prueba.

Por su parte Carey (1975), sugiere una técnica sencilla de malta agar-bloque para determinar la capacidad de producir pudrición como una de las fases para la caracterización de hongos xilófagos, en esta técnica, la evaluación se lleva a cabo por el peso perdido en los bloques utilizados, de una madera no resistente, debido al ataque de los hongos.

#### 2.3.5. Tolerancia a preservadores para madera.

La literatura relacionada con la tolerancia hacia preservadores para madera, es relativamente escasa, ya que la mayoría de los trabajos están enfocados desde el punto de vista de la toxicidad del preservador y algunos aspectos importantes de sus técnicas restringen la posibilidad de utilizar la información obtenida en sus resultados, para interpretarla como tolerancia. Sin embargo, algunas pueden ser de utilidad.

Una de las técnicas más utilizadas desde el punto de vista de toxicimetría es la de suelo-bloque desarrollada inicialmente por Leutritz (1946), y que más tarde, con ligeras modificaciones, fue propuesta como norma tentativa por la American Society for Testing and Materials en 1956, un año después fue aprobada definitivamente y continúa vigente hasta la fecha. Esta técnica es muy buena para el fin que persigue, pero debido a su enfoque, laboriosidad y el tiempo requerido para obtener resultados (18 semanas), no es muy apropiado para evaluar la tolerancia de los hongos hacia los preservadores que se ensayan.

Schmitz et al. (1931) sugirieron un método para la evaluación to

ximétrica de preservadores para madera frente a hongos xilófagos, utilizando medio de cultivo de malta agar al cual se le incorpora el preservador de ensayo, a diversas concentraciones. El medio, con el preservador ya incorporado, se vacía a cajas petri que son inoculadas con los hongos de ensayo. A este método se le conoce desde entonces como técnica de malta-agar. En realidad es más adecuado para determinar tolerancia de los hongos al agente químico usado, que para evaluar sus cualidades como preservador para madera, debido principalmente a que el agente químico no se incorpora a la madera durante el ensayo. Esta técnica es sencilla y proporciona información en poco tiempo (4 semanas).

En los últimos años ha habido una fuerte tendencia a desarrollar técnicas de corta duración, recurriendo los autores a métodos muy variados. Por ejemplo Halabisky e Ifju (1968) idearon un método respirométrico para evaluar rápidamente la toxicidad de preservadores para madera, combinando un método suelo-bloque y determinando, después de varios períodos de incubación (1-11 semanas) el consumo de oxígeno del hongo de ensayo, para cada nivel de tratamiento. Por otro lado, Smith (1971) sugirió un método para la evaluación rápida de preservadores para madera en el que se utilizan tiras de chapa de madera tratada de angiospermas y gimnospermas, las cuales se colocan a manera de emparedados en una caja de acrílico especialmente diseñada y que contiene suelo no esterilizado. La evaluación del preservador se hace con base en la pérdida de resistencia a la tensión de las tiras de chapa y los resultados pueden obtenerse a partir de unos 10 días de incubación. En contraste, Dickinson (1974) diseñó una técnica para la selección preliminar de productos fungicidas, como posibles candidatos para la preservación de madera. En esta técnica, utiliza como sustrato papel filtro negro, el cual es impregnado con concentraciones variadas de las sustancias de ensayo y posteriormente se inocula con discos pequeños de papel filtro blanco que han sido colonizados

con micelio del hongo de prueba. Los resultados en esta técnica se e valúan con base en el crecimiento diametral del hongo sobre el papel filtro, y la duración total de la prueba es de 30 días.

Sutter (1978) publicó una versión corta de las normas europeas para la evaluación toximétrica de preservadores en laboratorio, la cual recomienda para ensayos preliminares de un gran número de preservadores. En esta técnica, utiliza bloques de madera de pino muy delgados, en los que las caras transversales de la madera son las más ex puestas. Los bloques se colocan sobre unos soportes de vidrio, que a su vez, se colocan sobre el micelio del hongo de ensayo, completamente desarrollado. Los resultados se evalúan con base en el deterioro visual de los bloques tratados y la duración de la prueba es de unas cinco semanas.

Existen además algunos trabajos en los cuales se trata de deter minar específicamente la tolerancia de los hongos a los preservadores para madera, utilizando técnicas y especies de hongos muy variadas, de acuerdo con el criterio del autor. Entre ellos, están el de Richards (1924), quien compara la resistencia de 17 especies de hongos xilófagos sometidos a diversas concentraciones de fluoruro de sodio. De las 17 especies utilizadas, las siguientes coincidieron con las de este trabajo: Fomes pinicola, Lentinus lepideus, Lenzites sepiaria, Lenzites trabea, Polystictus versicolor, Schizophyllum commune y Trametes pini. Este autor utilizó la técnica de malta agar y el período de incubación fue de 4 semanas. El criterio de evaluación usado fue la medida del crecimiento diametral. De acuerdo con los resultados obtenidos, Lenzites trabea fue el hongo más resistente y Poria incrassata el menos resistente al fluoruro de sodio. La resistencia relativa de los demás hongos estuvo entre estos dos extremos.

En otros de sus trabajos, Richards (1925) compara la tolerancia de 18 especies de hongos xilófagos al cloruro de zinc, utilizando las mismas 17 especies del trabajo anterior y además Coniophora cerebella. Utilizó también la técnica de malta agar. El período de incubación fue de tres semanas y se usó el mismo criterio de evaluación que en el trabajo anterior. El autor encontró que Polyporus schweintzii fue el más resistente y Lentinus lepideus el menos resistente. Con los datos obtenidos en ambas técnicas realizó una comparación de la toxicidad relativa de estas dos sales, hacia los hongos que utilizó.

Por otro lado, Cowling (1957) determinó la tolerancia de 18 especies de hongos a 10 tipos de preservadores. De los 18 hongos utilizados, las siguientes siete especies coincidieron con los de este trabajo: Lentinus lepideus, Schizophyllum commune, Daedalea quercina, Lenzites sepiaria, Lenzites trabea, Poria monticola y Polystictus versicolor. Este autor utilizó una técnica modificada de malta agar-bloque con 5 semanas de incubación. La evaluación de los resultados fue por el criterio de pérdida de peso de los bloques. Encontró que 14 de las especies estudiadas fueron muy tolerantes a uno o más de los preservadores y que en general, los hongos que presentaron tolerancia poco usual a uno o más preservadores, tuvieron marcada susceptibilidad hacia otros. El autor sugiere que la técnica que siguió, sea utilizada como prueba preliminar para seleccionar especies resistentes de hongos para pruebas toximétricas de preservadores y para determinar la potencialidad de productos preservadores.

Más recientemente, Unligil (1972) determinó la tolerancia de 11 cepas correspondientes a 6 especies de hongos xilófagos frente a 6 tipos de preservadores, utilizando la técnica de suelo-bloque de acuerdo con la norma D 1413-61 de la American Society for Testing and Materials y una técnica de malta agar. Encontró que en la prueba de suelo-bloque la tolerancia de las cepas hacia los preservadores fue ma-

yor en fluoruro de sodio, seguido por pentaclorofenol y finalmente arseniato de sodio. Mientras que en la técnica de malta-agar, la tolerancia de cepas fue mayor en fluoruro de sodio, seguido por borato de sodio, sulfato cúprico, arseniato de sodio, 2, 4 - dinitrofenol y pentaclorofenol. Los valores obtenidos en ambos métodos fueron similares para fluoruro de sodio y arseniato de sodio.

### 3. MATERIALES Y METODOS.

#### 3.1 Cultivos utilizados en este trabajo.

Para la realización de este trabajo se utilizaron 20 cepas de hongos xilófagos, procedentes de la colección de cultivos de macromicetos degradadores de la madera del Princess Risborough Laboratory, Building Research Establishment, Reino Unido.

La tabla 1 muestra las especies utilizadas y su número de cepa de acuerdo con la lista de cultivos de macromicetos degradadores de madera de la institución antes mencionada (Forest Products Research Laboratory, 1969).

#### 3.2 Determinación del tipo de pudrición.

Para la determinación del tipo de pudrición, se siguió la técnica de Badcock, descrita por Carey (1975).

En esta técnica, se utilizó como sustrato un medio de aserrín de Pinus sp. cuya composición es la siguiente:

1000 g de aserrín de pino  
30 g de harina de maíz  
20 g de harina de hueso  
agua destilada, la necesaria.

El aserrín fué mezclado con las harinas de maíz y hueso y a la mezcla le fue añadida agua destilada hasta obtener un 200 a 300% de humedad. El medio de aserrín se vació en tubos de cultivo de 2 x 20 cm, sin comprimir demasiado, dejando libres unos 2 cm a partir del borde del tubo y los tubos fueron tapados con algodón. Los tubos así preparados, fueron esterilizados en autoclave a 121°C y 15 lb/pul<sup>2</sup> de presión, durante 1 hora.

TABLA 1  
CEPAS UTILIZADAS EN ESTE TRABAJO

NOMBRE DEL HONGO	CEPA NUMERO
<u>Coniophora cerebella</u> Pers.	FPRL 11 E
<u>Deadelea quercina</u> (Linn.) Fr.	FPRL 38
<u>Fomes pinicola</u> (Sw.) Cke.	FPRL 98
<u>Ganoderma applanatum</u> (Pers.) Pat.	FPRL 20C
<u>Gloeocystidium lactescens</u> von Hoehn & Litsch	FPRL 379
<u>Lentinus lepideus</u> Fr.	FPRL 7 B
<u>Lenzites sepiaria</u> (Wulf.) Fr.	FPRL 10C
<u>Lenzites trabea</u> (Pers.) Fr.	FPRL 108 E
<u>Merulius lacrymans</u> (Wulf.) Fr.	FPRL 12 C
<u>Polyporus sulphureus</u> (Bull.) Fr.	FPRL 29
<u>Polystictus sanguineus</u> (L.) Mey.	FPRL 150 A
<u>Polystictus versicolor</u> (Linn.) Fr.	FPRL 28 A
<u>Poria crassa</u> (Karst.) Sacc.	FPRL 373 (Nobles 21185)
<u>Poria monticola</u> Murr.	FPRL 304 D (Madison 698)
<u>Poria vaporaria</u> Fr. sensu Bres.	FPRL 280
<u>Schizophyllum commune</u> Fr.	FPRL 9
<u>Stereum pini</u> Fr.	FPRL 267 A
<u>Stereum sanguinolentum</u> (Alv. & Schw) Fr.	FPRL 27 E
<u>Trametes pini</u> (Brot.) Fr.	FPRL 45 A
<u>Trametes serialis</u> Fr.	FPRL 107 C



Ya esterilizados, los tubos fueron inoculados en la campana microbiológica, previamente esterilizada, utilizando el micelio de hongos previamente desarrollado en cajas petri con malta agar (Difco), a 26 C y obscuridad durante 14 días.

Fueron preparados dos tubos de cultivo por cada especie de hongo, a los que les fue marcado el sitio de inoculación, nombre del hongo, fecha de siembra. Los tubos preparados fueron colocados en cajas de plástico transparente de 16 x 27 x 38 cm, sobre soportes de aluminio para mantenerlos fijos e inclinados, como se puede apreciar en la figura 1, le fue añadida a cada caja en el fondo agua destilada y estéril, para mantener una humedad relativa interior constante de 90 %. En estas condiciones, fueron incubados a 26°C y obscuridad, durante 4 semanas.

Los resultados se evaluaron en dos ocasiones, una a las tres semanas de incubación y otra a las cuatro semanas, con el fin de corroborar los datos iniciales. El criterio para determinar el tipo de pudrición causado por los hongos de ensayo, fue basado en el aspecto presentado por el cultivo, como sigue: pudrición morena, para los cultivos en que fue observado el aserrín con un tono más claro en la zona colonizada por el micelio y a éste, cubriendo externamente al aserrín; pudrición blanca, cuando se presentó un oscurecimiento en el aserrín colonizado por el micelio.

### 3.3. Capacidad de producir pudrición.

Para evaluar la capacidad de producir pudrición de las especies in cluidas en este estudio, fueron utilizados dos métodos, el primero siguiendo una técnica de malta agar-bloque y el segundo una de suelo-bloque.

#### 3.3.1. Método de malta agar-bloque.

En este método se utilizó la técnica de malta agar-bloque sugerida por Carey (1975). La primera fase de esta técnica consistió en obtener, de todas las especies, suficiente desarrollo micelial en condiciones similares

de cultivo, Para esto, se prepararon, para cada hongo de ensayo, tres cajas petri desechables, de 9 cm de diámetro con 20 ml de malta agar (Difco), previamente esterilizado en autoclave a 15 lb/pul<sup>2</sup> de presión, duranante 20 minutos; Estas cajas fueron sometidas a un período de incubación con 3 días, a 26 C, en obscuridad, para probar su esterilidad. Transcurrido este tiempo, las cajas fueron inoculadas, con el micelio del hongo respectivo, en la campana microbiológica, en condiciones de asepsia. Posteriormente, las cajas inoculadas fueron incubadas durante 14 días bajo las mismas condiciones que en el período de prueba de esterilidad. Al cabo de este tiempo, los cultivos estuvieron listos para inocular las cámaras de pudrición.

