



00345
10

**UNIVERSIDAD NACIONAL AUTONOMA
DE MEXICO**

**POSGRADO EN CIENCIAS BIOLÓGICAS
FACULTAD DE CIENCIAS**

**DESCRIPCIÓN DE ALGUNOS HONGOS POLIPOROIDES
XILOFAGOS DE LA ESTACIÓN DE BIOLOGÍA TROPICAL
"LOS TUXTLAS", VERACRUZ**

T E S I S

**QUE PARA OBTENER EL GRADO ACADÉMICO DE
MAESTRA EN CIENCIAS
(BIOLOGÍA VEGETAL)**

P R E S E N T A

MARIA ELENA RUIZ RODRIGUEZ

**DIRECTOR DE TESIS:
M. EN C. LUIS MANUEL PINZON PICASEÑO**

MEXICO, D. F.

**TESIS CON
FALLA DE ORIGEN**

NOVIEMBRE, 2003



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

Agradezco las facilidades otorgadas por el Laboratorio de Biodeterioro y Preservación de Productos Forestales, Departamento de Botánica del Instituto de Biología, UNAM, y al Profesor Gonzalo Pérez Higareda, por parte de la Estación de Biología Tropical "Los Tuxtlas", Veracruz, del mismo Instituto, para la realización de este estudio.

A MI ASESOR Y DIRECTOR DE TESIS

Quiero agradecer al Maestro Luis Manuel Pinzón Picaseño su extraordinario interés y valiosa ayuda para la realización de este trabajo. De él he recibido no sólo sus conocimientos, sino también su apoyo, confianza e infinita paciencia en mi formación profesional.

De manera especial agradezco a los miembros del Comité Tutorial:

**M. en C. Luis Manuel Pinzón Picaseño
M. en C. Ricardo Valenzuela Garza
M. en C. Guadalupe Vidal Gaona**

y del Jurado Dictaminador:

**M. en C. Luis Manuel Pinzón Picaseño
M. en C. Guadalupe Vidal Gaona
Dra. Hermelinda Margarita Villegas Ríos
M. en C. Ricardo Valenzuela Garza
Dr. Sigfrido Sierra Galván**

Por sus valiosas revisiones y sugerencias para el trabajo.

Particularmente me siento en deuda con el Maestro Ricardo Valenzuela Garza por su asesoría y facilidades prestadas en el Laboratorio y Herbario de Micología de la Escuela Nacional de Ciencias Biológicas, IPN, y con la Doctora H. Margarita Villegas Ríos por su meticulosa revisión y valiosas aportaciones al texto.

**TESIS CON
FALLA DE ORIGEN**

A MI PADRE

Dedico este trabajo en memoria de mi Padre, señor Rafael Ruiz Ortiz, en dondequiera que te encuentres. Dejaste en mí la semilla de luchar y seguir hacia adelante, gracias Papá.

A MI MADRE

Quiero agradecerle a mi Mamá, Cecilia Rodríguez Rodríguez, el apoyo incondicional de su amor y estímulo que me dio en los momento más difíciles para culminar esta meta.

A MIS HERMANAS Y HERMANOS

Rafael, Yolanda, Alfredo, Laura, Patricia y Cecilia, porque cada uno, a su manera, me ha demostrado el valor de las cosas a pesar de las adversidades para lograr el triunfo.

A MIS SOBRINOS Y SOBRINAS

José Rafael, Luisa Fernanda, Brenda, Rafael y Lizeth, por la alegría, vivacidad y curiosidad hacia la vida que cada uno demuestra, a pesar de su corta edad, y que para mí han sido otro de mis impulsos para seguir adelante.

**TESIS CON
FALLA DE ORIGEN**

C

A MIS AMIGAS Y AMIGOS

Con mucho cariño a mis compañeras de la Escuela y de Trabajo por el estímulo recibido para alcanzar este logro profesional.

A MIS MAESTRAS Y MAESTROS

Por sus enseñanzas, conocimientos transmitidos, apoyo e inquietudes generadas en mí, con lo que impulsaron mi desarrollo académico y profesional.

Y también a la Familia Pinzón Germán por aguantarme durante tanto tiempo.

**TESIS CON
FALLA DE ORIGEN**

INDICE

1. RESUMEN	1
2. INTRODUCCIÓN	2
3. OBJETIVOS	6
4. ANTECEDENTES	7
5. MATERIALES Y MÉTODOS	9
5.1. Descripción del área de estudio	9
5.2. Recolección de ejemplares	9
5.3. Aislamiento de cepas y purificación de cultivos	11
5.4. Determinación y caracterización taxonómica de los basidiomas	12
5.5. Pruebas de laboratorio para comprobar el tipo de pudrición que causan los aislamientos	12
5.5.1. Método del aserrín-guayacol	12
5.5.2. Método de Badcock con aserrín de pino	13
5.5.3. Método de Badcock con aserrín de liquidámbar	13
5.6. Estudio de los caracteres culturales de los aislamientos	13
5.6.1. Explicación de los símbolos utilizados en las descripciones.	14
6. RESULTADOS	18
6.1. Comprobación del tipo de pudrición de los aislamientos	19
6.1.1. Método del aserrín-guayacol	19
6.1.2. Método de Badcock con aserrín de pino	21
6.1.3. Método de Badcock con aserrín de liquidámbar	24
6.2. Descripciones de las especies estudiadas en orden alfabético	28
<i>Antrodiella liebmannii</i>	28
<i>Coriolopsis polyzona</i>	34
<i>Earliella scabrosa</i>	40
<i>Fomes fasciatus</i>	45
<i>Ganoderma applanatum</i>	51
<i>Ganoderma lucidum</i>	57
<i>Hexagonia hydnoides</i>	63
<i>Hexagonia tenuis</i>	69
<i>Humphreya coffeatum</i>	75
<i>Phellinus gilvus</i>	81
<i>Polyporus tricholoma</i>	87
<i>Pycnoporus sanguineus</i>	92
<i>Rigidoporus microporus</i>	98
<i>Trametes elegans</i>	103

TESIS CON
FALLA DE ORIGEN

<i>Trametes maxima</i>	109
<i>Trametes pavonia</i>	115
<i>Trichaptum bififormis</i>	121
7. DISCUSIÓN	127
7.1. Tipo de pudrición	127
7.1.1. Discusión de los tres métodos	127
7.1.2. Importancia en taxonomía	128
7.1.3. Aplicación en filogenia	129
7.1.4. Utilidad en biogeografía	130
7.2. Estructura de los basidiomas	130
7.2.1. Sistemas hifales	131
7.2.2. Cistidios y estructuras afines	132
7.2.3. Tamaño de esporas	132
7.2.4. Reacciones macro y microquímicas	133
7.2.4.1. Reacción xantocróica	133
7.2.4.2. Reacción de Melzer	134
7.3. Análisis fungístico	134
7.4. Ecología: hábitat y sustrato	134
7.5. Caracteres culturales de los aislamientos	135
7.5.1. Septación de las hifas	136
7.5.2. Hifas y estructuras diferenciadas	137
7.5.3. Esporas secundarias y fructificaciones	138
7.5.4. Otros caracteres fisiológicos	139
8. CONCLUSIONES	141
9. LITERATURA CITADA	144

TESIS CON
 FALLA DE ORIGEN

1. RESUMEN

El estudio de los macromicetes provenientes de zonas cálido-húmedas todavía es incompleto a nivel mundial. Aunque en México se ha avanzado bastante en la integración de inventarios fungísticos, hace falta contribuir con descripciones amplias del material de tales procedencias. De entre los diversos enfoques descriptivos más ignorados en nuestro país está el que se refiere al micelio desarrollado en medio de cultivo artificial (*in vitro*). Esto motivó la planeación de un proyecto que contribuyera al conocimiento de estos hongos. Para ello, fue escogida como área de trabajo la Estación de Biología Tropical "Los Tuxtlas", Veracruz, por su diversidad biológica y su magnífica infraestructura.

Durante las exploraciones llevadas a cabo en la localidad fueron recolectados ejemplares de hongos poliporoides xilófagos y, del contexto de los basidiomas, fueron realizados aislamientos a cultivo hasta la obtención de cepas puras. Del material obtenido fueron seleccionadas 17 especies, con sus cepas respectivas, para comprobar el tipo de pudrición que causan mediante tres pruebas fisiológicas de laboratorio, realizar el estudio taxonómico convencional de los basidiomas, así como la descripción de sus caracteres culturales de acuerdo con el método de Nobles (1965).

Los resultados obtenidos con las pruebas fisiológicas comprueban rigurosamente que 15 de los 17 hongos ensayados son causantes de pudrición blanca, es decir, capaces de degradar tanto a la celulosa (holocelulosa) como a la lignina, los componentes químicos estructurales de la madera.

El estudio taxonómico aporta descripciones de especímenes procedentes de una localidad de la que previamente no ha sido descrito material micológico de este tipo. Estas comprenden caracteres macroscópicos y microscópicos del basidioma, como: forma, tamaño, color, consistencia y reacciones macroquímicas; sistema hifal, forma y tamaño de esporas y otras estructuras himeniales.

Las descripciones de los micelios cultivados se presentan según los códigos originales de la clave de Nobles (1965) complementados con sus equivalentes y otros caracteres de la clave de Stalpers (1978). Estas incluyen caracteres macroscópicos de la mata micelial, como grado de crecimiento, forma de la zona de avance; relieve, textura, olor y color de la colonia; inducción de cambios en el agar; desarrollo de fructificaciones y producción de exudados; y, caracteres microscópicos, como aspecto y septación de las hifas generativas, tipos de hifas o estructuras diferenciadas, formación de esporas asexuales y presencia de cristales.

De las 17 especies estudiadas, cinco resultaron nuevos registros para la localidad. Con base en los resultados obtenidos, se analizan las ventajas y desventajas de los tres métodos empleados para confirmar el tipo de pudrición que causan los hongos y se discute sobre la importancia taxonómica, filogenética y biogeográfica de este carácter. Además se discute sobre la relación entre las estructuras observadas en la mata micelial y el basidioma, así como su relevancia taxonómica y utilidad para la determinación de las especies.

Los resultados obtenidos son originales e interesantes y demuestran la utilidad de conjuntar las descripciones taxonómicas con la comprobación del tipo de pudrición y el estudio de los caracteres culturales de los hongos para contribuir de manera más significativa al conocimiento de estos organismos.

