



# Universidad Nacional Autónoma de México

Escuela Nacional de Estudios Profesionales Iztacala

CARACTERIZACION DE 22 CEPAS DE HONGOS BASIDIOMICETOS

CAUSANTES DE PUDRICION EN LA MADERA.

T E S I S

Que \* para obtener el titulo de:

B I O L O G O

P r e s e n t a :

Fausto Alberto Véliz Avila

México, D. F.

1982



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.

## AGRADECIMIENTOS.

Deseo expresar un profundo agradecimiento a mi Director de Tesis, el M. en C. Luis M. Pinzón Picaseño, por su inagotable y valiosa asesoría proporcionada durante las distintas fases que comprendió el presente trabajo.

Así mismo, agradezco la oportuna y desinteresada colaboración brindada por el P. de Biól. Jacobo D. Martínez Marcial, por encargarse de identificar taxonómicamente a los hongos de estudio.

Finalmente, hago manifiesto mi reconocimiento a las autoridades del Instituto de Biología de la U. N. A. M., especialmente al Dr. Ernesto Moreno Martínez, por las facilidades concedidas para la realización de este trabajo.

El autor.

El presente documento está dedicado con todo mi amor y respeto:

A nuestro Generador y Rector Cósmico.

A mis padres (Raquel y Pablo).

A mis hermanos

A Mayela del Carmen

A mis sobrinitos

A mis compañeros del laboratorio de Biodeterioro de la madera.

A mis amigos en general...

Por su influencia siempre positiva, transmisora de un vigor en  
mi estado físico y anímico.

*SEÑOR: Te he ubicado en todo lo que  
hago y siempre he sentido Tu  
luz en todo lo que me rodea...  
Así será por siempre.*



## CONTENIDO.

1. RESUMEN.	1
2. INTRODUCCION.	-
2. 1. La madera como material.	3
2. 2. Biodeterioro de la madera.	5
2. 3. Conceptos y tipos de pudrición.	8
2. 3. 1. Degradación de la celulosa.	9
2. 3. 2. Degradación de la lignina.	11
2. 4. Importancia de la pudrición.	11
2. 5. Resistencia natural al biodeterioro y durabilidad de la madera.	12
2. 6. Preservación de la madera.	14
2. 7. Tolerancia a preservadores para madera.	17
3. OBJETIVOS Y FINALIDADES.	19
4. ANTECEDENTES.	21
4. 1. Biodeterioro de la madera en México.	21
4. 2. Caracterización de hongos xilófagos.	26
4. 2. 1. Determinación del tipo de pudrición.	28
4. 2. 2. Determinación de la capacidad de producir pudrición.	31
4. 2. 3. Tolerancia a preservadores para madera.	32
5. MATERIALES Y METODOS	38
5. 1. Procedencia de los hongos ensayados.	38
5. 2. Cultivo inicial y obtención de suficiente inóculo.	38
5. 3. Determinación del tipo de pudrición.	41
5. 4. Capacidad de producir pudrición.	43
5. 4. 1. Método de malta agar-bloque.	44
5. 5. 2. Método de suelo-bloque.	47
5. 4. Tolerancia a preservadores.	50

6, RESULTADOS Y DISCUSION.	53
6, 1, Determinación del tipo de pudrición.	53
6, 2, Determinación de la capacidad de producir pudrición.	56
6, 2, 1. Método de malta agar-bloque.	56
6, 2, 2, Método de suelo-bloque.	60
6, 2, 3. Análisis comparativo de los resultados obtenidos con los métodos de malta agar-bloque y suelo-bloque.	65
6, 2, 4, Breve análisis estadístico.	68
6, 2, 5, Agresividad de los hongos ensayados.	73
6, 3, Tolerancia a preservadores para madera.	79
6, 3, 1. Categorías de tolerancia a preservadores para madera.	92
7, CONCLUSIONES.	97
8, CONSIDERACIONES FINALES.	103
9, LITERATURA CITADA.	105

## 1. RESUMEN.

El trabajo que se expone a continuación, pretende caracterizar experimentalmente, desde el punto de vista del biodeterioro de la madera, a 22 cepas de hongos xilófagos provenientes de la Estación de Biología Tropical "Los Tuxtlas", Ver. Fueron empleadas técnicas de fácil manejo y de corta duración para asegurar su confiabilidad y reproducibilidad.

La caracterización constó de tres partes básicas: la determinación del tipo de pudrición; la estimación de la capacidad de producir pudrición y a partir de ésta, la agresividad y finalmente la evaluación de la tolerancia a un preservador para madera, la creosota. Para determinar el tipo de pudrición, fue efectuada cualitativamente con base en las características propias de la pudrición blanca o morena en el medio de aserrín de Badcock, descrito por CAREY (1975). Para estimar la capacidad de producir pudrición se procedió a utilizar el método de malta agar-bloque, según CAREY (1975), así como el método de suelo-bloque empleado como técnica rutinaria en el Princes Risborough Laboratory, para ambos métodos los resultados fueron evaluados con base en las pérdidas de peso en los bloques de madera expuestos al ataque de los hongos. A partir de los datos obtenidos de la capacidad de producir pudrición, es propuesta una clasificación de los hongos ensayados en categorías de agresividad. La evaluación de la tolerancia de los hongos fue a partir de las mediciones de su creci-

miento diametral a distintas concentraciones de preservador incorporadas en un medio de malta agar, según lo descrito por SCHMITZ *et al.* (1931). Con base en los valores en porcentajes relativos del crecimiento diametral de las cepas, es propuesta una clasificación de la tolerancia.

Dado que es el primer trabajo que incluye una caracterización experimental de cepas nativas de nuestro país, proporcionará una valiosa información para trabajos implicados en la realización de un inventario de la micoflora mexicana que incluya este tipo de datos.

## 2. INTRODUCCION

### 2.1. La madera como material.

La madera es un material orgánico, formado durante el crecimiento en grosor de los árboles por la subdivisión y elongación de células. Estas células son elaboradas por una capa de tejido vivo situado bajo la corteza, el cambium. La especialización de estas células originadas por el cambium permite al tronco adquirir resistencia mecánica, transportar líquidos a los tejidos y almacenar sustancias de reserva (FINDLAY, 1967).

El tejido de la madera es en realidad un conjunto de paredes celulares constituidas por polímeros orgánicos tales como la celulosa, la hemicelulosa y la lignina, considerados todos ellos como componentes primarios, y por los materiales de origen inorgánico, denominados componentes secundarios (PANSIN & DE ZEEUW, 1970).

La celulosa es sin lugar a dudas el componente más importante de la pared celular, tanto por el volumen que ocupa, el cual oscila entre el 40 y 50 % de su peso seco, como por su efecto sobre las características de la madera. La celulosa es un polímero constituido por cadenas de celobiosa, formadas a su vez, por dos monómeros de D-glucosa unidos en los carbonos 1 y 4, respectivamente. Las hemicelulosas constituyen el otro gran grupo de polisacáridos de la pared celular, formando del 20 al 35 % de su peso seco, químicamente son parecidas a la celulosa dado que son carbohidratos, sin embargo, las hemicelulosas son solubles en álcalis. Las hemicelulosas son polímeros de cadenas

cortas cuya fracción está compuesta por dos clases generales de monosacáridos: a) xilanas, azúcares de 5 carbonos y b) glucomanas, azúcares de 6 carbonos: glucosa y manosa principalmente (PANSHIN & DE ZEEUW, 1970).

→ La lignina es un polímero rígido, estable, poco conocido, ocupa del 15 al 35 % del peso seco de la pared celular. La unidad básica estructural de la lignina es el fenil propano con uniones de carbono a carbono o bien uniones éter (PANSHIN & DE ZEEUW, 1970).

Los componentes secundarios denominados extractivos o materiales extraños, no forman parte de la madera, pero llegan a depositarse sobre la pared celular ocupando del 1 al 10 % del peso seco.

Existe una amplia gama de extractivos, siendo los más importantes los polifenoles (entre los que se encuentran los taninos) y las resinas; otros tipos de extractivos son las gomas, grasas, ceras, aceites, almidones, azúcares y alcaloides (KOLLMANN & COTE, 1968). ←

La estructura microscópica, así como la combinación y disposición macromolecular de los componentes primarios en la madera, da como resultado que ésta posea una gran diversidad de propiedades tales como textura, color, lustre, olor, sabor, higroscopicidad, propiedades acústicas y de aislamiento térmico, pero sobre todo alta resistencia mecánica, proporcionándole al hombre una amplia variedad de usos desde épocas remotas hasta nuestros días, desde la elaboración de lanzas, arcos, botes y chozas primitivas, hasta la producción moderna de madera compuesta, filamentos, películas transparentes, plásticos, extrac-

tivos, papel y otros productos de la pulpa de la madera (TSOUMIS, 1968).

## 2. 2. Biodeterioro de la madera.

La denominación al fenómeno implicado en el ataque a la madera por agentes biológicos se ha vertido en una serie de asignaciones generalmente erróneas, como "patología de la madera", "parasitismo", "plaga" y "enfermedades". Si tomamos como fundamento que la madera extraída es un material inerte, estos términos son erróneos. Pero si consideramos que la madera de albura en el árbol en pie contiene unas cuantas células vivas, la diferenciación entre saprofitismo y parasitismo no es sencilla. Por lo tanto, lo más apropiado sería emplear términos que abarquen tales características del fenómeno en cuestión, de ahí que la denominación biodeterioro o biodegradación de la madera sean los términos más adecuados (LOPEZ GUERRERO, 1979).

Existen tres grandes tipos de daño a la madera causado por agentes biológicos, clasificación dada en términos de los tipos de organismos responsables de algún daño particular a la madera. Esta puede estar sujeta a daños por taladradores marinos, insectos y micro-organismos (SCHEFFER, 1973).

La madera que se encuentra en ambiente marino, frecuentemente es susceptible al ataque de los organismos denominados taladradores marinos, dentro de los cuales quedan incluidas diversas especies de crustáceos y moluscos, siendo éstos últimos los de mayor relevancia por los daños severos que producen (HOCHMAN, 1973).

Los insectos son un grupo que presenta una relevante importancia en el ataque de la madera, representados por seis de sus órdenes taxonómicos: isópteros (termitas), hemípteros (chinchas), coleópteros (escarabajos), lepidópteros (palomillas y mariposas), dípteros (moscas) e himenópteros (abejas, avispas y hormigas). Dentro de ellos, los coleópteros, himenópteros e isópteros representan la mayor importancia debido a que poseen una alta capacidad de ataque a la madera (COULSON & LUND, 1973).

No obstante la importancia de los organismos mencionados anteriormente, los mayores daños causados a la madera por agentes biológicos se debe a los microorganismos, representados por bacterias y hongos (SCHEFFER, 1973).

El ataque causado por bacterias es considerado como el daño microbiológico de menor relevancia, aunque en algunas condiciones de humedad extrema, pueden afectar sustancialmente las propiedades físicas de la madera (SCHEFFER, 1973).

El daño a la madera causado por hongos de diferentes grupos taxonómicos, se encuentra tan diversificado que ha sido necesario clasificar, a su vez, 3 tipos básicos de daño o degradación: enmohecimiento, manchado verdadero y pudrición (SCHEFFER, 1973).

El daño causado por mohos, denominado frecuentemente manchado, está representado por hongos imperfectos y Ascomycetes, caracterizado por aquellos hongos que crecen superficialmente sobre la madera, causándole leves coloraciones de aspecto pulverulento. Un abundante



aporte de humedad , ventilación escasa y temperaturas apropiadas favorecen su desarrollo (PANSHIN & DE ZEEUW, 1970). A pesar de alimentarse del contenido de las células parenquimáticas de la madera, solamente llegan a afectarla en su apariencia mas no en sus propiedades físicas, puesto que la lignina y la celulosa permanecen intactas (ANANTHANARAYANAN, 1979).

Los hongos Ascomycetes y Deuteromycetes causantes de manchados verdaderos, presentan ciertas similitudes con respecto al grupo anterior en cuanto a realizar un crecimiento superficial, sin embargo en el manchado verdadero esto sólo ocurre en las primeras fases de su desarrollo en la madera, ya que en etapas posteriores llegan a penetrar en el interior de la madera a nivel de la albura.

Las hifas de estos hongos poseen una alta cantidad de pigmentos, los cuales pueden ser depositados en las células de la madera. En cuanto a los efectos de estos hongos sobre las propiedades físicas de la madera, dado que sólo se alimentan de contenidos celulares de ésta, no llegan a alterar sus propiedades físicas, debido a su incapacidad para degradar celulosa y lignina (PANSHIN & DE ZEEUW, 1970).

Los hongos causantes de pudrición, son hongos Ascomycetes y Basidiomycetes, siendo el tipo de daño microbiológico más severo de todos (SCHEFFER, 1973). Por su importancia como agentes biodeterioradores de la madera, serán tratados con mayor extensión en la siguiente sección.

### 2. 3. Conceptos y tipos de pudrición.

La pudrición consiste en aquellos cambios físico-químicos causados en la madera debido a las enzimas secretadas por los hongos. Dependiendo de los cambios de coloración en la madera, sistemas enzimáticos de los hongos y sitios de penetración hifal a través de la madera, se clasifican dos tipos de pudrición: suave y verdadera (FINDLAY, 1975).

La pudrición suave es causada por Ascomycetes y hongos imperfectos. Este tipo de pudrición es efectuada en las regiones superficiales de la madera, con tendencia de ésta a retener su forma mas no su consistencia ya que se ablanda. En los estadíos tempranos de ataque, es muy difícil de detectar. En esta pudrición los hongos degradan principalmente las fuentes de carbohidratos tales como las celulosas y hemicelulosas (KOLLLMANN & COTE, 1970) y forman unas cavidades rombohédricas en la capa intermedia de la pared celular.

La pudrición verdadera, causada por hongos Basidiomycetes está caracterizada por tres rasgos principales:

- El biodeterioro se extiende a las profundidades de la madera.
- La madera presenta una considerable pérdida de sus propiedades de resistencia mecánica.
- La madera adquiere un color anormal.

Debido a estas razones y otras de orden económico, se considera a

la pudrición verdadera como el daño microbiológico más severo causado a la madera (SCHEFFER, 1973).

Son reconocidos dos tipos básicos de pudrición verdadera: la pudrición morena y la pudrición blanca, "brown rot" y "white rot" respectivamente. La pudrición morena está caracterizada por aquellos hongos que remueven principalmente la fracción de carbohidratos en la madera de una manera rápida, extensiva y no uniforme, causando pequeñas alteraciones en la lignina (KIRK, 1973). En este tipo de pudrición la madera muestra un característico patrón cúbico de agrietamiento perpendicular al grano, el cual está ausente en los hongos causantes de pudrición blanca. La madera adquiere una tonalidad más oscura de lo normal (KIRK, 1973; COWLING, 1965).

Los hongos causantes de pudrición blanca degradan tanto la lignina como la celulosa, a diferencia de los hongos causantes de la pudrición morena, la celulosa es degradada poco extensivamente durante las primeras fases de la pudrición. La degradación es lenta y uniforme, con tendencia por parte de la madera a cambiar su color original por el de un tono blanco (SCHEFFER, 1973). ]

Los mecanismos bioquímicos involucrados en la degradación de los componentes de la madera en ambos tipos de pudriciones verdaderas se desconocen con exactitud. Sin embargo, ha sido posible establecer esquemas generales, como será expuesto a continuación.

### 2. 3. 1. Degradación de la celulosa,

Existen diferencias en cuanto a los sistemas enzimáticos entre los hongos causantes de pudrición blanca y morena.

En los hongos causantes de la pudrición morena existe un patrón básico consistente en la combinación de dos sistemas, uno denominado sistema no protéico de  $H_2O_2 + Fe^{++}$ , y el otro, un sistema protéico a base de enzimas celolíticas extracelulares (KOENIGS, 1972; HIGHLEY, 1980). El sistema no protéico es el encargado de iniciar el rompimiento de la molécula de celulosa en estado cristalino produciendo polímeros cortos de celulosa, los cuales son biodegradados por el sistema enzimático conocido con la designación de  $C_x$  ( $\beta$  1-4 glucanasas) encargados de romper las cadenas lineares de celulosa para producir unidades de celobiosa, las cuales, a su vez, son hidrolizadas por las enzimas  $\beta$  glucosidasas para poder producir glucosa que penetra a las hifas del hongo y pasa a los ciclos metabólicos (HUDSON, 1972; HIGHLEY, 1980).

[ Por lo que respecta a los hongos de pudrición blanca, a diferencia de los de pudrición morena, el sistema encargado de biodegradar a la celulosa es exclusivamente protéico. La enzima  $C_1$ , carente en los hongos de pudrición morena, actúa sobre la molécula de celulosa para producir cadenas lineares de celulosas, las cuales son biodegradadas posteriormente por la enzima  $C_x$  de manera semejante como ocurre con los hongos de la pudrición morena (HIGHLEY, 1973).

La diferencia enzimática en los dos tipos de hongos es re-

flejada en la rápida despolimerización de la celulosa en los estadios iniciales de ataque por parte de los hongos causantes de la pudrición morena (HIGHLEY, 1973). ]

#### 2. 3. 2. Degradación de la lignina.

[ Los mecanismos en la degradación de la lignina en ambos tipos de pudrición verdaderas, se deben a la acción de oxigenasas y deshidrogenasas extracelulares encargadas de efectuar demetilaciones y oxidaciones, respectivamente, en los componentes de la lignina (KIRK, 1975).

A pesar de existir similitudes en los procesos bioquímicos en ambos tipos de hongos, éstos poseen distintos niveles de degradación, de ahí que los hongos causantes de la pudrición morena posean una deficiente capacidad enzimática para degradar en su totalidad a la molécula de lignina, mientras que los hongos causantes de la pudrición blanca alcanzan niveles más profundos de degradación en éste componente (KIRK, 1975; SCHMIDT & LIESE, 1980). ]

#### 2. 4. Importancia de la pudrición.

[ La importancia de la pudrición abarca dos niveles incompatibles entre sí, nivel económico y nivel biológico:

[ Desde el punto de vista económico, la pudrición tiene una particular importancia, debido a las pérdidas monetarias causadas por este tipo de deterioro, el cual puede ocurrir desde el momento de la extracción de la madera en los bosques hasta en la elaboración y uso de diversos productos derivados de ella, ] tales como

postes, durmientes, estacas, pilotes, etc., abarcando tanto construcciones pequeñas como grandes (HUNT y GARRAT, 1962).

Por otro lado, el biodeterioro por pudrición no sólo causa grandes pérdidas monetarias directas como las mencionadas en el párrafo anterior, sino también las hay indirectas, plasmadas en la tala de bosques forestales para el reemplazamiento de madera dañada, vinculando con ello altos costos de trabajo y aprovechamiento maderero, decrementando la economía nacional de cualquier país involucrado en esta problemática (SCHEFFER, 1975).

No obstante los efectos económicos nocivos causados por la pudrición, en el ámbito biológico es menester resaltar su importancia, al jugar un papel importante y determinante en la naturaleza debido a su participación benéfica en los ciclos del  $\text{CO}_2$  y otros elementos esenciales para el desarrollo de la planta traducido en un valioso aporte de la vida vegetal y animal (BAKSHI, 1971). Por lo que es necesario adquirir un criterio positivo que permita aprovechar los beneficios de la pudrición en la naturaleza y adoptarlos como reguladores de la contaminación de los desechos de la madera a nivel natural y humano (WAZNY & BRODZIAK, 1980), o bien como herramienta útil en la industria agrícola para la degradación de materia orgánica muerta acumulada sobre plantíos (MARTIN & DALE, 1980) aprovechando algunos de los agentes causantes de la pudrición.

2. 5. Resistencia natural al biodeterioro y durabilidad de la madera.

Entendemos por resistencia natural de la madera a la pudrición, como la habilidad de ésta para resistir el ataque de organismos xilófagos, como los hongos. En definitiva, no existe madera enteramente inmune al ataque debido a hongos, sin embargo hay especies poseedoras de una resistencia superior a otras.

La madera es considerada como el tejido vegetal de mayor resistencia al biodeterioro causado por microorganismos. Esta resistencia ~~de~~ de los constituyentes presentes en la pared celular tales como los polímeros insolubles de alto peso molecular, los procesos de lignificación, presencia de la celulosa en forma cristalina y de un bajo contenido de nitrógeno que en conjunto reducen la susceptibilidad a la pudrición (HUDSON, 1972; PANSHIN & DE ZEEUW, 1970).

Sin embargo la causa principal de la resistencia natural de la madera al ataque de organismos se debe a la elaboración, distribución y naturaleza de sustancias tóxicas depositadas durante la formación del duramen de la madera (SCHEFFER & CONLING, 1966). En las gimnospermas han sido detectados diversos componentes fenólicos, mientras que en las angiospermas han sido encontrados taninos. Los niveles de acción de las diversas sustancias tóxicas tanto en angiospermas como en gimnospermas son variados, pero en conjunto dan como resultado la inhibición, en cierta medida, del desarrollo de los hongos causantes de pudrición (CARTWRIGTH & FINDLAY, 1958; HUDSON, 1972).

La resistencia natural de la madera al biodeterioro, contribuye en gran medida a su durabilidad, pues son los organismos xilófagos los principales agentes deterioradores de este material. Sin embargo, resistencia natural al biodeterioro y durabilidad natural no son sinónimos, pues este último concepto incluye además a la capacidad de la madera para resistir el efecto deteriorador de agentes físicos y químicos (por ejemplo el intemperismo), a través del tiempo.

#### 2. 6. Preservación de la madera.

Enormes cantidades monetarias se pierden anualmente en el mundo entero, debido al deterioro que sufre la madera y productos derivados de ella, provocado éste principalmente por hongos. Sin embargo, una buena proporción de este dinero es factible de rescatar si es empleado un método apropiado de control que prevenga el deterioro (LEVI, 1973).

En términos generales, la preservación de la madera implica el tratamiento de ésta con ciertas sustancias químicas que son dañinas a los hongos y a otros organismos implicados en el deterioro de la madera (FINDLAY, 1975).

No existe algún preservador de la madera ideal para todos los fines o propósitos en que se pretenda emplear, pero cualquier preservador debe cumplir con ciertos requerimientos que se enuncian a continuación (FINDLAY, 1975):

- El producto debe ser lo suficientemente tóxico, a una



concentración conveniente, que permita proporcionar a la madera inmunidad al ataque de los enemigos a los cuales va a estar expuesta.

- El preservador debe ser capaz de penetrar a la madera a un nivel considerable.

- El preservador debe persistir en la madera durante muchos años en su forma activa.

- No debe ser corrosivo al metal o causar deterioro a la propia madera.

- El preservador no debe causar daño a la salud de los operadores o usuarios.

- El preservador debe ser de fácil manipulación y aplicación.

Dependiendo del tipo de solvente que requieran los preservadores, éstos se clasifican en tres diferentes clases:

a).- Hidrosolubles, como las sales a base de cobre-cromo-arsénico

b).- Solubles en solventes orgánicos, como el pentaclorofenol.

c).- Solubles en aceite de petróleo, como la creosota.

Los preservadores son aplicados por tratamientos superficiales o por diversos procesos de impregnación según sea requerido el grado de protección para la madera y del tipo de preservador que vaya a ser utilizado (ANANTHANARAYANAN, 1979).