Las cámaras de pudrición consistieron en cajas petri estériles desechables de 9 cm de diámetro, a las que les fueron añadidos 30 ml de malta agar (Difco), previamente esterilizado en autoclave a 15 lb/pul<sup>2</sup>, durante 20 minutos. Cuando el medio se enfrió, fue colocado sobre su superficie, un disco de malla de plástico de aproximadamente 8 cm de diámetro, con una perforación central de aproximadamente 1.5 cm de diámetro: Antes de su colocación, los discos de malla fueron esterilizados en autoclave a 15 lb/pul<sup>2</sup>, durante 20 minutos. La malla de plástico sirvió como soporte, para que los bloques de madera, que posteriormente fueron colocados, no estuvieran directamente en contacto con el medio de cultivo y absorbieran demasiada humedad. Las cámaras así preparadas, fueron sometidas a un período de prueba de esterilidad similar al anterior.

Terminado el período de prueba de esterilidad, 12 cámaras de pudrición fueron inoculadas con cada uno de los hongos de ensayo, a partir de los cultivos desarrollados en la primera fase de esta técnica. La inoculación fué llevada a cabo con bloques de micelio y medio de cultivo de 1 cm<sup>2</sup>, obtenidos a la misma distancia radial del centro de la colonia, con el fin de que el micelio de los diferentes inóculos presentara características homogéneas en edad y vigor de crecimiento. Para extraer los bloques de inoculación fué utilizado un sacabocados esterilizado con al

cohol y filmeado. Los bloques de inoculación fueron transferidos con una asa microbiológica, de su cultivo de origen, al medio expuesto por la perforación central de la malla en las cámaras de pudrición. Otras 10 cámaras de pudrición similares a las anteriores, pero no inoculadas, fueron destinadas para los bloques testigo. Todas las cámaras de pudrición, tanto las inoculadas, como las no inoculadas, fueron sometidas a un período inicial de incubación a 26 C y obscuridad durante 14 días, para obtener suficiente desarrollo micelial en las cámaras inoculadas e igualdad de condiciones en las no inoculadas. Para esta técnica, se utilizaron bloques de madera de dos tipos: madera de Pinus sp., como representante de las gimnospermas, y madera de Liquidámbar macrophylla, como representativa de las angiospermas.

Los bloques de madera fueron marcados en numeración progresiva con lápiz, para su identificación a lo largo del experimento. El manejo inicial de los bloques consistió en colocarlos por grupos, en pequeñas charolas de aluminio y secarlos en horno a 105°C, durante 24 horas. Después, las charolas con los bloques, se pasaron a un desecador con pentóxido de fósforo, en donde permanecieron durante 30 minutos para que se enfriaran. En seguida, cada bloque fué pesado en una balanza analítica, con aproximaciones de 0.0001 g, para obtener su peso anhidro inicial o  $P_1$ . Los bloques ya pesados, fueron colocados por grupos en frascos de vidrio con tapadera de rosca, aflojada un cuarto de vuelta y fueron esterilizados en autoclave a 15 lb/pul<sup>2</sup>, durante 1 hora. Ya esterilizados, los bloques de madera estuvieron listos para ser expuestos al ataque de los hongos desarrollados en las cámaras de pudrición durante 14 días. Para ésto, de las 12 cámaras inicialmente inoculadas por cada hongo, se seleccionaron las 10 que presentaron mejor crecimiento inicial, de las cuales 5 correspondieron a cada uno de los dos tipos de madera. Fueron colocados 2 bloques de madera en cada cámara, cuidando que su posición fuera opuesta al punto de inoculación e intermedia entre el centro del inóculo y el borde de la colonia como se puede ver en la figura 2. Así, se utilizaron 10 repeticiones de bloques, por cada especie de hongo, para cada uno de los dos tipos de madera. Otros 10 bloques, por cada tipo de madera, fueron utilizados

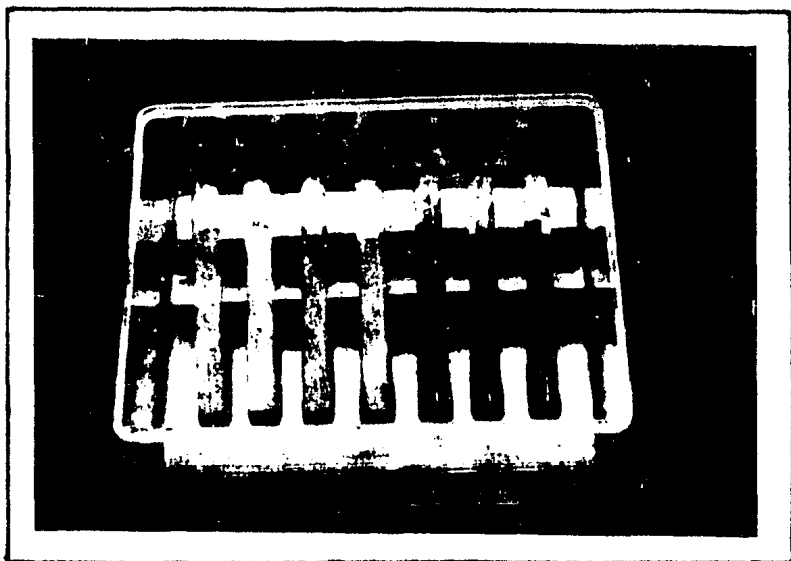


figura 1

Tubos de cultivo sobre sus soportes

Técnica de Badcock, descrita por Carey (1975).

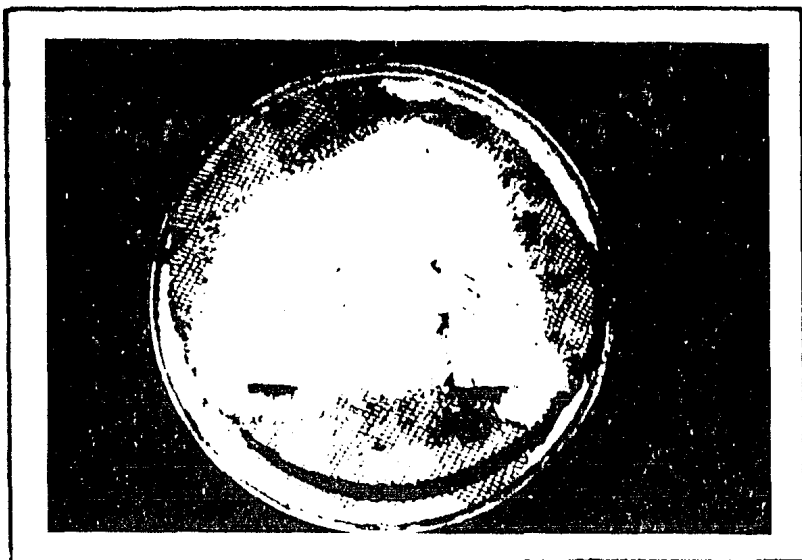


figura 2

Cámara de pudrición con los bloques de ensayo sometidos al ataque de un hongo xilófago.

Técnica de malta agar-bloque. Carey (1975).

como testigos en las cámaras de pudrición no inoculadas. Todas las cámaras de pudrición fueron colocadas en cajas de plástico transparente de 16 x 27 x 38 cm, conteniendo agua destilada esterilizada para mantener una humedad relativa constante en su interior. El período de exposición a pudrición de los bloques fué de 46 días, a 26°C, 90% HR en obscuridad. Concluido este período de exposición, los bloques se extrajeron individualmente de las cámaras, les fue cepillado cuidadosamente el micelio superficial y fueron pesados nuevamente, para obtener el peso hidratado P<sub>2</sub>. Después de esto, los bloques de prueba y testigo, se sometieron a un secado final, similar en todo al inicial, obteniéndose su peso anhidro final P<sub>3</sub>.

La capacidad de producir pudrición fue determinada con el empleo de la fórmula:

$$\frac{P_1 - P_3}{P_1} \times 100$$

Y el cálculo del contenido de humedad se realizó por medio de la fórmula:

$$\frac{P_1 - P_2}{P_2} \times 100$$

De donde:

P<sub>1</sub> = peso anhidro inicial

P<sub>2</sub> = peso hidratado

P<sub>3</sub> = peso anhidro final

### 3.3.2 Método de suelo-bloque

Para la evaluación de la capacidad de producir pudrición fue utilizada también la técnica de suelo-bloque, frecuentemente usada como método de rutina en el Princess Risborough Laboratory, Building Research Establishment, Reino Unido. La primera fase de esta técnica consistió en obtener suficiente desarrollo micelial de las especies de ensayo. Para esto, fueron preparadas cajas con medio de malta agar (Difco) y sometidas a las mismas condiciones iniciales de la técnica de malta agar - bloque.

Concluido el período de incubación de las cajas con suficiente inóculo, se procedió a la inoculación de las cámaras de pudrición. Las cámaras de pudrición consistieron en frascos del tipo tarro conserva, de 235 ml de capacidad, 6 cm de diámetro y con tapadera de rosca sin empaque. El suelo utilizado fue recolectado en el Volcán del Xitle, en la Sierra del Ajusco, D.F. a 3000 msnm y del horizonte 0-20 con las características siguientes: capacidad de retención de agua, 39.3%; pH, 5.7 ; el volumen normalizado de suelo (118 cc) secado al aire, tamizado en un tamiz No. 10 (2 mm) y compactado ligeramente, tuvo un peso de 98.8 g. Todos estos valores están de acuerdo con las especificaciones de las normas ASTM designación D1413-61 ( American Society for testing and Materials, 1967), AWWA M10-71 (American Wood Preservers' Association, 1971) y ASTM D 2017- 63 (American Society for Testing and Materials, 1967).

Las cámaras de pudrición fueron preparadas de la siguiente manera: a cada frasco le fueron añadidos 51 ml de agua destilada para obtener un 130 % de la capacidad de retención de agua del suelo, en seguida le fue añadido el suelo, hasta la mitad de la capacidad del frasco (118 cc), y fue nivelada su superficie. Para igualar las condiciones y que los resultados fueran comparativos con los de la técnica de malta agar-bloque, fueron utilizados también bloques de madera de Pinus sp. y Liquidámbar macrophylla, de 30 x 10 x 5 mm, con la dimensión mayor en el sentido longitudinal de la madera. Los bloques fueron numerados progresivamente con lápiz, para

su posterior identificación. Después, fueron sometidos a un tratamiento de secado inicial, similar en todo al de los bloques de madera en la técnica de malta agar-bloque, para obtener el peso anhidro inicial  $P_1$ . Después del tratamiento de secado y pesado iniciales, los bloques de madera fueron colocados, 2 en cada cámara de pudrición, paralelos entre sí y semienterrándolos, es decir, nivelando su superficie superior con la del suelo. Fueron utilizadas 10 repeticiones de bloques por cada especie de hongo, para cada uno de los dos tipos de madera. Además, otros 10 bloques por cada tipo de madera fueron usados como testigos. Las cámaras de pudrición así preparadas, fueron esterilizadas en autoclave a 15 lb/pul<sup>2</sup> de presión, durante 1 hora, con las tapaderas aflojadas un cuarto de vuelta. Después de la esterilización, las cámaras fueron inoculadas con el micelio de los hongos previamente desarrollado durante la primera fase de esta técnica. La inoculación se llevó a cabo con bloques de micelio y medio de cultivo de 1 cm<sup>2</sup>, extraídos con un sacabocados esterilizado con alcohol y eliminando éste por flameado. Se cuidó que cada inóculo fuera obtenido a la misma distancia radial del centro del inóculo, para que presentara características similares de edad y vigor de crecimiento. Se transfirieron 2 inóculos a cada cámara de pudrición, uno por cada bloque de ensayo, tratando que una parte del bloque del inóculo quedara directamente sobre el suelo y una parte sobre el bloque de madera. Todas las cámaras fueron inoculadas de forma similar y sólo 10, que se destinaron a los bloques testigo, no fueron inoculadas. Todas las cámaras, tanto las testigo, como las de ensayo, fueron colocadas con las tapas aflojadas un cuarto de vuelta, en cajas de plástico transparente de 16 x 27 x 38 cm. A cada caja se le añadió agua estéril para mantener una humedad relativa interna constante. En estas condiciones, fueron sometidas a un período de incubación, a 26°C, 90 % HR y obscuridad, durante 46 días. Transcurrido el período de exposición de los bloques, éstos fueron extraídos uno a uno, les fue cepillado el Micelio superficial y fueron pesadas nuevamente para obtener el peso hidratado  $P_2$ . Después, fueron sometidos a un tratamiento de secado y pesado similar al inicial, para obtener el peso anhidro final  $P_3$ .

Con estos datos se determinó la capacidad de producir pudrición y el contenido de humedad, por medio de las fórmulas anotadas anteriormente ( 3.3.1).

#### 3.4 Tolerancia a preservadores para madera.

Para estimar la tolerancia de los hongos utilizados en este estudio hacia preservadores para madera, se utilizó una técnica muy similar a la sugerida por Schmitz et al . ( 1931). Esta técnica es del tipo llamado de malta agar, es decir, consistió en incorporar concentraciones variables de un preservador seleccionado, creosota, a medio de cultivo de malta agar. El desarrollo de este método fue como sigue:

El medio de cultivo de malta agar fue preparado en matraces erlenmeyer con tapaderas de rosca a la concentración abajo indicada. Después, fue calentado en autoclave a 121 C para obtener su completa disolución.