2. INTRODUCCIÓN

Es ampliamente aceptado que el conocimiento de los macromicetes de México, particularmente los tropicales, todavía está lejos de ser completo (Guzmán, 1990, 1995). Por ello, debe darse mayor impulso a la realización de estudios fungísticos de los diversos grupos que habitan en las zonas cálido-húmedas de este país.

En los bosques tropicales, donde la acelerada descomposición de los detritos leñosos contribuye de manera importante al funcionamiento de los ecosistemas, proliferan predominantemente los hongos que degradan la madera (Ayensu, 1981); de entre éstos, destacan por su conspicuidad y abundancia los macromicetes poliporoides comprendidos en las familias Ganodermataceae, Hymenochetaceae y Polyporaceae.

Si bien es importante el estudio de los macromicetes degradadores de la madera en cualquier región boscosa tropical del país, sería más reduitable efectuarlo en reservas ecológicas donde se realice investigación intensa a corto, mediano y largo plazo, porque la información generada podría ser integrada a otros estudios biológicos y aun multidisciplinarios.

Una de las reservas más destacadas en nuestro país es la Estación de Biología Tropical "Los Tuxtlas", Veracruz. Esta reserva biológica se mantiene hasta nuestros días como representativa del límite norte de la selva alta perennifolia. En la localidad existe actualmente tanto selva natural como con diversos grados de perturbación. A nivel nacional, la Estación de Biología Tropical "Los Tuxtlas" destaca porque en ella se ha generado la mayor cantidad de investigaciones biológicas de todo tipo: taxonómicas (estudios florísticos y faunísticos), botánico-fisiológico-ecológicas (anatomía vegetal, biología floral, fenología, estructura de la vegetación, dispersión y germinación de semillas, regeneración de la selva, dinámica de poblaciones, interacciones planta-animal), zoológico-ecológicas (estudio de aves migratorias, etología de aves y primates, parasitología, reproducción y demografía de diversos grupos), bioetnológicas (observaciones y encuestas sobre uso de los recursos naturales por los grupos humanos en el área de influencia de la zona); y relacionadas con estos temas, también actividades de docencia y divulgación científica (Lot-Helgueras, 1976).

Ante este panorama es muy prometedora la posibilidad de desarrollar estudios sobre macromicetes poliporoides lignícolas o xilófagos en tal localidad, más aun si se acepta como premisa que la gran diversidad de especies arbóreas que vegetan en ella (Ibarra Manríquez y Sinaca Colín, 1987) debe favorecer su abundancia.

Los trabajos fungísticos sobre macromicetes comúnmente están circunscritos al estudio de los ascomas o los basidiomas, es decir, las fases reproductoras. En cambio, con el proyecto actual se pretende conjuntar el estudio de las dos fases que integran la dualidad de los Basidiomicetes: la fase reproductora sexual con la descripción taxonómica de los basidiomas; y la fase somática o asimilativa, es decir, el micelio secundario en cultivo puro aislado de esos basidiomas, abarcando dos aspectos: la comprobación del tipo de pudrición que causan estos hongos en la madera y la descripción de los caracteres culturales del micelio. Todo ello con la intención de aportar mayor información sobre el material estudiado y así contribuir de una manera más integral al conocimiento de tales organismos.

En México, la descripción taxonómica de los basidiomas es ampliamente conocida, por lo que no hace falta explicarla más. En contraste, los temas sobre micelio en cultivo son muy poco conocidos, por lo cual es conveniente abordarlos de una manera propedéutica antes de entrar en detalles.

Los Basidiomicetes xilófagos, excepto unos cuantos casos de otros grupos, son los responsables de



los dos tipos principales de pudrición de la madera: la morena y la blanca (Cartwright y Findlay, 1958; Boyce, 1961; Zabel y Morrell, 1992).

Los hongos relacionados con la pudrición morena se distinguen porque degradan rápidamente la madera, confiriéndole un color moreno o café, de ligero a oscuro y agrietándola tanto longitudinal como transversalmente al sentido de las fibras leñosas, efectos que le dan un aspecto carbonizado, fracturado en cubos y una consistencia quebradiza (Boyce, 1961; Scheffer, 1973; Zabel y Morrell, 1992). Estos hongos metabolizan activamente la celulosa y las hemicelulosas (juntas se llaman holocelulosa) del complejo lignocelulósico que constituye las paredes celulares de las fibras (Cartwright y Findlay, 1958; Boyce, 1961; Cowling, 1961; Scheffer, 1973; Zabel y Morrell, 1992).

Aquellos hongos que causan la pudrición blanca degradan menos rápidamente la madera, pero tanto o más drásticamente que los anteriores, la decoloran y la transforman en un material ligero, reblandecido, de textura esponjosa o fibrosa y fácilmente desmenuzable (Boyce, 1961; Scheffer, 1973; Zabel y Morrell, 1992). Estos hongos son capaces de metabolizar tanto la holocelulosa como la lignina (Cartwright y Findlay, 1958; Boyce, 1961; Cowling, 1961; Scheffer, 1973; Zabel y Morrell, 1992).

Así, determinar el tipo de pudrición que causa un hongo aporta conocimiento acerca de su metabolismo, particularmente de sus sistemas enzimáticos; pero además, y esto es importante para el presente trabajo, es que tal carácter es constante para cada especie biológica, como fue reconocido por el fundador del estudio científico de la pudrición de la madera R. Hartig desde 1874-1878 (Cartwright y Findlay, 1958; Boyce, 1961; Zabel y Morrell, 1992).

A partir de que Bavendamm (1928) postulara que la aparición de una reacción en sus medios de cultivo evidenciaba la existencia de una enzima "oxidasa extracelular" y dilucidara que las especies de hongos que la producen están asociadas a la pudrición blanca y aquellas que no la producen están relacionadas con la pudrición morena, otros experimentadores pioneros, como Davidson *et al.* (1938), Preston y McLennan (1948), Law (1950) y Nobles (1958a), buscaron desarrollar nuevos métodos de laboratorio para detectar esta "oxidasa extracelular" (llamada a veces "lacasa") o sistema enzimático de "fenoloxidasas extracelulares" relacionado con el metabolismo de la lignina. También la diferenciación de ambos tipos de pudrición puede hacerse mediante otro tipo de pruebas fisiológicas de laboratorio muy sencillas usando madera como medio de cultivo (Badcock, 1941, 1964; Ruiz y Pinzón-Picaseño, 1995).

Si bien es cierto que las características de la madera sustrato de los ejemplares puede servir para determinar el tipo de pudrición que causa el hongo, ésto no tiene suficiente rigor científico debido a que pueden concurrir diversos factores que alteren o enmascaren la apariencia de la madera, por ejemplo, una muestra con pudrición blanca pero que ha sido expuesta al fuego, puede semejar a la atacada por pudrición morena. Además, el riesgo de que el sustrato pueda estar colonizado por micelio de otras especies vuelve incierto discernir cuál de ellas es en mayor o menor grado la responsable de la pudrición. Se sabe que el duramen de algunos árboles de coníferas frecuentemente es colonizado por algún hongo de pudrición blanca y luego por otro de pudrición morena (Boyce, 1961).

En consecuencia, la manera más confiable de comprobar el tipo de pudrición que causa el hongo recolectado es por medio de pruebas fisiológicas de laboratorio, utilizando micelio aislado del basidioma y al menos dos métodos diferentes (Carey, 1975; Ruiz y Pinzón-Picaseño, 1995).

En cuanto al estudio de los caracteres culturales o morfología del "micelio", habrá que empezar por precisar que en realidad no se trata del micelio natural en sentido estricto, sino de la llamada "mata

micelial". Este concepto, aunque ha sido de uso común por todos los estudiosos del tema desde la década de los 1920's (Fritz, 1923) no había sido definido de manera apropiada ni aparece en los diccionarios de micología (Ainsworth, 1971; Snell y Dick, 1971; Hawksworth *et al.*, 1983; Ulloa, 1991). No fue sino hasta la última década del siglo XX que se le describió como "una forma fúngica única y artificial de micelio, desarrollado puro en un medio de cultivo" (Zabel y Morrel, 1992); en otras palabras, es el nombre particular que recibe el micelio en cultivo axénico, el micelio *in vitro*.

Para realizar las observaciones existen dos métodos fundamentales, elaborados en la forma de método-clave: el de Nobles (1965) y el de Stalpers (1978). Como el uso de estos métodos es casi totalmente desconocido en México, es necesario revisar y comparar algunos aspectos de ambos, ya que aunque los dos son muy parecidos, presentan diferencias con diversos grados de importancia.

El método-clave de Nobles (1965) requiere de un solo medio de cultivo (extracto de malta-agar) y consta de 60 caracteres codificados: dos para pruebas enzimáticas; 33 caracteres microscópicos para septación y diferenciación de las hifas y tipos de esporas secundarias (asexuales); y 24 caracteres entre macromorfológicos y fisiológicos, relacionados con color de las hifas y de la colonia, cambios en el medio de cultivo, olor del cultivo, velocidad de crecimiento, producción de fructificaciones, sustrato de origen y tipo de infertilidad.

El método-clave de Stalpers (1978) requiere de dos medios de cultivo (extracto de malta-agar y cereza-agar) y se extiende a 100 caracteres codificados. En parte, la diferencia numérica entre ambas claves se debe a que aquí son codificados grupos de caracteres que en el método anterior se utilizan pero no codifican; y, en parte, a la inclusión de otros caracteres no considerados antes. Entre los primeros, están caracteres macroscópicos como el tipo de textura y color de la mata micelial. Entre los segundos, hay varios grupos de caracteres: algunas pruebas químicas para enzimas, velocidad relativa de crecimiento entre los dos medios de cultivo, variantes en la zona marginal de la colonia, detalles microscópicos finos de las fibulas, diámetro de las hifas y grosor de las paredes celulares y la condición nuclear del micelio y las basidiosporas, estos últimos son de muy difícil observación con microscopios de uso rutinario.

La detección de oxidasa extracelular (Nobles, 1965) o lacasa (Stalpers, 1978) ha sido incluida de manera definitiva en las descripciones de los caracteres culturales de hongos xilófagos. En el presente trabajo este carácter es designado de manera más directa: tipo de pudrición; y, tanto por su importancia como porque los métodos empleados difieren, es tratado de manera independiente.