De entre los preservadores comerciales para madera, destaca

la creosota, un destilado del alquitrán de hulla. Es un preservador que se ha empleado desde 1838, siendo hasta nuestros días el de mayor preferencia por todo el mundo, debido a que contiene numerosos componentes activos dentro de los cuales encontramos a los fenoles aromáticos poli y mononucleados, componentes de nitrógeno heterocíclico e hidrocarburos aromáticos y alifáticos (LEVI, 1973).

El modo en que actúan los componentes de la creosota para conferir una excelente protección a la madera es muy variado, aunque se desconocen los detalles precisos.

Los fenoles poseen una alta acción fungicida, desnaturalizando las proteínas de los hongos. Los componentes de nitrógeno heterocíclico intervienen en procesos metabólicos inhibiendo la generación de estructuras celulares.

La mayoría de los hidrocarburos alifáticos y aromáticos poseen una baja actividad fungicida, pero llegan a afectar la división nuclear en las hifas.

Los numerosos componentes de la creosota le confieren una protección física a la madera tratada, protección que indirectamente está relacionada con una protección biológica. Tal es el caso de los componentes hidrófobos encargados de retardar la entrada de humedad a la madera, inhibiendo a la vez el crecimiento de los hongos, ya que éstos requieren de cierto contenido de humedad para su desarrollo (LEVI, 1973).

## 2. 7. Tolerancia a preservadores para madera

La tolerancia de los microorganismos a diversas sustancias tóxicas, es una cualidad fisiológica digna de considerar al elegir un preservador para madera, ya que existen microorganismos cuya tolerancia varía hacia diferentes preservadores (SCHEFFER, 1973).

Los hongos pueden llevar a cabo una serie de mecanismos indicadores de cierto tipo de tolerancia hacia los preservadores, esos mecanismos pueden ser (LEVI, 1973):

- La formación de una vía metabólica que inhiba la reacción preservadora.

- La elaboración de un metabolito que inactive al preservador.

- La producción de una enzima que inhiba al preservador.

- Un decremento de la permeabilidad celular al preservador

- La elaboración de una enzima que compita con el preservador en la afinidad hacia el mismo sustrato, la madera.

No obstante, existen muchas especies de hongos incapaces de reaccionar de esa manera de ahí que éstas resulten poseer una escasa o nula tolerancia a los preservadores para madera (LEVI, 1973).

Esta variabilidad de los microorganismos explica la necesidad de conocer, para la mayor cantidad posible de especies, cuál es su nivel de tolerancia a una gama amplia de preservadores.

Este tipo de información sería muy útil, pues por un lado, contribuiría a la consecución de métodos específicos de control químico, y por otro lado, el conocimiento acerca de los niveles de tolerancia mostrados por un buen número de especies de hongos, proporciona según COWLING (1957) criterios apropiados para la selección de hongos causantes de pudrición con los cuales podrán evaluarse nuevos preservadores.

### 3. OBJETIVOS Y FINALIDADES

Considerando la necesidad de seguir un lineamiento lógicamente estructurado dentro de la investigación del biodeterioro de la madera en México, causado por hongos xilófagos, el autor de este trabajo, propone la continuación, en cierta medida, de algunas recomendaciones hechas por LOPEZ GUERRERO (1979), en cuanto a la caracterización básica de hongos xilófagos mexicanos como una medida fundamental para estudios más amplios y profundos de los organismos causantes del biodeterioro de la madera.

El objetivo general de este trabajo, es el de realizar la caracterización experimental de 22 cepas de hongos xilófagos de la Estación de Biología Tropical "Los Tuxtles", Ver., perteneciente al Instituto de Biología de la U. N. A. M., que permita obtener información sobre su actividad e importancia como agentes causantes de biodeterioro de la madera.

Los objetivos particulares son:

- Emplear técnicas convencionales que faciliten la confrontación de los resultados de este trabajo con los de otros autores.
- Determinar el tipo de pudrición de las cepas de hongos xilófagos.
- Valorar la capacidad de producir pudrición y a partir de ésta, la agresividad de los hongos xiló-

fagos en maderas de especies representativas de angiospermas y gimnospermas.

- Detectar si existe selectividad de los hongos xilófagos hacia las maderas empleadas.
- Estimar la tolerancia de las cepas de hongos a un preservador para madera, la creosota.

Con la realización de los objetivos anteriores se pretende:

- Iniciar la creación de un inventario de hongos xilófagos, en primera instancia de la Estación Biológica de "Los Tuxtlas", Ver., y más tarde de la República Mexicana. Donde se refleje la importancia biológica y económica de los mismos como agentes degradadores de la madera.
- Crear un banco de información, que basado en datos experimentales, fundamente recomendaciones útiles para el control específico de los daños causados por los hongos xilófagos.
- Promover el interés por efectuar investigaciones básicas en éste campo, pues la información que derive de este trabajo servirá como punto de partida para investigaciones más especializadas.

## 4. ANTECEDENTES


## 4. 1. Biodeterioro de la madera en México.

Los antecedentes acerca del estudio del biodeterioro de la madera en nuestro país son bastante escasos.

Podemos relacionar dentro de ciertas áreas, los trabajos realizados desde 1948 hasta principios de la presente década. Así dentro del área de la resistencia natural de la madera de especies mexicanas ante el ataque de hongos xilófagos, GARCIA CARMONA (1948) mediante la técnica de malta agar-bloque, ensayó a la madera de doce especies tropicales mexicanas expuestas a dos especies de hongos xilófagos: *Lenzites trabea* y *Poria incrassata*, resultando este último el más dañino y *Chlorophora tinctoria* la especie de madera más resistente.

GOMEZ-NAVA *et al.* (1969), por medio de una técnica similar, determinaron la resistencia de la madera de once especies a la actividad de los hongos *Stereum sanguinolentum*, *Lentinus lepideus* y *Polyporus sanguineus* de los cuales estos dos últimos fueron los más dañinos y *Cordia dodecandra*, *Manilkara zapota* y *Piscidia communis* las maderas más resistentes.

Posteriormente, HERRERA RODRIGUEZ *et al.* (1976) con la técnica suelo-bloque, realizaron ensayos para detectar la resistencia de quince especies de madera al ataque de *Poria monticola*, *Polyporus sanguineus* y *Lentinus lepideus*, obteniéndose una mayor resistencia en *Quercus crassifolia*, *Q. candicans*, *Swartzia cubensis*



y *Calophyllum brasiliense*.

De la PAZ PEREZ OLVERA y SALINAS-QUINARD (1977) llevaron a cabo una prueba rápida de laboratorio indicadora de resistencia a la pudrición causada por *Polyporus sanguineus* en dos especies de encinos, *Quercus convallata* y *Q. sideroxylla*. La técnica empleada fue del tipo malta agar-bloque, con la cual se encontró que el duramen de *Quercus convallata* presentó el mayor índice de resistencia, mientras que el duramen de *Quercus sideroxylla* mostró la menor resistencia a pudrición.

PEREZ-MORALES *et al.* (1977), con la técnica de suelo-bloque, expusieron la madera de cuatro especies mexicanas al ataque de cuatro cepas de hongos xilófagos: *Lentinus lepideus*, *Lenzites trabea*, *Polyporus versicolor* y *Polyporus sanguineus*, los dos primeros son causantes de pudrición morena y los restantes causan pudrición blanca. Estos últimos mostraron mayor agresividad, mientras que *Guarea chichon* fue la madera más resistente.

Aplicando la técnica de suelo-bloque, HERRERA RODRIGUEZ *et al.* (1980), determinaron los índices de resistencia de 14 especies de maderas mexicanas sujetas al ataque de 3 cepas de hongos xilófagos: *Poria monticola*, *Lentinus lepideus* y *Polyporus sanguineus*. Las dos primeras son causantes de pudrición morena y la especie restante causa pudrición blanca. Esta última fue la cepa que presentó una mayor agresividad. *Acacia dolychistachya* resultó ser la madera más resistente, mientras que *Tilia mexicana*



presentó la menor resistencia al ataque de los hongos ensayados.

En el área de preservadores para madera, también hay algunos reportes, comenzando por el de GUZMAN DEL PROO (1963), quien comparó la acción preservadora del pentaclorofenol, la creosota de hulla y el alquitrán del coyol impregnados en madera de *Pinus* sp. mediante una técnica de suelo-bloque, donde fue evaluada la toxicidad de los preservadores hacia los hongos *Polyporus tulipiferae*, *Trametes hispida* y *Schizophyllum commune*, considerando el crecimiento micelial de los hongos en las maderas.

A principios de la década pasada, SALINAS-QUINARD *et al.* (1971) publicaron sus experiencias acerca de la resistencia de maderas tratadas a niveles variables de rayos gamma, contra el ataque de *Lentinus lepideus* y *Polyporus sanguineus*, hongos xilófagos. Utilizaron una técnica de malta agar-bloque, observando que a ciertos niveles de radiación, incrementaba ligeramente la resistencia de la madera.

Experimentalmente, PINZON-PICASEÑO y ECHENIQUE-MANRIQUE (1974), emplearon dos preservadores hidrosolubles, las sales a base de cobre, cromo y arsénico conocidas como CCA tipo A y CCA tipo B, más otros dos no hidrosolubles, creosota y pentaclorofenol, impregnados en bloques de dos especies de pino con el fin de determinar aquellas retenciones mínimas del preservador por volumen de madera capaces de evitar el deterioro de cada hongo de prueba: *Lentinus lepideus*, *Poria monticola*, *Lenzites trabea* y *Peniophora* sp.

A partir de sus resultados, estos autores sugieren que las retenciones mínimas de preservador eficaces para prevenir el ataque de los hongos ensayados, expresadas como lb/pie<sup>3</sup>, son: para creosota, de 2.50-3.00; para pentaclorofenol, a partir de 2.50; para CCA tipo A desde 1.70; y, para CCA tipo B de 0.50.

Estos mismos autores, PINZON-PICASEÑO y ECHENIQUE-MANRIQUE (1976), recopilaron datos bibliográficos sobre la historia, usos, fijación en madera y toxicidad hacia los hongos xilófagos, de dos preservadores hidrosolubles, sales a base de cobre, cromo y arsénico conocidas como CCA tipo A y CCA tipo B.

Por su parte, HERRERA RODRIGUEZ (1977), realizó una recopilación de técnicas sencillas de preservación para incrementar la vida útil de la madera.

Otras publicaciones no contempladas en las áreas anteriores, son las de HERRERA HERRERA (1972), quien determinó las condiciones propicias para el desarrollo o inhibición del hongo causante del manchado azul (*Ceratocystis* sp.) en maderas de pino (*Pinus montezumae*), el trabajo se realizó bajo distintas condiciones ambientales, así como diversos tipos de suelo y ventilación. El autor (HERRERA HERRERA, 1972) encontró una vinculación entre la incidencia y desarrollo del manchado y altos contenidos de humedad, sin embargo una adecuada ventilación en las trozas de madera inhibió el desarrollo e incidencia de este tipo de manchado.

SALINAS-QUINARD (1974) describió la importancia de los mohos

en madera para empaques de pino (*Pinus* sp.) sometidos a almacenamiento bajo precarias condiciones de secado. En este estudio, logró el aislamiento de 4 géneros de micromicetos causantes de enmohecimiento (*Trichoderma* sp., *Alternaria* sp., *Penicillium* sp. y *Mucor* sp.). Así mismo indicó ciertas recomendaciones para su control y prevención en las maderas procesadas.

Por otro lado, OBREGON-ARCEO y ECHENIQUE-MANRIQUE (1974), quienes mediante el uso de la clave y método de NOBLES (1965) identificaron a 3 especies de hongos habitando en postes de madera en servicio de la Comisión Federal de Electricidad.

Otra publicación es la de PEREZ-MORALES *et al.* (1977), quienes emplearon una fórmula para calcular el riesgo a la pudrición de maderas no expuestas a contacto directo con el suelo en diferentes zonas climáticas de México. Establecieron 3 tipos de zonas en el país: de riesgo mínimo, de riesgo medio y de riesgo alto. Estas dos últimas se localizan en regiones de climas húmedos.

Finalmente, el trabajo que ha servido como cimiento del presente es el de LOPEZ GUERRERO (1979), quien efectuó la caracterización de veinte cepas de hongos xilófagos desde el punto de vista del biodeterioro de la madera. Las cepas que utilizó procedieron del Princess Risborough Laboratory, Gran Bretaña, y fueron sometidas a una serie de técnicas sencillas de corta duración que le permitieron determinar el tipo de pudrición que causan, su capacidad de producir pudrición y a partir de ésta su agresi-

vidad, así como su tolerancia a un preservador para madera, la creosota.

#### 4. 2. Caracterización de hongos xilófagos.

El término "caracterización" es comunmente utilizado para referirse a descripciones macroscópicas y/o microscópicas de especies, en trabajos de tipo florístico-taxonómico. Para el caso de hongos xilófagos, ha sido utilizado tradicionalmente en la misma forma. Sin embargo, esta acepción del término no es única, pues ha sido utilizado para diversos propósitos. Así CAREY (1975) se refiere a la "caracterización de hongos habitantes de la madera" como un proceso, posterior al aislamiento del organismo, que comprende el estudio microscópico del substrato para apreciar el efecto de la actividad del hongo en la madera; el estudio morfológico del micelio en cultivo puro, que es de gran ayuda para su identificación; la determinación del tipo de pudrición que causa la cepa aislada; el uso de métodos para inducir la fructificación en el laboratorio, muy útiles para ratificar o rectificar identificaciones preliminares; y pruebas para estimar la capacidad de producir pudrición de los aislamientos, que son necesarias para valorar la importancia del organismo como enemigo de la madera.

El término "caracterización" es empleado en este trabajo más bien en el sentido utilizado por CAREY (1975), es decir, como la realización de una serie de observaciones y experimentos enfo-

cados a obtener información sobre hongos xilófagos, desde el punto de vista de su actividad como organismos biodegradadores de la madera. La delimitación de un concepto así es difícil y seguramente variable según muchos criterios. Podría pensarse en caracterizaciones tan amplias y detalladas como la expuesta anteriormente (CAREY, 1975), o bien, podría pensarse en contextos parciales mucho menos ambiciosos.

LOPEZ GUERRERO (1979), propone la integración de un grupo de técnicas para realizar una "caracterización mínima experimental" de hongos causantes de pudrición desde el punto de vista del biodeterioro de la madera. Según esta autora, la información mínima necesaria consiste en: determinar el tipo de pudrición, blanca o morena, que causan los hongos en estudio; evaluar su capacidad de producir pudrición y transformarla a términos significativos de agresividad; y, por último, estimar su tolerancia a preservadores para madera. Este último aspecto de la caracterización de hongos xilófagos no fue contemplado por CAREY (1975), sin embargo, su inclusión en el concepto de caracterización es importante pues contribuye a sentar las bases para el desarrollo de métodos específicos de control, que es una de las principales metas de la investigación en biodeterioro de la madera.

El trabajo de LOPEZ GUERRERO (1979) es el antecedente más directo al presente estudio y los antecedentes relacionados con cada uno de los tres aspectos que abarca serán expuestos a continuación.

#### 4. 2. 1. Determinación del tipo de pudrición.

En la literatura existen algunos trabajos relacionados con la determinación del tipo de pudrición. Ha habido autores interesados en utilizar pruebas sencillas con el fin de determinar el tipo de pudrición en hongos habitantes de la madera.

NOBLES (1948), utilizó un método simple para determinar el tipo de pudrición en ciertos hongos basidiomicetos. El método consiste en emplear la prueba de Bavendamm, cuyo principio básico es detectar cualitativamente la presencia de oxidasas extracelulares a partir de cambios de coloración del ácido gálico o del tánico, incorporado a un medio de cultivo de malta agar. Esta prueba permite identificar a los hongos causantes de pudrición blanca cuando la reacción es positiva, mientras que la ausencia de reacción en el medio señala a los hongos causantes de pudrición morena.

Por la misma época, PRESTON & Mc LENNAN (1948) desarrollaron otro método para diferenciar entre hongos causantes de pudrición morena y blanca por una reacción de decoloración provocada por estos últimos en colorantes añadidos en medio de malta agar en tubos de cultivo. Obtuvieron los mejores resultados con violeta de genciana y rojo neutro. Más tarde, BOIDIN (1951) ensayó un medio conteniendo guayacol el cual resultó resistente a la esterilización en autoclave y lo propuso como sustituto del medio de ácido gálico. A partir de lo encontrado por este autor, NOBLES (1958) desarrolló un método para diferenciar entre hongos causantes

de pudrición blanca de los causantes de pudrición morena, el cual consiste en añadir unas gotas de solución alcohólica de guayacol sobre los cultivos del hongo creciendo en malta agar. La aparición de una coloración azul dentro de 2 o 3 minutos, constituye la reacción positiva de pudrición blanca, mientras que ningún cambio en la coloración indica que se trata de un hongo causante de pudrición morena.

Otro método sencillo para la asignación del tipo de pudrición, es el método de Badcock modificado, descrito por CAREY (1975) y recomendado por LOPEZ GUERRERO (1979). La técnica está basada en el empleo de un medio de aserrín como sustrato principal, sometido al ataque de hongos causantes de pudrición. La técnica permite diferenciar cualitativamente, a los hongos causantes de pudrición morena de los causantes de pudrición blanca por el aspecto del sustrato. Mediante esta prueba es posible determinar la pudrición morena por su propia reacción en el aserrín.

#### 4. 2. 2. Determinación de la capacidad de producir pudrición.

Los trabajos implicados en la determinación de la capacidad de producir pudrición, generalmente involucran el empleo de alguna técnica en especial, ya sea la de suelo-bloque o la de malta agar-bloque, y en casos aislados el uso de ambas técnicas, con el fin de obtener información acerca del potencial enzimático de los hongos degradadores de la madera.

HENNINGSSON (1965), llevó a cabo la determinación de la capa-

cidad de producir pudrición en una amplia variedad de hongos xilófagos. La técnica empleada fue del tipo suelo-bloque y con base en la pérdida de peso en bloques de angiospermas y gimnospermas, encontró que altos valores de pudrición se debieron a *Polyporus betulinus* y a *Polyporus marginatus*, hongos causantes de pudrición morena, y con los cuales, realizó una amplia serie de otros estudios fisiológicos.

El mismo autor (HENNINGSSON, 1967), bajo la misma técnica, realizó pruebas tendientes a estimar la influencia del nitrógeno en la capacidad de producir pudrición en *Polyporus zonatus* y *Stereum hirsutum*. Las cámaras estuvieron sujetas a la adición de concentraciones diferentes de compuestos con nitrógeno. *Stereum hirsutum* presentó incrementos en la capacidad de producir pudrición a mayores concentraciones de nitrógeno especialmente en la forma de asparagina hidrolizada. El criterio de evaluación fue basado en las pérdidas de peso sufridas por los bloques de madera.

Con respecto a la técnica de malta agar-bloque, LINDGREN (1933) comparó el efecto de la temperatura sobre el crecimiento micelial y los niveles de pudrición causados por *Lenzites sepiaria*, *Polystictus versicolor* y *Lentinus tigrinus* en bloques de madera. Las técnicas empleadas fueron la de malta agar y la de malta agar-bloque, cuyos criterios de evaluación consistieron, respectivamente, en mediciones del crecimiento diametral y determinación de porcentajes de pérdida de peso en los bloques expuestos a los hongos. Los resultados indicaron una relación directa entre el crecimiento mico-



lial y grados de pudrición.

CAREY (1975), propone una técnica de malta agar-bloque como una fase rutinaria de la caracterización de hongos causantes de pudrición. El criterio de evaluación consiste en determinar la capacidad de producir pudrición con base en las pérdidas de peso de los bloques sometidos al ataque de los hongos en cuestión.

THORNTON (1979), propuso una modificación a la técnica de malta agar-bloque para evaluar la capacidad de producir pudrición de ciertas cepas de *Serpula lacrymans*. La técnica consiste en utilizar una cámara de pudrición grande utilizando charolas metálicas dentro de las cuales son colocados muchos bloques de madera sobre tubos de vidrio que sobresalen del nivel del medio de cultivo de malta agar. Los criterios de evaluación son los mismos a los anotados con anterioridad. De acuerdo con este autor (THORNTON, 1979), comparando la técnica modificada con las de suelo-bloque y malta agar-bloque, la cámara múltiple ofrece mejores condiciones de desarrollo del potencial enzimático de los hongos, expresado en mayores índices de pudrición.

Respecto a los trabajos que emplean tanto la técnica de suelo-bloque como la de malta agar-bloque, AMBURGEY (1970), determinó los niveles de pudrición en distintos aislamientos de *Lenzites trabea*, hongo causante de pudrición morena. Con base en las pérdidas de peso en los bloques de madera, encontró variación de comportamientos de las cepas dicarióticas de *Lenzites trabea* en cada técnica,

excepto en los aislamientos homocarióticos, cuyos niveles de pudrición fueron semejantes en ambas técnicas.

[ Finalmente, LOPEZ GUERRERO (1979) evaluó la capacidad de producir pudrición de 20 cepas de hongos xilófagos, utilizando una técnica de malta agar-bloque. Los resultados fueron interpretados por la pérdida de peso en bloques de pino y de liquidámbar por el ataque de los hongos. Esta autora encontró que la actividad de los hongos varió según la técnica, aún para la misma madera, lo que sugiere que las condiciones particulares de cada una no son igualmente favorables para todas las especies de hongos y que por lo tanto, es de sumo interés determinar cual de ellas es la más favorable para cada hongo. ]

#### 4. 2. 3. Tolerancia a preservadores para madera.

Los antecedentes bibliográficos acerca de la tolerancia de los hongos causantes de pudrición a preservadores para madera es escasa. Generalmente se han tratado de realizar investigaciones enfocadas hacia la toxicidad de los preservadores, sin considerar el potencial fisiológico de los hongos enfrentados a un determinado preservador.

Con respecto a trabajos relacionados con tolerancia, RICHARDS (1923) realizó una revisión experimental de las diversas técnicas tendientes a evaluar preservadores para madera. El centro de la discusión lo basa en dos técnicas: malta agar y pruebas con madera impregnada. Comparando las conveniencias e inconveniencias existen-

tes en ambos tipos de técnicas, recomienda el empleo de preservadores incorporados a un medio de malta agar, ya que a pesar de ser un medio enteramente distinto al sustrato original, la madera, resulta adecuado para favorecer el crecimiento de los hongos en ensayo.

Posteriormente, la misma autora (RICHARDS, 1924) mediante el empleo de un medio a base de malta agar, determinó la tolerancia de 17 especies de hongos causantes de pudrición a distintas concentraciones de fluoruro de sodio incorporado al medio de cultivo, encontrando a *Lenzites trabea* como la especie más tolerante, mientras que *Poria incrassata* mostró la menor tolerancia. Los criterios empleados para evaluar la tolerancia consistieron en mediciones del crecimiento diametral del micelio en milímetros.

A su vez, bajo la misma técnica y mismos criterios de evaluación de tolerancia, RICHARDS (1925) sometió a experimentación las mismas especies utilizadas en su trabajo anterior (RICHARDS, 1924), con el propósito de determinar su tolerancia al cloruro de zinc y comparar así los resultados de ambos trabajos (RICHARDS, 1924; 1925) para vislumbrar posibles relaciones. Encontró que para el cloruro de zinc, *Polyporus schwenitzii* mostró la mayor tolerancia, mientras que *Lentinus lepideus* presentó los menores índices de tolerancia. Y que tomando en cuenta los resultados de ambos trabajos, *Fomes annosus* y *Schizophyllum commune* fueron las únicas especies con resistencia relativa similar hacia las dos substancias ensayadas.