##### Medio de cultivo de malta agar.

Bacto agar	15 g
Extracto de malta	25 g
Agua destilada	1 l

A continuación, el medio se dejó enfriar hasta una temperatura de 60C, que se mantuvo constante en un horno. El medio de cultivo mantenido en estas condiciones fue utilizado para preparar las mezclas correspondientes de medio y preservador a las concentraciones de : 0.0% (medio sin preservador), 0.001%, 0.01%, 0.1% y 1.0%, todas ellas con base en mediciones gravimétricas.

Cantidades suficientes de medio y preservador para cada concentración, fueron colocadas en matraces con tapadera de rosca, aflojados



un cuarto de vuelta y fueron esterilizados en autoclave durante 20 minutos a 15 lb/pul<sup>2</sup>. Ya esterilizado, el medio de cultivo fue transferido a cajas petri, en cantidades aproximadas de 20 g por caja. Después de esto, las cajas petri fueron inoculadas en el centro con discos de micelio y medio de cultivo de 1 cm de diámetro, obtenidos con un sacabocados, a partir de cultivos previos de los hongos de ensayo desarrollados en malta agar, como el descrito antes, (pero sin preservador) durante 14 días a 28 C, 90 % HR y obscuridad. Las cajas ya inoculadas, fueron incubadas bajo las mismas condiciones durante 12 días, colocándolas por grupos de concentración (figura 4), en cajas de plástico transparente, como en las técnicas anteriores, conteniendo agua destilada estéril para proporcionar la humedad relativa interior ya mencionada.

El criterio para estimar la tolerancia de los hongos utilizados, se basó en el crecimiento diametral del micelio en cada caso, el cual se obtuvo por mediciones realizadas cada 2 días, considerando para cada caso el promedio de 3 lecturas tomadas a un ángulo de 120° entre sí.

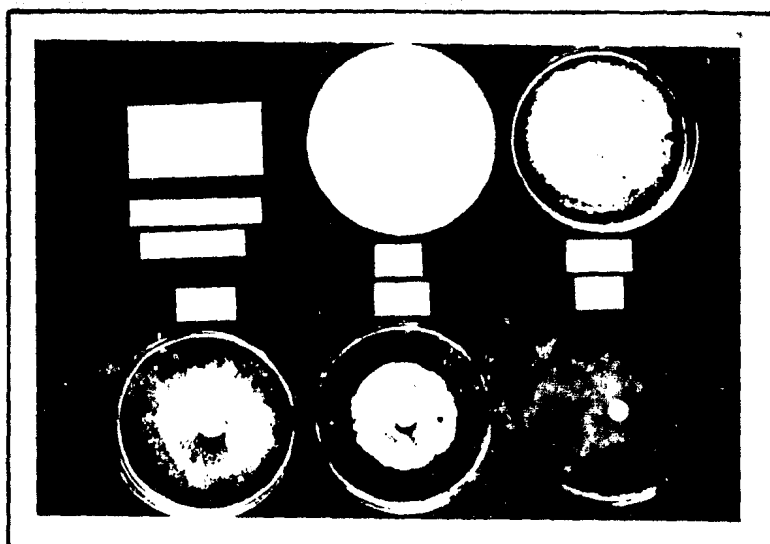


figura 3

Cámaras de pudrición que muestran el crecimiento diametral de Poria monticola a las concentraciones de creosota utilizadas (0.0, 0.001, 0.01, 0.1 y 1.0%) respectivamente, según la técnica de Schmitz et al (1931).

#### 4. RESULTADOS Y DISCUSION.

##### 4.1. Determinación del tipo de pudrición.

En la tabla 2, puede observarse el tipo de pudrición que producen los hongos de ensayo mediante la técnica del medio de aserrín de Badcock, descrita por Carey (1975), que fue utilizada en este trabajo. De las especies analizadas, fueron determinados 11 como causantes de pudrición morena y cuatro de pudrición blanca. En los casos de las cepas de Gloeocystidium lactescens y Merulius lacrymans, fue obtenida una reacción dudosa, debido a que no hubo suficiente crecimiento micelial, ni un definido oscurecimiento o desteñimiento en el medio de aserrín. Por otro lado, en las cepas de Schizophyllum commune, Stereum pini y Stereum sanguinolentum no fue posible realizar la determinación por falta de crecimiento en el medio o debido a contaminaciones. También es posible que el usar aserrín de pino, diferente al que la técnica recomienda, o sea de abeto (Picea spp.) o de haya (Fagus spp.), puede haber influido en estos casos. El uso de aserrín de pino, también influyó en otro aspecto importante, aunque en cierta forma esperado, en cuanto a las características de la reacción de cada tipo de pudrición, pues éstas fueron un tanto diferentes a las descritas por Carey (1975). En la técnica original, se describe a la pudrición blanca como aquella en la que se presentan, en el medio de aserrín, zonas de color marrón intenso formadas lejos del punto de inoculación y un desteñimiento de las zonas más cercanas a éste; y pudrición morena, cuando se presentan coloraciones marrón, sin desteñimientos. Mientras que en nuestro ensayo, fue determinada la pudrición blanca si se presentó algún oscurecimiento en el aserrín y la pudrición morena por la presencia de zonas claras en la parte colonizada y el micelio cubriendo externamente el aserrín.

En todos los casos en que se pudo determinar el tipo de pudrición, los datos coincidieron con la bibliografía consultada, con excepción de

TABLA 2

DETERMINACION DEL TIPO DE PUDRICION EN BASE A LAS CARACTERISTICAS DEL MICELIO EN EL MEDIO DE ASERRIN DE BADCOCK (SEGUN CAREY,1975).

Nombre del hongo	Experimental Tipo de pudrición	Confrontación Tipo de pudrición	Bibliográfica Referencias
Coniophora cerebella	Morena	Morena	Cartwright y Findlay, 1958.
Daedalea quercina	Morena	Morena	Cartwright y Findlay, 1958, Nobles, 1965.
Fomes pinicola	Morena	Morena	Cartwright y Findlay, 1958, Nobles, 1965, Bakshi, 1971.
Ganoderma applanatum	Blanca	Blanca	Cartwright y Findlay, 1958, Nobles, 1965, Bakshi, 1971.
Gloeocystidium lactescens	?	----	-----
Lentinus lepideus	Morena	Morena	Cartwright y Findlay, 1958, Nobles, 1965.
Lenzites sepiaria	Morena	Morena	Cartwright y Findlay, 1958.
Lenzites trabea	Morena	Morena	Cartwright y Findlay, 1958, Nobles, 1965.
Merulius lacrymans	?	Morena	Cartwright y Findlay, 1958, Nobles, 1965, Bakshi, 1971.
Polyporus sulphureus	Morena	Morena	Cartwright y Findlay, 1958, Nobles, 1965, Bakshi, 1971.
Polystictus sanguineus	Blanca	Blanca	Nobles, 1965, Bakshi, 1971.
Polystictus versicolor	Blanca	Blanca	Cartwright y Findlay, 1958, Nobles, 1965, Bakshi, 1971.
Poria crassa	Morena	----	-----
Poria monticola	Morena	Morena	Cartwright y Findlay, 1958, Nobles, 1965, Bakshi, 1971.
Poria vaporaria	Morena	----	-----
Schizophyllum commune	No det.	Morena	Nobles, 1965.
Stereum pini	No det.	Blanca	Nobles, 1965.
Stereum sanguinolentum	No det.	Blanca	Cartwright y Findlay, 1958, Nobles, 1965.
Trametes pini	Blanca	Blanca	Nobles, 1965, Bakshi, 1971.
Trametes serialis	Morena	Morena	Cartwright y Findlay, 1958, Nobles, 1965, Bakshi, 1971.

? -- Reacción dudosa

No det. - No determinada

---- No localizada

Poria crassa y Poria vaporaria, de los cuales no fue localizada alguna referencia bibliográfica que permitiera confrontar los resultados aquí obtenidos. En cambio, con Merulius lacrymans, Schizophyllum commune, Stereum pini y Stereum sanguinolentum, de los que no fue posible determinar el tipo de pudrición que causan, si fue obtenida información bibliográfica. En cuanto a Gloeocystidium lactescens, ni pudo ser determinado el tipo de pudrición que causa, ni fue encontrado éste en la literatura.

Con base en los resultados antes mencionados, es posible estimar que la técnica del medio de aserrín de Badcock descrita por Carey (1975), aún con las modificaciones aquí introducidas, es bastante confiable, ya que en todas las técnicas reportadas hasta el momento, se producen casos de reacciones erráticas, además de que puede decirse que es sencilla. Aunado a esto, la técnica presenta otras ventajas, como son el usar madera como sustrato y que cada tipo de pudrición se determina por su propia reacción y no por ausencia de una de ellas. Por otro lado, un factor que podría considerarse en contra, es que esta técnica requiere de una o dos semanas más que la de Nobles (1958).

En vista de los aspectos favorables que tiene esta técnica, es posible recomendarla como un método de rutina para la caracterización de hongos xilófagos. Aunque es muy deseable que antes de adoptar esta técnica en definitiva, se realice un análisis experimental comparativo de las tres técnicas principales, que han sido descritas en la introducción.

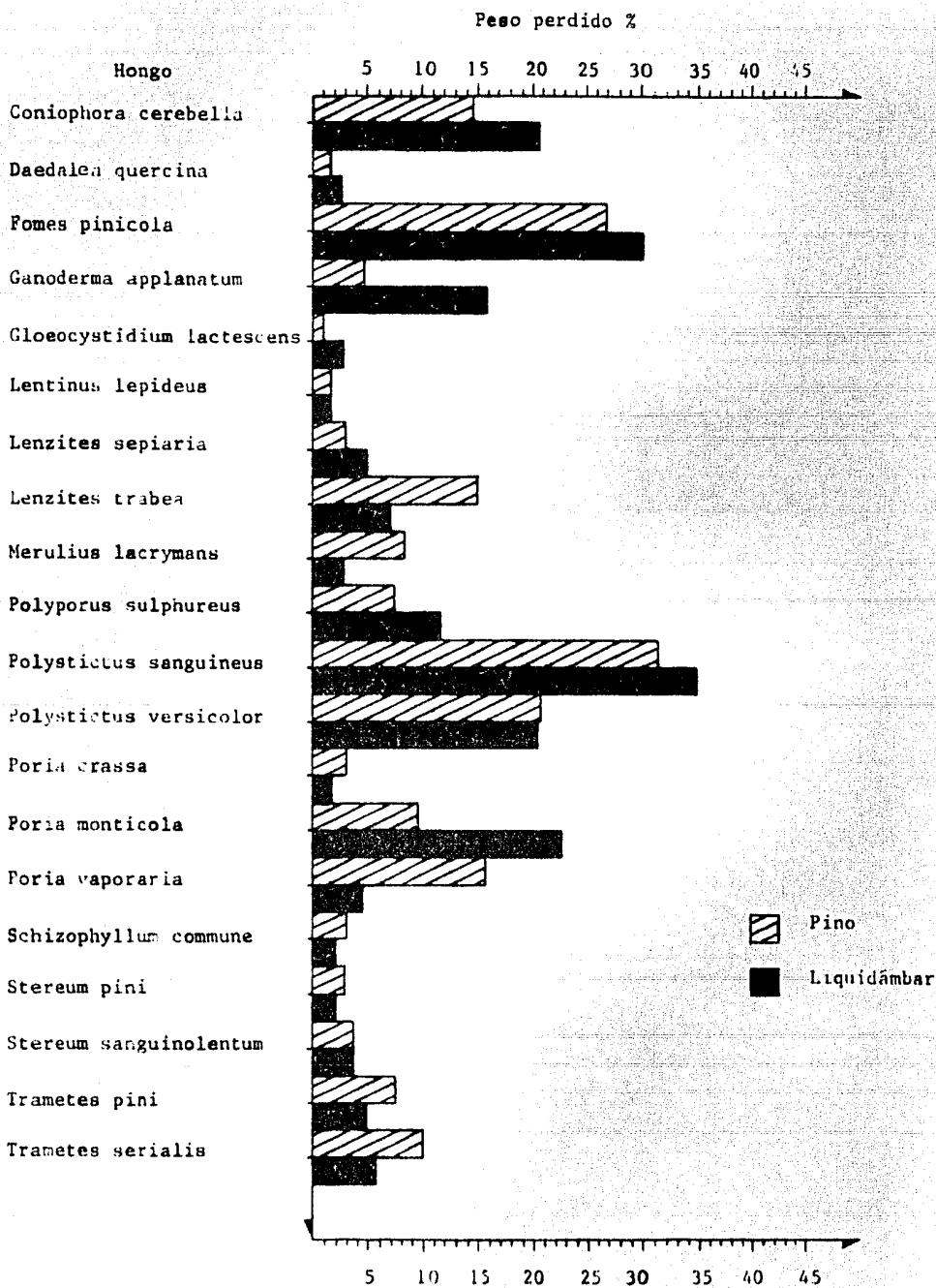
#### 4.2. Capacidad de producir pudrición.