Cuando Nobles publicó su clave definitiva de caracteres culturales (1965) no usó terminología acuñada por otros micólogos para estructuras hifales de los basidiomas, especialmente los llamados sistemas hifales de Corner (1932 a y b) y sus seguidores, aunque desde entonces era de suponerse que debía haber alguna correlación entre los tipos de hifas de la mata micelial y los del basidioma. Así, las hifas no diferenciadas de Nobles (1965) corresponden a las hifas generativas, las fibrohifas a las hifas esqueléticas, y varios tipos de hifas diferenciadas coinciden laxamente con las conectivas. Esto seguramente se debe a que durante unos 30 años no se hizo caso alguno de las ideas de Corner ya citadas. Por ello es explicable que en la clave más reciente de Stalpers (1978) ya fue usada la terminología de los sistemas hifales.

Las claves de ambos autores están diseñadas para ser usadas en tarjetas con perforaciones a lo largo de los bordes. Las tarjetas pueden ser seleccionadas mecánicamente con una aguja, parecida a las de tejer, dependiendo de si la perforación en que se inserte la aguja está intacta o desorillada. Las tarjetas difieren en que las de Nobles (1965) tienen una sola hilera de perforaciones, cada una corresponde a un código o número, que a su vez, representa un carácter. Por su parte, las tarjetas de Stalpers (1978) presentan dos hileras de perforaciones, una interna y otra externa, cada par

corresponde a un código, mas no siempre a un solo carácter. En ambos casos, el desorillado se hace con perforadoras manuales especiales.

En las tarjetas de Nobles (1965), la perforación está desorillada cuando se desea indicar que la presencia del carácter al que corresponde el código es constante; mientras que una perforación desorillada y con el código entre paréntesis o marcado con un signo de interrogación señala que la presencia del carácter es variable o dudosa, respectivamente; y finalmente, si la perforación está intacta (completa, sin desorillar), obviamente se trata de un carácter ausente.

Con las tarjetas de Stalpers (1978) hay varias posibilidades: la más común consiste en que si ambas perforaciones están desorilladas, la presencia del carácter es constante; si sólo la perforación externa está desorillada, la presencia del carácter es variable y si ninguna perforación está desorillada, es porque el carácter no se presenta; pero hay grupos de caracteres en los que sólo se utiliza la perforación externa con las alternativas intacta y desorillada, significando *si/no* o *+/-*, como en los casos de velocidad de crecimiento (caracteres 5 a 10); y por último, hay unos cuantos casos en los que las opciones de dos, una o ninguna perforación desorillada corresponden a caracteres relacionados ubicados en un mismo código.

3. OBJETIVOS

De acuerdo con lo anteriormente expuesto, los objetivos del presente trabajo son:

- ◆ Recolectar basidiomas de algunos poliporoides xilófagos asociados a pudriciones de la madera en la selva alta perennifolia y estadios de vegetación perturbada de la Estación de Biología Tropical "Los Tuxtlas", Veracruz.
- ◆ Obtener aislamientos del micelio en cultivo puro de los basidiomas recolectados.
- ◆ Comprobar el tipo de pudrición que causan los aislamientos obtenidos, utilizando dos métodos de laboratorio.
- ◆ Describir los caracteres macroscópicos y microscópicos de los basidiomas.
- ◆ Describir los caracteres culturales del micelio de los aislamientos, según el método de Nobles (1965).
- ◆ Iniciar un banco de descripciones para identificar micelios de hongos biodegradadores o biodeterioradores de la madera de la localidad.
- ◆ Contribuir al conocimiento de los hongos poliporoides xilófagos más comunes y conspicuos de las familias Ganodermataceae, Hymenochaetaceae y Polyporaceae de la Estación de Biología Tropical "Los Tuxtlas", Veracruz.

4. ANTECEDENTES

Los estudios florísticos y faunísticos en la región de Los Tuxtlas se han desarrollado de manera continua durante más de cuatro lustros. A principios de la década de los 90's, se estimaba que en la zona de Los Tuxtlas apenas se había logrado inventariar, con un buen nivel de aproximación los recursos bióticos mayores principalmente, como mamíferos, aves, reptiles, anfibios y angiospermas arbóreas, los cuales representaban aproximadamente el 30% del total de estos recursos; mientras que de organismos menores como insectos, hongos, líquenes, musgos, epífitas (Bromeliáceas, Orquidáceas, bejuocos), Cactáceas y otros, los inventarios aún no se completaban; de hecho, la misma condición se mantenía hacia 1995 (Estrada, 1992, citado por Estrada y Coates-Estrada, 1995). Dos años más tarde se publicó el primer inventario formal de los macromicetos de la Estación de Biología Tropical "Los Tuxtlas" con la información que hasta ese momento se tenía disponible (Frutis Molina y Pinzón-Picaseño, 1997). Actualmente, para la región de Los Tuxtlas esta labor todavía dista mucho de ser consumada, por lo que es necesario continuarla.

Los hongos poliporoides de la Estación de Biología Tropical "Los Tuxtlas", Veracruz, en realidad han sido poco estudiados desde el punto de vista fungístico. De esta localidad Guzmán y Pérez-Silva (1975) describieron una especie nueva para la ciencia, *Meripilus tropicalis* Guzmán & Pérez-Silva. De otros ejemplares recolectados, solamente han sido registradas las especies en listas comentadas. Guzmán (1963) incluyó a *Corioloopsis polyzona* (Pers.) Ryv. (= *Polyporus occidentalis* Klotzsch.), y más tarde, Guzmán (1972) citó un ejemplar de *Pycnoporus sanguineus* (L.: Fr.) Murr. (= *Polyporus sanguineus* L.: Fr.). El mayor número de registros ha sido aportado por Welden y Guzmán (1978), comprendiendo a *Ganoderma applanatum* (Pers.: Wallr.) Pat., *Laetiporus sulphureus* (Bull.: Fr.) Murr. (= *Polyporus sulphureus* Bull.: Fr.), *Meripilus tropicalis*, *Polyporus arcularius* (Batsch) Fr., *Polyporus tenuiculus* (Beauv.) Fr. (= *Favolus brasiliensis* [Fr.] Fr.), *Polyporus tricholoma* Mont., *Trametes corrugata* (Pers.) Bres., *Trametes villosa* (Fr.) Kreisel (= *Polyporus villosus* Fr.). Welden et al., (1979) citaron también a *Trametes villosa* (Fr.) Kreisel (como *Funalia villosa* [Sw.] Murr.). Y por supuesto, la lista general de macromicetos de la localidad ya mencionada (Frutis Molina y Pinzón-Picaseño, 1997), que incluye varias de las especies aquí estudiadas.

Pero, no sólo es importante obtener listas de las especies de hongos, sino también avanzar en estudios descriptivos de ellas, tanto en aspectos morfológicos, básicos para la taxonomía, como fisiológicos, para percatarse de su papel en el funcionamiento de la biosfera y así contribuir de una manera más amplia al conocimiento integral de estos seres vivos, pues con excepción de la especie nueva mencionada, hasta el momento no se han publicado otras descripciones taxonómicas de los hongos poliporoides provenientes de esta localidad.

El estudio de los caracteres culturales, recientemente ha sido incluido en estudios taxonómicos, por ejemplo, Ginns y Lefebvre (1993) utilizaron el método de Nobles (1965) en su revisión de los hongos corticoides lignícolas de Norteamérica. Este método ha sido empleado en México para la identificación de hongos xilófagos aislados de postes de madera de líneas eléctricas (Obregón-Arceo y Echenique-Manrique, 1974); para describir dos especies de bosques templados (Herrera Campos, 1985); para la identificación y descripción de hongos causantes de pudrición en *Abies religiosa* (Ruiz Rodríguez y Pinzón-Picaseño, 1994); y para la identificación del hongo causante de pudrición en el manzano (Mendoza-Zamora et al., 1999). Sin embargo, no se han publicado descripciones de este tipo para aislamientos provenientes de la Estación de Biología Tropical "Los Tuxtlas".

Otros trabajos realizados con hongos xilófagos de la Estación de Biología Tropical "Los Tuxtlas" han sido orientados a su función como agentes biodeterioradores y biodegradadores de la madera. Con aislamientos obtenidos de carpóforos, se ha determinado el tipo de pudrición que causan, se ha evaluado su agresividad hacia la madera y se ha estimado su tolerancia a preservadores para madera

(Pinzón-Picaseño *et al.*, 1982; Pinzón-Picaseño y Hernández Jiménez, 1987; Pinzón-Picaseño y Martínez Marcial, 1987; Pinzón-Picaseño y Véliz Ávila, 1984; Pinzón Picaseño *et al.*, 1987). Se ha estudiado el efecto micromorfológico que causan las hifas del hongo en las células de la madera, empleando el sustrato de los ejemplares (Vilchis Argueta y Pinzón Picaseño, 1984; Tzompantzi Reyes, 1994). Y también, se ha publicado información integrada sobre varios de estos temas (Pinzón-Picaseño *et al.*, 1997).

5. MATERIALES Y MÉTODOS

5.1. Descripción del área de estudio

La Estación de Biología Tropical "Los Tuxtlas", está ubicada al sureste del estado de Veracruz en la vertiente del Golfo de México, casi al centro de la región denominada Los Tuxtlas. Se localiza aproximadamente entre las coordenadas geográficas 95°09' de longitud oeste y 18°34' de latitud norte. Desde la población de Catemaco, por una carretera parcialmente pavimentada en dirección al poblado de Montepío, la Estación dista 33.5 km (Lot-Helgueras, 1976).

Con una superficie de 700 ha, los terrenos se encuentran entre la playa y el Volcán de San Martín, presentando numerosas cañadas pequeñas y lomeríos bajos, por lo que la altitud varía de los 150 a los 530 m. (*op. cit.*).

Dentro de los límites de la Estación existen varios arroyos y pequeños cuerpos de agua permanentes, como la Laguna Azul y un cuerpo de agua mayor que es de temporal, la Laguna de Zacatal.

El clima en el área es del subtipo Af(m), es decir, el más húmedo de los cálido-húmedos, con una temperatura media anual de 23.7°C, temperatura máxima de 29°C y temperatura mínima de 17°C y con una precipitación anual de 4 560 mm distribuida en un régimen de lluvias de verano y precipitación invernal (Lot-Helgueras, 1976; Soto Esparza, 1976).

El tipo de vegetación es predominantemente selva alta perennifolia, con diferente composición y estructura según la topografía del terreno, alternada con manchones de comunidades secundarias ocasionadas por perturbación (Lot-Helgueras, 1976).