SCHMITZ *et al.* (1931) sugirieron un método para evaluar la toxicidad de preservadores para madera, según el cual, cantidades diversas del preservador son añadidas al medio de cultivo de malta agar para obtener concentraciones a escala logarítmica. El medio con preservador es vertido a cajas petri que posteriormente son inoculadas con el hongo seleccionado y los resultados son evaluados según el crecimiento diametral de la colonia.

Mediante la aplicación de la técnica de malta agar-bloque, COWLING (1957) empleó 18 cepas de hongos causantes de pudrición para determinar sus respectivos valores umbrales de tolerancia ante 10 preservadores para madera. El criterio de evaluación fue basado en las pérdidas de peso en los bloques de madera. El autor (COWLING, 1957) encontró que sólo *Fomes subroseus* y *Polyporus tulipiferae* mostraron poseer altos niveles de tolerancia ante 8 de los 10 preservadores. *Schizophyllum commune* y *Polyporus abietinus* presentaron los umbrales más bajos de tolerancia, excepto a la creosota, el primero, y a la rosin amida D pentaclorofenato, el segundo.

Para probar la efectividad de diversas técnicas de suelo-bloque y malta agar-bloque, BRAVERY (1968) estimó los grados de tolerancia de *Chaetomium globossum*, hongo causante de la pudrición suave hacia un preservador a base de sales de cobre, cromo y arsénico. El autor (BRAVERY, 1968) concluyó que los valores en los límites de toxicidad son mayores a períodos más largos de incubación, que los valores de toxicidad determinados en las pruebas de agar-bloque son mayores

que en las de suelo-bloque y que la variación entre las repeticiones es mayor en las pruebas de agar-bloque por lo que considera que los métodos más satisfactorios para los hongos causantes de pudrición suave son los de bloque enterrado en suelo.

Finalmente, UNLIGIL (1972) sometió a 11 especies de hongos causantes de pudrición ante 6 preservadores para madera, para determinar sus niveles de tolerancia. Empleó las técnicas de malta agar y suelo-bloque. Los criterios de evaluación consistieron para la primera técnica en mediciones del crecimiento diametral y para la de suelo-bloque determinaciones de pérdidas de peso. En las pruebas de suelo-bloque, *Coniophora puteana* presentó mayor tolerancia al arsenato de sodio dibásico y al pentaclorofenol y *Coriolllelus serialis* al fluoruro de sodio. Mientras que en las pruebas de malta agar, *Stereum hirsutum* e *Hypoxylon rubiginosum* resultaron poseer la mayor tolerancia al fluoruro de sodio.

De acuerdo a lo apuntado en el primer párrafo de este capítulo, la gran mayoría de los trabajos relacionados con la preservación, están enfocados para la evaluación tóxica de los preservadores, motivo por el cual se han desarrollado diversas técnicas tendientes a valorar en un lapso de tiempo relativamente corto la acción de los preservadores para madera.

Así, encontramos el trabajo de SMITH (1971), quien diseñó un método rápido para la evaluación de preservadores. Utilizó dos tipos de madera de chapa tratada, puestas en contacto con suelo en cámaras

de acrílico. La evaluación consiste en medir la fuerza tensil de la madera pasado un determinado lapso de tiempo.

Da COSTA *et al.* (1972) evaluaron la acción de preservadores hidrosolubles incorporados a los adhesivos de madera contrachapada frente a especies de hongos causantes de pudrición blanca y morena. Los criterios de evaluación de los preservadores fueron basados en los porcentajes de pérdida de peso de la madera en un medio de suelo-bloque.

DICKINSON (1974) desarrolló una técnica sencilla para una evaluación rápida de preservadores. Esta prueba consiste en usar un papel filtro previamente tratado al cual se le inoculan los hongos xilófagos. El tiempo de duración es de dos semanas, evaluando la toxicidad del preservador mediante la medición del crecimiento diametral del hongo en cuestión.

SUTTER (1978), describió otra técnica para evaluar preservadores. Esta técnica consiste en emplear rebanadas transversales delgadas de madera de gimnospermas tratarlas y enfrentarlas a hongos causantes de pudrición previamente desarrollados en medio de cultivo conteniendo extracto de malta, caseína, peptona y agar. La efectividad del preservador es determinada por el grado visual de deterioro de la madera después de tres semanas de exposición a los hongos. Según este autor, los resultados obtenidos con este método son comparables a los que aportan otras técnicas ya normalizadas.

THORNTON & COLLETT (1979), diseñaron una prueba de labora-

torio para determinar el uso potencial de 4 fungicidas contra *Serpula lacrymans*, hongo causante de pudrición morena. La duración de la prueba es de dos semanas y consiste en el empleo de cajas petri con divisiones que sirvan como cámaras múltiples de pudrición adecuadas en una sola caja petri. La evaluación del preservador se lleva a cabo con base en la determinación de la pérdida de peso de los bloques tratados.

Por último, LOPEZ GUERRERO (1979) utilizó la técnica de malta agar en caja petri, inicialmente descrita por SCHMITZ *et al.* (1931), para estimar la tolerancia relativa de 20 cepas de hongos xilófagos a la creosota. Para la evaluación de los resultados, utilizó las medidas de crecimiento diametral de las colonias convertidas a porcentajes relativos con respecto al crecimiento del micelio en medio sin preservador. Encontró que *Schizophyllum commune* fue el hongo más tolerante a la creosota, seguida después por *Polystictus sanguineus* y *Lenzites trabea*, mientras que *Coniophora cerebella* fue el hongo menos tolerante.

## 5. MATERIALES Y METODOS.

### 5. 1. Procedencia de los hongos ensayados.

Las cepas utilizadas en este trabajo (tabla 1) fueron aisladas a partir del contexto de fructificaciones recolectadas en la Estación de Biología Tropical "Los Tuxtles", Ver., Subdependencia del Instituto de Biología de la U. N. A. M. La estación se localiza aproximadamente entre los  $95^{\circ} 04'$  y  $95^{\circ} 09'$  de longitud y los  $18^{\circ} 34'$  y  $18^{\circ} 36'$  de latitud norte. Es decir, se encuentra ubicada en la vertiente del Golfo, al sureste del Estado de Veracruz y enclavada en las estribaciones del Volcán de San Martín, aproximadamente en la parte central de la Región de los Tuxtles. La altitud de los terrenos de la Estación varía de los 150 a los 530 m. s. n. m. El clima en el área es cálido húmedo con unos 4560 mm de precipitación anual,  $23.7^{\circ} \text{C}$  de temperatura media,  $29^{\circ} \text{C}$  de temperatura máxima y  $17^{\circ} \text{C}$  de temperatura mínima. La vegetación de la Estación es del tipo Selya Alta Perennifolia, con ciertas variantes en su composición y estructura debidas principalmente a topografía y a la presencia de comunidades secundarias originadas por perturbación (LOT-HELGUERAS, 1975).

### 5. 2. Cultivo inicial y obtención de suficiente inóculo.

Como elemento básico para la realización de este trabajo, enfocado a distintas fases de caracterización de las cepas seleccionadas, la etapa denominada como cultivo inicial y obtención de suficiente inóculo es primordial, ya que gracias a ésta es posible



TABLA 1

## CEPAS UTILIZADAS EN ESTE TRABAJO

NOMBRE CIENTIFICO	NUMERO DE CEPAS
<i>Pleurotus roseopileatus</i> Sing.	11
<i>Poria</i> sp.	35
<i>Daedalea confragosa</i> Bolt. ex Fr.	39
<i>Polyporus sanguineus</i> L. ex Fr.	40
<i>Ganoderma applanatum</i> (Pers. ex Wallr.) Pat.	47
<i>Poria</i> sp.	64
<i>Ganoderma applanatum</i> (Pers. ex Wallr.) Pat.	66
<i>Polyporus</i> sp.	90
<i>Polyporus</i> aff. <i>rigidus</i> Lev.	93
<i>Polyporus</i> sp.	94
<i>Polyporus</i> sp.	138
<i>Trametes corrugata</i> (Persoon) Bresadola	139
<i>Polyporus occidentalis</i> Klotzsch	141
<i>Cymatoderma caperatum</i> (Berk. & Mont.) Reid	145
<i>Pleurotus mexicanus</i> Guzmán	146
<i>Marasmius</i> sp.	147
<i>Poria</i> sp.	152
<i>Cotylidia aurantiaca</i> (Pers.) Welden	155
<i>Favolus brasiliensis</i> Fr.	160
<i>Pleurotus</i> aff. <i>ostreatus</i> (Jacquin ex Fr.) Kummer	171
Thelephoraceae	179
<i>Fomes ulmarius</i> (Sow. ex Fr.) Gill.	181

disponer de una fuente de micelio sujeta a un período de crecimiento homogéneo para cada una de las subsecuentes pruebas, tales como la determinación de los tipos de pudrición, la evaluación de la capacidad de producir pudrición y la estimación de la tolerancia a preservadores.

Para esta primera fase, fue empleado un medio de cultivo constituido a base de malta agar en estado de gel, cuya composición es la siguiente:

Extracto de malta ---	30 g
Bacto Agar -----	15 g
Agua destilada -----	1 l

Para la preparación del medio de cultivo, se procedió a colocar la concentración correspondiente de extracto de malta en polvo y el agar en un matraz erlenmeyer con tapadera, posteriormente se aflojó la tapadera un cuarto de vuelta y se esterilizó en autoclave ajustándola a 15 lb/pul<sup>2</sup> durante 20 min.

En una campana microbiológica esterilizada, fueron vaciados 10 ml de medio en cada uno de los frascos de cultivo (frascos pastilleros de 40 ml de capacidad) previamente esterilizados. Los frascos fueron tapados e inclinados 45°, o bien, en un ángulo tal que el medio formara una capa de espesor decreciente desde el fondo de los frascos hasta una distancia de 2.5 cm aproximadamente, de la tapa. Para obtener una inclinación correcta, los frascos fueron colocados con las coronas apoyadas sobre un perfil de aluminio en forma de "V".

Una vez que solidificó el medio, los frascos fueron cerrados herméticamente e incubados durante tres días a 26 C en oscuridad, para probar su esterilidad

Los frascos de cultivo así preparados fueron inoculados con micelio de las cepas mantenidas en el laboratorio para este tipo de estudios. Una vez inoculados, los frascos fueron etiquetados para posteriormente incubarlos en cámaras de acondicionamiento a 26 C durante dos semanas. A partir de este momento, los cultivos estuvieron listos para iniciar alguna técnica o para mantenerlos como colección de trabajo.

Para la preparación de cultivos en cajas petri, fue utilizada una campana microbiológica bajo condiciones de esterilidad. Fueron vaciados 20 ml de medio de cultivo previamente esterilizado, en cada caja petri. Una vez solidificado el medio, las cajas fueron trasladadas a las cámaras de acondicionamiento para incubarlas durante tres días a 26 C, como período de esterilidad.

Las siembras de las cajas petri fue realizada una vez cumplido el tiempo de incubación de los frascos de cultivo. Fueron tomadas muestras de ellos para sembrarlas en 10 cajas petri por cada cepa de hongo. El período de incubación fue de dos semanas en cámaras de acondicionamiento a una humedad relativa (H. R.) de  $65 \pm 5 \%$ , 26 C y en oscuridad.

### 5. 3. Determinación del tipo de pudrición.

La determinación del tipo de pudrición de las cepas selec-

cionadas para este estudio, es una fase importante para su caracterización, ya que proporciona información sobre el tipo de daño que causan en la madera, en relación con el potencial enzimático de la cepa, sin requerir de técnicas bioquímicas costosas y sofisticadas.

Para determinar el tipo de pudrición que causan las 22 cepas de ensayo, fue utilizada la técnica de Badcock, descrita por CAREY (1975).

La técnica consiste en el empleo de un medio de cultivo a base de un tipo blanco de aserrín de madera, la composición del medio es la siguiente:

Aserrín de pino	-----	1000 g
Harina de maiz	-----	30 g
Harina de hueso	-----	20 g
Agua destilada	(La necesaria)	

El procedimiento consistió en mezclar el aserrín con las harinas, añadiéndosele agua hasta obtener un contenido de humedad de 200 a 300 %. Una vez preparado el medio, fueron vaciados, sin comprimir demasiado, 14 g en cada uno de los tubos de cultivo, cuyas dimensiones fueron de 2 X 20 cm. Los tubos fueron tapados con algodón y esterilizados en autoclave a 15 lb/pul<sup>2</sup> y 121 C durante una hora.

Posteriormente, se procedió a inocular cada especie de hongo en dos tubos, a los cuales les fue marcado el sitio de inoculación, fecha de siembra y número de la cepa. Los tubo preparados fueron

incubados en cajas de plástico de 16 X 27 X 38 cm, adaptadas a una H. R. de  $65 \pm 5 \%$ , 26 C y en oscuridad, durante 4 semanas.

[ Los resultados fueron evaluados, uno a las 3 semanas de incubación, y otro a las 4 semanas, para corroborar los resultados de la primera lectura. Los resultados fueron interpretados de acuerdo al siguiente criterio:

Pudrición morena. Cuando el substrato presenta un tono más claro en la zona colonizada del micelio, tipo de pudrición que identifica a un hongo celulolítico.

Pudrición blanca. Cuando el substrato presenta un tono más oscuro en la zona colonizada del micelio, lo que identifica a un hongo capaz de degradar tanto a la celulosa como a la lignina de la madera.

#### [ 5. 4. Capacidad de producir pudrición. ✓

La capacidad de producir pudrición como una parte de la caracterización de las cepas seleccionadas, posee una particular importancia, ya que nos provee de una información breve, pero concisa, acerca de la capacidad del potencial enzimático reflejado en la agresividad o poder de ataque de los hongos hacia la madera.

La determinación de la capacidad de producir pudrición causado por las 22 cepas de ensayo, fue realizada mediante el empleo de dos técnicas: una del tipo malta agar-bloque y otra del tipo suelo-bloque.

#### 5. 4. 1. Método de malta agar-bloque.

En éste método se empleó la técnica de malta agar-bloque sugerida por CAREY (1975). La primera fase consistió en obtener suficiente desarrollo micelial en condiciones similares de cultivo, tal como se señaló en la sección 5. 2.

Para llevar a cabo la prueba, se requirió de unas cámaras de pudrición que consistieron en cajas petri de vidrio de 20 X 100 mm, las cuales fueron esterilizadas y les fue añadido primeramente 30 ml de malta agar esterilizado por cada una. Las concentraciones del medio de cultivo están descritas en la sección 5. 2.

Con el objeto de evitar que los bloques de madera absorbieran demasiada humedad del medio de cultivo, se procedió a preparar discos de malla de plástico de unos 8 cm de diámetro, con una perforación en la parte central de 1.5 cm de diámetro. Los discos fueron esterilizados al autoclave a 15 lb/pul<sup>2</sup> y 121 C durante 20 minutos, y colocados sobre el medio solidificado de las cámaras de pudrición. Estas fueron incubadas durante 3 días para verificar su esterilidad.

Una vez comprobada la esterilidad de las cajas petri con las mallas incorporadas, se procedió a inocular a partir de las cajas con micelio previamente desarrollado, según fue descrito en la sección 5. 2. Con la ayuda de un sacabocados esterilizado en alcohol y flameado, fueron tomados bloques de micelio y medio de cultivo de 1 cm<sup>2</sup>. Estas muestras fueron obtenidas a la misma distancia radial del centro de la colonia, para homogeneizar edad

y vigor de crecimiento de los distintos inóculos.

El bloque de inóculo fue transferido con una asa, de su cultivo de origen al medio expuesto por la perforación central de la malla.

Este proceso de inoculación fue repetido para 12 cámaras por cada cepa de hongo, dejando como testigos, sin inocular a 10 cámaras. El tiempo de incubación de las cámaras inoculadas fue de 14 días a 26 C, y a una H. R. de  $65 \pm 5 \%$ .

Para estas pruebas fueron utilizados bloques de madera de pino, como representante de las gimnospermas, y de liquidámbar, como representante de las angiospermas, los cuales fueron cortados a  $5 \times 10 \times 30$  mm, con la dimensión mayor en el sentido del grano de la madera. La preparación de los bloques de madera, consistió primero en marcarlos en numeración progresiva con lápiz del 1 al 230 los bloques de pino y del 231 al 460 los bloques de liquidámbar.

Posteriormente, los bloques fueron colocados por grupos en pequeñas charolas de aluminio, para secarlos al horno durante 24 horas a 105 C. Transcurrido el tiempo de secado, fueron pasadas las charolas con los bloques a un desecador con pentóxido de fósforo y dejados ahí durante 30 min, para su enfriado sin rehidratación. Cada bloque fue pesado en una balanza analítica con aproximaciones de 0.0001 g, lo que significó obtener su peso inicial o  $P_i$ .

Más tarde, los bloques fueron colocados por grupos en frascos de vidrio con las tapaderas de rosca aflojadas un cuarto de vuelta,

para esterilizarlos en autoclave a 121 C y 15 lb/pul<sup>2</sup> durante una hora.

Para la exposición de los bloques de madera al ataque de los hongos, primeramente se procedió a seleccionar de las 12 cámaras inoculadas por cada cepa de hongos, las 10 que presentaron el mayor desarrollo micelial. Después, con la ayuda de pinzas esterilizadas en alcohol y flameadas, fueron colocados dos bloques de madera del mismo tipo en cada cámara, procurando que su posición fuera opuesta al punto de inoculación e intermedia entre el centro del inóculo y el borde de la colonia. Esto fue repetido en 5 cámaras por cada cepa de hongo, para cada tipo de madera. Es decir, 10 repeticiones de bloques por cepa de hongo, para cada uno de los tipos de madera, pino y liquidámbar.

En las 10 cámaras no inoculadas (testigos), fueron colocados 10 bloques para cada tipo de madera, de acuerdo con lo mencionado anteriormente.

La incubación de las cámaras de pudrición de prueba y testigos se efectuó durante 46 días en cuartos de acondicionamiento a 26 C con H. R. de  $65 \pm 5$  %, y en oscuridad.

Una vez transcurrido el período de incubación, fueron extraídos individualmente los bloques de las cámaras de pudrición, cepillándolos cuidadosamente para eliminar el micelio superficial. Después fueron pesados individualmente, para obtener así su peso hidratado o  $P_h$ .



Los bloques de prueba y testigos fueron secados nuevamente, repitiendo el proceso descrito anteriormente y fueron pesados, obteniéndose el peso anhidro final o  $P_f$ .

De acuerdo a ésto, obtuvimos las siguientes relaciones:

$$\text{Capacidad de producir pudrición} = \frac{P_i - P_f}{P_i} \times 100$$

$$\text{Contenido de humedad} = \frac{P_h - P_f}{P_f} \times 100$$

Donde:

$P_i$  = Peso anhidro inicial

$P_h$  = Peso hidratado

$P_f$  = Peso anhidro final

#### 5. 4. 2. Método de suelo-bloque.

Para la evaluación de la capacidad de producir pudrición también fue utilizada la técnica de suelo-bloque, comúnmente empleada en el Princes Risborough Laboratory de Gran Bretaña. La primera fase de esta técnica consistió en obtener suficiente desarrollo micelial de las cepas de ensayo. Para ello, se procedió a seguir las mismas condiciones descritas en la técnica de malta agar-bloque (5. 4. 1.).

Las cámaras de pudrición, en esta técnica, consistieron en frascos del tipo tarro conserva, de 235 ml de capacidad, 6 cm de diámetro y con tapadera de rosca sin empaque.

La preparación de las cámaras de pudrición, consistió en añadir a cada frasco 51 ml de agua destilada, para obtener un 130 % de la capacidad de retención del agua del suelo. Posteriormente, el suelo fue agregado hasta la mitad de la capacidad del frasco (1.° ml) nivelando su superficie. Se empleó suelo recolectado del Volcán del Xitle, en la Sierra del Ajusco, D. F., a 3000 m. s. n. m. y del horizonte 0-20. Las muestras secadas al aire y homogeneizadas tuvieron las siguientes características: 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 D 1413-61 (AMERICAN SOCIETY FOR TESTING AND MATERIALS, 1967), ASTM D 2017-63 (AMERICAN SOCIETY FOR TESTING AND MATERIALS, 1967) y AWPA M 10-71 (AMERICAN WOOD PRESERVERS' ASSOCIATION, 1971).

La preparación de los bloques de madera, similares a los empleados en la técnica anterior, fue iniciada con su enumeración progresiva del 461 al 690 en bloques de pino y del 691 al 920 los bloques de liquidámbar, todos ellos marcados con lápiz.

El proceso de secado y pesado para la obtención del  $P_i$  o peso inicial, fue el mismo que se siguió en la técnica de malta agar-

bloque.

Posteriormente, fueron colocados dos bloques de madera de un tipo en cada cámara de pudrición, paralelos entre sí y semienterrándolos, es decir, nivelando su superficie con la del suelo.

Fueron utilizadas 10 repeticiones de bloques por cada cepa de hongo para cada tipo de madera.

Como testigos fueron empleados 10 bloques para cada tipo de madera. Una vez preparadas las cámaras de pudrición, tanto las de los testigos como las de prueba, se procedió a esterilizarlas al autoclave a 15 lb/pul<sup>2</sup> y 121 C durante 1 h, con las tapaderas de rosca aflojadas un cuarto de vuelta.

Posteriormente, se procedió a inocular las cámaras de pudrición a partir de las cajas petri con micelio previamente desarrollado, tal como está indicado en la sección 5. 2. Con la ayuda de un sacabocados esterilizado en alcohol y flameado, fueron tomados bloques de micelio y medio de cultivo de 1 cm<sup>2</sup>. Las muestras fueron obtenidas a partir de la misma distancia radial del centro de la colonia, para homogeneizar edad y vigor de crecimiento de los distintos inóculos.

Para cada cámara de pudrición fueron transferidos 2 inóculos, uno por cada bloque de ensayo, procurando que una parte del inóculo quedara sobre el bloque de la madera y la parte restante sobre el suelo.

El proceso de inoculación fue repetido en 10 cámaras por cada

cepa de hongo, de tal manera que 5 de ellas correspondieron a pino y las restantes a liquidámbar.

Todas las cámaras fueron inoculadas bajo las condiciones antes mencionadas, a excepción de 10 cámaras que sirvieron como testigos.

La incubación de las cámaras testigo y de prueba, se efectuó durante 46 días en cámaras de acondicionamiento a 26 C, H. R. de  $65 \pm 5 \%$ , y en oscuridad.

Transcurrido el período de incubación, los bloques de las cámaras de pudrición fueron extraídos, cepillándolos cuidadosamente para eliminar el micelio superficial. Inmediatamente después, fueron pesados cada uno de los bloques para obtener así el peso hidratado o  $P_h$ .

Para la obtención del peso anhidro final o  $P_f$ , se procedió a secar nuevamente tanto los bloques prueba como los testigos repitiendo el proceso de secado inicial, descrito en la técnica de malta agar-bloque.

Las relaciones porcentuales del contenido de humedad y la capacidad de producir pudrición, fueron calculadas de la misma manera que para las señaladas en la sección 5. 4. 1.

#### 5. 5. Tolerancia a preservadores para madera.

La evaluación de la tolerancia de las 22 cepas de hongos hacia preservadores para madera, ofrece perspectivas peculiares dentro de la caracterización de las cepas, ya que los informes derivados

de esta sencilla técnica, nos permitirán iniciar la obtención de información para emitir un juicio orientado hacia las posibles vías de solución al problema del biodeterioro de la madera en algunas condiciones de servicio.