##### 4.2.1. Método de malta agar-bloque.

En la tabla 3 y la gráfica 1, se muestran los resultados de la

DETERMINACION DE LA CAPACIDAD DE PRODUCIR PUDRICION EN BASE AL PESO PERDIDO DE BLOQUES DE PINO Y LIQUIDAMBAR ENFRENTADOS A LOS HONGOS DE PRUEBA, SEGUN LA TECNICA DE MALTA AGAR-BLOQUE. SE INCLUYEN LOS VALORES DE CONTENIDO DE HUMEDAD DE LOS BLOQUES AL FINAL DEL ENSAYO. PROMEDIOS DE 10 REPETICIONES

Nombre del Hongo	Madera de Pino		Madera de Liquidámbar	
	Peso perdido %	Contenido humedad %	Peso perdido %	Contenido humedad %
<i>Coniophora cerebella</i>	14.88	72.03	20.61	61.83
<i>Daedalea quercina</i>	1.51	93.26	2.68	56.27
<i>Fomes pinicola</i>	26.82	72.08	30.28	85.87
<i>Ganoderma applanatum</i>	4.82	59.67	15.96	61.14
<i>Gloeocystidium lactescens</i>	1.11	95.98	2.79	65.31
<i>Lentinus lepideus</i>	15.11	48.43	6.98	58.02
<i>Lenzites sepiaria</i>	1.31	116.39	1.24	93.78
<i>Lenzites trabea</i>	2.95	108.91	4.81	118.53
<i>Merulius lacrymans</i>	8.29	89.21	2.88	65.10
<i>Polyporus sulphureus</i>	15.51	49.27	4.39	65.09
<i>Polystictus sanguineus</i>	7.34	39.88	11.45	55.94
<i>Polystictus versicolor</i>	9.67	50.00	22.43	66.53
<i>Poria crassa</i>	3.09	47.48	1.61	79.60
<i>Poria monticola</i>	31.33	96.94	34.74	80.38
<i>Poria vaporaria</i>	20.82	53.20	20.40	64.13
<i>Schizophyllum commune</i>	2.99	66.61	1.94	77.88
<i>Stereum pini</i>	3.54	35.16	3.40	57.96
<i>Stereum sanguinolentum</i>	2.75	77.56	2.19	90.66
<i>Trametes pini</i>	7.23	34.65	4.86	65.36
<i>Trametes serialis</i>	10.02	58.30	5.60	82.59



GRAFICA - 1, Determinación de la capacidad de producir pudrición en base al peso perdido de bloques de pino y liquidámbar, según la técnica de Malta agar-bloque. Promedio de 10 repeticiones.

técnica de malta agar-bloque con madera de pino y liquidámbar. Para los bloques de pino, el mayor peso perdido fue del 31.33 % con Poria monticola, le siguió Fomes pinicola con 26.82 %, Poria vaporaria con 20.82% y los menores valores de peso perdido correspondiente a Lenzites sepiaria con 1.31 % y Gloeocystidium lactescens con 1.11 %.

Para la madera de liquidámbar, el mayor peso perdido fue de 34.74 % con Poria monticola; 30.20 % con Fomes pinicola; 22.43 %, con Polystictus versicolor; 20.61 %, con Coniophora cerebella; 20.40 %, con Poria vaporaria y el menor peso perdido lo presentaron Poria crassa y Lenzites sepiaria.

Para ambas maderas, el peso perdido producido por los demás hongos de ensayo presentó valores intermedios a los antes mencionados. Es importante hacer notar que Poria monticola y Poria vaporaria presentaron, para ambos tipos de madera, los más altos valores de peso perdido, y Lenzites sepiaria la menor pérdida de peso.

#### 4.2.2. Método de suelo-bloque.

En la tabla 4 y la gráfica 2 se pueden observar los valores de peso perdido obtenidos en la técnica de suelo-bloque para madera de pino y liquidámbar. En madera de pino, el valor máximo de peso perdido fue de 33.17 % con Lenzites trabea, y le siguieron Fomes pinicola con 27.72 %, Poria monticola con 27.71 % y Coniophora cerebella con 25.01 %; y los valores menores se obtuvieron con Ganoderma applanatum y Poria crassa. Para la madera de liquidámbar, los máximos valores de pérdida de peso fueron causados por Lenzites trabea con 45.17 %, Poria monticola con 40.42 %; Polystictus sanguineus con 38.32 % y Polystictus versicolor con 31.21 %;



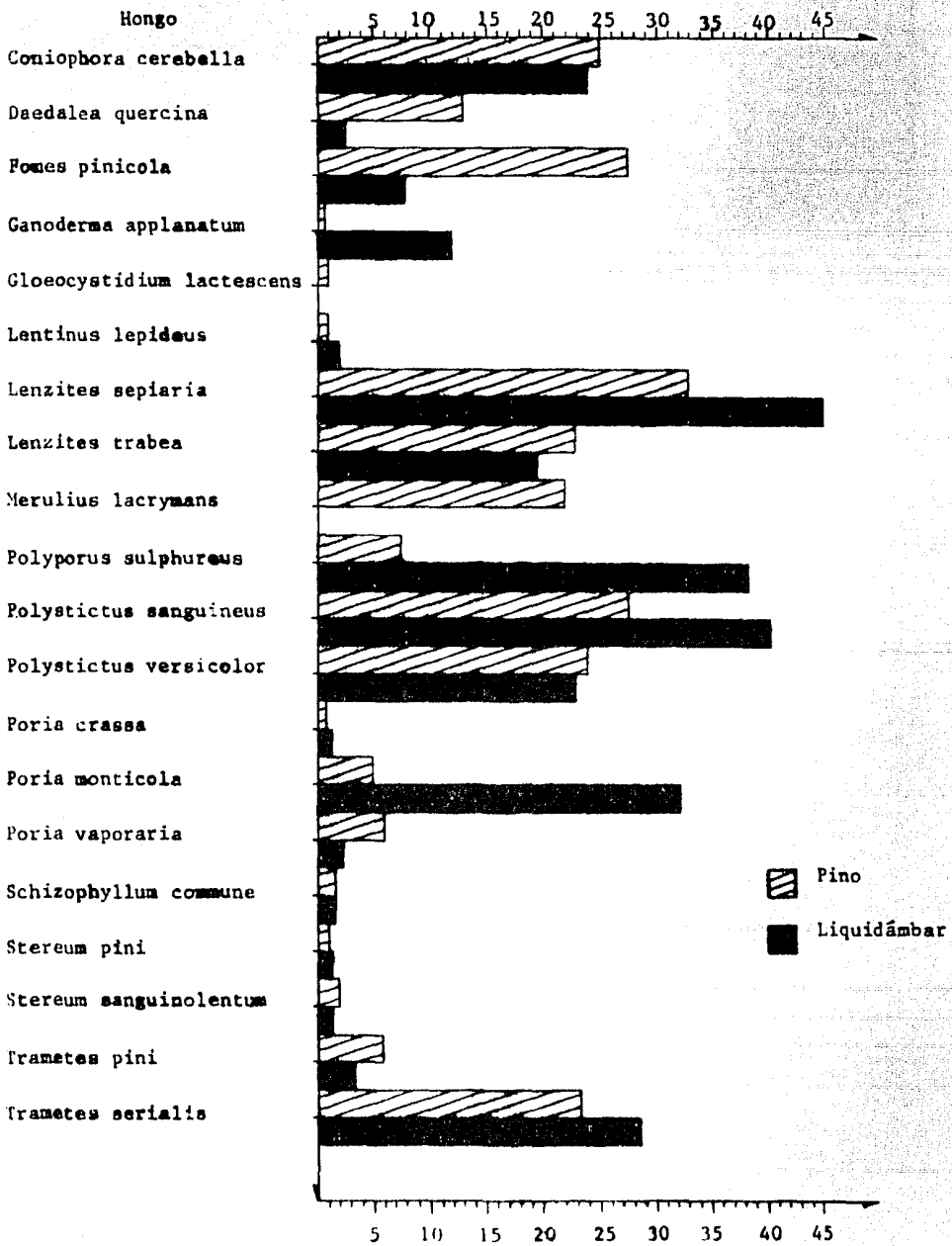
TABLA 4

DETERMINACION DE LA CAPACIDAD DE PRODUCIR PUDRICION EN BASE AL PESO PERDIDO DE BLOQUES DE PINO Y LIQUIDAMBAR ENFREN TADOS A LOS HONGOS DE PRUEBA, SEGUN LA TECNICA DE SUELO-BLOQUE. SE INCLUYEN LOS VALORES DE CONTENIDO DE HUMEDAD DE LOS BLOQUES AL FINAL DEL ENSAYO. PROMEDIOS DE 10 REPETICIONES

Nombre del Hongo	Madera de Pino		Madera de Liquidámbar	
	Peso Perdido %	Contenido Humedad %	Peso Perdido %	Contenido Humedad %
Coniophora cerebella	25.01	183.01	24.14	174.54
Daedalea quercina	12.97	133.24	2.38	96.62
Fomes pinicola	27.72	151.60	7.97	138.51
Ganoderma applanatum	0.79	112.19	12.04	145.05
Gloeocystidium lactescens	0.84	90.58	---	----
Lentinus lepideus	23.03	137.40	19.52	135.38
Lenzites sepiaria	1.13	95.60	2.11	77.61
Lenzites trabea	33.17	167.65	45.17	201.26
Merulius lacrymans	22.55	157.62	---	----
Polyporus sulphureus	6.00	127.29	2.33	84.83
Polystictus sanguineus	7.40	126.69	38.32	157.79
Polystictus versicolor	5.07	107.85	32.21	133.40
Poria crassa	0.72	94.47	1.26	72.25
Poria monticola	27.71	158.75	40.42	215.20
Poria vaporaria	23.98	140.64	22.97	157.84
Schizophyllum commune	1.60	112.39	1.59	74.73
Stereum pini	1.96	95.53	1.20	95.73
Stereum sanguinolentum	0.84	89.65	1.31	88.86
Trametes pini	5.84	91.51	3.29	79.98
Trametes serialis	23.48	140.26	28.76	142.54

--- Valores no determinados

Peso Perdido %



GRAFICA - 2, Determinación de la capacidad de producir pudrición en base al peso perdido de bloques de pino y liquidámbar, según la técnica de Suelo-Bloque:

Promedio de 10 repeticiones.

y las menores pérdidas de peso se obtuvieron con Poria crassa y Stereum pini.

El peso perdido causado por los demás hongos ensayados con ambos tipos de madera, presentó valores intermedios a los que se mencionaron. De los datos obtenidos, Lenzites trabea y Poria monticola coincidieron en causar, en ambas maderas, algunos de los valores más altos de peso perdido y Poria crassa de los valores de menor peso perdido.