El mapa de la figura 5.1.1 muestra la localización de la Estación de Biología Tropical "Los Tuxtlas", Ver., y la ubicación aproximada de los sitios de muestreo.

5.2. Recolección de ejemplares

Durante los recorridos en la localidad, se inspeccionaron tanto detritos leñosos como árboles vivos para detectar carpóforos y hongos poliporoides emergiendo de estos sustratos. Los ejemplares fueron fotografiados *in situ* y recolectados con parte del sustrato, y fueron tomados datos de campo: fecha, número de recolección, tipo de sustrato e información ambiental del sitio.

Los ejemplares están depositados en la Colección de Hongos Xilófagos del Laboratorio de Biodeterioro y Preservación de Productos Forestales, Instituto de Biología, UNAM.

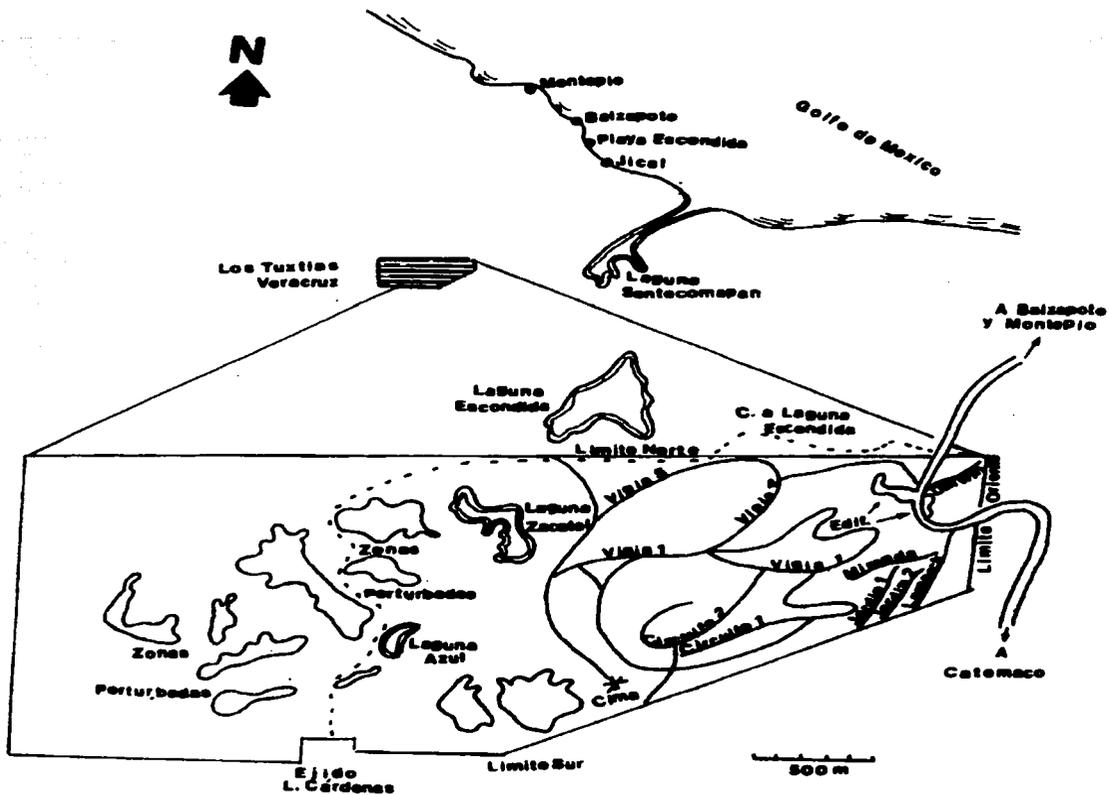


Figura 5.1.1. Localización de la Estación de Biología Tropical "Los Tuxtles", Ver., y ubicación aproximada de los sitios de muestreo.

5.3. Aislamiento de cepas y purificación de cultivos

De los basidiomas recién recolectados fueron obtenidos pequeños fragmentos del contexto e inoculados en diversos medios de cultivo, como han recomendado Levy (1976) y Pinzón-Picaseño *et al.*, (1982) para obtener aislamientos en cultivo puro. Para ello se utilizó instrumental aseptizado en alcohol 96° y se trabajó cerca de la llama de lámparas de alcohol. Posteriormente, en condiciones de laboratorio, fueron realizadas resiembras sucesivas hasta asegurar la pureza de los cultivos, manipulando en una campana de flujo laminar de aire estéril, para mayor seguridad.

Fueron empleados dos medios de cultivo selectivos:

Benomyl Agar (BA)

extracto de malta	20.0 g
agar bacteriológico	15.0 g
fungicida Benomyl (Benlate)	0.008 g
fenol	0.05 g
agua destilada	1 000 ml

(El fungicida y el fenol fueron disueltos en 2 ml de alcohol etílico al 50% y añadidos al medio, después de la esterilización).

Malta Agar Inhibidor de Bacterias (BIMA)

extracto de malta	25.0 g
agar bacteriológico	15.0 g
tiocianato de amonio	0.1 g
nitrate de sodio	0.003 g
sulfato de estreptomycin	1.0 g
agua destilada	1 000 ml

(El antibiótico fue añadido al medio después de la esterilización).

También fue utilizado un medio de cultivo empobrecido:

Agar Agua (AA)

agar bacteriológico	20 g
agua destilada	1 000 ml

y un medio común para hongos de este grupo:

Extracto de Malta Agar (EMA)

extracto de malta	30 g
agar bacteriológico	15 g
agua destilada	1 000 ml

Todos los medios fueron esterilizados en autoclave a 121°C y 103.4 kPa, durante 20 min., y vertidos a frascos de cultivo estériles.

Los cultivos iniciales fueron resembrados hasta lograr cultivos puros y entonces fueron transferidos a EMA, para su conservación en el Cepario de Hongos Xilófagos del mismo laboratorio.

5.4. Determinación y caracterización taxonómica de los basidiomas

Inmediatamente después del aislamiento, los ejemplares fueron sometidos a revisión para tomar en fresco datos de las estructuras que pudieran sufrir alteración: forma, tamaño y color. Para éste último, fue utilizado inicialmente como referencia nombre y clave de los colores de Methuen (Kornerup y Wanscher, 1978), pero como no fue posible contar después con el manual se procedió a describirlos de manera apreciativa.

Una vez realizadas las observaciones en fresco, los ejemplares fueron secados en estufa (aproximadamente a 60°C) durante varios días, y luego colocados en cajas de cartón para su conservación, manipulación y posterior determinación.

Para la descripción de los caracteres macroscópicos y microscópicos de los basidiomas fueron utilizados los métodos usuales en micotaxonomía, con base en la literatura especializada (Overholts, 1953; Domanski *et al.*, 1973; Hawksworth, 1974; Largent *et al.*, 1977; Ryvar den y Johansen, 1980; Cifuentes Blanco *et al.*, 1986; Gilbertson y Ryvar den, 1986, 1987 y Ryvar den, 1991).

5.5. Pruebas de laboratorio para comprobar el tipo de pudrición que causan los aislamientos

Fueron utilizados dos métodos de laboratorio para asegurar la certeza de los resultados, el de aserrín-guayacol (Ruiz y Pinzón-Picaseño, 1995) y el de aserrín de Badcock (Badcock, 1941, 1964; Hudson, 1972; Carey, 1975), este último con dos variantes. Ambos métodos han probado ser confiables, sencillos y económicos.

5.5.1. Método del aserrín-guayacol

Para el método de aserrín-guayacol, los aislamientos fueron cultivados en un medio compuesto por:

extracto de malta	20 g
agar bacteriológico	15 g
aserrín fino de pino	4 g
agua destilada	1 000 ml

(El aserrín de madera de pino fue tamizado por una malla de 0.42 mm).

El medio fue esterilizado en autoclave a 121°C y 103.4 kPa, durante 20 min, y vertido a cajas Petri esterilizadas. Las cajas fueron inoculadas con discos de 9 mm de diámetro del micelio previamente desarrollado por dos semanas. Luego, fueron incubadas durante dos semanas, en cajas de plástico acrílico, de 36 × 26 × 15 cm, con una rejilla y agua destilada en el fondo (cámaras húmedas), a 26°C y oscuridad. Transcurrido este tiempo, se adicionaron 2 gotas de guayacol en cada cultivo.

Los resultados fueron obtenidos en 30 a 60 min. Se indujo una reacción de color violado a morado con hongos causantes de pudrición blanca (+), pero con los causantes de pudrición morena la reacción no ocurrió (-).

5.5.2. Método de Badcock con aserrín de pino

El método del aserrín de Badcock, está basado en un medio de cultivo que tiene la siguiente composición:

aserrín de pino	1000 g
harina de maíz	30 g
harina de hueso	20 g
agua destilada	2500 ml

El aserrín de pino (*Pinus* sp.) fue extraído de tablas sin tratamiento químico alguno, adquiridas en una maderería comercial del D.F., fue secado al aire y luego tamizado por una malla de 2 mm. La harina de hueso se utiliza como fertilizante y se adquiere a granel en diversos molinos comerciales. El medio fue colocado en tubos de cultivo grandes, de 25 × 200 mm, con tapones de algodón, los cuales fueron esterilizados en autoclave a 121°C y 103.4 kPa, durante 1 h.

Los cultivos fueron inoculados con bloques de 1 cm² del micelio previamente desarrollado en EMA durante dos semanas. Se emplearon dos repeticiones por aislamiento y dos tubos no inoculados como testigos. Los tubos inoculados fueron incubados en cámaras húmedas (descritas en la sección 5.5.1) a 26°C y oscuridad. El tiempo de incubación fue de 8 semanas. Los resultados fueron observados como cambios en la coloración del aserrín colonizado por el micelio. Un oscurecimiento hacia tonalidades café con zonas rojizas, indicó una reacción positiva de pudrición blanca (+); un aclaramiento ligero fue una reacción indicativa de pudrición morena (-).

5.5.3. Método de Badcock con aserrín de liquidámbar

Esta variante del método anterior, consistió en utilizar aserrín de liquidámbar (*Liquidambar styraciflua* L.) en lugar del de pino. Los pasos seguidos en este método fueron idénticos a los del anterior, con excepción del tiempo de incubación que fue de 6 semanas.

La reacción de pudrición blanca consistió aquí en un aclaramiento del aserrín, del café negruzco (adquirido después de la esterilización) a un café más claro con tintes rojizos y hasta amarillento; mientras que con la pudrición morena no hubo aclaramiento sino lo contrario.