La técnica es original de SCHMITZ *et al.* (1931) y modificada por LOPEZ GUERRERO (1979). Esta técnica consistió en emplear a la creosota como preservador, incorporándolo a un medio de cultivo a base de malta agar, de acuerdo a las siguientes concentraciones:

Extracto de malta ---- 25 g

Bacto agar ----- 15 g

Agua destilada ----- 1 l

El medio de cultivo fue preparado en matraces erlenmeyer con tapaderas de rosca, después, el medio fue calentado en el autoclave a 121 C. Más tarde, fue enfriado hasta 60 C manteniéndolo a una temperatura constante en un horno. Posteriormente fueron preparadas mezclas de preservador en medio de cultivo a las siguientes concentraciones: 1.0 %, 0.1 %, 0.01 %, 0.001 %, 0.0001 % y 0.0 % (sin preservador) con base en mediciones gravimétricas. Cada matraz conservó una sola concentración de preservador.

Una vez preparados los matraces con su correspondiente concentración de preservador, fueron esterilizados en el autoclave a 15 lb/pul<sup>2</sup> durante 20 min. Después, fueron agregadas dosis de 20 ml en cajas petri desechables de 9 cm de diámetro. Estas fueron incu-

badas en cajas grandes de plástico a 26 C y una H. R. de  $65 \pm 5 \%$ , durante 3 días, como período de prueba de esterilidad.

Para la posterior inoculación de las cajas petri preparadas con preservador en malta agar, se procedió a tomar inóculos de 1 cm de diámetro con un sacabocados estéril a partir de la misma distancia radial del inóculo de cultivos previamente incubados, como fue descrito en la sección 5. 2., para la obtención de suficiente inóculo.

La inoculación consistió en transferir con una asa, discos de micelio y medio de cultivo, colocándolos en el centro de las cajas petri conteniendo el medio con preservador. Fue utilizada una sola caja por cada concentración de preservador por cada cepa, es decir, sin repeticiones. Las cajas inoculadas fueron incubadas durante 14 días bajo las mismas condiciones anteriormente anotadas.

Durante el período de incubación, fueron tomadas lecturas del crecimiento diametral de la colonia cada dos días. Para ello, fueron llevadas a cabo, tres mediciones del diámetro de la colonia tomadas a un ángulo de  $120^{\circ}$  entre sí, cuyos valores fueron promediados.



Fig. 2. Reacción de pudrición blanca en el medio de Badcock: un oscurecimiento gradual del aserrín a partir del punto de inoculación.



Fig. 3. Exposición de los bloques de prueba al ataque del hongo en la técnica de malta agar-bloque.

Fig. 4. Aspecto de las cámaras de pudrición al final del período de incubación en la técnica de malta agar-bloque.

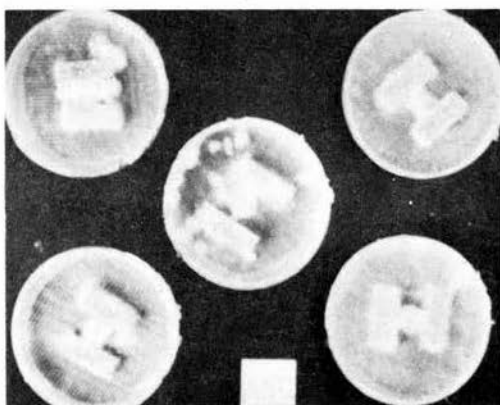




Fig. 5. Preparación de las cámaras de pudrición para la técnica de suelo-bloque.

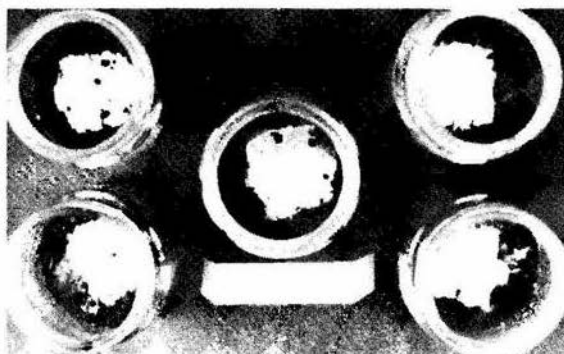
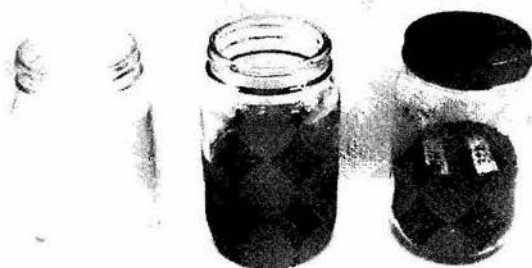
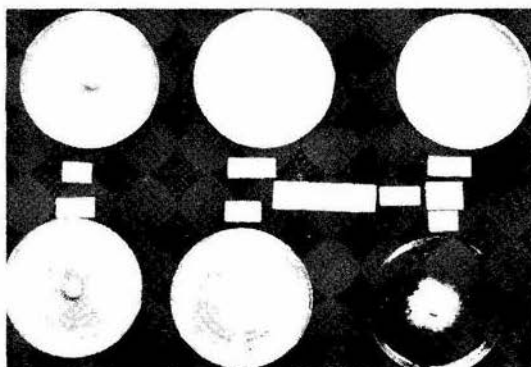


Fig. 6. Aspecto de las cámaras de pudrición al final del período de incubación en la técnica de suelo-bloque.

Fig. 7. Crecimiento obtenido al final del período de incubación en la prueba de tolerancia a la creosota.



## 6. RESULTADOS Y DISCUSION

### 6. 1. Determinación del tipo de pudrición.

De acuerdo a las condiciones experimentales vigentes durante esta prueba y con base en lo anotado en la tabla 2, puede notarse el tipo de pudrición causado por los hongos en experimentación, determinado con el medio de aserrín de Badcock utilizado durante este trabajo, descrito por CAREY (1975) y recomendado por LOPEZ GUERRERO (1979).

Para esta fase experimental, fueron sometidas a prueba 22 cepas y para todas ellas, excepto la 90 y 93, fue determinada una pudrición blanca. Para las cepas 90 y 93, no fue posible determinar algún tipo de pudrición verdadera, debido a la aparición de una reacción dudosa, producto del escaso crecimiento micelial y ausencia de un definido oscurecimiento del aserrín. Para la presente prueba, fue utilizado aserrín de pino (*Pinus* sp.), distinto al recomendado en la técnica original, es decir de abeto (*Picea* spp.) o de haya (*Fagus* spp.). El aserrín de pino influyó en un aspecto importante, pero esperable, en cuanto a que presentó ligeras diferencias en las características de reacción del tipo de pudrición con las originalmente 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 formados lejos de la zona de inoculación y un desteñimiento de las zonas más cercanas a éste, mientras que la reacción de pudrición morena, consiste en

TABLA 2

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

NOMBRE DEL HONGO	CEPA	TIPO DE PUDRICION	
		EXPERIMENTAL	CONFRONTACION BIBLIOGRAFICA
<i>Pleurotus roseopileatus</i>	11	blanca	-----
<i>Poria</i> sp.	35	blanca	
<i>Daedalea confragosa</i>	39	blanca	blanca (NOBLES, 1965)
<i>Polyporus sanguineus</i>	40	blanca	blanca (NOBLES, 1975; BAKSHI, 1971; LOPEZ GUERRERO, 1979)
<i>Ganoderma applanatum</i>	47	blanca	blanca (CARTWRIGHT & FINDLAY, 1958; NOBLES, 1965; BAKSHI, 1971; LOPEZ GUERRERO, 1979)
<i>Poria</i> sp.	64	blanca	blanca (CARTWRIGHT & FINDLAY, 1958; NOBLES, 1965; BAKSHI, 1971; LOPEZ GUERRERO, 1979)
<i>Ganoderma applanatum</i>	66	blanca	
<i>Polyporus</i> sp.	90	?	
<i>Polyporus</i> aff. <i>rigidus</i>	93	?	
<i>Polyporus</i> sp.	94	blanca	
<i>Polyporus</i> sp.	138	blanca	
<i>Trametes corrugata</i>	139	blanca	blanca (BAKSHI, 1971)
<i>Polyporus occidentalis</i>	141	blanca	-----
<i>Cymatoderma caperatum</i>	145	blanca	-----
<i>Pleurotus mexicanus</i>	146	blanca	-----
<i>Marasmius</i> sp.	147	blanca	
<i>Poria</i> sp.	152	blanca	
<i>Cotylidia aurantiaca</i>	155	blanca	-----
<i>Favolus brasiliensis</i>	160	blanca	blanca (BAKSHI, 1971)
<i>Pleurotus</i> aff. <i>ostreatus</i>	171	blanca	
Thelephoraceae	179	blanca	
<i>Fomes ulmarius</i>	181	blanca	-----

? = Reacción dudosa

---- = No localizada

que el aserrín presenta coloraciones marrón, sin desteñimiento. Para nuestras condiciones experimentales, la pudrición blanca fue determinada con base en la presencia de algún oscurecimiento del aserrín, mientras que la pudrición morena de haberse presentado, hubiera sido evidenciada por la presencia de zonas claras en la parte colonizada del substrato y con el micelio cubriendo externamente el aserrín, como fue descrito por LOPEZ GUERRERO (1979).

Esta autora recomienda el uso de esta técnica para estudios de este tipo por varias razones, apreciadas también en el presente trabajo: resulta ser una técnica confiable y sencilla, contrastando con las otras técnicas reportadas cuyas reacciones pueden ser erráticas, otra ventaja consiste en emplear a la madera como substrato, así como la determinación de los tipos de pudrición con base en su propia reacción y no por ausencia de una de ellas. El único factor en contra, estriba en el tiempo de incubación, el cual requiere de una o dos semanas más que en la técnica de NOBLES (1958).

Considerando los aspectos favorables presentes en la técnica, es factible continuar recomendandola como rutinaria para la caracterización de hongos xilófagos o para estudios con diversos enfoques, en los que fuera necesario o de interés determinar el tipo de pudrición que causan los hongos considerados. Sin embargo, para recomendarla como prueba definitiva, sería adecuado compararla experimentalmente con otras técnicas sencillas, para posteriormente elegir aquella poseedora del mayor número de cualidades.

## 6. 2. Determinación de la capacidad de producir pudrición.

### 6. 2. 1. Método de malta agar-bloque.

Los resultados obtenidos con esta técnica están contenidos en la tabla 3 y las gráficas 1 y 2. En ellas puede ser observado que bajo las condiciones experimentales vigentes durante esta prueba, las mayores pérdidas de peso en los bloques de pino fueron debidas al ataque de las cepas 66, 179 y 152 con 5.84 %, 5.31 % y 5.15 % respectivamente. En contraposición a estos valores, las cepas causantes de las menores pérdidas de peso correspondieron a las designadas con los números 160, 155, 64, 146 y 47 con valores respectivos de 0.49 %, 0.61 %, 0.69 %, 0.74 % y 0.84 %.

En esta técnica fueron encontrados en los bloques de pino enfrentados a algunas de las cepas valores de pérdida de peso negativos, los cuales son indicativos de ganancias de peso. Estos valores han sido considerados como debidos posiblemente a causas no controladas durante el ensayo, como cambios en la humedad ambiental durante el pesado de los bloques y adición de materia seca a partir del medio de cultivo.

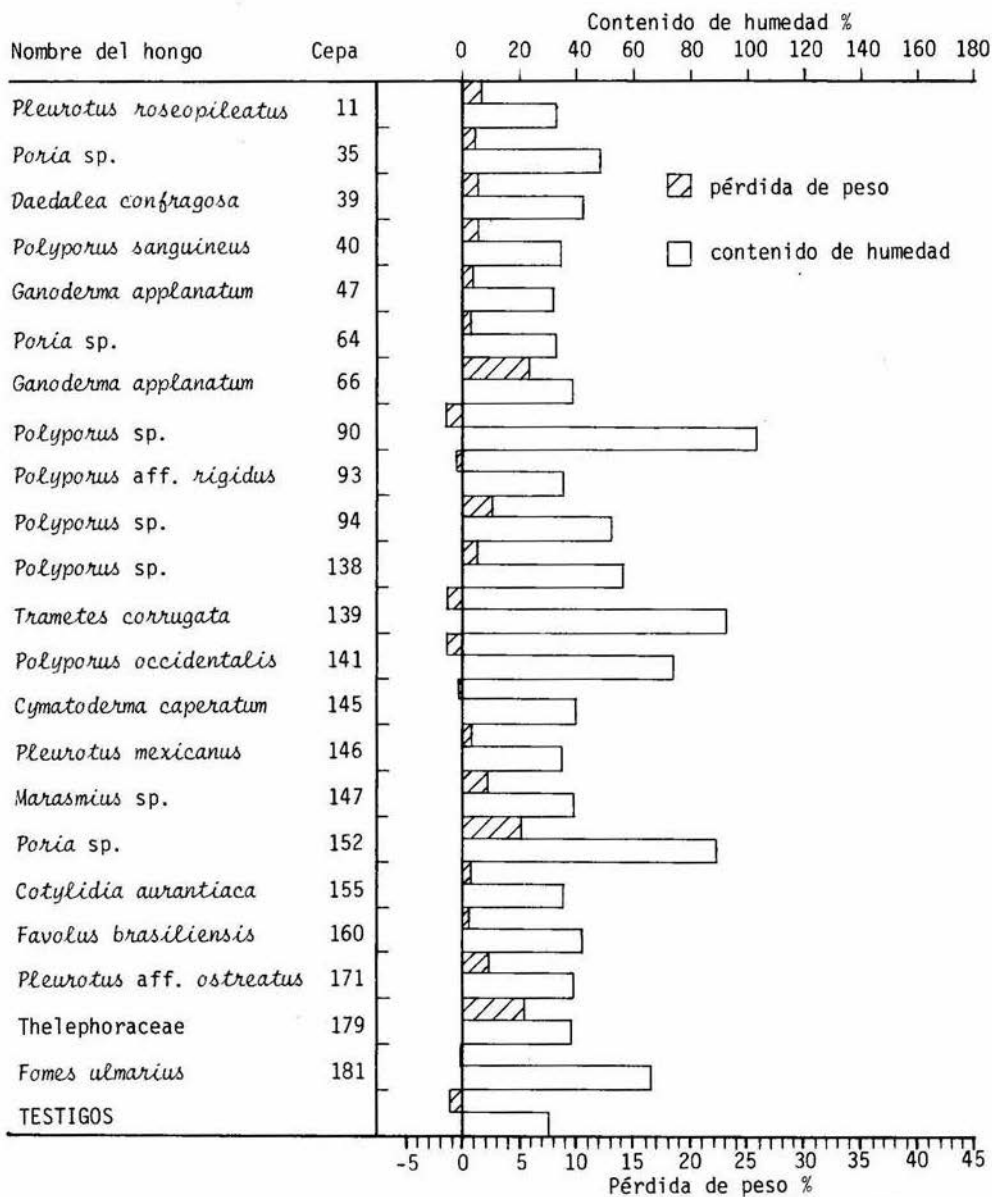
Por lo que respecta a los bloques de liquidámbar, el mayor porcentaje de pérdida de peso, causado por pudrición, correspondió a la cepa 11 con 5.86 %, seguida de la cepa 39 con 5.72 %, la cepa 179 con 4.86 % y la cepa 35 con 4.67 %. Las cepas causantes de las menores pérdidas de peso fueron las designadas con los números 147, 181, 64 y 160 correspondiéndoles respectivamente valores de 0.58 %,

TABLA 3

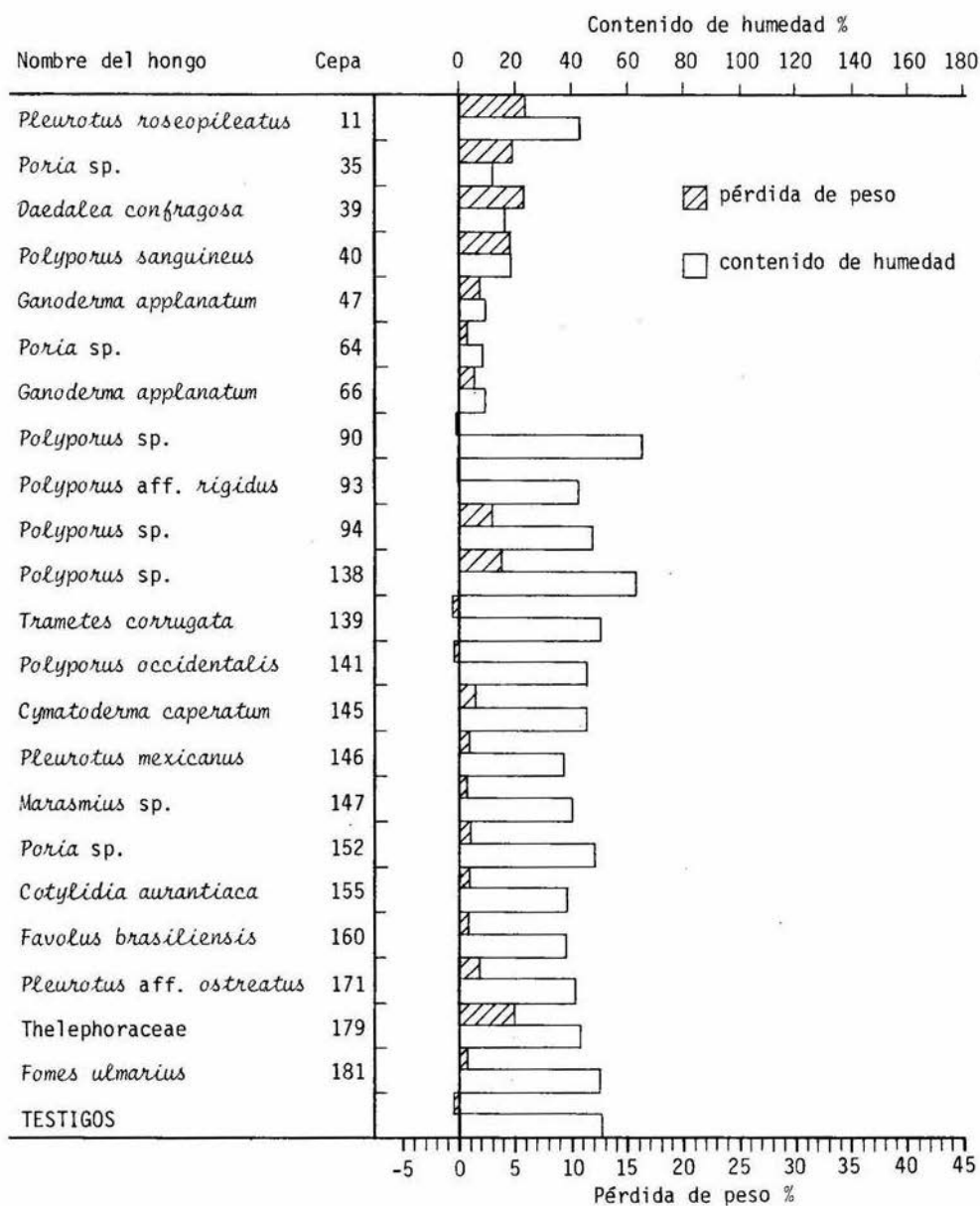
DETERMINACION DE LA CAPACIDAD DE PRODUCIR PUDRICION CON BASE EN EL PESO PERDIDO DE BLOQUES DE PINO Y LIQUIDAMBAR ENFRENTADOS A LOS HONGOS DE PRUEBA, SEGUN LA TECNICA DE MALTA AGAR-BLOQUE. SE INCLUYEN LOS VALORES DE CONTENIDO DE HUMEDAD DE LOS BLOQUES AL FINAL DEL ENSAYO. PROMEDIOS DE 10 REPETICIONES.

NOMBRE DEL HONGO	CEPA	MADERA DE PINO		MADERA DE LIQUIDAMBAR	
		Peso Perdido %	Contenido humedad %	Peso Perdido %	Contenido humedad %
<i>Pleurotus roseopileatus</i>	11	1.57	33.07	5.86	43.45
<i>Poria</i> sp.	35	1.04	48.39	4.67	11.65
<i>Daedalea confragosa</i>	39	1.31	42.45	5.72	15.67
<i>Polyporus sanguineus</i>	40	1.33	34.60	4.58	18.41
<i>Ganoderma applanatum</i>	47	0.84	32.04	1.81	9.73
<i>Poria</i> sp.	64	0.69	33.22	0.65	8.01
<i>Ganoderma applanatum</i>	66	5.84	38.61	1.31	9.01
<i>Polyporus</i> sp.	90	-1.43	103.27	-0.25	64.22
<i>Polyporus</i> aff. <i>rigidus</i>	93	-0.44	35.53	-0.05	42.01
<i>Polyporus</i> sp.	94	2.56	52.07	2.92	47.38
<i>Polyporus</i> sp.	138	1.24	56.32	3.73	62.29
<i>Trametes corrugata</i>	139	-1.32	92.29	-0.59	50.26
<i>Polyporus occidentalis</i>	141	-1.45	73.88	-0.37	45.23
<i>Cymatoderma caperatum</i>	145	-0.20	40.09	1.39	45.08
<i>Pleurotus mexicanus</i>	146	0.74	34.94	0.90	37.59
<i>Marasmius</i> sp.	147	2.09	39.11	0.58	40.33
<i>Poria</i> sp.	152	5.15	89.10	0.91	47.74
<i>Cotylidia aurantiaca</i>	155	0.61	35.66	0.89	38.04
<i>Favolus brasiliensis</i>	160	0.49	42.08	0.84	38.01
<i>Pleurotus</i> aff. <i>ostreatus</i>	171	2.23	39.10	1.59	41.38
Thelephoraceae	179	5.31	38.22	4.86	43.08
<i>Fomes ulmarius</i>	181	-0.04	66.42	0.58	50.14
TESTIGOS		-1.07	30.52	-0.45	45.70

NOTA. Los valores negativos son indicativos de ganancias de peso de los bloques.



GRAFICA 1. Pérdidas de peso y contenidos de humedad de los bloques de PINO expuestos al ataque de hongos, según la técnica de MALTA AGAR-BLOQUE. Promedios de 10 repeticiones. Los valores negativos indican ganancia de peso.



GRAFICA 2. Pérdidas de peso y contenidos de humedad de los bloques de LIQUIDAMBAR expuestos al ataque de hongos, según la técnica de MALTA AGAR-BLOQUE. Promedios de 10 repeticiones. Los valores negativos indican ganancia de peso.



0.58 %, 0.65 % y 0.84 %.

Bajo esta técnica, en los bloques de liquidámbar, al igual que en los bloques de pino, hubo casos que mostraron valores de pérdidas de peso con valores negativos que señalan ganancias de peso debidos posiblemente también a causas no controladas en este experimento.

Comparando los valores obtenidos a partir de los porcentajes de las pérdidas de peso en ambos tipos de madera, es decir, pino y liquidámbar, presentaron ciertas similitudes en cuanto a mostrar los valores poco altos de pérdidas de peso.

Por otro lado, si bien es cierto que en los dos tipos de madera fue encontrada una actividad baja por parte de ciertas cepas, esto fue más evidente en los bloques de pino. De las 22 cepas ensayadas, 12 mostraron mayor actividad sobre madera de liquidámbar, los casos más sobresalientes corresponden a las cepas 11, 39, 35 y 40.