#### 4.2.3. Análisis comparativo de los resultados obtenidos con los métodos de malta agar-bloque y suelo-bloque.

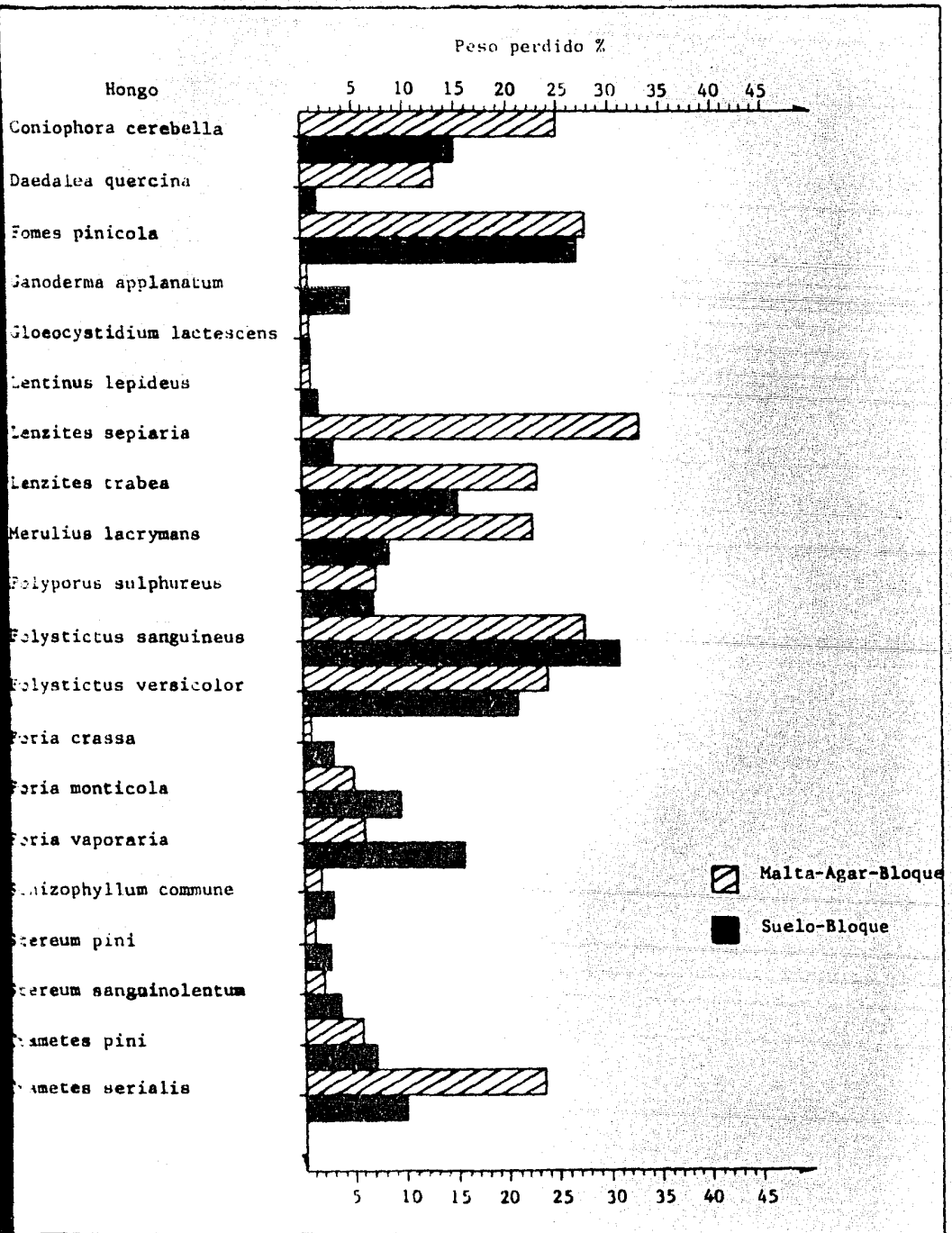
En la tabla 5 y las gráficas 3 y 4, se muestran los valores de peso perdido, obtenidos con las técnicas de malta agar-bloque y suelo-bloque para madera de pino y liquidámbar. Puede observarse que Poria monticola produjo el máximo peso perdido, tanto en pino como en liquidámbar, con la técnica de malta agar-bloque y en la técnica de suelo-bloque uno de los mayores valores para ambos tipos de maderas, aunque el peso perdido en madera de liquidámbar con la técnica de suelo-bloque, fue considerablemente mayor. Lenzites trabea presentó la máxima pérdida de peso en los bloques de pino y liquidámbar con la técnica de suelo-bloque, mientras que en la técnica de malta agar-bloque causó un peso perdido bastante bajo. Fomes pinicola y Poria vaporaria causaron algunos de los más altos valores de peso perdido en los bloques de pino y liquidámbar con la técnica de malta agar-bloque y en la madera de pino con la técnica de suelo-bloque, aunque Fomes pinicola produjo una pérdida de peso bastante baja en la técnica de suelo-bloque con la madera de liquidámbar y en cambio, el mayor valor de peso perdido con la misma madera en la técnica de malta agar-bloque. Por otro lado, Polystictus versicolor coincidió en pre

TABLA 5

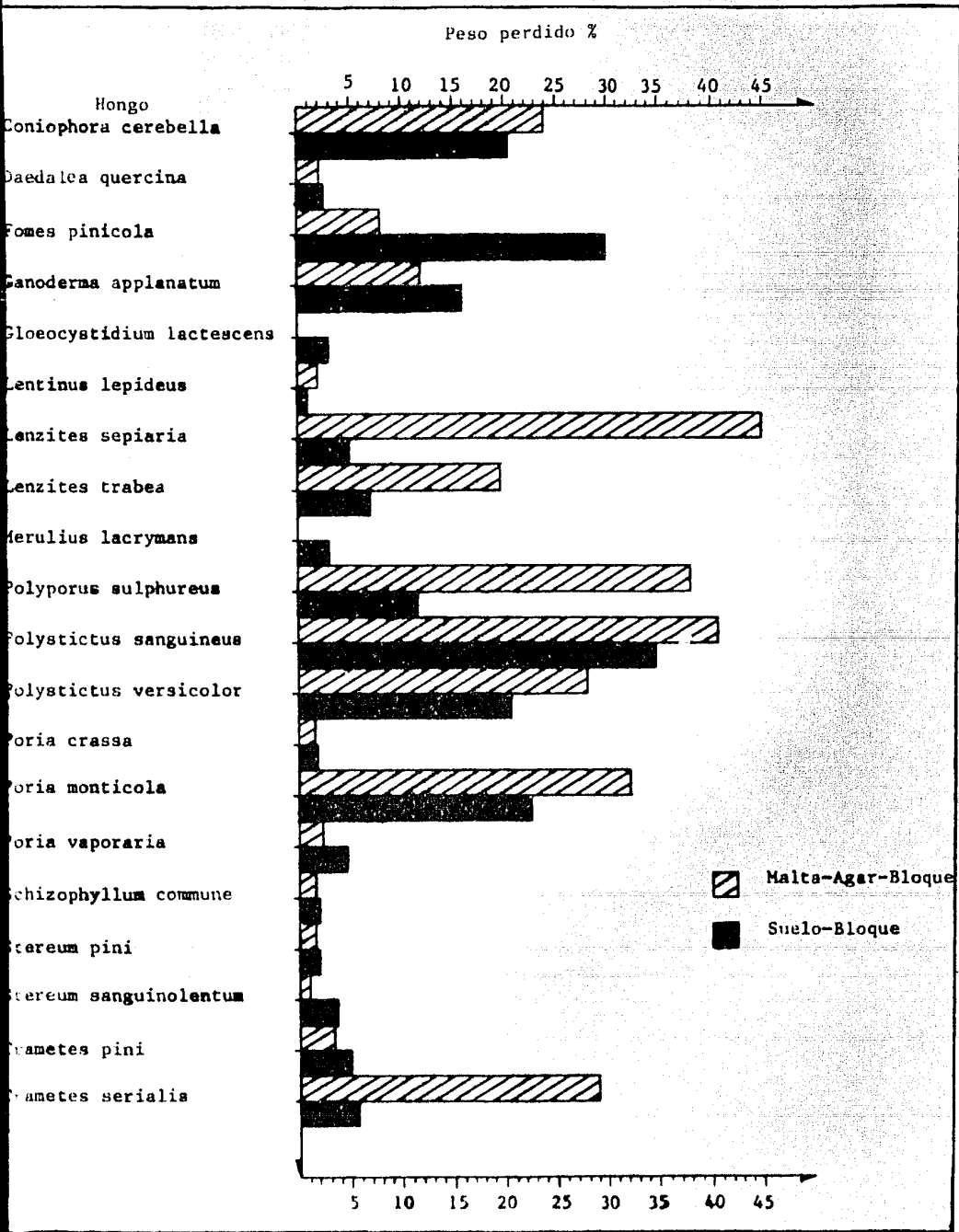
TABLA COMPARATIVA DE LA CAPACIDAD DE PRODUCIR PUDRICION EN BASE AL PESO PERDIDO DE BLOQUES DE PINO Y LIQUIDAMBAR ENFRENTADOS A LOS HONGOS DE PRUEBA, SEGUN LAS TECNICAS DE MALTA AGAR-BLOQUE Y SUELO BLOQUE. PROMEDIOS DE 10 REPETICIONES

Nombre del Hongo	Malta Agar-Bloque		Suelo-Bloque	
	Pino P.P. %	Liquidambar P.P. %	Pino P.P. %	Liquidambar P.P. %
<i>Coniophora cerebella</i>	14.88	20.61	25.01	24.14
<i>Daedalea quercina</i>	1.51	2.68	12.97	2.38
<i>Fomes pinicola</i>	26.82	30.28	27.72	7.97
<i>Ganoderma applanatum</i>	4.82	15.96	0.79	12.04
<i>Gloeocystidium lactescens</i>	1.11	2.79	0.84	---
<i>Lentinus lepideus</i>	15.11	6.98	23.03	19.52
<i>Lenzites sepiaria</i>	1.31	1.24	1.13	2.11
<i>Lenzites trabea</i>	2.95	4.81	33.17	45.17
<i>Merulius lacrymans</i>	8.29	2.88	22.55	---
<i>Polyporus sulphureus</i>	15.51	4.39	6.00	2.33
<i>Polystictus sanguineus</i>	7.34	11.45	7.40	38.32
<i>Polystictus versicolor</i>	9.67	22.43	5.07	32.21
<i>Poria crassa</i>	3.09	1.61	0.72	1.26
<i>Poria monticola</i>	31.33	34.74	27.71	40.42
<i>Poria vaporaria</i>	20.82	20.40	23.98	22.97
<i>Schizophyllum commune</i>	2.99	1.94	1.60	15.59
<i>Stereum pini</i>	3.54	3.40	1.96	1.20
<i>Stereum sanguinolentum</i>	2.75	2.19	0.84	1.31
<i>Trametes pini</i>	7.23	4.86	5.84	3.29
<i>Trametes serialis</i>	10.02	5.60	23.48	28.76

--- Valores no determinados



GRAFICA - 3, Determinación de la capacidad de producir pudrición en base al peso perdido de bloques de pino, según las técnicas de Malta agar-bloque y Suelo-Bloque. Promedio de 10 repeticiones.



GRAFICA - 4, Determinación de la capacidad de producir pudrición en base al peso perdido de bloques de liquidambar, según las técnicas de Malta Agar-Bloque y Suelo-Bloque. Promedio de 10 repeticiones.

sentar los mayores valores de peso perdido en los bloques de madera de liquidámbar con ambas técnicas e, inversamente, los valores de peso perdido causado en madera de pino, fueron bajos. Poria crassa produjo algunos de los menores pesos perdidos en los bloques de liquidámbar en la técnica de malta agar-bloque, y similarmente bajos tanto en pino como en liquidámbar, con la técnica de suelo-bloque.

En cuanto a Trametes serialis, se encontraron con la técnica de suelo-bloque pérdidas de peso considerables, tanto en pino como en liquidámbar; mientras que en la técnica de malta agar-bloque, los valores de peso perdido fueron similarmente bajos para ambas maderas.

Para Gloeocystidium lactescens y Merulius lacrymans no pudo ser determinada su capacidad de producir pudrición en madera de liquidámbar con la técnica de suelo-bloque, debido a que no se presentó suficiente desarrollo micelial que permitiera la inoculación de las cámaras de pudrición.

En las tablas 3 y 4 se muestra, respectivamente, el contenido de humedad de los bloques de pino y liquidámbar al final de las técnicas de malta agar-bloque y suelo-bloque. Puede observarse que éste, generalmente fue mayor en la técnica de suelo-bloque. Es importante hacer notar que no siempre un mayor contenido de humedad coincide necesariamente con un mayor valor de peso perdido, como puede apreciarse en las tablas antes mencionadas.

En cuanto a la elucidación de alguna posible selectividad de los hongos empleados en este trabajo hacia la madera de angiospermas o de gimnospermas, los datos obtenidos no aportan información suficiente para ello, ya que si bien existen datos de que a algunas de estas especies, se les localiza preferentemente sobre la madera de alguno de los dos grupos, las condiciones de incubación de estas técnicas son tan favorables

que aún cuando alguno de los tipos de madera utilizados no fuera el sustrato más apropiado para el hongo, este lleva a cabo cierta actividad. Sin embargo, en el caso de Polystictus versicolor, los resultados obtenidos en este trabajo, que coinciden con los ya mencionados por Lindgren (1933), podrían indicar que existe cierta selectividad de este hongo hacia la madera de angiospermas, aún cuando Cartwright y Findlay (1958) y Bakshi (1971) lo consideran causante de pudrición en ambos tipos de madera.

Como puede apreciarse, el comportamiento de las diferentes especies de hongos varió según la técnica, es decir, algunas especies mostraron, para la misma madera, mayor pérdida de peso en la técnica de malta agar-bloque, y en cambio, otros hongos produjeron mayor peso perdido en la técnica de suelo-bloque. Esto sugiere que las condiciones de cada técnica no son igualmente favorables para todas las especies de hongos. La importancia de este hecho radica en que, conociendo cuál es el tipo de técnica más favorable para una especie o una lista dada de hongos, sería preferible utilizar ese mismo tipo de técnica para otros ensayos de laboratorio, como determinación de agresividad hacia la madera de otras especies, estimaciones de resistencia natural de la madera al ataque de hongos o evaluación toximétrica de preservadores para madera.

De acuerdo con lo anteriormente discutido, es posible considerar que la técnica de malta agar-bloque y la de suelo-bloque utilizadas, en virtud del tipo de información que aportan cada una, así como por su sencillez y corto tiempo requerido para obtener resultados, son muy recomendables para ser utilizadas simultáneamente en la caracterización de cultivos de hongos xilófagos.

#### 4.2.4. Agresividad de los hongos ensayados.



Con el fin de traducir valores numéricos a términos significativos y de fácil utilización, se decidió proponer una clasificación de los hongos utilizados en este estudio en categorías de agresividad, con base en su capacidad de producir pudrición, como se muestra en la tabla 6. De acuerdo con esta clasificación, la agresividad de las especies aquí estudiadas, se muestra en la tabla 7. En esta tabla, puede observarse que con la técnica de malta agar-bloque, Fomes pinicola y Poria monticola resultaron altamente agresivos en los bloques de madera tanto de pino como de liquidámbar. Poria vaporaria fue agresivo para ambas maderas, Coniophora cerebella y Polystictus versicolor fueron agresivos en madera de liquidámbar y moderadamente agresivos en madera de pino. Merulius lacrymans, Polyporus sulphureus, Trametes pini y Trametes serialis, fueron moderadamente agresivos hacia el pino y ligeramente agresivos en liquidámbar. En contraste, Ganoderma applanatum fue ligeramente agresivo con pino y moderadamente agresivo con liquidámbar. Lentinus lepideus y Polystictus sanguineus se comportaron de igual forma en las dos maderas, esto es, moderadamente agresivos. Y por último las ocho cepas restantes se comportaron ligeramente agresivas hacia ambas maderas.