5.6. Estudio de los caracteres culturales de los aislamientos

En el presente trabajo fue seguido el método-clave de Nobles (1965). Éste consistió en cultivar los aislamientos obtenidos de los basidiocarpos en un medio de cultivo (EMA) con la siguiente concentración de ingredientes:

extracto de malta	12.5 g
agar bacteriológico	20.0 g
agua destilada	1000.0 ml

El medio fue esterilizado en autoclave a 121°C y 103.4 kPa, durante 20 min, y vertido a cajas Petri estériles. Después, las cajas fueron inoculadas cerca de la orilla con discos de 7 mm de diámetro obtenidos de cultivos preincubados en medio similar durante dos semanas. Los cultivos fueron colocados en cajas de plástico acrílico (ver sección 5.5.1) sin humedad, e incubados a 26°C y oscuridad. Fueron consideradas tres repeticiones por cada aislamiento y periodo de observación.

Las observaciones fueron programadas cada siete días, durante 6 semanas, registrando datos morfológicos y fisiológicos, tanto macroscópicos como microscópicos en fotografías, esquemas y

descripciones. Las observaciones microscópicas fueron realizadas mediante preparaciones en fresco montadas con KOH al 5% o floxina acuosa al 1%. Los caracteres considerados fueron: velocidad de crecimiento, margen y textura de la colonia; color de las hifas y de la mata micelial; cambios de color inducidos en el agar; tendencia a fructificar; tipos de hifas, tipo de septación, presencia de estructuras especiales formadas por diferenciación de las hifas y producción de esporas secundarias (asexuales). Estos comprenden 56 de los 60 caracteres codificados por Nobles (1965) y otros mencionados pero no codificados por la autora citada. Para el registro de los resultados fueron utilizados además los códigos equivalentes de la clave de Stalpers (1978). Finalmente, también se incluyeron otras observaciones no tomadas en cuenta por ambos autores, como pH del medio y producción de exudados (Ruiz Rodríguez y Pinzón-Picaseño, 1994).

5.6.1. Explicación de los símbolos utilizados en las descripciones

Es necesario explicar el significado de los símbolos representativos, convencionalismos, equivalencias, omisiones y otras decisiones tomadas para elaborar las descripciones de los hongos estudiados empleando simultáneamente las claves y la terminología temática de Nobles (1965) y de Stalpers (1978). Para evitar excesiva repetición, las citas respectivas entre paréntesis serán suprimidas a partir de esta sección.

Con el fin de diferenciar entre los códigos de ambos autores, en el texto se recurre a la inicial de cada uno seguida de un guión y el número de código: Nobles (1965)= N-X, Stalpers (1978)= S-X.

Al representar las diferentes opciones que maneja Nobles se utilizan los siguientes símbolos:

N-X indica que la presencia del carácter al que corresponde el número de código es constante.

N-(X) señala que la presencia del carácter es variable.

N-X? significa que la observación de ese carácter es dudosa.

N-X/np se adopta cuando es pertinente señalar que la autora sí toma en cuenta el carácter, pero éste no se presenta.

Y para indicar las variantes que emplea Stalpers se recurre a los signos:

S-X/2 cuando la presencia del carácter es constante.

S-X/1 si la aparición del carácter es variable; o significando sí o +, como en los casos de velocidad de crecimiento (caracteres 5 a 10).

S-X/0 si el carácter no se presenta; o equivalente a no o -, como en los mismos casos anteriores.

Stalpers tiene unos cuantos casos en los que un mismo código corresponde a variantes de algún carácter, o caracteres relacionados, por ejemplo, disposición de los ápices hifales (código 14: fimbriados, variables, densos); contorno de la colonia (código 15: festoneado, variable, liso); fibulas (códigos 39: presentes en todos los septos, inconstantes, ausentes y 40: ausentes en el margen, siempre raras, sin uso). En el texto, las tres opciones se expresan como **S-X/2**, **S-X/1** y **S-X/0**, respectivamente. Para homologar con el sistema de Nobles, se añade aquí la posibilidad de caracteres dudosos (**S-X/?**) que Stalpers no especifica.

Un ejemplo de equivalencias y uso de estos símbolos puede ser la presencia de fructificaciones (Nobles) o basidios (Stalpers):

sin fructificaciones **N-48/np** = **S-88/0** ausencia de basidios
a veces fructifica **N-(48)** = **S-88/1** presencia variable de basidios
fructificación constante **N-48** = **S-88/2** basidios siempre presentes

fructificación dudosa N-48? = S-88/? presencia dudosa de basidios

Además, para evitar la duda de si hay o no equivalencia entre algún carácter, los caracteres que Nobles utiliza sin asignarles código numérico son marcados como N-sn. Por su parte, los caracteres que no fueron considerados por ninguno de los autores son señalados respectivamente como N-nc y S-nc.

Para color Nobles utiliza sólo dos opciones: los códigos N-36, matas blancas o pálidas; y N-37, matas amarillas o morenas. En cambio, Stalpers tiene una gama de colores codificada en 6 opciones (S-30 a S-35). Aquí fueron utilizadas con mejor aproximación estas últimas y además de los colores S-34 (café o moreno) y S-35 (amarillo u ocráceo) que Stalpers marca como equivalentes con el N-37, se han incluido también en este código los casos de matas anaranjadas, rojizas y más oscuras. De paso, conviene aclarar que Stalpers también usa como equivalente para este mismo código (N-37) la presencia de asterosetas o asterohifidios (S-68), quizá por el color que confieren estas estructuras a las matas miceliales.

En cuanto a olor de los cultivos hay desacuerdo entre los autores. Para Stalpers, el olor del cultivo es un carácter poco importante, variable y de interpretación personal, así que sólo designa un código (S-36) para cultivos con olor fuertemente perceptible y distintivo, con las opciones ausente (0), variable (1) y siempre presente (2). Para Nobles, el olor es un carácter importante, confiable y objetivo, separable en cuatro diferentes grupos a los que les asigna sus respectivos códigos: N-50, olor fragante, incluyendo los olores dulces y de frutas; N-51, olor a tierra o a rancio; N-52, olor parecido a antisépticos como yodoformo; y N-53, cualquier otro olor notable que sea diferente a los anteriores. Durante el presente trabajo el "olor fúngico" o típico de hongo, cuando era intenso, fue incluido en el N-53.

Nobles denominó "código de especie" al conjunto de códigos que representan los caracteres culturales de una especie. Stalpers se sirvió de la misma idea. Por ello, al final de cada descripción son presentados los códigos de especie para cada hongo estudiado, según la codificación de cada autor, con omisión de los caracteres no estudiados.

Para completar esta explicación se presenta a continuación la lista completa de equivalencias entre ambos métodos que proporciona el mismo Stalpers.

LISTA DE EQUIVALENCIAS ENTRE LA CLAVE DE NOBLES Y LA DE STALPERS
(SEGUN STALPERS, 1978)

NOBLES = STALPERS

OXIDASA (PUDRICIÓN BLANCA)

oxidasa extracelular negativa 1 = 1/0 lacasa negativa
oxidasa extracelular positiva 2 = 1 lacasa positiva

SEPTACIÓN

hifas uniformemente nodoso-septadas 3 = 39 fibulas presentes en todos los septos
hifas simple-septadas en zona de avance 4 = ambos (39) y 40 fibulas inconstantes
simple-septadas o con fibulas múltiples 5 = (39), (40), 41 fibulas verticiladas
hifas uniformemente simple-septadas 6 = 39 neg. fibulas ausentes en todos los septos

DIFERENCIACIÓN DE HIFAS

hifas no diferenciadas 7 = no se usa en esta clave
fibrohifas 8 = 46 hifas esqueléticas nada o poco ramificadas,
fibrohifas 8 = 47 hifas esqueléticas muy ramificadas (h. conectivas)
paredes irregularmente engrosadas y refractivas 9 = 49 hifas con lumen sinuoso
células cuticulares 10 = 63 células cuticulares
ramas cortas, recurvadas o con nódulos 11 = 64 hifas entrelazantes
ápices retorcidos e incrustados 12 = 56 hifas con ápices incrustados, torcidos
cistidios en micelio vegetativo 13 = 72 cistidios, 73 gleocistidios
cistidios en himenio 14 = sin uso en esta clave
gleocistidios 15 = 73 p.p.* gleocistidios
bandas, cordones o rizomorfos 16 = 81 rizomorfos o cordones miceliales
setas 17 = 70 p.p. setas
hifas setales 18 = 69 hifas setales
[sin uso en esta clave] 19 = 79 p.p. hifas monilioides
proyecciones diminutas en paredes 20 = 59 hifas con proyecciones diminutas
hifas con masas resinosas adheridas 21 = 58 hifas cubiertas con resina o aceite
nudos de hifas o bulbillos 22 = 65 nudos hifales o bulbillos
esclerocios 23 = 66 esclerocios
hifas de pared ligeramente gruesa,
lumen vacío y ramas perpendiculares 24 = 48 p.p. hifas generativas de pared gruesa
hifas de pared más gruesa y lumen no teñido 25 = 48 p.p. hifas generativas de pared gruesa
hinchamientos 26 = 75 hinchamientos terminales (alocistes)
hinchamientos 26 = 76 [sin uso en esta clave]
hinchamientos 26 = 78 septos ampulosos o constreñidos
hinchamientos 26 = 79 hifas monilioides
hinchamientos 26 = 80 otros hinchamientos notables

ESPORAS SECUNDARIAS O ASEXUALES

ausencia de conidios, clamidosporas y oidios 32 = 84-86/0 sin oidios, clamidosporas ni blastoconidios
conidios 33 = 86 blastoconidios,
conidios 33 = 87 conidióforos
clamidosporas 34 = 85 clamidosporas
oidios 35 = 84 artroconidios u oidios

*p.p.= *pro parte*= en parte; []= correcciones al original.

6. RESULTADOS

De las muestras recolectadas durante el trabajo de campo y sus respectivos aislamientos, fueron seleccionadas 17 especies con base en su aislamiento exitoso, viabilidad segura, conservación y buen estado del basidioma, así como por su aparente representatividad de la micobiota local. La **tabla 1** muestra la lista de las especies estudiadas según la ubicación sistemática adoptada en este trabajo.