Cabe hacer notar que la cepa 179, tanto en pino como en liquidámbar, causó de las mayores pérdidas de peso. Por otro lado, las cepas 66 y 152 causaron una mucha mayor pérdida de peso en la madera de pino.

Finalmente, las cepas 90, 93, 139, 141 y 181 coincidieron en presentar las actividades más bajas, en ambos tipos de madera.

#### 6. 2. 2. Método de suelo-bloque.

Bajo las condiciones experimentales vigentes durante esta

otra prueba y cuyos resultados son mostrados en la tabla 4 y las gráficas 3 y 4, los valores más altos de las pérdidas de peso en los bloques de pino pertenecieron a la cepa 179 con 13.74 %, seguida de la cepa 145 con 13.32 %, la cepa 152 con 9.04 % y la cepa 147 con 8.45 %. Contrario a estos valores, las menores pérdidas de peso fueron causadas por las cepas 40, 66, 64 y 90 con 0.87 %, 1.07 %, 1.14 % y 1.18 % respectivamente.

Para los bloques de liquidámbar, la cepa causante de la mayor pérdida de peso fue la 145 con 32.33 % seguida de las cepas 94 con 31.02 %, la 152 con 30.36 % y la 179 con 22.10 %. Las cepas 40 y 90 presentaron los valores más bajos de pérdida de peso con 0.44 % y 0.49 % respectivamente.

Durante el desarrollo de esta técnica, la cepa 93 no fue incluida debido a contaminaciones aparecidas durante la fase de obtención de suficiente inóculo.

Comparando los valores obtenidos de los porcentajes de las pérdidas de peso para ambas maderas, las de liquidámbar resultaron presentar las mayores pérdidas de peso lo cual nos puede indicar, con base en las condiciones de este experimento, que aparentemente es un sustrato más adecuado para el desarrollo del potencial enzimático de los hongos ensayados durante este trabajo.

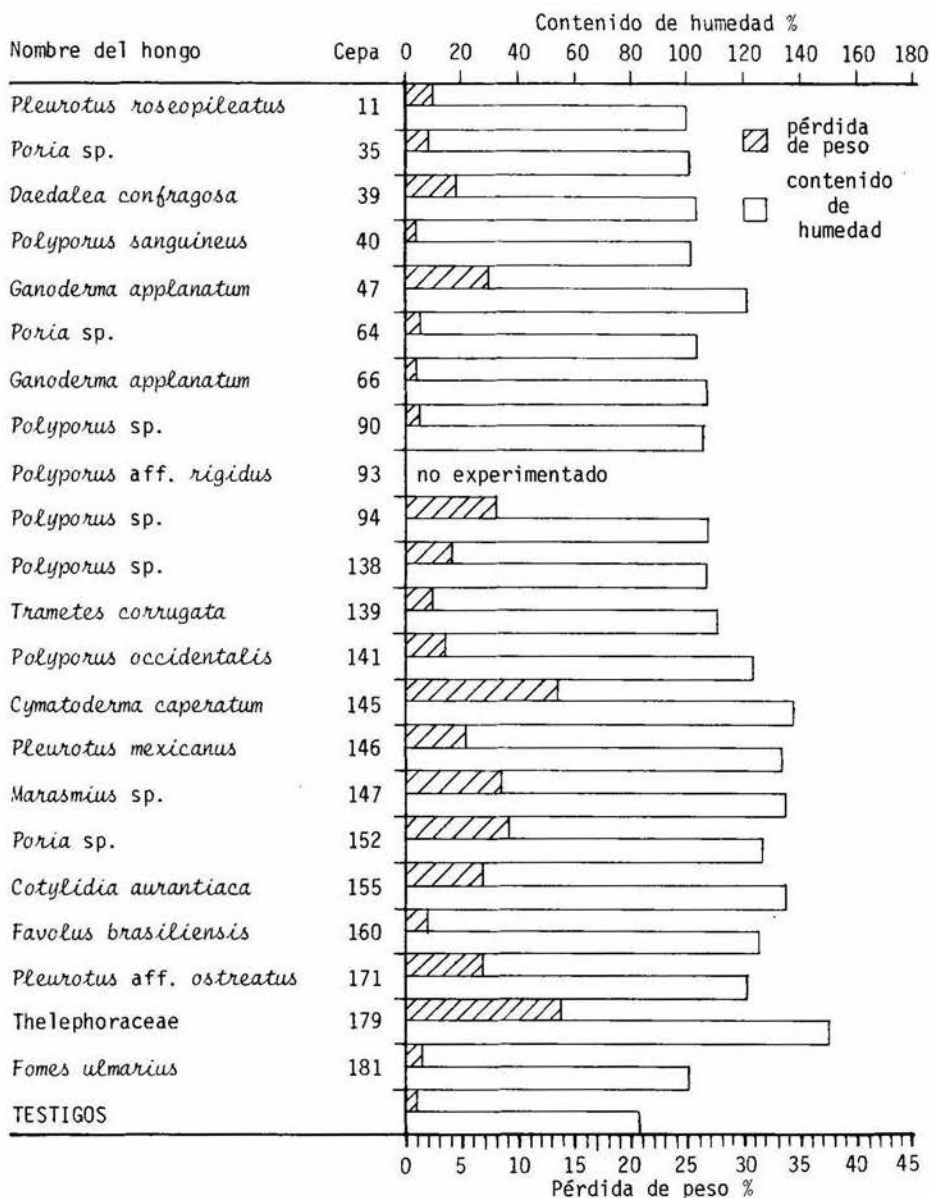
No obstante las diferencias descritas anteriormente, algunos de los hongos en prueba mostraron cierta similitud de comportamientos en los dos tipos de madera. De ahí que las cepas 145, 179,

TABLA 4

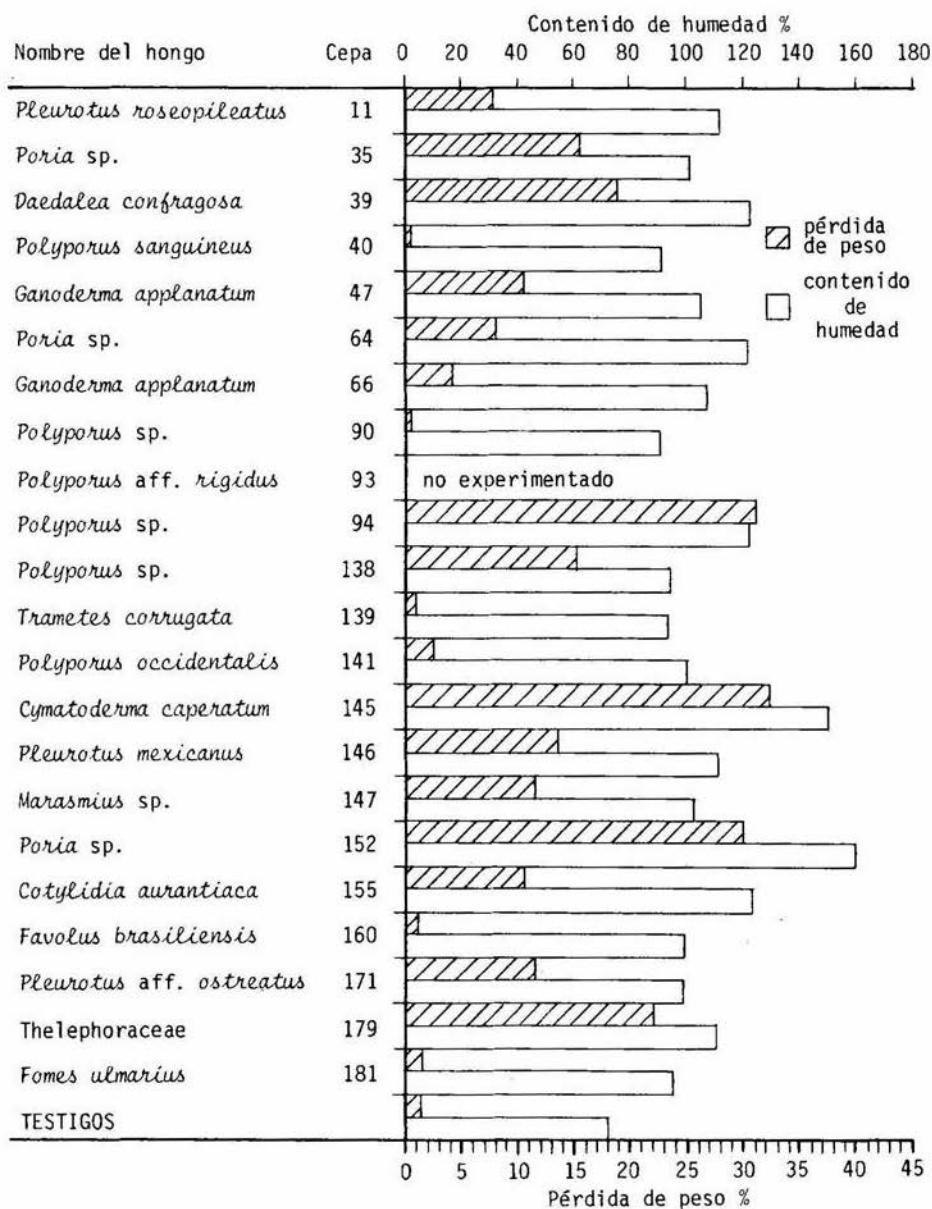
DETERMINACION DE LA CAPACIDAD DE PRODUCIR PUDRICION CON BASE EN EL PESO PERDIDO DE BLOQUES DE PINO Y LIQUIDAMBAR ENFRENTADOS A LOS HONGOS DE PRUEBA, SEGUN LA TECNICA DE SUELO-BLOQUE. SE INCLUYEN LOS VALORES DE CONTENIDO DE HUMEDAD DE LOS BLOQUES AL FINAL DEL ENSAYO. PROMEDIOS DE 10 REPETICIONES.

NOMBRE DEL HONGO	CEPA	MADERA DE PINO		MADERA DE LIQUIDAMBAR	
		Peso Perdido %	Contenido humedad %	Peso Perdido %	Contenido humedad %
<i>Pleurotus roseopileatus</i>	11	2.45	99.51	7.75	111.70
<i>Poria</i> sp.	35	1.99	100.63	15.44	100.67
<i>Daedalea confragosa</i>	39	4.44	103.32	18.70	122.54
<i>Polyporus sanguineus</i>	40	0.87	101.25	0.44	91.21
<i>Ganoderma applanatum</i>	47	7.30	121.58	10.42	105.69
<i>Poria</i> sp.	64	1.14	103.31	7.98	121.26
<i>Ganoderma applanatum</i>	66	1.07	107.15	4.09	107.34
<i>Polyporus</i> sp.	90	1.18	105.49	0.49	90.64
<i>Polyporus</i> aff. <i>rigidus</i>	93	---	---	---	---
<i>Polyporus</i> sp.	94	8.03	107.10	31.02	122.54
<i>Polyporus</i> sp.	138	3.96	106.67	15.18	94.03
<i>Trametes corrugata</i>	139	2.34	110.41	0.99	93.19
<i>Polyporus occidentalis</i>	141	3.44	123.16	2.50	100.02
<i>Cymatoderma caperatum</i>	145	13.32	137.90	32.33	149.93
<i>Pleurotus mexicanus</i>	146	5.25	132.88	13.36	111.60
<i>Marasmius</i> sp.	147	8.45	134.68	11.42	102.60
<i>Poria</i> sp.	152	9.04	126.09	30.36	159.72
<i>Cotylidia aurantiaca</i>	155	6.73	134.67	10.48	123.47
<i>Favolus brasiliensis</i>	160	1.76	125.50	1.15	99.17
<i>Pleurotus</i> aff. <i>ostreatus</i>	171	6.59	120.47	11.33	98.97
Thelephoraceae	179	13.74	150.25	22.10	110.46
<i>Fomes ulmarius</i>	181	1.34	100.44	1.48	95.03
TESTIGOS		1.02	82.72	1.34	72.37

--- = Valores no experimentados



GRAFICA 3. Pérdidas de peso y contenidos de humedad de los bloques de PINO expuestos al ataque de hongos, según la técnica de SUELO-BLOQUE. Promedios de 10 repeticiones.



GRAFICA 4. Pérdidas de peso y contenidos de humedad de los bloques de LIQUIDAMBAR expuestos al ataque de hongos, según la técnica de SUELO-BLOQUE. Promedios de 10 repeticiones.

152 y 94 fueron las causantes de las mayores pérdidas de peso, tanto en pino como en liquidámbar, mientras que las cepas 90 y 40 exhibieron algunas de las menores pérdidas de peso tanto en pino como en liquidámbar.

Por último, cabe resaltar que de las 21 cepas ensayadas con esta técnica, 16 fueron más activas en la madera de liquidámbar.

### 6. 2. 3. Análisis comparativo de los resultados obtenidos con los métodos de malta agar-bloque y suelo-bloque.

De acuerdo con la tabla comparativa de porcentajes de pérdida de peso en pino y liquidámbar para ambas técnicas (tabla 5), pueden notarse considerables diferencias acerca de los valores de pérdida de peso en la técnica de malta agar-bloque con respecto a los encontrados en la técnica de suelo-bloque. Los valores fueron considerablemente más altos en el método de suelo-bloque, principalmente en los bloques de liquidámbar, donde fue posible detectar las mayores pérdidas de peso debidas al ataque de hongos xilófagos.

A pesar de lo anterior, los hongos presentaron una amplia diversidad de comportamientos. Por ejemplo, para las cepas 94 y 145 sus respectivas capacidades de producir pudrición fueron influenciadas de acuerdo a la técnica ensayada, expresando las mayores pérdidas de peso con la técnica de suelo-bloque.

Para otras cepas, tanto el tipo de sustrato como la técnica utilizada fueron determinantes para causar altas o bajas pérdidas de peso, así lo demostraron las cepas 11, 39 y 40 quienes en la

TABLA 5

CAPACIDAD DE PRODUCIR PUDRICION CON BASE EN EL PESO PERDIDO DE LOS BLOQUES DE MADERA ENFRENTADOS A LOS HONGOS DE PRUEBA SEGUN DOS METODOS. PROMEDIOS DE 10 REPETICIONES.

NOMBRE DEL HONGO	CEPA	MALTA AGAR-BLOQUE		SUELO-BLOQUE	
		PINO	LIQUIDAMBAR	PINO	LIQUIDAMBAR
		PESO PERDIDO %		PESO PERDIDO %	
<i>Pleurotus roseopileatus</i>	11	1.57	5.86	2.45	7.75
<i>Poria</i> sp.	35	1.04	4.67	1.99	15.44
<i>Daedalea confragosa</i>	39	1.31	5.72	4.44	18.70
<i>Polyporus sanguineus</i>	40	1.33	4.58	0.87	0.44
<i>Ganoderma applanatum</i>	47	0.84	1.81	7.30	10.42
<i>Poria</i> sp.	64	0.69	0.65	1.14	7.98
<i>Ganoderma applanatum</i>	66	5.84	1.31	1.07	4.09
<i>Polyporus</i> sp.	90	-1.43	-0.25	1.18	0.49
<i>Polyporus</i> aff. <i>rigidus</i>	93	-0.44	-0.05	NO EXP.	NO EXP.
<i>Polyporus</i> sp.	94	2.56	2.92	8.03	31.02
<i>Polyporus</i> sp.	138	1.24	3.73	3.96	15.18
<i>Trametes corrugata</i>	139	-1.32	-0.59	2.34	0.99
<i>Polyporus occidentalis</i>	141	-1.45	-0.37	3.44	2.50
<i>Cymatoderma caperatum</i>	145	-0.20	1.39	13.32	32.33
<i>Pleurotus mexicanus</i>	146	0.74	0.90	5.25	13.36
<i>Marasmius</i> sp.	147	2.09	0.58	8.45	11.42
<i>Poria</i> sp.	152	5.15	0.91	9.04	30.36
<i>Cotylidia aurantiaca</i>	155	0.61	0.89	6.73	10.48
<i>Favolus brasiliensis</i>	160	0.49	0.84	1.76	1.15
<i>Plaurotus</i> aff. <i>ostreatus</i>	171	2.23	1.59	6.59	11.33
Thelephoraceae	179	5.31	4.86	13.74	22.10
<i>Fomes ulmarius</i>	181	-0.04	0.58	1.34	1.48
TESTIGOS		-1.07	-0.45	1.02	1.34

NOTA. Los valores negativos son indicativos de ganancias de peso de los bloques.  
NO EXP. = No experimentado.

técnica de malta agar-bloque con la madera de liquidámbar produjeron algunas de las mayores pérdidas de peso, mientras que en la de suelo-bloque no fueron las más activas. La cepa 66 fue causante de la mayor pérdida de peso en bloques de pino bajo la técnica de malta agar-bloque y en esta misma técnica fue mayor su actividad sobre pino que sobre liquidámbar, mientras que en la técnica de suelo-bloque su actividad fue menor sobre pino que sobre liquidámbar.

Por otro lado, hubo cepas que fueron influenciadas por el tipo de substrato como la 35 y 39, las cuales produjeron algunas de las mayores pérdidas de peso en bloques de liquidámbar, tanto en el método de malta agar-bloque como en el de suelo-bloque, a pesar de haber presentado una menor actividad en malta agar-bloque con pino.

La cepa 152 produjo algunos de los valores más altos de pérdidas de peso excepto en liquidámbar con la técnica de malta agar-bloque.

La cepa que presentó niveles relativamente comparables de pérdidas de peso en las dos técnicas con sus respectivos substratos, fue la cepa 179 al producir algunos de los valores más altos de la pérdida de peso.

La única cepa no incluida durante la técnica de suelo-bloque, fue la cepa 93 debido a contaminaciones ocurridas durante el período de crecimiento micelial previo a la prueba. Sin embargo, al haber sido incluida en la técnica de malta agar-bloque, pudo apreciarse una baja actividad tanto en pino como en liquidámbar.



No obstante lo anterior, no debemos asumir que esta cepa sea incapaz de expresar una alta capacidad para producir pudrición con la técnica de malta agar-bloque y suelo-bloque, por lo que recomendamos se tomen con reserva los resultados obtenidos para esta cepa a partir de la técnica de malta agar-bloque.

En las tablas 3 y 4 se muestra el contenido de humedad de los bloques de pino y de liquidámbar al término del período de incubación en malta agar-bloque y suelo-bloque. Puede apreciarse que siempre hubo un mayor contenido de humedad en los bloques con la técnica de suelo-bloque, sin embargo, esto no indica necesariamente que exista una relación proporcional entre los valores del contenido de humedad y los valores de la pérdida de peso debidas al ataque de los hongos. Pues por ejemplo, los bloques de pino expuestos con ambas técnicas al ataque de la cepa 66, mostraron una mayor pérdida de peso en la técnica de malta agar-bloque a pesar que su contenido de humedad fue mayor con la técnica de suelo-bloque.

#### 6. 2. 4. Breve análisis estadístico.

En esta sección se incluye un sencillo análisis estadístico de las técnicas implicadas en la determinación de la capacidad de producir pudrición, es decir las técnicas de malta agar-bloque y de suelo-bloque. El análisis propuesto para técnicas normalizadas en estudios de resistencia natural de la madera al ataque de hongos (AMERICAN SOCIETY FOR TESTING AND MATERIALS, 1967) ha sido utilizado por otros autores (GOMEZ-NAVA *et al.*, 1969 y HERRERA RODRIGUEZ

et al., 1976), con el fin de conocer, por medio de las muestras testigo, qué tanto se altera la madera en condiciones de temperatura, humedad y tiempo similares a las que rigieron durante el ensayo de los bloques enfrentados a los hongos. Proporcionando así mismo, criterios para corregir los valores de pérdida de peso en los casos en que la pérdida de peso no sea computable a la acción del hongo, para encontrar un factor de corrección.

Para determinar un factor de corrección, se requiere conocer el peso promedio inicial de las muestras de madera así como su promedio de peso final de la prueba testigo:

$$F_1 = \frac{\bar{x}_{iT} - \bar{x}_{fT}}{\bar{x}_{iT}} \times 100 = \text{Factor de corrección}$$

Donde:  $\bar{x}_{iT}$  = Promedio de peso inicial de la muestra testigo.

$\bar{x}_{fT}$  = Promedio de peso final de la muestra testigo.

Únicamente se ajustarán los valores de pérdida de peso causado por hongos, en el caso de que la prueba testigo indique un factor de corrección ( $F_1$ ) entre 5 % y 10 %, un valor menor al 5 % no se ajusta a dicha corrección y superior al 10 % requerirá una repetición de la prueba, formalmente:

Si  $5 \% \geq F_1 \leq 10 \%$  : Hacer corrección, restando ( $F_1$  - Pérdida de peso promedio causado por hongos = Valor absoluto corregido).

Si  $F_1 < 5\%$  : No se ajusta corrección.

Si  $F_1 > 10\%$  : Repetir la prueba ensayada.

Con el propósito de apoyar la posible intensidad de asociación entre los valores de pérdida de peso en las muestras testigo planteada por la prueba de factor de corrección ( $F_1$ ), se procedió a utilizar el coeficiente de correlación ( $r$ ) para medir los grados de asociación entre los valores del peso inicial y peso final de los testigos, según el método de Pearson descrito por SOKAL y ROHLF (1980).

$$r = \frac{\sum P_i P_f}{\sqrt{\sum P_i^2 \sum P_f^2}}$$

Donde:  $P_i$  = Peso inicial de los bloques testigo.

$P_f$  = Peso final de los bloques testigo.

Para ver si el valor de  $r$  es de magnitud suficiente como para indicar que las dos variables de interés están correlacionadas se prueba la hipótesis nula:

$H_0 : r = 0$  Es decir que no existe relación entre las dos variables.

contra la hipótesis alternativa:

$H_A : r \neq 0$  Es decir que existe asociación entre las dos variables.

cuando  $r = 0$ , puede demostrarse que:

$$t = r \sqrt{\frac{n - 2}{1 - r^2}}$$

sustituyendo queda que:

$$t = 0.99 \sqrt{\frac{10 - 2}{1 - 0.99^2}} = 19.85$$

está distribuida como la distribución de Student con  $n - 2$  grados de libertad. Haciendo  $\alpha = 0.05$  % se comparará el valor de  $t$  observado con el de  $t$  de las tablas estadísticas. Para el presente trabajo el valor de  $t$  en tablas con nivel de confiabilidad de 0.05 y 8 grados de libertad es igual a 2.30.

Si a partir de los datos testigo se calcula un valor de  $t$  mayor que el encontrado en tablas (2.30), se rechazará la hipótesis nula y por tanto se concluirá que las dos variables están correlacionadas (DANIEL, 1980).

De acuerdo a lo anotado en la tabla 6, no es necesario hacer corrección alguna a los valores obtenidos de pérdida de peso a partir de los bloques sujetos a la acción de los hongos xilófagos. El coeficiente de correlación ( $r = 0.99$ ) apoya la decisión tomada con anterioridad, ya que el valor de  $t$  observado (19.85) es mayor que el de tablas (2.30), lo cual nos señala una estrecha relación entre ambos valores.

Este sencillo análisis nos indica también, que el tratamiento utilizado tanto en la técnica de suelo-bloque como en la de malta agar-bloque, no afectó significativamente a los bloques testigo y

TABLA 6

ANALISIS ESTADISTICO PARA DETERMINAR, CON BASE EN LAS PERDIDAS DE PESO INICIAL Y FINAL, LOS NIVELES DE ALTERACION A LOS CUALES FUERON SOMETIDAS LAS MUESTRAS TESTIGO BAJO CONDICIONES SIMILARES DE MANEJO E INCUBACION VIGENTES DURANTE EL ENSAYO DE LOS BLOQUES ENFRENTADOS A HONGOS XILOFAGOS MEDIANTE LAS TECNICAS DE MALTA AGAR-BLOQUE Y SUELO-BLOQUE.