En la técnica de suelo-bloque, Poria monticola y Lenzites trabea fueron altamente agresivos hacia ambas maderas. Trametes serialis fue agresivo en pino y altamente agresivo en liquidámbar. Fomes pinicola, fue altamente agresivo en pino y moderadamente agresivo en liquidámbar; mientras que Polystictus sanguineus fue altamente agresivo en liquidámbar y moderadamente agresivo en pino. Coniophora cerebella, Lentinus lepideus y Poria vaporaria fueron agresivos en las dos maderas. Polystictus versicolor presentó un comportamiento muy contrastante, altamente agresivo en liquidámbar y ligeramente agresivo en pino. Daedalia quercina y Polyporus sulphureus fueron moderadamente agresivos en pino y ligeramente agresivos en liquidámbar; en contraste con Ganoderma applanatum, que fue ligeramente agresivo en pino y moderadamente agresivo en

TABLA 6

PROPOSICION DE UNA CLASIFICACION DE LOS HONGOS ENSAYADOS EN CATEGORIAS DE AGRESIVIDAD DE ACUERDO CON SU CAPACIDAD DE PRODUCIR PUDRICION

Promedio de peso perdido	Categorias de agresividad	Clave
< 5	Ligeramente agresivo	A
6 - 15	Moderadamente agresivo	B
16 - 25	Agresivo	C
26 <	Altamente agresivo	D

TABLA 7

## CATEGORIAS DE AGRESIVIDAD DE LOS HONGOS ENSAYADOS EN BASE A LA TABLA 6

Nombre del hongo	Malta agar-bloque		Suelo-bloque	
	Pino	Liquidámbar	Pino	Liquidámbar
<i>Coniophora cerebella</i>	B	C	C	C
<i>Daedalea quercina</i>	A	A	B	A
<i>Fomes pinicola</i>	D	D	D	B
<i>Ganoderma applanatum</i>	A	B	A	B
<i>Gloeosystidium lactescens</i>	A	A	A	-
<i>Lentinus lepideus</i>	B	B	C	C
<i>Lenzites sepiaria</i>	A	A	A	A
<i>Lenzites trabea</i>	A	A	D	D
<i>Merulius lacrymans</i>	B	A	C	-
<i>Polyporus sulphureus</i>	B	A	B	A
<i>Polystictus sanguineus</i>	B	B	B	D
<i>Polystictus versicolor</i>	B	C	A	D
<i>Poria crassa</i>	A	A	A	A
<i>Poria monticola</i>	D	D	D	D
<i>Poria vaporaria</i>	C	C	C	C
<i>Schizophillum commune</i>	A	A	A	A
<i>Stereum pini</i>	A	A	A	A
<i>Stereum sanguinolentum</i>	A	A	A	A
<i>Trametes pini</i>	B	A	A	A
<i>Trametes serialis</i>	B	A	C	D

- No determinada.

liquidámbar. La agresividad de Gloeocystidium lactescens y Merulius lacrymans solo se determinó en madera de pino, siendo el primero ligeramente agresivo, y el segundo moderadamente agresivo. Las seis cepas restantes fueron ligeramente agresivas para ambas maderas.

Comparando los datos obtenidos para cada especie de hongo con pino y liquidámbar, en ambas técnicas, tenemos que: Poria monticola resultó altamente agresivo en todos los casos. Fomes pinicola fue altamente agresivo, tanto en pino y liquidámbar con la técnica de malta agar-bloque, como en pino con la técnica de suelo-bloque, pero fue moderadamente agresivo con liquidámbar en esta última técnica. Lenzites trabea fue altamente agresivo con pino y liquidámbar en la técnica de suelo-bloque, mientras que en la de malta agar-bloque fue ligeramente agresivo en ambas maderas. Poria vaporaria, fue agresivo en ambas maderas con las dos técnicas, Coniophora cerebella, se mostró agresivo en pino y liquidámbar en la técnica de suelo-bloque, así como en liquidámbar en la técnica de malta agar-bloque, pero moderadamente agresivo en pino, con esta misma técnica. Lenzites lepideus, fue agresivo en pino y liquidámbar con la técnica de suelo bloque y moderadamente agresivo en la técnica de malta agar-bloque para ambas maderas. Polystictus sanguineus, fue moderadamente agresivo con pino y liquidámbar en la técnica de malta agar-bloque, así como en pino con la técnica de suelo-bloque, mientras que fue altamente agresivo con liquidámbar en esta última técnica. Ganoderma applanatum coincidió en ser ligeramente agresivo en madera de pino y moderadamente agresivo en liquidámbar con ambas técnicas. De manera contraria, Polyporus sulphureus fue moderadamente agresivo en pino y altamente agresivo en liquidámbar, con las dos técnicas.

Por otro lado, Polystictus versicolor y Trametes serialis mostraron diferentes categorías de agresividad para cada caso. Merulius lacrymans presentó en la técnica de malta agar-bloque moderada y ligera agresividad

en pino y liquidámbar, respectivamente mientras que en la técnica de suelo-bloque fue ligeramente agresivo en pino. Las ocho especies restantes fueron ligeramente agresivas en todos los casos, con la excepción de Trametes pini y Daedalea quercina, que en madera de pino fueron moderadamente agresivos, el primero en la técnica de malta agar-bloque y el segundo en la técnica de suelo-bloque.

El describir en términos significativos de categorías el grado de agresividad de una cepa, de una especie, o de un grupo dado de especies, puede ser de mucha utilidad para investigaciones posteriores con muy diversos objetivos. Pero además, esto es muy valioso por ser indicativo de la importancia que, como agentes degradadores de la madera, pueden tener tales especies, especialmente si se tienen al mismo tiempo datos sobre su tolerancia a diversos preservadores de madera.

#### 4.3. Tolerancia a preservadores para madera.

Las tablas 8 a 12 muestran las lecturas obtenidas en esta parte del trabajo. Cada valor representa el promedio de tres mediciones diametrales tomadas a un ángulo de 120° entre sí, a partir de casos individuales, ya que no se utilizaron repeticiones. En estas tablas, puede observarse que la velocidad de crecimiento diametral fue variable para cada período de lectura, para cada hongo y para cada concentración. En los casos en que el crecimiento del micelio se restringió a los bordes del disco del inóculo, la lectura se registró como trazas (Tra). Si el crecimiento del micelio fue nulo aun en el disco del inóculo, ésto se indica como cero (0). Las especies Gloeocystidium lactescens, Merulius lacrymans, Stereum sanguinolentum y Trametes pini, no se utilizaron para esta prueba debido a su escaso desarrollo micelial durante la fase de incubación previa al experimento, la cual se marca con líneas.

TABLA 8

CRECIMIENTO DIAMETRAL (mm) DE LOS HONGOS ENSAYADOS A 0.0 % GRAVIMETRICO DE CREOSOTA EN MALTA-AGAR. PROMEDIOS DE 3 MEDICIONES A UN ANGULO DE 120° ENTRE SI, SIN REPETICIONES

NOMBRE DEL HONGO	PERIODO DE INCUBACION EN DIAS						
	2	4	6	8	10	12	16
Coniophora cerebella	16.6	27.3	36.8	44	46.6	46.6	50.3
Daedalea quercina	Tra	13.5	17.6	20.6	23	23	23
Fomes pinicola	17	33	49	66	81	81	81
Ganoderma applanatum	12.8	22.3	33.8	46.3	53	61.6	75.3
Gloeocyctidium lactescens	-	-	-	-	-	-	-
Lentinus lepideus	18.3	40.8	61.6	81	81	81	81
Lenzites sepiaria	13.6	19	23.1	28	32	36	42.6
Lenzites trabea	20	41.6	61	81	81	81	81
Merulius lacrymans	-	-	-	-	-	-	-
Polypurus sulphureus	13.8	27.6	43.6	59.3	73.6	81	81
Polystictus sanguineus	24.6	45.6	68	81	81	81	81
Polystictus versicolor	35	72.3	81	81	81	81	81
Poria crassa	Tra	14	19.6	28	29	30.3	33
Poria monticola	20	38	56	74.6	79.6	81	81
Poria vaporaria	23.3	54	76	78	81	81	81
Schizophyllum commune	27.3	54.6	81	81	81	81	81
Stereum pini	Tra	13.1	31	39.6	45	46	51.3
Stereum sanguinolentum	-	-	-	-	-	-	-
Trametes pini	-	-	-	-	-	-	-
Trametes serialis	11.6	19.5	24.6	29	32.6	35	37

- Valores no determinados.

TABLA 9

CRECIMIENTO DIAMETRAL (mm) DE LOS HONGOS ENSAYADOS A 0.001 % GRAVIMETRICO DE CREOSOTA EN MALTA-AGAR. PROMEDIOS DE 3 MEDICIONES A UN ANGULO DE 120° ENTRE SI, SIN REPETICIONES

NOMBRE DEL HONGO	PERIODO DE INCUBACION EN DIAS						
	2	4	6	8	10	12	16
<i>Coniophora cerebella</i>	12.0	21.0	35.0	33.0	34.0	33.0	35
<i>Daedalæa quercina</i>	Tra	13	17.0	20.0	23.0	22.0	22.0
<i>Fomes pinicola</i>	15	32.0	47	65	68	74	81
<i>Ganoderma applanatum</i>	12	22.0	32.0	43.0	44.0	43.0	43.0
<i>Gloeocystidium lactescens</i>	-	-	-	-	-	-	-
<i>Lentinus lepideus</i>	18.0	42.0	64	81	81	81	81
<i>Lenzites sepiaria</i>	13.0	18.0	23.0	27.0	29.0	30	30
<i>Lenzites trabea</i>	18.0	37.0	58.0	73.0	81	81	81
<i>Merulius lacrymans</i>	-	-	-	-	-	-	-
<i>Polyporus sulphureus</i>	13.0	26.0	40.0	56.0	62.0	63	64
<i>Polystictus sanguineus</i>	25	48.0	71	81	81	81	81
<i>Polystictus versicolor</i>	34.0	71	81	81	81	81	81
<i>Poria crassa</i>	Tra	14.0	19	24	26	27	27
<i>Poria monticola</i>	18	31.0	52.0	67.0	68.0	70	75
<i>Poria vaporaria</i>	13.0	50	74.0	81	81	81	81
<i>Schizophyllum commune</i>	28.0	57	81	81	81	81	81
<i>Stereum pini</i>	11	25.0	36.0	47	48	50.0	50.0
<i>Stereum sanguinolentum</i>	-	-	-	-	-	-	-
<i>Trametes pini</i>	-	-	-	-	-	-	-
<i>Trametes serialis</i>	12.0	21.0	28	31.0	33.0	34	33.0

- Valores no determinados

Tra - Trazas

TABLA 10

CRECIMIENTO DIAMETRAL EN mm A 0.01 % GRAVIMETRICO DE CONCENTRACION DE CREOSOTA. PROMEDIOS DE 3 MEDICIONES A UN ANGULO DE 120° ENTRE SI, SIN REPETICIONES

NOMBRE DEL HONGO	PERIODO DE INCUBACION						
	2 días	4 días	6 días	8 días	10 días	12 días	16 días
Coniophora cerebella	12.3	17.3	22.5	27	29.3	32.6	33
Daedalea quercina	Tra	13.5	17	18	25	25	25
Fomes pinicola	15	26	41.5	56	70	81	81
Ganoderma applanatum	12	20.3	28.5	38.6	46.6	56	56
Gloeocystidium lactescens	-	-	-	-	-	-	-
Lentinus lepidius	17	41.5	63.3	81	81	81	81
Lenzites sepiaria	13	17.6	22.1	26	31.3	35	36
Lenzites trabea	18	34	51.8	63.6	79	81	81
Merulius lacrymans	-	-	-	-	-	-	-
Polyporus sulphureus	12.8	25.6	39.6	54.6	71.3	81	81
Polystictus sanguineus	23.3	45.3	66	81	81	81	81
Polystictus versicolor	28.3	60.6	81	81	81	81	81
Poria crassa	Tra	12.6	16.6	20.6	25.6	31	31
Poria monticola	16.5	31.1	43	55.6	66	76.3	77.6
Poria vaporaria	14.6	43.3	66	81	81	81	81
Schizophyllum commune	24.6	52.6	80.6	81	81	81	81
Stereum pini	Tra	21.5	33	43	54	62.6	64.3
Stereum sanguinolentum	-	-	-	-	-	-	-
Trametes pini	-	-	-	-	-	-	-
Trametes serialis	Tra	18.5	25.6	27.6	35.6	38.6	40

- Valores no determinados.