La presentación de los resultados está organizada en dos apartados principales, la sección 6.1 contiene la comprobación de la determinación del tipo de pudrición que causan los aislamientos obtenidos de los basidiomas según tres métodos de laboratorio: el método del aserrín-guayacol (sección 6.1.1), el método de Badcock con aserrín de pino (sección 6.1.2) y el método de Badcock con aserrín de liquidámbar (sección 6.1.3); y, la sección 6.2 comprende las descripciones taxonómicas de los basidiomas recolectados así como las descripciones de los caracteres culturales de los aislamientos obtenidos de los basidiomas.

Tabla 1. Especies de hongos poliporoides xilófagos de la Estación de Biología Tropical "Los Tuxtlas", Veracruz, estudiadas en este trabajo.

Phylum Basidiomycota*

Clase Hymenomycetes

Orden Ganodermatales

Familia Ganodermataceae

Ganoderma applanatum (Pers.: Wallr.) Pat.

Ganoderma lucidum (Fr.) Karst.

Humphreya coffeatum (Berk.) Steyaert.

Orden Hymenochaetales

Familia Hymenochaetaceae

Phellinus gilvus (Schw.) Pat.

Orden Polyporales

Familia Polyporaceae

Antrodiella liebmanii (Fr.) Ryv.

Corioloopsis polyzona (Pers.) Ryv.

Earliella scabrosa (Pers.) Gilbn. & Ryv.

Fomes fasciatus (Sw.:Fr.) Cke.

Hexagonia hydnoides (Fr.) M. Fid.

Hexagonia tenuis Fr.

Polyporus tricholoma Mont.

Pycnoporus sanguineus (Fr.) Murr.

Rigidoporus microporus (Fr.) Overeem.

Trametes elegans (Spreng.: Fr.) Fr.

Trametes maxima (Mont.) David & Rajch.

Trametes pavonia (Hook.) Ryv.

Trichaptum biformis (Fr.) Ryv.

*Clasificación basada en Hawksworth *et al.* (1995).

6.1. Comprobación del tipo de pudrición de los aislamientos

Los resultados obtenidos en esta parte del trabajo se presentan a continuación desglosados en tres secciones de acuerdo con el método aplicado. Aunque se tuvo la intención de comprobar de manera rigurosa este carácter fundamental de los hongos xilófagos mediante pruebas fisiológicas de laboratorio, los aislamientos de *Hexagonia hydroides* (LT-1063) y de *Trametes pavonia* (LT-1095) no fueron sometidos a ninguno de estos ensayos, y *Earliella scabrosa* (LT-1062) no fue incluida en la prueba del aserrín-guayacol. En tales casos esto fue debido a problemas de planificación que evitaron que las fases de purificación e incubación preliminar estuvieran sincronizadas con la programación de los periodos de incubación de las pruebas.

6.1.1. Método del aserrín-guayacol

En esta prueba se utilizaron 14 cepas aisladas, un hongo como control de pudrición morena (*Fomitopsis pinicola* FPRL-98) y otro como control de pudrición blanca (*Trametes versicolor* FPRL-28A), así como testigos con medio de cultivo sin inocular. Se emplearon tres repeticiones por cada variable. La incubación duró 2 semanas.

Los resultados obtenidos están resumidos en la **tabla 2** y la **lámina 6.1.I**. Las reacciones registradas como **positivas (+)**, interpretadas como **pudrición blanca**, se caracterizaron por una reacción de tinción violada-morada a café ambarino al aplicar el guayacol sobre el cultivo. La ausencia de reacción, marcada con signo **negativo (-)**, se consideró normal de **pudrición morena**. Tanto en la tabla como en la lámina citadas, puede apreciarse que todos los hongos ensayados manifestaron reacciones de pudrición blanca, y que el único caso de pudrición morena correspondió al hongo control para este tipo de pudrición.

La **lámina 6.1.I**, muestra el aspecto de las reacciones producidas en las tres repeticiones por cada hongo. De izquierda a derecha se ubican vistas en anverso, reverso y anverso de los cultivos en cajas Petri. Puede distinguirse claramente la difusión de las reacciones de color a partir de las dos gotas aplicadas del reactivo guayacol, una a cada lado del inóculo, aproximadamente a la mitad radial de la colonia. Las reacciones de coloración producidas en las repeticiones de cada aislamiento resultaron bastante uniformes, mientras que las observadas entre las distintas especies exhibieron diferentes grados de intensidad, como se aprecia en lámina antedicha. Con base en ello, es posible catalogar a los hongos ensayados en cuatro grupos.

Los hongos con una reacción **intensa** fueron: *Antrodiella liebmannii* (LT-1110), *Hexagonia tenuis* (LT-1081), *Polyporus tricholoma* (LT-1083), *Pycnoporus sanguineus* (LT-1084) y *Trametes elegans* (LT-1088). Con una reacción **moderada** de tinción: *Fomes fasciatus* (LT-1104), *Ganoderma applannatum* (LT-1108), *Humphreya coffeatum* (LT-1120), *Phellinus gilvus* (LT-1100) y *Rigidoporus microporus* (LT-1107). En seguida, los que dieron una reacción **ligera** de tinción: *Coriolopsis polyzona* (LT-1065) y *Trametes maxima* (LT-1092). En un grupo aparte deben ser ubicados los hongos *Ganoderma lucidum* (LT-1103) y *Trichaptum biformis* (LT-1115) ya que no presentaron la reacción de tinción dentro de los 30 minutos establecidos, después de aplicar el reactivo, para tomar la fotografía, sino hasta las **24 hrs de la aplicación**, tiempo al que fueron tomadas las fotografías de estas dos especies.

Tabla 2. Resultados de determinación del tipo de pudrición, obtenidos con el Método del Aserrín-Guayacol, para hongos aislados de la Estación de Biología Tropical "Los Tuxtles", Veracruz, más dos controles de procedencia extranjera y testigos sin inocular. Tiempo de incubación, 2 semanas.

NOMBRE DEL HONGO	No. DE CEPA	REPETICIONES	PUDRICIÓN
<i>Antrodiella liebmannii</i>	LT-1110	+++	Blanca
<i>Coriolopsis polyzona</i>	LT-1065	+++	Blanca
<i>Fomes fasciatus</i>	LT-1104	+++	Blanca
<i>Ganoderma applanatum</i>	LT-1108	+++	Blanca
<i>Ganoderma lucidum</i>	LT-1103	+++	Blanca
<i>Hexagonia tenuis</i>	LT-1081	+++	Blanca
<i>Humphreya coffeatum</i>	LT-1120	+++	Blanca
<i>Phellinus gilvus</i>	LT-1100	+++	Blanca
<i>Polyporus tricholoma</i>	LT-1083	+++	Blanca
<i>Pycnoporus sanguineus</i>	LT-1084	+++	Blanca
<i>Rigidoporus microporus</i>	LT-1107	+++	Blanca
<i>Trametes elegans</i>	LT-1088	+++	Blanca
<i>Trametes maxima</i>	LT-1092	+++	Blanca
<i>Trichaptum bififormis</i>	LT-1115	+++	Blanca
Control: <i>T. versicolor</i>	FPRL-28a	+++	Blanca
Control: <i>F. pinicola</i>	FPRL-98	- - -	Morena
Testigos	Sin inocular	ooo	Sin cambio

Notas: (+)= Reacción positiva de pudrición blanca; (-)= Ausencia de reacción o pudrición morena; (o)= Sin cambio.

TESIS CON
FALLA DE ORIGEN

TESIS CON
FALLA DE ORIGEN

Fomitopsis pinicola *Trametes versicolor*



Testigo



Pudrición morena



Pudrición blanca



Antrodia incarnata 11-1110



Trametes versicolor 11-1194

Coriolopsis polyzona 11-1065



Cyanoderma applanatum 11-1108



Cyanoderma lucidum 11-1103



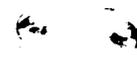
Hexagonia tenuis 11-1081



Humphreya coccinea 11-1120



Phellinus gilvus 11-1100



Polyporus trichozonus 11-1083



Pycnoporus sanguineus 11-1084



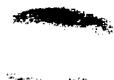
Rigidioporus microporus 11-1107



Trametes elegans 11-1088



Trametes maxima 11-1092



Trichaptum bififormis 11-1115

6.1.2 Método de Badcock con aserrín de pino

Para este método fueron seleccionados los mismos aislamientos que en la prueba anterior, con la adición de *Earliella scabrosa* (LT-1062). Se emplearon dos repeticiones por cada aislamiento y cada hongo control: *Fomitopsis pinicola* (FPRL-98) de pudrición morena y *Trametes versicolor* (FPRL-28A) de pudrición blanca, y también dos tubos testigo sin inocular. La incubación fue de 8 semanas.

Durante la realización de esta prueba, la reacción positiva de pudrición blanca (+) se distinguía por la aparición de una franja de aserrín que se oscurecía hacia tonalidades café rojizas y podía ser angosta e intensa, desplazándose con la zona de avance del micelio, o bien, tenue y extendida a más de la mitad del aserrín colonizado; seguida, a veces, por una decoloración amarillenta o ambarina en las zonas colonizadas durante más tiempo. Por su parte, la reacción de pudrición morena (-) se caracterizaba por una decoloración del aserrín hacia tonalidades amarillentas, que era progresiva conforme el medio iba siendo colonizado por las hifas del hongo. La tabla 3 y la lámina 6.1.II, contienen los resultados obtenidos.

De los 15 hongos ensayados, sólo 7 dieron una reacción positiva de pudrición blanca con este método, si bien, en uno de ellos la reacción ocurrió sólo en una de las dos repeticiones incubadas. En otro caso, aunque la reacción fue perceptible, se consideró invalidada por contaminación. En los cultivos de las siete cepas restantes no hubo crecimiento desde el principio y en algunos luego aparecieron contaminaciones. A continuación, en forma resumida, se describen las observaciones realizadas.

La inoculación de *Antrodia liebmannii* (LT-1110) sólo fue viable en uno de los tubos. Presentó crecimiento lento y poco exuberante y, a partir de la cuarta semana de incubación, desarrolló reacción positiva (tubo derecho de la foto respectiva en la lámina 6.1.II). Puesto que la reacción fue clara, se interpretó como pudrición blanca (tabla 3).

El desarrollo del micelio de *Coriopsis polyzona* (LT-1065) fue de moderado a rápido a partir de la tercera semana de incubación, observándose un leve oscurecimiento rojizo del aserrín. A las seis semanas se conservaba esta reacción y se observaban además pequeñas masas amarillas de micelio (quizá primordios de fructificación). A las ocho semanas, cuando finalizó la prueba, el oscurecimiento rojizo del aserrín fue muy parecido al del cultivo control de pudrición blanca.