MALTA AGAR-BLOQUE						SUELO-BLOQUE					
PINO			LIQUIDAMBAR			PINO			LIQUIDAMBAR		
Bloque #	$P_i(\%)$	$P_f(\%)$	Bloque #	$P_i(\%)$	$P_f(\%)$	Bloque #	$P_i(\%)$	$P_f(\%)$	Bloque #	$P_i(\%)$	$P_f(\%)$
221	1.07	1.07	451	1.02	1.02	671	0.75	0.74	891	0.86	0.85
222	0.98	0.98	452	1.00	1.00	672	0.87	0.86	892	0.90	0.89
223	0.95	0.96	453	1.05	1.06	673	1.08	1.07	893	0.97	0.95
224	0.93	0.94	454	1.01	1.02	674	0.84	0.83	894	0.84	0.83
225	0.99	0.99	455	1.07	1.08	675	1.07	1.06	895	1.00	0.99
226	1.02	1.03	456	1.04	1.04	676	0.83	0.82	896	0.96	0.94
227	0.95	0.96	457	1.09	1.09	677	1.04	1.03	897	1.15	1.14
228	1.02	1.03	458	1.05	1.05	678	0.76	0.75	898	1.13	1.11
229	0.91	0.91	459	1.16	1.17	679	0.75	0.74	899	1.02	1.00
230	1.03	1.04	460	1.06	1.07	680	1.15	1.14	900	1.12	1.10
Promedio =	0.99	0.99		1.06	1.06		0.91	0.90		0.99	0.98
$F_j =$	0.00			0.00			1.09			1.01	
$\kappa =$	0.99			0.99			0.99			0.99	
$t =$	19.85			19.85			19.85			19.85	
Decisión:	NAC			NAC			NAC			NAC	

--- Valor  $t$  en tablas:  $t_{(0.05,8)} = 2.30$ ;  $19.85 > 2.30$   $p > 0.001$   $\therefore$  rechazar  $H_0$ :  $p = 0$

---  $F_j < 5\%$   $\therefore$  NAC

$P_i$  = Peso inicial

$P_f$  = Peso final;  $\kappa$  = Coeficiente de correlación; NAC = No Ajusta Corrección;  $F_j$  = Factor de corrección

bloques sujetos al ataque por los hongos. Por lo tanto, resultan ser técnicas de confiabilidad significativa, dado que la alteración del peso en los bloques de madera sometidas a prueba se debió al ataque de los hongos. La presencia de valores negativos en algunos bloques sometidos al ataque de ciertas cepas, se debieron a causas no controladas durante el ensayo, pero que no poseen significación estadística.

Por otro lado, para determinar el nivel significativo de los valores de las pérdidas de peso en los bloques causado por hongos, será necesario tomar en cuenta un número de muestras significativamente adecuado dentro de un 95 % de confiabilidad, partiendo de los valores obtenidos en este trabajo. COCHRAN y COX (1980); COCHRAN (1980) y DANIEL (1980) recomiendan que para estimar el número de muestra con un 95 % de confiabilidad, previamente debe conocerse el comportamiento de la población, para incluirlos como elementos base en una posterior experimentación, la cual incluiría un número de muestra mayor para determinar si existen diferencias estadísticamente significativas, entre el número de muestra utilizado en el primero y el segundo ensayo. Con ello se podrá realizar, posteriormente, un adecuado análisis estadístico de la capacidad de producir pudrición con base en las técnicas de malta agar-bloque y suelo-bloque, empleando madera de pino y liquidámbar.

#### 6. 2. 5. Agresividad de los hongos ensayados.

Con base en la capacidad de producir pudrición de los hongos

ensayados, es propuesta una clasificación de la agresividad tal como se indica en la tabla 7. Esta clasificación es propuesta con el fin de interpretar los valores numéricos de la capacidad de producir pudrición a términos significativos y de fácil utilización. Con base en lo anotado en la tabla 7, en la tabla 8 son señaladas las categorías de agresividad determinadas para cada una de las cepas sujetas a experimentación para ambas maderas, tanto en la técnica de malta agar-bloque como en la técnica de suelo-bloque.

De acuerdo a los valores anotados en la tabla 8, correspondiente a la técnica de malta agar-bloque, puede observarse que todas las cepas presentaron una ligera agresividad tanto en pino como en liquidámbar.

A diferencia de lo encontrado en la técnica de malta agar-bloque, en la técnica de suelo-bloque hubo un diversificado comportamiento en la agresividad de las cepas ensayadas, principalmente en los bloques de liquidámbar. Ciertas cepas mostraron índices de agresividad similares tanto en pino como en liquidámbar. Así, podemos apreciar en la tabla 8 que las cepas 40, 66, 90, 139, 141, 160 y 181 resultaron presentar una ligera agresividad; entre tanto, las cepas 47, 147, 155 y 177 fueron moderadamente agresivas.

Las cepas restantes exhibieron distintos comportamientos en ambas maderas, mostrando en todos los casos altos índices de agresividad en liquidámbar. Las cepas 11, 35, 64, 138 y 146 presentaron leves modificaciones de su agresividad, ya que en pino fueron lige-

TABLA 7

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

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

NOTA: Los valores fraccionarios de los límites superiores en cada categoría son considerados dentro de la misma categoría.



TABLA 8

CATEGORIAS DE AGRESIVIDAD DE LOS HONGOS ENSAYADOS CON BASE EN LA TABLA 7.

NOMBRE DEL HONGO	CEPA	MALTA AGAR BLOQUE		SUELO-BLOQUE	
		PINO	LIQUIDAMBAR	PINO	LIQUIDAMBAR
<i>Pleurotus roseopileatus</i>	11	A	A	A	B
<i>Poria</i> sp.	35	A	A	A	B
<i>Daedalea confragosa</i>	39	A	A	A	C
<i>Polyporus sanguineus</i>	40	A	A	A	A
<i>Ganoderma applanatum</i>	47	A	A	B	B
<i>Poria</i> sp.	64	A	A	A	B
<i>Ganoderma applanatum</i>	66	A	A	A	A
<i>Polyporus</i> sp.	90	A	A	A	A
<i>Polyporus</i> aff. <i>rigidus</i>	93	A	A	NO EXP.	NO EXP.
<i>Polyporus</i> sp.	94	A	A	B	D
<i>Polyporus</i> sp.	138	A	A	A	B
<i>Trametes corrugata</i>	139	A	A	A	A
<i>Polyporus occidentalis</i>	141	A	A	A	A
<i>Cymatoderma caperatum</i>	145	A	A	B	D
<i>Pleurotus mexicanus</i>	146	A	A	A	B
<i>Marasmius</i> sp.	147	A	A	B	B
<i>Poria</i> sp.	152	A	A	B	D
<i>Cotylidia aurantiaca</i>	155	A	A	B	B
<i>Favolus brasiliensis</i>	160	A	A	A	A
<i>Pleurotus</i> aff. <i>ostreatus</i>	171	A	A	B	B
Thelephoraceae	179	A	A	B	C
<i>Fomes ulmarius</i>	181	A	A	A	A

NO EXP. = No Experimentada

ramente agresivas y en liquidámbar poseyeron una ligera agresividad. La cepa 179 en pino exhibió una moderada agresividad y en liquidámbar fue agresiva.

Además hubo otras cepas que exhibieron notables contrastes de agresividad en los dos substratos. Las cepas 94, 145 y 152 que fueron altamente agresivas en liquidámbar, en pino resultaron ser moderadamente agresivas. De manera similar ocurrió con la cepa 39, aunque con menores categorías de agresividad que las tres anteriores, ya que en pino esta cepa presentó una ligera agresividad, sin embargo en liquidámbar fue agresiva.

Confrontando las categorías de agresividad obtenidas a partir de las dos técnicas, podemos apreciar que las cepas 40, 66, 90, 139, 141, 160 y 181 fueron ligeramente agresivas hacia los dos tipos de madera, tanto en la técnica de suelo-bloque como en la técnica de malta agar-bloque.

Las cepas restantes exhibieron diversos comportamientos, expresados en variados índices de agresividad. Las cepas 47, 147, 155 y 171 mostraron una moderada agresividad hacia ambas maderas en la técnica de suelo-bloque, mientras que en la de malta agar-bloque presentaron agresividades ligeras en pino y liquidámbar, al igual que la cepa 93, pero que no fue ensayada con la técnica de suelo-bloque.

Las cepas 94 y 145 aunque también mostraron una ligera agresividad en la técnica de malta agar-bloque hacia ambos tipos de

madera, en la técnica de suelo-bloque exhibieron notables diferencias, ya que en pino fueron moderadamente agresivas, mientras que en liquidámbar fueron altamente agresivas.

La cepa 39 presentó una ligera agresividad con la técnica de malta agar-bloque con ambas maderas y en la de suelo-bloque con madera de pino, sin embargo fue agresiva en la técnica de suelo-bloque con madera de liquidámbar.

Por otro lado, las cepas 11, 35, 64, 138 y 146 a pesar de presentar una ligera agresividad en el método de malta agar-bloque con ambas maderas y en el de suelo-bloque con la madera de pino, en el método de suelo-bloque con la madera de liquidámbar fueron moderadamente agresivas.

El emplear las categorías de agresividad para un cierto grupo de cepas, proporciona una valiosa ayuda para investigaciones posteriores que persigan metas diferentes. Así mismo, posee una amplia utilidad para hacer resaltar la importancia que puedan tener las especies como agentes causantes del deterioro de la madera, máxime, si a la par, se poseen datos acerca de su tolerancia a diversos preservadores para madera.

### 6. 3. Tolerancia a preservadores para madera.

Para la evaluación de los resultados obtenidos en esta técnica, cada dos días fueron realizadas 3 mediciones diametrales del crecimiento micelial a un ángulo de  $120^{\circ}$  entre sí, a partir de cada cultivo, de donde fue obtenido un valor promedio de las tres lecturas. Hubo algunos casos donde el crecimiento del micelio estuvo presente sólo en los bordes del inóculo, registrándose esta lectura como trazas (Tra). Sin embargo, en aquellas lecturas donde no existía crecimiento diametral ni en el inóculo ni en el medio de cultivo, la lectura fue anotada como cero (0). Las tablas 9 a 14 muestran las mediciones obtenidas durante este ensayo. La cepa 93 no fue incluida en esta fase experimental, debido a las razones expuestas en la discusión de la técnica de suelo-bloque.

El análisis de la información contenida en las tablas 9 a 14, es difícil, principalmente debido a que el crecimiento fue diferente en cada cepa. Esto era esperable, pues es bien conocido que el crecimiento de los hongos en cultivo difiere marcadamente de especie a especie (ROBINSON, 1978). Para poder llevar a cabo fácilmente un análisis comparativo del crecimiento de todas las cepas, en la tabla 15 fueron transformados los valores de crecimiento diametral en milímetros a valores de crecimiento en porcentajes relativos de las colonias en cada concentración con respecto a la colonia testigo con concentración de 0.0 % de preservador, y utilizando únicamente dos tiempos de incubación, intermedio y final.

TABLA 9

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	NUMERO DE CEPA	PERIODO DE INCUBACION EN DIAS						
		2	4	6	8	10	12	14
<i>Pleurotus roseopileatus</i>	11	11.3	57.6	85.0	85.0	85.0	85.0	85.0
<i>Poria</i> sp.	35	20.6	45.6	69.0	85.0	85.0	85.0	85.0
<i>Daedalea confragosa</i>	39	17.6	42.3	58.6	75.0	85.0	85.0	85.0
<i>Polyporus sanguineus</i>	40	19.3	50.3	85.0	85.0	85.0	85.0	85.0
<i>Ganoderma applanatum</i>	47	22.3	55.0	85.0	85.0	85.0	85.0	85.0
<i>Poria</i> sp.	64	20.6	48.3	85.0	85.0	85.0	85.0	85.0
<i>Ganoderma applanatum</i>	66	20.6	58.0	85.0	85.0	85.0	85.0	85.0
<i>Polyporus</i> sp.	90	19.0	36.6	52.0	70.3	85.0	85.0	85.0
<i>Polyporus</i> aff. <i>rigidus</i>	93	--	--	--	--	--	--	--
<i>Polyporus</i> sp.	94	16.3	34.0	44.6	53.3	64.0	71.0	74.3
<i>Polyporus</i> sp.	138	19.3	51.3	85.0	85.0	85.0	85.0	85.0
<i>Trametes corrugata</i>	139	Tra	44.0	74.0	85.0	85.0	85.0	85.0
<i>Polyporus occidentalis</i>	141	14.3	30.3	42.3	60.0	74.0	80.3	85.0
<i>Cymatoderma caperatum</i>	145	13.3	53.0	85.0	85.0	85.0	85.0	85.0
<i>Pleurotus mexicanus</i>	146	17.3	53.3	85.0	85.0	85.0	85.0	85.0
<i>Marasmius</i> sp.	147	13.0	20.3	29.0	46.6	66.6	79.0	85.0
<i>Poria</i> sp.	152	17.6	52.6	85.0	85.0	85.0	85.0	85.0
<i>Cotylidia aurantiaca</i>	155	12.6	29.0	52.0	73.0	85.0	85.0	85.0
<i>Favolus brasiliensis</i>	160	20.0	56.3	85.0	85.0	85.0	85.0	85.0
<i>Pleurotus</i> aff. <i>ostreatus</i>	171	18.0	45.6	74.0	85.0	85.0	85.0	85.0
Thelephoraceae	179	Tra	23.0	59.3	85.0	85.0	85.0	85.0
<i>Fomes ulmarius</i>	181	20.0	51.3	85.0	85.0	85.0	85.0	85.0

Tra = Trazas

-- = Valores no experimentados

TABLA 10

CRECIMIENTO DIAMETRAL (mm) DE LOS HONGOS ENSAYADOS A 0.0001 GRAVIMETRICO DE CREOSOTA EN MALTA AGAR, PROMEDIOS DE 3 MEDICIONES A UN ANGULO DE 120° ENTRE SI, SIN REPETICIONES.

NOMBRE DEL HONGO	NUMERO DE CEPA	PERIODO DE INCUBACION EN DIAS						
		2	4	6	8	10	12	14
<i>Pleurotus roseopileatus</i>	11	20.6	52.3	85.0	85.0	85.0	85.0	85.0
<i>Poria</i> sp.	35	20.0	46.6	70.0	85.0	85.0	85.0	85.0
<i>Daedalea confragosa</i>	39	19.3	56.6	85.0	85.0	85.0	85.0	85.0
<i>Polyporus sanguineus</i>	40	21.3	56.0	85.0	85.0	85.0	85.0	85.0
<i>Ganoderma applanatum</i>	47	21.6	54.0	85.0	85.0	85.0	85.0	85.0
<i>Poria</i> sp.	64	22.0	52.3	79.3	85.0	85.0	85.0	85.0
<i>Ganoderma applanatum</i>	66	20.0	50.6	85.0	85.0	85.0	85.0	85.0
<i>Polyporus</i> sp.	90	20.0	34.6	55.0	71.0	85.0	85.0	85.0
<i>Polyporus</i> aff. <i>rigidus</i>	93	--	--	--	--	--	--	--
<i>Polyporus</i> sp.	94	12.3	26.6	45.6	60.6	77.6	85.0	85.0
<i>Polyporus</i> sp.	138	17.3	51.3	85.0	85.0	85.0	85.0	85.0
<i>Trametes corrugata</i>	139	Tra	35.6	65.0	85.0	85.0	85.0	85.0
<i>Polyporus occidentalis</i>	141	12.6	31.0	46.0	60.6	72.3	84.0	85.0
<i>Cymatoderma caperatum</i>	145	13.0	53.3	85.0	85.0	85.0	85.0	85.0
<i>Pleurotus mexicanus</i>	146	17.6	53.3	85.0	85.0	85.0	85.0	85.0
<i>Marasmius</i> sp.	147	12.0	17.3	32.3	56.6	80.3	85.0	85.0
<i>Poria</i> sp.	152	17.6	53.0	85.0	85.0	85.0	85.0	85.0
<i>Cotylidia aurantiaca</i>	155	11.3	26.0	48.6	77.0	85.0	85.0	85.0
<i>Favolus brasiliensis</i>	160	20.3	57.3	85.0	85.0	85.0	85.0	85.0
<i>Pleurotus</i> aff. <i>ostreatus</i>	171	15.6	48.6	74.0	85.0	85.0	85.0	85.0
Thelephoraceae	179	Tra	30.0	58.0	85.0	85.0	85.0	85.0
<i>Fomes ulmarius</i>	181	18.0	46.6	70.0	85.0	85.0	85.0	85.0

Tra = Trazas

-- = Valores no experimentados

TABLA 11

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	NUMERO DE CEPA	PERIODO DE INCUBACION EN DIAS						
		2	4	6	8	10	12	14
<i>Pleurotus roseopileatus</i>	11	15.3	48.3	85.0	85.0	85.0	85.0	85.0
<i>Poria</i> sp.	35	21.0	50.0	80.0	85.0	85.0	85.0	85.0
<i>Daedalea confragosa</i>	39	22.6	55.6	85.0	85.0	85.0	85.0	85.0
<i>Polyporus sanguineus</i>	40	16.0	45.3	70.0	85.0	85.0	85.0	85.0
<i>Ganoderma applanatum</i>	47	20.6	48.3	79.3	85.0	85.0	85.0	85.0
<i>Poria</i> sp.	64	20.3	48.0	77.0	85.0	85.0	85.0	85.0
<i>Ganoderma applanatum</i>	66	14.6	45.6	71.0	85.0	85.0	85.0	85.0
<i>Polyporus</i> sp.	90	16.6	31.6	46.0	63.0	80.3	85.0	85.0
<i>Polyporus</i> aff. <i>rigidus</i>	93	--	--	--	--	--	--	--
<i>Polyporus</i> sp.	94	20.0	36.0	56.0	75.0	85.0	85.0	85.0
<i>Polyporus</i> sp.	138	18.6	50.0	85.0	85.0	85.0	85.0	85.0
<i>Trametes corrugata</i>	139	14.3	33.6	48.3	72.0	85.0	85.0	85.0
<i>Polyporus occidentalis</i>	141	13.6	30.6	45.6	60.6	74.0	83.0	85.0
<i>Cymatoderma caperatum</i>	145	14.0	55.0	85.0	85.0	85.0	85.0	85.0
<i>Pleurotus mexicanus</i>	146	17.3	51.0	85.0	85.0	85.0	85.0	85.0
<i>Marasmius</i> sp.	147	13.0	20.0	35.3	57.0	77.6	85.0	85.0
<i>Poria</i> sp.	152	15.0	49.0	85.0	85.0	85.0	85.0	85.0
<i>Cotylidia aurantiaca</i>	155	12.0	21.3	43.0	64.0	82.6	85.0	85.0
<i>Favolus brasiliensis</i>	160	21.3	57.6	85.0	85.0	85.0	85.0	85.0
<i>Pleurotus</i> aff. <i>ostreatus</i>	171	15.6	43.3	64.3	85.0	85.0	85.0	85.0
Thelephoraceae	179	Tra	26.3	49.6	85.0	85.0	85.0	85.0
<i>Fomes ulmarius</i>	181	12.6	27.3	63.0	85.0	85.0	85.0	85.0

Tra = Trazas

-- = Valores no experimentados

TABLA 12

CRECIMIENTO DIAMETRAL (mm) DE LOS HONGOS ENSAYADOS A 0.01 % GRAVIMETRICO DE CREOSOTA EN MALTA AGAR. PROMEDIOS DE 3 MEDICIONES A UN ANGULO DE 120° ENTRE SI, SIN REPETICIONES.

NOMBRE DEL HONGO	NUMERO DE CEPA	PERIODO DE INCUBACION EN DIAS						
		2	4	6	8	10	12	14
<i>Pleurotus roseopileatus</i>	11	12.3	34.3	50.0	85.0	85.0	85.0	85.0
<i>Poria</i> sp.	35	19.0	42.6	64.3	85.0	85.0	85.0	85.0
<i>Daedalea confragosa</i>	39	18.3	43.0	69.3	85.0	85.0	85.0	85.0
<i>Polyporus sanguineus</i>	40	16.0	37.3	60.0	85.0	85.0	85.0	85.0
<i>Ganoderma applanatum</i>	47	21.0	50.3	78.0	85.0	85.0	85.0	85.0
<i>Poria</i> sp.	64	15.6	38.0	60.0	85.0	85.0	85.0	85.0
<i>Ganoderma applanatum</i>	66	15.0	43.0	66.0	85.0	85.0	85.0	85.0
<i>Polyporus</i> sp.	90	17.6	37.3	51.6	68.3	79.0	85.0	85.0
<i>Polyporus</i> aff. <i>rigidus</i>	93	--	--	--	--	--	--	--
<i>Polyporus</i> sp.	94	13.3	22.9	24.0	31.6	40.6	49.0	58.0
<i>Polyporus</i> sp.	138	14.3	36.3	61.6	85.0	85.0	85.0	85.0
<i>Trametes corrugata</i>	139	11.6	35.0	45.6	65.0	85.0	85.0	85.0
<i>Polyporus occidentalis</i>	141	13.0	25.0	40.0	55.0	71.6	85.0	85.0
<i>Cymatoderma caperatum</i>	145	16.0	46.3	73.6	85.0	85.0	85.0	85.0
<i>Pleurotus mexicanus</i>	146	17.0	47.3	77.6	85.0	85.0	85.0	85.0
<i>Marasmius</i> sp.	147	Tra	20.0	36.6	54.0	77.0	85.0	85.0
<i>Poria</i> sp.	152	15.0	40.0	70.0	85.0	85.0	85.0	85.0
<i>Cotylidia aurantiaca</i>	155	14.0	31.3	50.0	72.0	85.0	85.0	85.0
<i>Favolus brasiliensis</i>	160	16.0	43.6	74.3	85.0	85.0	85.0	85.0
<i>Pleurotus</i> aff. <i>ostreatus</i>	171	15.6	34.0	55.3	77.6	85.0	85.0	85.0
Thelephoraceae	179	Tra	19.6	47.0	71.6	85.0	85.0	85.0
<i>Fomes ulmarius</i>	181	17.3	33.3	53.3	71.6	85.0	85.0	85.0

Tra = Trazas

-- = Valores no experimentados



TABLA 13

CRECIMIENTO DIAMETRAL (mm) DE LOS HONGOS ENSAYADOS A 0.1 % GRAVIMETRICO DE CREOSOTA EN MALTA AGAR. PROMEDIOS DE 3 MEDICIONES A UN ANGULO DE 120° ENTRE SI, SIN REPETICIONES.