Tra - Trazas



TABLA 11

CRECIMIENTO DIAMETRAL EN mm A 0.1 % GRAVIMETRICO DE CONCENTRACION DE CREOSOTA. PROMEDIOS DE 3 MEDICIONES A UN ANGULO DE 120° ENTRE SI, SIN REPETICIONES

NOMBRE DEL HONGO	PERIODO DE INCUBACION.						
	2 días	4 días	6 días	8 días	10 días	12 días	16 días
Coniophora cerebella	0	Tra	Tra	Tra	Tra	Tra	Tra
Daedalea quercina	Tra	Tra	Tra	Tra	Tra	Tra	Tra
Fomes pinicola	Tra	16.3	22.1	28.3	35.3	43.6	59
Ganoderma applanatum	Tra	15.8	22.8	30.3	35.6	42	55.6
Gloeocystidium lactescens	-	-	-	-	-	-	-
Lentinus lepidius	14	28.5	46	60	75	81	81
Lenzites sepiaria	10.5	13.1	16.1	18	22	23.3	30.6
Lenzites trabea	13.5	23.8	32.3	42.3	55.3	70.3	81
Merulius lacrymans	-	-	-	-	-	-	-
Polyporus sulphureus	Tra	17.1	27.3	38	50.6	62.3	81
Polystictus sanguineus	16.8	31.1	47.1	62.6	77.6	81	81
Polystictus versicolor	16	30.6	48.3	69.3	81	81	81
Poria crassa	Tra	11.5	14.5	18.6	22.6	26.3	30.6
Poria monticola	Tra	15.8	21	27.3	33.6	39.3	47.3
Poria vaporaria	Tra	18.8	29.6	43.3	54	62	67.3
Schizophyllum commune	20	39	61	81	81	81	81
Stereum pini	Tra	17.6	25	33.6	40	45.3	50
Stereum sanguinolentum	-	-	-	-	-	-	-
Trametes pini	-	-	-	-	-	-	-
Trametes serialis	Tra	13.6	18.5	23.3	26	29.3	33

- Valores no determinados.

Tra - Trazas

TABLA 12

CRECIMIENTO DIAMETRAL EN mm a 1.0 % GRAVIMETRICO DE CONCENTRACION DE CREOSOTA. PROMEDIOS DE 3 MEDICIONES A UN ANGULO DE 120° ENTRE SI, SIN REPETICIONES

NOMBRE DEL HONGO	PERIODO DE INCUBACION						
	2 días	4 días	6 días	8 días	10 días	12 días	16 días
<i>Coniophora cerebella</i>	0	0	0	0	0	0	0
<i>Daedalæa quercina</i>	0	Tra	Tra	Tra	Tra	Tra	Tra
<i>Fomes pinicola</i>	Tra	Tra	Tra	Tra	Tra	Tra	Tra
<i>Ganoderma applanatum</i>	Tra	Tra	Tra	Tra	Tra	Tra	Tra
<i>Gloeocystidium lactescens</i>	-	-	-	-	-	-	-
<i>Lentinus lepidius</i>	Tra	Tra	18.1	24.6	28	30.6	31
<i>Lenzites sepiaria</i>	0	0	Tra	Tra	Tra	Tra	Tra
<i>Lenzites trabea</i>	0	14.5	18.8	22.3	28	32	34
<i>Merulius lacrymans</i>	-	-	-	-	-	-	-
<i>Polyporus sulphureus</i>	0	0	Tra	Tra	Tra	Tra	Tra
<i>Polystictus sanguineus</i>	Tra	11.5	13.5	20	28	39.3	51
<i>Polystictus versicolor</i>	Tra	11.8	14.6	19.6	22.3	22.3	23
<i>Poria crassa</i>	0	0	0	0	0	Tra	Tra
<i>Poria monticola</i>	Tra	Tra	Tra	Tra	Tra	Tra	Tra
<i>Poria vaporaria</i>	0	0	Tra	Tra	Tra	Tra	Tra
<i>Schizophyllum commune</i>	13.6	23.5	36.3	46.6	60	72	81
<i>Stereum pini</i>	Tra	Tra	14	15	15	15	16
<i>Stereum sanguinolentum</i>	-	-	-	-	-	-	-
<i>Trametes pini</i>	-	-	-	-	-	-	-
<i>Trametes serialis</i>	0	Tra	Tra	Tra	Tra	Tra	Tra

- Valores no determinados.

Tra - Trazas

Con el fin de simplificar el análisis de los resultados obtenidos en esta prueba, en la tabla 13 se muestra un resumen de las tablas 8 a la 12, en la que se consideran unicamente los valores obtenidos a dos períodos de incubación, el intermedio y el final. A su vez, los valores de la tabla 13 han sido transferidos en la tabla 14, a porcentajes relativos del crecimiento diametral, con respecto al crecimiento obtenido a la concentración de 0.0 %, es decir, la concentración control. Esto tiene como propósito el analizar comparativamente a las especies ensayadas, ya que cada una tiene su propio grado de crecimiento. De esta manera, el crecimiento obtenido en la concentración control se considera el 100 % y el crecimiento obtenido en las otras concentraciones estará relacionado con este valor. De esta manera, es posible estimar la tolerancia de los hongos a la creosota, dependiendo de qué tan alto sea su porcentaje de crecimiento en cada una de las concentraciones.

De acuerdo con la tabla 14, Schizophyllum commune mostró el mayor crecimiento micelial y, por lo tanto la mayor tolerancia hacia la creosota al final del período de incubación, mientras que a la mitad de este período, su crecimiento fue muy similar al de Stereum pini, aunque este último a los 12 días de incubación y a la concentración de 1.0 % presentó un crecimiento micelial mucho menor que el primero. Polystictus sanguineus y Lenzites trabea fueron también de los hongos más tolerantes al final del experimento, a pesar de que el primero presentó un crecimiento relativamente más bajo en la misma concentración (1.0 %), a los seis días. Sigue en tolerancia Lentinus lepideus, el cual mostró un buen grado de crecimiento a los 12 días de incubación, mientras que a los seis días su crecimiento fue algo mayor que el de Polystictus sanguineus. Polystictus versicolor fue menos tolerante a la creosota que Lentinus lepideus lo cual se observa tanto a los seis como a los 12 días de incubación. Continúan en orden decreciente de tolerancia: Poria crassa, Trametes serialis,

TABLA 13

CRECIMIENTO DIAMETRAL (mm) DE LOS HONGOS ENSAYADOS A 5 CONCENTRACIONES DE CREOSOTA EN MALTA-AGAR. LECTURAS OBTENIDAS A 6 y 12 DIAS DE INCUBACION

NOMBRE DEL HONGO.	CRECIMIENTO DIAMETRAL (mm).									
	PERIODO DE INCUBACION									
	6 días					12 días				
	CONC. DEL PRESERVADOR (%) GRAVIMETRICO					CONC. DEL PRESERVADOR (%) GRAVIMETRICO				
	0.0	0.001	0.01	0.1	1.0	0.0	0.001	0.01	0.1	1.0
<i>Coniophora cerebella</i>	37	35	23	Tra	0	47	33	33	Tra	0
<i>Daedalea quercina</i>	18	17	17	Tra	Tra	23	22	25	Tra	Tra
<i>Fomes pinicola</i>	49	47	42	22	Tra	81	74	81	44	Tra
<i>Ganoderma applanatum</i>	34	32	29	23	Tra	62	43	56	42	Tra
<i>Gloeocystidium lactescens</i>	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
<i>Lentinus lepideus</i>	62	64	63	46	18	81	81	81	81	31
<i>Lenzites sepiaria</i>	23	23	22	16	Tra	36	30	35	23	Tra
<i>Lenzites trabea</i>	61	58	52	32	19	81	81	81	70	32
<i>Merulius lacrymans</i>	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
<i>Polyporus sulphureus</i>	44	40	40	27	Tra	81	63	81	62	Tra
<i>Polystictus sanguineus</i>	68	71	66	47	14	81	81	81	81	39
<i>Polystictus versicolor</i>	81	81	81	48	15	81	81	81	81	22
<i>Poria crassa</i>	20	19	17	15	0	30	27	31	26	Tra
<i>Poria monticola</i>	56	52	43	21	Tra	81	70	76	39	Tra
<i>Poria vaporaria</i>	76	74	66	30	Tra	81	81	81	62	Tra
<i>Schizophyllum commune</i>	81	81	81	61	36	81	81	81	81	72
<i>Stereum pini</i>	31	36	33	25	14	46	50	63	45	15
<i>Stereum sanguinolentum</i>	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
<i>Trametes pini</i>	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
<i>Trametes serialis</i>	25	28	26	19	Tra	35	34	39	29	Tra

Tra - Trazas

- Valores no determinados.

TABLA 14

PORCENTAJE RELATIVO DEL CRECIMIENTO DIAMETRAL DE LOS HONGOS ENSAYADOS A 5 CONCENTRACIONES GRAVIMETRICAS DE CREOSOTA EN MALTA-AGAR OBTENIDAS A 6 y 12 DIAS DE INCUBACION

NOMBRE DEL HONGO.	CRECIMIENTO DIAMETRAL (%)									
	PERIODO DE INCUBACION									
	6 días					12 días				
	CONC. DEL PRESERVADOR (%)		GRAVIMETRICO			CONC. DEL PRESERVADOR (%)		GRAVIMETRICO		
0.0	0.001	0.01	0.1	1.0	0.0	0.001	0.01	0.1	1.0	
<i>Coniophora cerebella</i>	100	94	62	Tra	0	100	70	70	Tra	0
<i>Daedalea quercina</i>	100	94	94	Tra	Tra	100	96	109	Tra	Tra
<i>Fomes pinicola</i>	100	96	85	45	Tra	100	91	100	54	Tra
<i>Ganoderma applanatum</i>	100	94	85	68	Tra	100	69	90	68	Tra
<i>Gloeocystidium lactescens</i>	---	---	---	---	---	---	---	---	---	---
<i>Lentinus lepideus</i>	100	103	102	74	29	100	100	100	100	38
<i>Lenzites sepiaria</i>	100	100	96	70	Tra	100	83	97	64	Tra
<i>Lenzites trabea</i>	100	95	65	52	31	100	100	100	86	40
<i>Merulius lacrymans</i>	---	---	---	---	---	---	---	---	---	---
<i>Polyporus sulphureus</i>	100	91	91	61	Tra	100	78	100	77	Tra
<i>Polystictus sanguineus</i>	100	104	97	69	21	100	100	100	100	48
<i>Polystictus versicolor</i>	100	100	100	59	19	100	100	100	100	27
<i>Poria crassa</i>	100	95	85	75	0	100	90	103	87	Tra
<i>Poria monticola</i>	100	92	77	38	Tra	100	86	94	48	Tra
<i>Poria vaporaria</i>	100	97	87	39	Tra	100	100	100	77	Tra
<i>Schizophyllum commune</i>	100	100	100	75	44	100	100	100	100	89
<i>Stereum pini</i>	100	116	106	81	45	100	109	137	98	33
<i>Stereum sanguinolentum</i>	---	---	---	---	---	---	---	---	---	---
<i>Trametes pini</i>	---	---	---	---	---	---	---	---	---	---
<i>Trametes serialis</i>	100	112	104	76	Tra	100	97	11	83	Tra

--- Valores no determinados.

Tra - Trazas

Polyporus sulphureus, Poria vaporaria, Lenzites sepiaria, Ganoderma applanatum, Fomes pinicola y Poria monticola, los que aunque mostraron un buen crecimiento a 0.1 % de concentración del preservador a los seis y 12 días de incubación sólo mostraron trazas de crecimiento a la concentración de 1.0 %. Los hongos que resultaron más sensibles a la creosota fueron Daedalea quercina y Coniophora cerebella, el primero de éstos mostró solamente trazas de crecimiento a la concentración de 0.1 %, aunque a la concentración de 0.01 % su crecimiento fue muy cercano al del medio sin preservador; el segundo, Coniophora cerebella, mostró un crecimiento menor que el del hongo anterior a la concentración de 0.01 % y sólo trazas de crecimiento a la concentración de 0.1 %, además fue el único hongo que mostró crecimiento nulo al final del período de incubación a la concentración de 1.0 %.

Como ya se mencionó en la sección de antecedentes, la mayor parte de la bibliografía relacionada con tolerancia de hongos xilófagos a preservadores para madera, está enfocada desde el punto de vista de la toxicidad o eficacia del preservador, mientras que son pocos los trabajos que están enfocados a determinar la tolerancia de los hongos al preservador. Sin embargo, el método de evaluación de los resultados que se ha empleado en estos últimos (Richards, 1924, 1925; Cowling, 1957; Unligil, 1972) no ha sido el más conveniente para estimar tolerancia. Con base en esto, se considera que los datos de crecimiento diametral obtenidos para cada concentración de preservador y períodos de incubación, transformados a porcentajes relativos de crecimiento, permiten estimar de una manera más real la tolerancia de los hongos utilizados frente a la creosota.