Earliella scabrosa (LT-1062) inició de manera normal su crecimiento en el medio, pero hacia las 3 semanas de incubación se observaron signos de contaminación con un moho verdoso (posiblemente *Trichoderma* sp.) cerca de la boca del tubo. Esto inhibió el crecimiento e invalidó la determinación que aparentemente correspondía a pudrición blanca, según se aprecia en la foto respectiva.

Ganoderma applanatum (LT-1108), creció de manera moderada a rápida, cubriendo de la zona de inoculación hasta casi la mitad del tubo en la tercera semana de incubación. Desde este periodo, se observó una zona de oscurecimiento café-rojizo en el aserrín, que se desplazó hacia la base del tubo (ver foto respectiva) y fue notable hasta la terminación de la prueba. Su desarrollo fue muy comparable al del control de pudrición blanca.

En *Humphreya coffeatum* (LT-1120), se observó un micelio escaso, con desarrollo de lento a moderado. A las cuatro semanas de incubación, en una de las repeticiones el micelio cubría apenas las tres cuartas partes del tubo y, en el otro tubo sólo una tercera parte. Sin embargo, presentó una reacción de oscurecimiento positiva para pudrición blanca. Tanto la raleza del crecimiento como la reacción en el aserrín se mantuvieron hasta el final del periodo de incubación (ver tabla 3 y lámina

6.1.II).

Pycnoporus sanguineus (LT-1084), con un desarrollo micelial de moderado a rápido, a partir de la tercera semana de incubación ocasionó en el medio de aserrín zonas con una reacción oscura, rojiza-amarillenta. Hacia las ocho semanas de incubación, el medio de cultivo fue cubierto totalmente por el micelio y la zona de aserrín oscurecido era seguida por otra donde el aserrín aparecía decolorado (véase foto correspondiente), por lo que la reacción fue definitiva de **putridión blanca**.

Trametes elegans (LT-1088) tuvo un desarrollo micelial de lento a moderado. A la tercera semana de incubación el micelio cubría ya todo el tubo en una de las repeticiones, mientras que en la otra repetición apenas abarcaba la mitad. No obstante, en ambos casos produjo una ligera reacción oscura-rojiza en el aserrín, que se desplazaba a partir de la zona de inóculo y una zona aclarada alrededor del inóculo (ver foto en lámina 6.1.II), las cuales fueron consideradas como reacción positiva de **putridión blanca** (tabla 3).

El crecimiento del micelio de *Trichaptum bifurcatus* (LT-1115) fue muy escaso y lento. Aun así, a partir de la tercera semana de incubación indujo en el sustrato un oscurecimiento café con zonas amarillentas, en la parte media del tubo, el cual continuó su desarrollo hasta finalizar la prueba (foto respectiva de la lámina citada) por lo que fue interpretado como **putridión blanca** en la tabla 3.

Los hongos, *Fomes fasciatus* (LT-1104), *Ganoderma lucidum* (LT-1103), *Phellinus gilvus* (LT-1100) y *Rigidoporus microporus* (LT-1107), sembrados en este medio de aserrín no revelaron signos de crecimiento micelial durante las primeras 5 semanas de incubación. De la sexta a la octava semana fue evidente que había contaminación en el sitio de inoculación, como lo muestran las fotos respectivas de la lámina 6.1.II, por ello, no fue posible confirmar su tipo de putridión, como indica la tabla 3.

Hexagonia tenuis (LT-1081), *Polyporus tricholoma* (LT-1083) y *Trametes maxima* (LT-1092) no presentaron crecimiento en este medio de cultivo, aunque tampoco se detectó contaminación, por lo tanto tampoco fue posible comprobar su tipo de putridión con este método (tabla 3). Sus fotos, a las ocho semanas de incubación (lámina antedicha), muestran una distorsión de color que las asemeja a la del testigo de putridión morena, pero esto se debe a artificios de técnica fotográfica.

Tabla 3. Resultados de determinación del tipo de pudrición, obtenidos según el Método de Badcock con aserrín de pino, para hongos aislados de basidiomas de la Estación de Biología Tropical "Los Tuxtlas", Veracruz, dos controles de procedencia extranjera y testigos sin inocular. Tiempo de incubación, 8 semanas.

NOMBRE DEL HONGO	No. DE CEPA	REPETICIONES	PUDRICIÓN
<i>Antrodiella liebmanni</i>	LT-1110	o +	Blanca
<i>Coriopsis polyzona</i>	LT-1065	+ +	Blanca
<i>Earliella scabrosa</i>	LT-1062	o o	No determinada
<i>Fomes fasciatus</i>	LT-1104	o o	No determinada
<i>Ganoderma applanatum</i>	LT-1108	+ +	Blanca
<i>Ganoderma lucidum</i>	LT-1103	o o	No determinada
<i>Hexagonia tenuis</i>	LT-1081	o o	No determinada
<i>Humphreya coffeatum</i>	LT-1120	+ +	Blanca
<i>Phellinus gilvus</i>	LT-1100	o o	No determinada
<i>Polyporus tricholoma</i>	LT-1083	o o	No determinada
<i>Pycnoporus sanguineus</i>	LT-1084	+ +	Blanca
<i>Rigidoporus microporus</i>	LT-1107	o o	No determinada
<i>Trametes elegans</i>	LT-1088	+ +	Blanca
<i>Trametes maxima</i>	LT-1092	o o	No determinada
<i>Trichaptum bififormis</i>	LT-1115	+ +	Blanca
Control: <i>T. versicolor</i>	FPRL-28a	+ +	Blanca
Control: <i>F. pinicola</i>	FPRL-98	- -	Morena
Testigos	Sin inocular	Sin reacción	Sin cambio

Notas: (+)= Reacción positiva de pudrición blanca; (-)= Reacción negativa o pudrición morena; (o)= Crecimiento nulo.

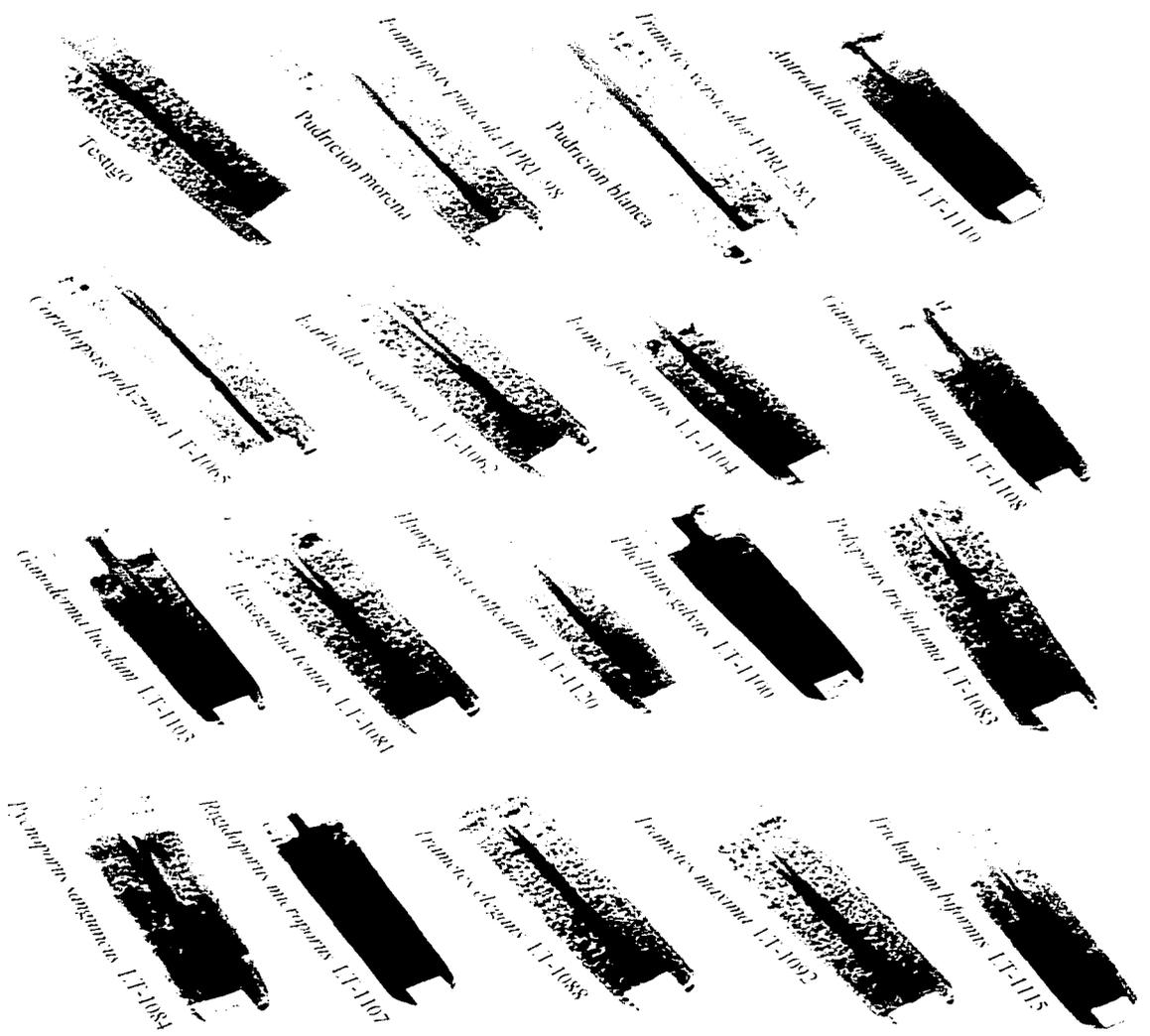


Lámina 6.1.II. Prueba de Badcock-Pino.