NOMBRE DEL HONGO	NUMERO DE CEPA							
		2	4	6	8	10	12	14
<i>Pleurotus roseopileatus</i>	11	14.6	34.3	55.3	73.3	81.3	85.0	85.0
<i>Poria</i> sp.	35	14.0	33.3	52.0	70.3	85.0	85.0	85.0
<i>Daedalea confragosa</i>	39	Tra	26.0	40.0	55.0	70.0	85.0	85.0
<i>Polyporus sanguineus</i>	40	13.3	30.0	46.0	62.3	78.0	85.0	85.0
<i>Ganoderma applanatum</i>	47	12.6	34.6	55.6	75.6	85.0	85.0	85.0
<i>Poria</i> sp.	64	12.6	32.3	50.3	69.0	85.0	85.0	85.0
<i>Ganoderma applanatum</i>	66	Tra	25.0	40.6	55.0	71.6	85.0	85.0
<i>Polyporus</i> sp.	90	13.3	22.6	33.6	44.6	45.3	63.3	75.0
<i>Polyporus</i> aff. <i>rigidus</i>	93	--	--	--	--	--	--	--
<i>Polyporus</i> sp.	94	Tra	Tra	18.6	23.3	30.3	38.3	40.0
<i>Polyporus</i> sp.	138	13.6	29.0	47.0	70.0	85.0	85.0	85.0
<i>Trametes corrugata</i>	139	Tra	21.3	32.6	45.0	56.3	67.6	82.0
<i>Polyporus occidentalis</i>	141	11.6	19.0	22.6	30.0	38.3	46.3	53.0
<i>Cimatoderma caperatum</i>	145	12.3	25.6	36.3	53.6	70.6	85.0	85.0
<i>Pleurotus mexicanus</i>	146	Tra	29.3	51.3	76.0	85.0	85.0	85.0
<i>Marasmius</i> sp.	147	Tra	14.5	28.3	40.0	51.0	62.3	74.6
<i>Poria</i> sp.	152	Tra	31.3	36.3	52.0	70.6	85.0	85.0
<i>Cotylidia aurantiaca</i>	155	0.0	20.6	33.6	44.3	55.6	69.6	83.0
<i>Favolus brasiliensis</i>	160	14.3	31.6	55.0	79.0	85.0	85.0	85.0
<i>Pleurotus</i> aff. <i>ostreatus</i>	171	12.3	22.0	36.6	52.3	61.6	85.0	85.0
Theleporaceae	179	0.0	15.6	36.0	60.3	68.0	82.0	85.0
<i>Fomes ulmarius</i>	181	Tra	24.6	40.0	56.6	73.3	85.0	85.0

Tra = Trazas

-- = Valores no experimentados

TABLA 14

CRECIMIENTO DIAMETRAL (mm) DE LOS HONGOS ENSAYADOS A 1.0 % GRAVIMETRICO DE CREOSOTA EN MALTA AGAR. PROMEDIOS DE 3 REPETICIONES A UN ANGULO DE 120° ENTRE SI, SIN REPETICIONES.

NOMBRE DEL HONGO	NUMERO DE CEPA	PERIODO DE INCUBACION EN DIAS						
		2	4	6	8	10	12	14
<i>Pleurotus roseopileatus</i>	11	0.0	Tra	17.6	32.3	37.0	52.3	52.3
<i>Poria</i> sp.	35	0.0	11.0	19.0	26.0	31.6	39.6	46.6
<i>Daedalea confragosa</i>	39	Tra	Tra	18.6	25.3	31.0	38.3	44.3
<i>Polyporus sanguineus</i>	40	0.0	12.3	25.3	36.3	46.3	56.3	63.6
<i>Ganoderma applanatum</i>	47	0.0	20.0	26.6	39.6	49.6	56.6	66.6
<i>Poria</i> sp.	64	0.0	15.0	21.6	35.3	45.3	58.0	69.3
<i>Ganoderma applanatum</i>	66	0.0	15.6	26.0	38.3	52.6	64.0	78.3
<i>Polyporus</i> sp.	90	Tra	17.6	25.0	31.0	37.3	44.3	50.3
<i>Polyporus</i> aff. <i>rigidus</i>	93	--	--	--	--	--	--	--
<i>Polyporus</i> sp.	94	0.0	Tra	Tra	Tra	12.6	19.6	15.6
<i>Polyporus</i> sp.	138	0.0	13.0	19.6	27.0	33.6	40.0	47.6
<i>Trametes corrugata</i>	139	0.0	15.6	21.3	27.0	32.0	38.3	44.0
<i>Polyporus occidentalis</i>	141	0.0	0.0	13.6	15.6	24.0	19.3	21.6
<i>Cymatoderma caperatum</i>	145	0.0	12.6	19.3	27.6	34.3	47.7	48.3
<i>Pleurotus mexicanus</i>	146	0.0	14.6	21.3	30.6	40.0	50.3	62.3
<i>Marasmius</i> sp.	147	0.0	0.0	12.3	19.0	25.0	31.3	38.0
<i>Poria</i> sp.	152	0.0	Tra	16.0	21.6	28.0	33.6	39.6
<i>Cotylidia aurantiaca</i>	155	0.0	0.0	12.6	17.6	21.0	32.0	38.0
<i>Favolus brasiliensis</i>	160	0.0	16.0	22.3	31.0	38.3	47.6	56.0
<i>Pleurotus</i> aff. <i>ostreatus</i>	171	11.0	14.6	18.6	26.3	31.3	36.0	40.0
Thelephoraceae	179	0.0	0.0	16.3	32.1	36.3	41.6	46.3
<i>Fomes ulmarius</i>	181	0.0	13.3	17.6	23.6	29.0	35.6	41.6

Tra = Trazas

-- = Valores no experimentados

Esta conversión fue llevada a cabo con la fórmula:

$$\text{Crecimiento relativo (\%)} = \frac{\text{Crecimiento en cada concentración (mm)}}{\text{Crecimiento del testigo (mm)}} \times 100$$

Con base en los valores de porcentajes relativos del crecimiento diametral de los hongos, anotados en la tabla 15, puede observarse que a los 6 días de incubación, el mayor índice de tolerancia a la concentración de 1.0 % del preservador, correspondió a las cepas 90 y 147, con crecimientos de 48.0 % y 42.4 %. Por el contrario, la cepa menos tolerante fue la 94, presentando solamente trazas de crecimiento (Tra) en los bordes del inóculo. Las cepas restantes mostraron índices intermedios de tolerancia, expresados en valores intermedios de crecimiento micelial entre 18.0 % y 32.5 %.

Por otro lado, a los 12 días del período de incubación, la cepa número 66 presentó el mayor índice de tolerancia a la concentración de 1.0 % de creosota, expresándolo mediante un crecimiento de 92.1 %, siguiéndole en orden decreciente las cepas 64, 47, 40 y 146 con crecimientos de 81.5 %, 78.3 %, 74.8 % y 73.3 %, respectivamente. Para este mismo tiempo de incubación y concentración, las cepas 94 y 141 fueron las menos tolerantes, con crecimientos de 20.9 % y 25.4 %, respectivamente. El resto de las cepas mostraron índices de tolerancia intermedios traducidos a partir de crecimientos diametrales intermedios entre 44.7 % y 65.8 %.

Comparando el crecimiento relativo de los hongos en los períodos

TABLA 15

PORCENTAJES RELATIVOS DEL CRECIMIENTO DIAMETRAL DE LOS HONGOS ENSAYADOS A 6 CONCENTRACIONES DE CREOSOTA EN MALTA AGAR

NOMBRE DEL HONGO	CEPA	INCUBACION 6 DIAS						INCUBACION 12 DIAS					
		CONCENTRACION DEL PRESERVADOR (%) GRAVIMETRICO											
		0.0	0.0001	0.001	0.01	0.1	1.0	0.0	0.0001	0.001	0.01	0.1	1.0
<i>Pleurotus roseopileatus</i>	11	100	100	100	59.5	65.0	20.7	100	100	100	100	100	61.5
<i>Poria</i> sp.	35	100	101.4	115.9	93.1	75.3	28.4	100	100	100	100	100	54.8
<i>Daedalea confragosa</i>	39	100	145.0	145.0	118.2	68.2	31.7	100	100	100	100	100	52.1
<i>Polyporus sanguineus</i>	40	100	100	82.3	70.5	54.1	29.7	100	100	100	100	100	74.8
<i>Ganoderma applanatum</i>	47	100	100	93.2	91.7	65.4	31.2	100	100	100	100	100	78.3
<i>Poria</i> sp.	64	100	93.2	90.5	70.5	59.1	25.4	100	100	100	100	100	81.5
<i>Ganoderma applanatum</i>	66	100	100	83.5	77.6	47.7	30.5	100	100	100	100	100	92.1
<i>Polyporus</i> sp.	90	100	105.7	88.4	99.2	64.6	48.0	100	100	100	100	88.2	59.1
<i>Polyporus</i> aff. <i>rigidus</i>	93	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
<i>Polyporus</i> sp.	94	100	102.2	125.5	53.8	41.7	Tra	100	114.4	114.4	78.0	59.2	20.9
<i>Polyporus</i> sp.	138	100	100	100	72.3	55.2	23.0	100	100	100	100	100	56.0
<i>Trametes corrugata</i>	139	100	87.8	65.2	61.2	44.0	28.7	100	100	100	100	96.4	51.7
<i>Polyporus occidentalis</i>	141	100	108.7	107.8	94.5	53.4	32.5	100	100	100	100	62.3	25.4
<i>Cymatoderma caperatum</i>	145	100	100	100	86.5	42.7	22.7	100	100	100	100	100	56.8
<i>Pleurotus mexicanus</i>	146	100	100	100	91.2	60.3	25.0	100	100	100	100	100	73.3
<i>Marasmius</i> sp.	147	100	111.3	121.7	126.2	97.5	42.4	100	100	100	100	78.7	44.7
<i>Poria</i> sp.	152	100	100	100	82.3	42.7	18.0	100	100	100	100	100	46.5
<i>Cotylidia aurantiaca</i>	155	100	93.4	82.6	96.1	64.6	24.2	100	100	100	100	97.6	44.7
<i>Favolus brasiliensis</i>	160	100	100	100	87.4	64.7	26.2	100	100	100	100	100	65.8
<i>Pleurotus</i> aff. <i>ostreatus</i>	171	100	100	86.8	74.7	49.4	25.1	100	100	100	100	100	47.0
Thelephoraceae	179	100	97.8	83.6	79.2	60.7	27.4	100	100	100	100	100	54.0
<i>Fomes ulmarius</i>	181	100	82.3	74.1	31.7	47.0	20.7	100	100	100	100	100	48.9

- = Valores no experimentados

Tra = Trazas

intermedio y final del tratamiento experimental, puede apreciarse que algunas cepas mostraron comportamientos similares, mientras que otras cepas exhibieron comportamientos opuestos para una y otra etapa de incubación.

Para el primer caso, encontramos que la cepa 94 en las dos fases de incubación fue la menos tolerante de todas. Otras cepas como la 155, 152 y 181 mantuvieron algunos de los índices de tolerancia más bajos y en proporción similar para ambos períodos. Las cepas 47 y 66 mostraron también un comportamiento similar en los dos tiempos de incubación, sólo que a diferencia de los casos anteriores, estas cepas exhibieron altos niveles de tolerancia.

Respecto a comportamientos opuestos en ambos períodos de lectura, tenemos que las cepas 11, 64, 145, 146 y 171 si bien a la mitad del experimento mostraron índices bajos de tolerancia, al final de éste, es decir a los 12 días, incrementaron sus respectivos índices de tolerancia, particularmente la cepa 64 que resultó ser la cepa más tolerante después de la cepa 66.

Por otro lado, las cepas 39, 139, 141 y 147 las cuales fueron de las más tolerantes en el período intermedio de incubación, al término de éste presentaron algunas de las tolerancias más bajas, el caso más evidente lo demuestra la cepa 147 la que a los 6 días mostró la segunda tolerancia más alta, mientras que a los 12 días presentó una de las tolerancias más bajas, aunque los valores de crecimiento que presentó en ambos períodos son cercanos.

A los 12 días de incubación, para la mayoría de las cepas de hongos, las concentraciones de 0.0001 %, 0.001 % y 0.01 % de preservador, no tuvieron efectos negativos en el crecimiento micelial, excepto la cepa 94, cuyo bajo nivel de tolerancia lo mostró a partir de 0.01 %, evidenciándose en mayor grado a 0.1 % y 1.0 % de concentración. Para otras cepas, concentraciones de 0.1 % afectaron negativamente a su crecimiento micelial y por lo tanto decrementaron sus respectivas tolerancias, tales cepas fueron la 147, 90 y 141, y en menor grado las cepas 155 y 139.

En la sección de antecedentes hemos mencionado lo poco que ha sido estudiada la tolerancia de hongos xilófagos a preservadores, y si a ésto aunamos el hecho de que toda la bibliografía relacionada con este tema aplica criterios de evaluación de la tolerancia poco convenientes. A través de este ensayo, hemos observado que la diversidad de comportamientos en cada una de las cepas, expresado en crecimientos diametrales independientes no es muy útil, por lo que consideramos importante tomar en cuenta que este criterio básico, transformándolo a porcentajes relativos de crecimiento, es más adecuado para la evaluación de la tolerancia de hongos con diferentes grados de crecimiento hacia preservadores.

Este tipo de ensayos aportan información muy valiosa, ya que por un lado proporcionan datos que permitirán la factibilidad de proponer métodos específicos de control, y por otro lado, junto con los valores de capacidad de producir pudrición y categorías de

agresividad de una lista dada de especies, proporcionan un criterio más amplio para estimar la importancia de las mismas como agentes degradadores de la madera. De tal forma, no sólo importa identificar a aquellas especies altamente agresivas, sino también a las especies poco agresivas, para valorar su tolerancia a preservadores como la creosota. En el presente trabajo fue posible detectar que las cepas 64 y 66 a pesar de haber presentado una ligera o moderada agresividad en bloques de pino y liquidámbar, exhibieron los índices más altos de tolerancia. Contrariamente a este comportamiento, la cepa 94 resultó ser una cepa altamente agresiva en liquidámbar en la prueba de suelo-bloque, pero con el índice de tolerancia más bajo hacia la creosota. Y por otro lado, la cepa 145 mostró ser altamente agresiva en bloques de liquidámbar pero además presentó una tolerancia relativamente alta a la creosota. Esto implica tomar en cuenta la consideración anterior para futuras recomendaciones relacionadas con importancia de los hongos xilófagos y métodos específicos para su control.

Las características más sobresalientes de la técnica utilizada en el presente trabajo, consistieron en poseer una sencillez extrema, fácil reproducibilidad y corta duración para obtener una adecuada información. El método de evaluación con base en el crecimiento diametral de los micelios en cultivo ha demostrado ser satisfactorio. Esto coincide con lo establecido por BRANCATO & GOLDING (1953), quienes encontraron que las mediciones del diámetro de las colonias de mohos son criterios confiables para la estimación del

crecimiento y efectos de diversos agentes sobre éste, ya que los datos obtenidos de diversas repeticiones generalmente son muy cercanos, y porque no hay aceleración del grado de crecimiento a través del tiempo. Sin embargo, hay que considerar dos inconvenientes en cuanto a la técnica aquí usada, uno de ellos estriba en que los preservadores oleaginosos no se distribuyen uniformemente en el medio de cultivo y por tanto pueden producir efectos locales. En este trabajo ciertas cepas presentaron tal comportamiento, por lo cual recomendamos sea empleado un solvente que coadyuve al preservador para que se distribuya homogéneamente, ese solvente bien puede ser acetona, sugerimos realizar pruebas previas para valorar la capacidad de este solvente. El otro inconveniente se debe a que el substrato en el que se ensaya el preservador no es madera y por lo tanto el efecto directo del preservador sobre los sistemas enzimáticos degradadores de la celulosa y lignina pudiera no ser detectado. A este respecto, RICHARDS (1923) considera tal inconveniencia, pero recomienda este tipo de ensayos en laboratorio, pues propician un óptimo desarrollo del hongo y de esta manera enfrentarlo directamente al preservador.

Debido a las ventajas que ofrece, se le recomienda como método de rutina para la caracterización de hongos xilófagos.



### 6. 3. 1. Categorías de tolerancia a preservadores para madera.

Con base en los valores en porcentajes relativos del crecimiento diametral de los hongos, anotados en la tabla 15 a la concentración de 1.0 % de preservador, es propuesta una clasificación de la tolerancia, tal como se indica en la tabla 16. Esta clasificación es propuesta con el fin de transformar los valores de porcentajes relativos del crecimiento diametral de los hongos, a términos significativos y de fácil utilización. Con base en lo anotado en la tabla 16, en la tabla 17 son señaladas las categorías de tolerancia determinadas para cada una de las cepas sujetas a experimentación en esta técnica.

De acuerdo con los valores anotados en la tabla 17, correspondiente a los 6 días de incubación, puede observarse que la cepa número 90 fue la más tolerante de todas a la concentración de 1.0 % del preservador, exhibiendo una moderada tolerancia. Contrario a este comportamiento, las cepas número 94 y 152 fueron las menos tolerantes al preservador. De las 21 cepas ensayadas, dado que la cepa 93 no fue incluida en esta técnica, 18 de ellas mostraron una tolerancia intermedia a las dos anteriormente citadas, expresada como una ligera tolerancia.

Por otra parte, a los 12 días del período de incubación, las cepas número 64 y 66 fueron muy tolerantes a la concentración de 1.0 % de creosota, es decir, que presentaron el más alto índice de tolerancia. En contraposición a este comportamiento, las cepas

TABLA 16

PROPOSICION DE UNA CLASIFICACION DE LOS HONGOS ENSAYADOS EN CATEGORIAS DE TOLERANCIA CON BASE EN SUS PORCENTAJES RELATIVOS DEL CRECIMIENTO DIAMETRAL A LA CONCENTRACION DE 1.0 % DE PRESERVADOR.

---

Porcentajes relativos del crecimiento diametral	Categoría de tolerancia	Clave
0 - 20	No tolerante	I
20 - 40	Ligeramente tolerante	II
40 - 60	Moderadamente tolerante	III
60 - 80	Tolerante	IV
80 - 100	Muy tolerante	V

---

NOTA: Los valores fraccionarios de los límites superiores en cada categoría son considerados dentro de la misma categoría.

TABLA 17

CATEGORIAS DE TOLERANCIA DE LOS HONGOS ENSAYADOS A LA CONCENTRACION DE 1.0 % DE PRESERVADOR, CON BASE EN LA TABLA 16.

NOMBRE DEL HONGO	CEPA	INCUBACION 6 DIAS	INCUBACION 12 DIAS
<i>Pleurotus roseopileatus</i>	11	II	III
<i>Poria</i> sp.	35	II	III
<i>Daedalea confragosa</i>	39	II	III
<i>Polyporus sanguineus</i>	40	II	IV
<i>Ganoderma applanatum</i>	47	II	IV
<i>Poria</i> sp.	64	II	V
<i>Ganoderma applanatum</i>	66	II	V
<i>Polyporus</i> sp.	90	III	III
<i>Polyporus</i> aff. <i>rigidus</i>	93	---	---
<i>Polyporus</i> sp.	94	I	II
<i>Polyporus</i> sp.	138	II	III
<i>Trametes corrugata</i>	139	II	III
<i>Polyporus occidentalis</i>	141	II	II
<i>Cymatoderma caperatum</i>	145	II	III
<i>Pleurotus mexicanus</i>	146	II	IV
<i>Marasmius</i> sp.	147	III	III
<i>Poria</i> sp.	152	I	III
<i>Cotylidia aurantiaca</i>	155	II	III
<i>Favolus brasiliensis</i>	160	II	IV
<i>Pleurotus</i> aff. <i>ostreatus</i>	171	II	III
Thelephoraceae	179	II	III
<i>Fomes ulmarius</i>	181	II	III

--- = No experimentada

con los índices de tolerancia más bajos, fueron las asignadas con los números 94, 141 y 147, al presentar una ligera tolerancia. De las 21 cepas ensayadas, 11 de ellas coincidieron en mostrar una moderada tolerancia, éstas fueron las asignadas con los números 35, 39, 90, 138, 139, 145, 152, 155, 171, 179 y 181. Finalmente, las cepas número 11, 40, 47, 146 y 160 fueron tolerantes hacia el preservador, es decir, que presentaron la segunda categoría de tolerancia más alta en este mismo período de incubación y concentración del preservador.

Confrontando las categorías de tolerancia obtenidas a partir de los períodos intermedio y final del tratamiento experimental a la concentración de 1.0 % de preservador, es posible apreciar, exceptuando a las cepas número 90, 141 y 147, que los hongos experimentados incrementaron sus respectivos niveles de tolerancia, 10 de ellas coincidieron en incrementar una categoría de tolerancia, éstas fueron las asignadas con los números 35, 39, 138, 139, 145, 155, 171, 179 y 181 cuyos niveles de tolerancia ascendieron de ligeramente tolerantes a moderadamente tolerantes, mientras que la cepa número 94 ascendió de no tolerante a ligeramente tolerante. La cepa 152 ascendió de no tolerante a moderadamente tolerante. Las cepas número 11, 40, 47, 146 y 160 aumentaron de ligeramente tolerantes al de tolerantes, es decir, que mostraron un incremento de 2 categorías de tolerancia. Finalmente, los incrementos de tolerancia más notables entre los dos períodos de incubación, fueron los presentados por las cepas número 64 y 66 al aumentar de ligeramente tolerantes al de

muy tolerantes, a los 6 y 12 días del período de incubación respectivamente. Cabe hacer notar que estas cepas fueron las que exhibieron los niveles de tolerancia más altos.

Es importante señalar que la ocurrencia de este incremento de tolerancia en 18 de las 21 cepas, al prolongarse el tiempo de incubación, es bastante esperable, pues esto le permite al hongo reaccionar y adaptarse a la presencia de la sustancia, un fenómeno parecido también fue observado por BRAVERY (1968) en hongos causantes de pudrición suave, a lo que este autor llamó período de ajuste fisiológico. De aquí resulta que los datos de tolerancia de hongos a preservadores o fungicidas sean más exactos y confiables a períodos de incubación más largos, por ejemplo a los 12 días en el caso de este estudio. Con esta técnica no es posible incrementar el tiempo de incubación puesto que el crecimiento de la colonia llega a los bordes de las cajas petri alrededor de este tiempo.

Por último, cabe mencionar que el emplear las categorías de tolerancia para un cierto número de cepas de hongos xilófagos, proporciona una valiosa ayuda para investigaciones posteriores que persigan determinados mecanismos de preservación de la madera, bajo ciertas condiciones de servicio. Así mismo, posee una amplia utilidad para hacer resaltar la importancia que puedan tener acerca de los niveles de tolerancia hacia diversos preservadores para madera, máxime si se tienen datos acerca de la agresividad que presentan estas cepas como agentes degradadores de la madera.

## 7. CONCLUSIONES

Fue llevada a cabo la caracterización de 22 cepas de hongos xilófagos. La caracterización abarcó tres aspectos fundamentales: la determinación del tipo de pudrición (tabla 2), de acuerdo con la técnica de Badcock, descrita por CAREY (1975); la determinación de la capacidad de producir pudrición, mediante el empleo de los métodos de malta agar-bloque y de suelo-bloque, de donde son propuestas a su vez, categorías de agresividad de las cepas ensayadas (tablas 7 y 8). Finalmente fue evaluada la tolerancia de las cepas experimentadas a un preservador para madera, la crenosota, según el método de SCHMITZ *et al.* (1931), modificada por LOPEZ GUERRERO (1979), proponiéndose a su vez, categorías de tolerancia (tablas 16 y 17).

Con base en lo anteriormente descrito y de acuerdo con las condiciones experimentales vigentes durante este trabajo, es mostrada a continuación la caracterización experimental de cada hongo xilófago. Anotando el nombre taxonómico de la cepa; número de ésta; tipo de pudrición producido por el hongo correspondiente; las categorías de agresividad mostradas hacia las maderas de pino y liquidámbar con las técnicas de malta agar-bloque y de suelo-bloque. Finalmente, es indicado el índice de tolerancia respectivo mostrado a los doce días de incubación a la concentración de 1.0 % de preservador.