La importancia de la información que proporcionan este tipo de ensayos es bastante grande; ya que, por un lado, proporcionan datos que permitirán la factibilidad de proponer métodos específicos de control y por otro lado, el disponer de este tipo de información, junto con los valores

de capacidad de producir pudrición y categorías de agresividad, de una extensa lista de especies, proporciona un criterio más amplio para valorar la importancia de las mismas como agentes degradadores de la madera, ya que, por ejemplo, es claro que una especie dada se considera importante por su alta agresividad, pero también una especie poco agresiva, puede ser similarmente importante si es tolerante a altas concentraciones de uno o varios preservadores. En el presente trabajo, se encontró un caso de este tipo con Schizophyllum commune, hongo que quedó clasificado como ligeramente agresivo hacia la madera de pino y liquidámbar y, sin embargo, fue el más tolerante a la creosota.

En cuanto a las características más sobresalientes de la técnica utilizada en este trabajo, las ventajas que ofrece son: extremada sencillez, fácil reproducibilidad y corta duración para obtener información. Sin embargo, tiene dos inconvenientes, uno de ellos consiste en que los preservadores oleaginosos no se distribuyen uniformemente en el medio de cultivo y por lo tanto teóricamente pueden producir efectos locales en el crecimiento del hongo. No obstante, en este trabajo a pesar de que se notó una distribución desigual del preservador en el medio de cultivo, no se observó ningún efecto de este tipo. El otro inconveniente se debe a que el sustrato en el que se ensaya el preservador no es madera y por lo tanto el efecto directo del preservador sobre los sistemas enzimáticos de degradadores de celulosa y lignina pudiera no ser detectado.

Por las ventajas que esta técnica posee, se le recomienda como método de rutina para la caracterización de hongos xilófagos, aunque puede sugerirse que antes de adoptarla como técnica definitiva, deba ensayarse con otros métodos, como el del papel filtro de Dickinson (1974), el cual tiene como ventaja utilizar celulosa como sustrato. Además, es muy recomendable que en futuros trabajos de este tipo se utilicen otros preservadores, quizás otras concentraciones y particularmente se determinen los

puntos de inhibición total y puntos letales de las especies que sean estudiadas.



## 5. CONSIDERACIONES FINALES.

El biodeterioro de la madera es una parte de la ciencia que se refiere al estudio de los agentes bióticos que degradan a deterioran a la madera. Actualmente este campo está enfocado desde el punto de vista de que la madera es un material valioso para el hombre. Por lo tanto, no so lo es de interés el enumerar y describir a los diversos organismos biodegradadores de la madera, sino también el considerar los posibles métodos para controlar su acción. De este concepto puede apreciarse que el biodeterioro de la madera es un campo de trabajo eminentemente interdisciplinario, ya que en él intervienen las áreas que se encargan de cada grupo de organismos causantes de deterioro, como la Entomología, la Micología y la Bacteriología; el estudio científico-tecnológico de la madera y los aspectos que se refieren a la explotación, procesamiento y uso de la madera. Además, intervienen muchas otras disciplinas.

Dentro de este contexto, la caracterización de los organismos causan tes del biodeterioro es uno de los aspectos más importantes, ya que aporta información básica sobre su biología, y a partir de la cual es posible profundizar y ampliar conocimientos sobre su utilidad práctica. De esta forma, la caracterización de los hongos xilófagos puede visualizarse como un estudio que intenta aportar información sobre características descriptivas de los organismos, como el tipo de daño que causan, el potencial que poseen para producirlo y datos sobre la eficacia de algunos métodos específicos para su control. Así, una caracterización muy comple ta de hongos xilófagos comprendería la descripción morfológica de las fructificaciones o esporóforos, como las usuales en Micología Florística; la descripción de las características culturales del micelio, que es muy valiosa para la determinación de micelios no identificados; la deter minación del tipo de pudrición que causan, de gran importancia por ser indicativa de los sistemas enzimáticos que poseen y por lo tanto de su fisiología; la descripción macroscópica y microscópica del efecto que

producen en la madera; su capacidad de producir pudrición, que permite estimar su agresividad; y su tolerancia o susceptibilidad a preservadores para madera y fungicidas en general; o bien su resistencia a factores ambientales adversos, información necesaria para estimar qué posibilidades tienen cada uno de ellos para sugerirse como métodos específicos de control. Pero como el cubrir todos estos aspectos puede ser demasiado ambicioso para un solo proyecto, sobre todo si se trabaja con muchas especies de hongos, algunos de ellos podrían no incluirse. Sin embargo, en un sentido estricto, un trabajo proyectado para caracterizar a hongos xilófagos desde el punto de vista del biodeterioro de la madera, debe proporcionar información sobre el tipo de pudrición que causan, su capacidad de producir pudrición y su tolerancia a preservadores para madera, puesto que la preservación química de la madera es una de las formas de protección más efectivas.

Debido a que en México la investigación en cuanto a biodeterioro de la madera es todavía incipiente, éste es el momento oportuno para definir las líneas prioritarias. Dentro de éstas, una de las más importantes es la caracterización de hongos xilófagos nativos para compararlos con las cepas extranjeras más frecuentemente referidas en la literatura mundial, especialmente las recomendadas en trabajos basados en métodos normalizados. Para esto, es recomendable el trabajar con las cepas que ya se tienen en las diversas colecciones de cultivos del país pero, al mismo tiempo, enriquecerlas. De esta forma se podrá elaborar un inventario de la micoflora xilófaga mexicana con información extremadamente valiosa para múltiples aspectos de investigación básica y para la aplicación práctica de estos conocimientos en el uso adecuado de la madera.

6. LITERATURA CITADA.

American Society for Testing and Materials, 1967. Standard Method for accelerated laboratory test of natural decay resistance of woods, designation 2017-63. In: 1967 ASTM Book of standards, Part 16. Structural sandwich constructions, wood, adhesives. American Society for Testing and Materials. Philadelphia, 896 p.

American Society for Testing and Materials, 1967. Standard Method of testing wood preservatives by laboratory soil-block cultures. ASTM designation 1413-61. In: 1967 ASTM Book of standards. Part 16. Structural sandwich constructions, wood, adhesives. American Society for Testing and Materials. Philadelphia, 896 p.

American Wood-Preservers' Association, 1971. Revised standard method of testing wood preservatives by laboratory soil-block cultures. Designation M10-71. Proceedings of the American Wood-Preservers' Association 67:75-82.

Bakshi, B.K. 1971. Indian Polyporaceae. Indian Council of Agricultural Research. New Delhi, 246 p.

Burillo, G; R. Echenique-Manrique y L. Gálvez C., 1973. Radiochemical assay of wood treated with chromated copper arsenate preservatives. Wood and Fiber 5(3):249-256.

Carey, J. K., 1975. Isolation and characterization of wood-inhabiting fungi. In: Lovelock, D.W., and R.J. Gilbert (Eds.) Mycrobiaal aspects of the deterioration of materials. Academic Press. London, 261 p.

- Cartwright, k. St. G., and W.P.K. Findlay, 1958. Decay of timber and its prevention. Her Majesty's Stationery Office. London, 332 p.
- Cockcroft, R., 1971. Timber preservatives and methods of treatment. Purchasing Journal 28(2):35-38.
- Cowling, E.B. 1957. The relative preservative tolerances of 18 wood-destroying fungi. Forest Products Journal 7(10):355-359.
- De la Paz Pérez Olvera, C. y R. Salinas Quinard, 1977. Prueba rápida de laboratorio indicadora de resistencia a pudrición en dos especies de encinos. Ciencia Forestal 2(6):3-19.
- Dickinson, D.J., 1974. A new technique for screening fungicide for wood preservation. International Biodeterioration Bulletin 10(2):49-51.
- Findlay, W.P.K., 1967. Timber pest and diseases. Pergamon Press. Oxford, 280 p.
- García Carmona, G., 1948. Resistencia relativa de algunas maderas tropicales mexicanas a los hongos xilófagos. Tesis profesional de Químico. Facultad de Química, U.N.A.M. México, D.F., 138 p.
- Gómez-Nava, M.S.; R. Echenique-Manrique y R. Salinas-Quinard, 1969. Índices de laboratorio sobre resistencia de la madera a la pudrición de 11 especies forestales mexicanas. Boletín Técnico. Instituto Nacional de Investigaciones Forestales. México. 31-40 p.
- Guzmán del Proo, S.A., 1963. Efecto del alquitrán de Coyol (Scheela liebmannii Becc.) contra algunos hongos xilófagos. Tesis profesional de Biólogo. Escuela Nacional de Ciencias Biológicas, I.P.N. México, D.F., 50 p.

Halabisky, D.D. and G. Ifju, 1968. Use of respirometry for fast and accurate evaluation of wood preservatives. Proceedings of the American Wood-Preservers' Association 64.:215-223.

Henningsson, B., 1965. Physiology and decay activity of the birch conk fungus Polyporus betulinus (Bull) Fr. Studia Forestalia Suecica No. 34:74 p.

Herrera Rodríguez, J.A.; M.S. Gómez Nava y A. Herrera Bailón, 1976. Durabilidad natural de la madera de especies forestales mexicanas. Boletín técnico. Instituto Nacional de Investigaciones Forestales 52. México. 23 p.

Hudson, H.J., 1972. Fungal Saprophytism. Edward Arnold. London, 67 p.

Hunt, G.M. y G.A. Garrat, 1962. Preservación de la madera. Salvat Editores. Barcelona, 486 p.

Leutritz, J., 1946. A wood soil contact culture technique por laboratory study of wood destroying fungi, wood decay and wood preservation. Bell System Technical Journal 25(1):102-135.

Lindgren, R.M., 1933. Decay of wood and growth of some Hymenomyces as affected by temperature. Phytopathology 23(1):73-81.

Lundström, H, 1973. Studies of wood decaying capacity of the soft rot fungi Allescheria terrestris, Phialophora (Margarinomyces) luteoviridis and Phialophora richardsiae. Institutionen for Virkeslära. Department of Forest Products. Royal College of Forestry Research Notes No. 87. 23 p.

Nobles, M.K., 1958. A rapid test for extracellular oxidase in cultures of wood-inhabiting hymenomycetes. Canadian Journal of Botany 36(1):91-99.

Nobles, M.K., 1965. Identification of cultures of wood inhabiting Hymenomycetes. Canadian Journal of Botany 43:1097-1139.

Obregón-Arceo, M.C. y R. Echenique-Manrique, 1974. Identificación de hongos habitantes en postes de madera. Anales del Instituto de Biología. Universidad Nacional Autónoma de México 45, Serie Botánica (1): 11-20.

Panshin, A.J. and C. de Zeeuw, 1970. Textbook of wood technology. Mc Graw Hill Book Company. New York, 666 p.

Pérez Morales, V.; G. Heras y R. Echenique-Manrique, 1977. Riesgo a la pudrición de la madera en diferentes climas de México. Instituto de Investigaciones sobre Recursos Bióticos, A.C. Madera y su uso en la construcción. No. 1. 11 p.

Pérez Morales, V.; L.M. Pinzón-Picaseño y R. Echenique-Manrique, 1977. Ensayo de laboratorio sobre resistencia natural de la madera de especies tropicales mexicanas al ataque de hongos xilófagos. Boletín de la Sociedad Mexicana de Micología. 11:99-107.

Pinzón-Picaseño, L.M. Y R. Echenique-Manrique, 1974. Ensayo de toxicidad de cuatro preservadores para madera sobre algunos hongos xilófagos. Anales del Instituto de Biología. Universidad Nacional Autónoma de México 45, Serie Botánica (1):57-74.

Pinzón-Picaseño, L.M. y R. Echenique-Manrique, 1976. Preservadores a base de cobre, cromo y arsénico, su fijación en la madera y su efecto so-

bre hongos xilófagos. Boletín Divulgativo Instituto Nacional de Investigaciones Forestales 39. México. 16 p.

Richards, C.A., 1924. The comparative resistance of 17 species of wood-destroying fungi to sodium fluoride. Proceedings of the American Wood-Preservers' Association 20:37-44.

Richards, C.A., 1925. The comparative resistance of eighteen species of wood-destroying fungi to zinc chloride. Proceedings of the American Wood-Preservers' Association 21:18-22.

Salinas Quinard, R.; R. Echenique Manrique y L. Gálvez Cruz, 1971. Observaciones a cerca de la inducción de resistencia al ataque de hongos productores de pudriciones en maderas tratadas con niveles variables de radiaciones gamma. Revista Latinoamericana de Microbiología 13: 45-58.

Smith, D.N.R., 1971 A possible method for the rapid evaluation of wood preservatives. Holzforschung 57:18-22.

Sheffer, T.C., 1973. Microbiological degradation and the causal organisms. In: Nicholas, D.D. (Ed.) Wood deterioration and its prevention by preservative treatments. Vol. 1. Degradation and protection of Wood. Syracuse, 380 p.

Schmitz, H., and others, 1931. A suggested toximetric method for wood preservatives. Proceedings of the American Wood-Preservers' Association 27:81-86.

Sutter, H.P., 1978. A new technique for screening fungicides for wood preservatives. International Biodeterioration Bulletin 14(3):95-99.

Ulloa, M. y R.T. Hanlin, 1978. Atlas de Micología Básica. Editorial  
Concepto. México, D.F., 158 p.

Unligil, H.H., 1972. Tolerance of some canadian strains of wood-rotting  
fungi to wood preservatives. Forest Products Journal. 22(1):40-45.