*Pleurotus roseopileatus* (cepa # 11). Hongo causante de pudrición blanca.

Esta cepa mostró una ligera agresividad hacia maderas de pino y liquidámbar en la técnica de malta agar-bloque y con madera de pino en la de suelo-bloque; en madera de liquidámbar con la técnica de suelo-bloque fue moderadamente agresivo. Ante la creosota, fue tolerante.

*Poria* sp. (cepa # 35). Hongo productor de pudrición blanca. En las pruebas de agresividad mostró una ligera agresividad hacia ambos tipos de sustrato con la técnica de malta agar-bloque y con madera de pino en la de suelo-bloque; en madera de liquidámbar con la técnica de suelo-bloque fue moderadamente agresivo. Hacia la creosota, mostró una tolerancia moderada.

*Daedalea confragosa* (cepa # 39). Cepa productora de pudrición blanca. Hacia las maderas de pino y liquidámbar en la técnica de malta agar-bloque, así como con madera de pino en la de suelo-bloque, fue ligeramente agresiva; en madera de liquidámbar con la técnica de suelo-bloque fue agresiva. El comportamiento mostrado ante la creosota fue de moderadamente tolerante.

*Polyporus sanguineus* (cepa # 40). Hongo causante de pudrición blanca. Exhibió una ligera agresividad hacia ambas maderas con la técnica de malta agar-bloque y la de suelo-bloque. No obstante haber presentado una ligera agresividad, contra la creosota resultó ser tolerante.

*Ganoderma applanatum* (cepa # 47). Cepa productora de pudrición blanca. Hongo ligeramente agresivo hacia ambas maderas con la

técnica de malta agar-bloque; en la de suelo-bloque hacia ambos tipos de sustrato mostró una moderada agresividad. En las pruebas de tolerancia hacia el preservador, fue un hongo tolerante.

*Poria* sp. (cepa # 64). Causante de pudrición blanca. En los ensayos de agresividad fue ligeramente agresivo hacia ambas maderas en la técnica de malta agar-bloque y en la de suelo-bloque con madera de pino; mientras que con madera de liquidámbar en la técnica de suelo-bloque, mostró una moderada agresividad. Esta cepa resultó ser muy tolerante a la creosota.

*Ganoderma applanatum* (cepa # 66). Cepa causante de pudrición blanca. Este hongo varió la categoría de agresividad hacia ambos tipos de sustrato con los métodos de malta agar-bloque y de suelo-bloque, en los que presentó una ligera agresividad. Este hongo fue muy tolerante a la creosota.

*Polyporus* sp. (cepa # 90). Para este hongo no fue determinado algún tipo de pudrición. En cuanto a las pruebas de agresividad, fue ligeramente agresivo con ambas maderas en las técnicas de malta agar-bloque y de suelo-bloque. Hacia el preservador, presentó una moderada tolerancia.

*Polyporus* aff. *rigidus* (cepa # 93). Para este hongo no fue determinado algún tipo de pudrición. Cepa ligeramente agresiva con maderas de pino y liquidámbar en el método de malta agar-bloque. No fue experimentada en la técnica de suelo-bloque. Así mismo, no fue ensayada en las pruebas de tolerancia.



*Polyporus* sp. (cepa # 94). Hongo causante de pudrición blanca. Fue ligeramente agresivo hacia la madera de pino y de liquidámbar con la técnica de malta agar-bloque; con la de suelo-bloque, presentó una moderada agresividad hacia la madera de pino y una alta agresividad hacia la madera de liquidámbar. Durante los ensayos de tolerancia, fue ligeramente tolerante a la creosota.

*Polyporus* sp. (cepa # 138). Cepa productora de pudrición blanca. Presentó una ligera agresividad hacia ambas maderas con la técnica de malta agar-bloque y con madera de pino en la de suelo-bloque; con madera de liquidámbar fue moderadamente agresiva en la técnica de suelo-bloque. Respecto a las pruebas de tolerancia fue moderadamente tolerante al preservador.

*Trametes corrugata* (cepa # 139). Hongo causante de pudrición blanca. En las pruebas de agresividad, fue ligeramente agresivo hacia la madera de pino y liquidámbar con la técnica de malta agar-bloque y con la de suelo-bloque. Hacia la creosota mostró una moderada tolerancia

*Polyporus occidentalis* (cepa # 141). Causante de pudrición blanca. Esta cepa presentó una ligera agresividad hacia ambos tipos de sustrato con las técnicas de malta agar-bloque y de suelo-bloque. Hongo ligeramente tolerante hacia la creosota.

*Cymatoderma caperatum* (cepa # 145). Hongo causante de pudrición blanca. Ligeramente agresivo hacia ambas maderas con el método de malta agar-bloque; con la técnica de suelo-bloque, mostró una

moderada agresividad hacia la madera de pino y una alta agresividad hacia la de liquidámbar. Frente a la creosota, mostró una moderada tolerancia.

*Pleurotus mexicanus* (cepa # 146). Hongo causante de pudrición blanca. Esta cepa se comportó como ligeramente agresiva hacia ambas maderas con la técnica de malta agar-bloque; también fue ligeramente agresivo en madera de pino con la técnica de suelo-bloque y moderadamente agresivo hacia la madera de liquidámbar con esta última técnica. Frente a la creosota, esta cepa resultó tolerante.

*Marasmius* sp. (cepa # 147). Hongo causante de pudrición blanca. Ligeramente agresivo hacia la madera de pino y de liquidámbar en el método de malta agar-bloque; contra estas mismas maderas pero con la técnica de suelo-bloque, fue moderadamente agresivo. Hacia la creosota, exhibió una tolerancia moderada.

*Poria* sp. (cepa # 152). Produce pudrición blanca. En las pruebas de capacidad de producir pudrición mostró una ligera agresividad contra ambas maderas en la técnica de malta agar-bloque; en la de suelo-bloque, exhibió una moderada agresividad hacia la madera de pino y una alta agresividad hacia la madera de liquidámbar. Ante la creosota, mostró una tolerancia moderada.

*Cotylidia aurantiaca* (cepa # 155). Hongo causante de pudrición blanca. Ligeramente agresivo hacia ambas maderas con la técnica de malta agar-bloque y moderadamente agresivo hacia ambos tipos de sustrato en la técnica de suelo-bloque. Hongo moderadamente

*Favolus brasiliensis* (cepa # 160). Hongo productor de pudrición blanca. Ligeramente agresivo hacia la madera de pino y liquidámbar con las técnicas de malta agar-bloque y de suelo-bloque. Cepa tolerante a la creosota.

*Pleurotus aff. ostreatus* (cepa # 171). Cepa causante de pudrición blanca. Este hongo fue ligeramente agresivo contra ambos tipos de sustrato con los métodos de malta agar-bloque y de suelo-bloque. Respecto a las pruebas de tolerancia, mostró una tolerancia moderada.

Telephoraceae (cepa # 179). Hongo causante de pudrición blanca. Mostró una ligera agresividad hacia ambas maderas en la técnica de malta agar-bloque; en la de suelo-bloque, fue moderadamente agresiva hacia la madera de pino y agresiva con la madera de liquidámbar. En las pruebas de tolerancia, exhibió una moderada tolerancia.

*Fomes ulmarius* (cepa # 181). Hongo causante de pudrición blanca. Mostró una actividad de agresividad similar hacia ambas maderas en las técnicas de malta agar-bloque y de suelo-bloque, expresada en una ligera agresividad. Ante la creosota, exhibió una moderada tolerancia.

## 8. CONSIDERACIONES FINALES.

La rama de la ciencia llamada Biodeterioro de la madera, contempla la participación interdisciplinaria de áreas como la Entomología, la Bacteriología, la Malacología, la Carcinología y la Micología, para los estudios de organismos degradadores de la madera, su biología, su actividad como agentes destructores y los medios para preservar este material contra el deterioro biológico. Así mismo, el estudio científico-tecnológico de la madera, además de los aspectos referidos a la explotación, procesamiento, usos y preservación de este material.

Dentro de este campo de estudio, ubicamos a la caracterización de los organismos causantes del deterioro, considerándolo como uno de los aspectos más importantes, debido a que proporciona información acerca de su biología y actividad, es decir, caracterizaciones descriptiva y experimental respectivamente. Combinando ambas caracterizaciones, la experimental y la descriptiva, se lograría obtener un cuadro bastante amplio sobre el papel biológico y la importancia económica de los organismos habitantes de la madera, tal es el caso de los hongos xilófagos.

De acuerdo con lo anterior, es posible apreciar que el presente trabajo comprende una parte de la caracterización, es decir, la experimental. Intentar realizar una caracterización completa hubiese sido sumamente pretensioso, por lo que una meta de tal magnitud debe lograrse a través de una serie de estudios planeados

de una manera integral. Esto último constituye una proposición emanada de este trabajo.

En México, la investigación relacionada con el biodeterioro de la madera aún es incipiente, por lo que es menester definir prioridades que señalen las bases para el estudio del biodeterioro. Una de las prioridades más importantes, consiste en caracterizar experimentalmente a los hongos nativos de nuestro país para posteriormente confrontarlos con los de otras regiones del extranjero, especialmente aquellas frecuentemente citadas en la literatura mundial, en particular, las recomendadas en trabajos que empleen métodos normalizados para el estudio de la resistencia natural de la madera a la pudrición o el ensayo toximétrico de preservadores para madera. En respuesta a esta inquietud, contribuir a la elaboración de un inventario de la micoflora xilófaga mexicana, que a su vez proporcionará información valiosa para múltiples aspectos de investigación básica y para la aplicación práctica de estos conocimientos en el uso adecuado de la madera, un material biodegradable de gran valor.

## 9. LITERATURA CITADA

- AMBURGEY, T. L., 1970. Relationship of capacity to cause decay to other physiological traits in isolates of *Lenzites trabea*. *Phytopathology* 60(6):955-960.
- AMERICAN SOCIETY FOR TESTING AND MATERIALS, 1967. Standard method for accelerated laboratory tests of natural decay resistance of woods. ASTM Designation: D 2017-63. 1967 ASTM Books of Standards. Part 16. Structural Sandwich Constructions, Wood, Adhesives. American Society for Testing and Materials. Philadelphia, págs. 682-689.
- AMERICAN WOOD PRESERVERS' ASSOCIATION, 1971. Revised standard method for testing wood preservatives by laboratory soil-block cultures. Designation M 10-71. *Proc. Amer. Wood Pres. Ass.* 67: 75-82.
- ANATHANARAYANAN, S., 1979. Timber deterioration and its prevention. *Rev. Mycol.* 43(2):131-142.
- BAKSHI, B. K., 1971. *Indian Polyporaceae*. Indian Council of Agricultural Research. New Delhi, 246 p.
- BOIDIN, J., 1951. Recherche de la tyrosinase et de la laccase chez les basidiomycètes en culture pure. Milieux différentiels. Intéret systématique. *Rev. Mycol.* 16:173-197.
- BRANCATO, F. P. & S. GOLDING, 1953. The diameter of the mold colony as a reliable measure of growth. *Mycologia* 45(6):848-864.
- BRAVERY, A. F., 1968. Determining the tolerance of soft-rot fungi to wood preservatives. A comparasion of test methods. *Mat. u. Organ.* 3(3):213-227.
- CAREY, J. K., 1975. Isolation and characterization of wood-inhabiting fungi. In: LOVELOCK, D. W. & R. J. GILBERT (Eds.). *Microbial aspects of the deterioration of materials*. Academic Press. London, 261 p.
- CARTWRIGHT, K. St. G. & W. P. K. FINDLAY, 1958. *Decay of timber and its prevention*. Her Majesty's Stationary Office. London, 332 p.
- COCHRAN, W. G., 1980. *Técnicas de muestreo*. CECSA. México, 513 p.
- y G. M. COX, 1980. *Diseños experimentales*. Trillas. México, 681 p.
- COULSON, R. N. & A. E. LUND, 1973. Degradation of wood by insects. In: NICHOLAS, D. D. (Ed.). *Wood deterioration and its prevention by preservative treatments*. Vol. I. Degradation and protection of wood. Syracuse University Press. Syracuse, 380 p.

- COWLING, E. B., 1957. The relative preservative tolerances of 18 wood destroying fungi. *For. Prod. J.* 7(10):355-359.
- , 1965. Microorganisms and microbial enzyme systems as selective tools in wood anatomy. In: COTE, W. A. Jr. (Ed.). *Cellular ultrastructure of woody plants*. Syracuse University Press. Syracuse, 603 p.
- Da COSTA, E. W. B.; K. HIRST & L. D. OSBORNE, 1972. Laboratory evaluations of wood preservatives. VIII. Protection of plywood against decay fungi by incorporation of fungicides in the glue-line. *Holzforsch.* 26(4):131-138.
- DANIEL, W. W., 1980. *Bioestadística. Base para el análisis de las ciencias de la salud*. Limusa. México, 485 p.
- De la PAZ PEREZ OLVERA y R. SALINAS-QUINARD, 1977. Rápida prueba de laboratorio indicadora de resistencia a pudrición de 2 especies de encinos. *Ciencia Forestal* 2(6):3-19.
- DICKINSON, D. J., 1974. A new technique for screening fungicide for wood preservation. *Int. Biodetn. Bull.* 10(2):49-51.
- FINDLAY, W. P. K., 1967. *Timber pests and diseases*. Pergamon Press. Oxford, 280 p.
- , 1975. *Timber: properties and uses*. Crosby Lockwood Staples. London, 224 p.
- GARCIA CARMONA, G., 1948. *Resistencia relativa de algunas maderas tropicales mexicanas a los hongos xilófagos*. Tesis Profesional. Fac. de Química, U. N. A. M. México, 138 p.
- GOMEZ-NAVA, M. S.; R. ECHENIQUE-MANRIQUE y R. SALINAS-QUINARD, 1969. Indices de laboratorio sobre resistencia de la madera a la pudrición de 11 especies forestales mexicanas. *Bol. Div. Inst. Nac. Invest. For.* 31. México. 40 p.
- GUZMAN Del PROO, S. A., 1963. *Efectos del alquitrán del coyol (Sheela liebmanii Becc.) contra algunos hongos xilófagos*. Tesis Profesional. E. N. C. B., I. P. N. México, 50 p.
- HENNINGSSON, B., 1965. Physiology and decay activity of the birch conk fungus *Polyporus betulinus* (Bull.) Fr. *Stud. for. suec.* 34: 1-77.
- , 1967. Physiology of fungi attacking birch and aspen pulpwood. *Stud. for. suec.* 52: 1-54.
- HERRERA HERRERA, B., 1972. *Incidencia y desarrollo de la mancha azul de madera de pino (P. montezumae) bajo condiciones de laboratorio*. Tesis Profesional. E. N. A., Chapingo. México, 87 p.

- HERRERA RODRIGUEZ, J. A.; M. S. GOMEZ-NAVA y A. HERRERA BAILON, 1976. Durabilidad natural de la madera de especies forestales mexicanas. *Bol. Téc. Inst. Nac. Invest. For.* 52. México. 32 p.
- , 1977. Preservación de maderas por métodos sencillos y de bajo costo. *Ciencia Forestal* 2(8):25-49.
- ; --- y E. BARRETERO GOMEZ, 1980. Durabilidad natural de la madera de 14 especies forestales mexicanas. Serie III. *Bol. Téc. Inst. Nac. Invest. For.* 67. México. 21 p.
- HIGHLEY, T. L., 1973. Influence of carbon source on cellulase activity of white-rot and brown-rot fungi. *Wood and Fiber* 5(1): 50-58.
- , 1980. Degradation of cellulose by *Poria placenta* in the presence of compounds that affect hydrogen peroxide. *Mat. u. Organ.* 15(2):81-90.
- HOCHMAN, H., 1973. Degradation and protection from marine organisms. In: NICHOLAS, D. D. (Ed.). *Wood deterioration and its prevention by preservative treatments. Vol. I. Degradation and protection of wood.* Syracuse University Press. Syracuse, 380 p.
- HUDSON, H. J., 1972. *Fungal saprophytism.* Arnold. London, 67 p.
- HUNT, G. M. y G. A. GARRAT, 1962. *Preservación de la madera.* Salvat. Barcelona, 486 p.
- KIRK, K. T., 1973. The chemistry and biochemistry of decay. In: NICHOLAS, D. D. (Ed.). *Wood deterioration and its prevention by preservative treatments. Vol. I. Degradation and protection of wood.* Syracuse University Press. Syracuse, 380 p.
- , 1975. Chemistry of lignin degradation by wood-destroying fungi. In: LIESE, W. (Ed.). *Biological transformation of wood by microorganisms.* Springer-Verlag. Berlin, 203 p.
- KOENIGS, J. W., 1972. Production of extracellular hydrogen peroxide and peroxidase by wood-rotting fungi. *Phytopathology* 62(1):100-110.
- KOLLMANN, F. P. & W. A. COTE Jr., 1968. *Principles of wood science and technology. Vol. I. Solid wood.* Springer-Verlag. Berlin, 592 p.
- LEVI, M. P., 1973. Control methods. In: NICHOLAS, D. D. (Ed.). *Wood deterioration and its prevention by preservative treatments. Vol. I. Degradation and protection of wood.* Syracuse University Press. Syracuse, 380 p.
- LINDGREN, R. M., 1933. Decay of wood and growth of some hymenomyces as affected by temperature. *Phytopathology* 23(1):73-81.
- LOPEZ GUERRERO, M. T., 1979. *Caracterización de algunos cultivos de hongos causantes de pudrición en la madera.* Tesis Profesional. Fac. de Ciencias, U. N. A. M. México, 76 p.



- LOT-HELGUERAS, A. 1975. La Estación de Biología Tropical Los Tuxtlas: pasado, presente y futuro. In: GOMEZ-POMPA, A.; C. VAZQUEZ-YANEZ; S. DEL AMO RODRIGUEZ y A. BUTANDA CERVERA (Eds.). *Investigación sobre la regeneración de selvas altas en Veracruz, México*. CECSA. México, 676 p.
- MARTIN, S. B. & J. L. DALE, 1980. Biodegradation of turf thatch with wood-decay fungi. *Phytopathology* 70(4):297-301.
- NOBLES, M. K., 1948. Studies in forest pathology VI. Identification of cultures of wood-rotting fungi. *Can. J. Res.* 26. Sec. C(3): 281-431.
- , 1958. A rapid test for extracellular oxidase in cultures of wood-inhabiting hymenomycetes. *Can. J. Botany* 36(1):91-99.
- , 1965. Identification of cultures of wood-inhabiting hymenomycetes. *Can. J. Botany* 43:1097-1139.
- OBREGON ARCEO, M. C. y R. ECHENIQUE-MANRIQUE, 1974. Identificación de hongos habitantes de postes de madera. *An. Inst. Univ. Nal. Autón., México* 45, Ser. Botánica (1):11-20
- PANSHIN, A. J. & DE ZEEUW, 1970. *Textbook of wood technology. Vol. I. Structure, identification, uses, and properties of the commercial woods of the United States and Canada*. McGraw-Hill. New York, 705 p.
- PEREZ-MORALES, V.; L. M. PINZON-PICASEÑO y R. ECHENIQUE-MANRIQUE, 1977. Ensayo de laboratorio sobre resistencia natural de la madera de especies tropicales mexicanas al ataque de hongos xilófagos. *Bol. Soc. Mex. Mic.* 11:99-107.
- ; G. HERAS y R. ECHENIQUE-MANRIQUE, 1977. Riesgo a la pudrición de la madera en diferentes climas de México. *Instituto de Investigación sobre Recursos Bióticos. Madera y su uso en la construcción 1*. México. 11 p.
- PINZON-PICASEÑO, L. M. y R. ECHENIQUE-MANRIQUE, 1974. Ensayo de toxicidad de 4 preservadores para madera sobre algunos hongos xilófagos. *An. Inst. Biol. Univ. Nal. Autón., México* 45, Ser. Botánica 1:57-74.
- y ---, 1976. Preservadores a base de cobre, cromo y arsénico, su fijación en la madera y su efecto sobre hongos xilófagos. *Bol. Div. Inst. Nac. Invest. For.* 39. México. 16 p.
- PRESTON, A. & E. I. Mc LENNAN, 1948. The use of dyes in culture media for distinguishing brown and white wood-rotting fungi. *Ann. Botany*, n. s. 12(45):53-64.
- RICHARDS, A. C., 1923. Methods of testing the relative toxicity of wood preservatives. *Proc. Amer. Wood Pres. Ass.* 19:127-135.
- , 1924. The comparative resistance of 17 species of wood-destroying fungi to sodium fluoride. *Proc. Amer. Wood Pres. Ass.* 20:37-44.

- RICHARDS, A. C., 1925. The comparative resistance of 18 species of wood-destroying fungi to zinc chloride. *Proc. Amer. Wood Pres. Ass.* 21:18-22.
- ROBINSON, P. M., 1978. *Practical fungal physiology*. Wiley. New York, 123 p.
- SALINAS-QUINARD, R., 1974. Un problema de mohos en madera para empaques. *Bol. Div. Instit. Nal. Invest. For.* 35. México. 18 p.
- ; R. ECHENIQUE-MANRIQUE y L. GALVEZ CRUZ, 1971. Observaciones acerca de la inducción de resistencia del ataque de hongos productores de pudriciones en maderas tratadas con niveles variables de radiaciones gamma. *Rev. lat.-amer. Microbiol.* 13:45-58.
- SCHEFFER, T. C., 1973. Microbiological degradation and the causal organisms. In: NICHOLAS, D. D. (ED.). *Wood deterioration and its prevention by preservative treatments. Vol. I. Degradation and protection of wood*. Syracuse University Press. Syracuse, 380 p.
- & E. B. COWLING, 1966. Natural resistance of wood to microbial deterioration. *Ann. Rev. Phytopathol.* 4:147-170.
- SCHMIDT, O. & W. LIESE, 1980. Variability of wood degrading enzymes of *Schizophyllum commune*. *Holzforsch.* 34(2):67-72.
- SCHMITZ, H. & others, 1931. A suggested toximetric method for wood preservatives. *Proc. Amer. Wood Pres. Ass.* 27:81-86.
- SMITH, D. R., 1971. A possible method for the rapid evaluation of wood preservatives. *Holzforsch.* 57:18-22.
- SOKAL, R. R. y F. J. RÖHLF, 1980. *Introducción a la Bioestadística*. Reverté. Barcelona, 362 p.
- SUTTER, H. P., 1978. A new technique for screening fungicides for wood preservatives. *Int. Biodetn. Bull.* 14(3):95-99.
- THORNTON, J. D., 1979. Evaluation of a new laboratory decay technique using *Serpula lacrymans*. *Int. Biodetn. Bull.* 15(2): 45-48.
- & O. COLLETT, 1979. A laboratory test to determine potential uses of fungicides against *Serpula lacrymans* Gray. *Int. J. Wood Pres.* 1(1):21-25.
- TSOUMIS, G., 1968. *Wood as a raw material*. Pergamon Press. London, 276 p.
- UNLIGIL, H. H., 1972. Tolerance of some canadian strains of wood-rotting fungi to wood preservatives. *For. Prod. J.* 22(1):40-45.
- WAZNY, J. & L. BRODZIAK, 1980. Effect of the fungus *Lentinus edodes* (Berk.) Sing. -Shiitake- in some physical and mechanical properties of wood. *Mat. u. Organ.* 15(3):235-243.