TESIS CON
FALLA DE ORIGEN

6.1.3. Método de Badcock con aserrín de liquidámbar

Esta prueba se incorporó al trabajo para ensayar los 8 aislamientos que no crecieron en el sustrato de pino o presentaron algún otro problema. Los hongos control de cada tipo de pudrición, testigos y repeticiones fueron similares a los de la prueba con pino; sólo el tiempo de incubación fue menor, 6 semanas. Como el medio de aserrín de liquidámbar quedó oscurecido hasta un color café o moreno negruzco después de la esterilización en el autoclave, la reacción de **pudrición blanca (+)** se caracterizó por un aclaramiento del aserrín a tonalidades café menos oscuras con zonas rojizas y algunas veces amarillentas; y, por el contrario, en la **pudrición morena (-)** no hubo tal aclaramiento e incluso llegó a oscurecerse un poco más el aserrín colonizado por el micelio (comparar testigo y controles en la **lámina 6.1.III**). Todos los hongos probados crecieron vigorosamente en este medio y manifestaron reacción positiva de pudrición blanca. Los resultados están representados en la **tabla 4** y la **lámina citada**. A continuación, se presentan descripciones resumidas de las observaciones realizadas semanalmente.

Earliella scabra (LT-1062) mantuvo un crecimiento moderado a rápido, con micelio más o menos exuberante; desde la tercera semana de incubación tendió a formar pequeñas aglomeraciones miceliales desde la zona de inoculación hasta la mitad del tubo. Presentó una reacción de decoloración en el sustrato a tonalidades café-rojizas con inclinación al amarillo (foto respectiva en **lámina 6.1.III**) por lo que se adjudicó **pudrición blanca** (tabla 4).

El aislamiento de *Fomes fasciatus* (LT-1104) fue de crecimiento rápido, con micelio muy exuberante y denso, formando cordones miceliales en la parte superior cercana a la zona de inóculo desde la tercera semana de incubación y continuando hasta el final del periodo. Exhibió una reacción de decoloración intensa, café-rojiza-amarillenta, muy parecida a la que causa el control de pudrición blanca (ver foto concerniente en la **lámina citada**), característica de **pudrición blanca** (tabla 4).

Ganoderma lucidum (LT-1103) resultó de crecimiento moderado a rápido, cuyo micelio, exuberante y denso, cubrió toda la superficie del medio desde la tercera semana de incubación. También tendía a formar pequeñas bolas miceliales sobre las partículas del aserrín. Causó una reacción de decoloración intensa con tonalidades café-rojiza amarillenta interpretada como **pudrición blanca** (ver foto en **lámina 6.1.III** y **tabla 4**).

El crecimiento de *Hexagonia tenuis* (LT-1081) fue moderado, con micelio menos denso, formando cordones miceliales extendiéndose por el tubo, a partir de la zona de inóculo. La reacción de decoloración en el aserrín fue observada desde la segunda semana de incubación, cuando formó franjas rojizas inmediatamente después de la zona de avance del micelio, y posteriormente la reacción adquirió más intensidad, con tonalidades café-rojizas hasta inclinarse al amarillo, todo esto indicando una **pudrición blanca** (ver foto correspondiente en la **lámina antedicha** y la **tabla 4**).

Phellinus gilvus (LT-1100), también fue un hongo de crecimiento rápido y con micelio tan denso que dificultó la observación de la reacción en el sustrato. En algunos sitios relativamente despejados, pudo percibirse la reacción de decoloración en el aserrín de liquidámbar. Esta fue intensa, con respecto al control de pudrición blanca, de tonalidades café-rojizo-amarillentas (consultar **lámina 6.1.III**) y fue notable la presencia de líneas zonales (pseudoesclerocios) en el medio de cultivo, cerca del inóculo. Como las líneas zonales son típicas de pudrición blanca en madera de angiospermas, dicha observación refuerza la determinación de **pudrición blanca** (tabla 4).

La cepa de *Polyporus tricholoma* (LT-1083) exhibió crecimiento de lento a moderado, micelio medianamente exuberante, formando abundantes capas y cordones miceliales a lo largo del tubo al

final del plazo de incubación. La reacción de decoloración fue intensa, de tonalidades café-rojizo un poco más amarillentas que en el control de pudrición blanca, por lo que se confirmó que causa **pudrición blanca** (ver la foto respectiva en la lámina y la tabla citadas).

Rigidoporus microporus (LT-1107) evidenció un crecimiento moderado, con micelio menos exuberante que los otros hongos de esta prueba. Sin embargo, la reacción de decoloración en el aserrín es intensa, con tonalidades café-amarillento rojizo (ver foto respectiva en la lámina 6.1.III), quedando comprobado el tipo de **pudrición blanca** (tabla 4).

El crecimiento de *Trametes máxima* (LT-1092) fue rápido, formando micelio denso con aspecto algodonoso, sobre todo desde la zona de inóculo hasta un tercio del tubo. La reacción de decoloración fue intensa, muy parecida a la del control de **pudrición blanca** (consultar lámina 6.1.III y tabla 4).

TESIS CON
FALLA DE ORIGEN

Tabla 4. Resultados de determinación del tipo de pudrición, obtenidos con el Método de Badcock usando aserrín de liquidámbar, para hongos aislados de basidiomas de la Estación de Biología Tropical "Los Tuxtlas", Veracruz, dos controles de procedencia extranjera y testigos. Tiempo de incubación, 6 semanas.

NOMBRE DEL HONGO	No. DE CEPA	REPETICIONES	PUDRICIÓN
<i>Earliella scabrosa</i>	LT-1062	+ +	Blanca
<i>Fomes fasciatus</i>	LT-1104	+ +	Blanca
<i>Ganoderma lucidum</i>	LT-1103	+ +	Blanca
<i>Hexagonia tenuis</i>	LT-1081	+ +	Blanca
<i>Phellinus gilvus</i>	LT-1100	+ +	Blanca
<i>Polyporus tricholoma</i>	LT-1083	+ +	Blanca
<i>Rigidoporus microporus</i>	LT-1107	+ +	Blanca
<i>Trametes maxima</i>	LT-1092	+ +	Blanca
Control: <i>T. versicolor</i>	FPRL-28a	+ +	Blanca
Control: <i>F. pinicola</i>	FPRL-98	- -	Morena
Testigos	Sin inocular	Sin reacción	Sin cambio

Notas: (+)= Reacción positiva de pudrición blanca; (-)= Reacción negativa o pudrición morena.

TESIS CON
FALLA DE ORIGEN

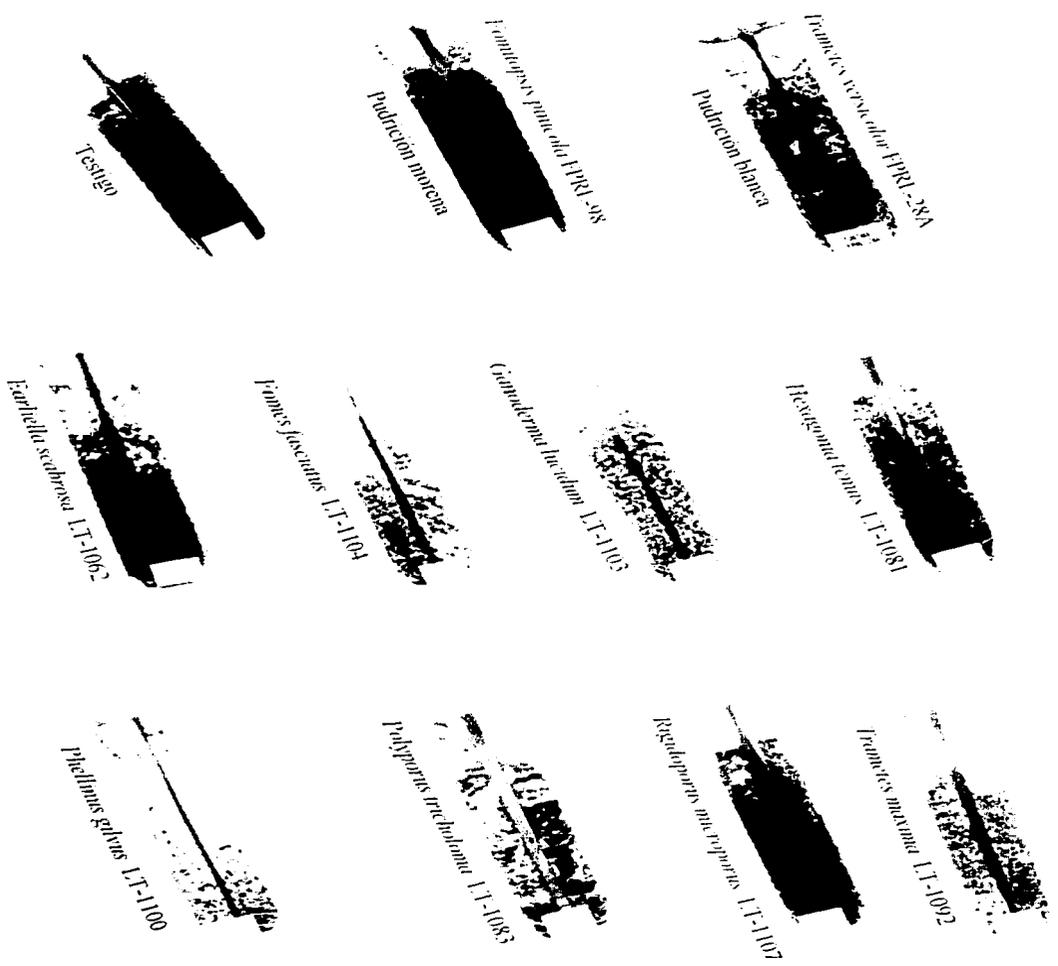


Lámina 6.1.III. Prueba de Badcock-Liquidámbar.

En síntesis, con las tres pruebas realizadas para determinar el tipo de pudrición que causan los aislamientos de los hongos recolectados en la Estación "Los Tuxtles", se confirmó experimentalmente que son causantes de pudrición blanca: *Antrodiella liebmanni* LT-1110, *Coriolopsis polyzona* LT-1065, *Earliella scabrosa* LT-1062, *Fomes fasciatus* LT-1104, *Ganoderma applanatum* LT-1108, *Ganoderma lucidum* LT-1103, *Hexagonia tenuis* LT-1081, *Humphreya coffeatum* LT-1120, *Phellinus gilvus* LT-1100, *Polyporus tricholoma* LT-1083, *Pycnoporus sanguineus* LT-1084, *Rigidoporus microporus* LT-1107, *Trametes elegans* LT-1088, *Trametes maxima* LT-1092 y *Trichaptum bififormis* LT-1115.

TESIS CON
FALLA DE ORIGEN

6.2. Descripciones de las especies estudiadas en orden alfabético

Antrodiella liebmanii (Fr.) Ryv.
Polyp. Fl. East Africa p. 259, 1980.
Láminas 6.2.I- 6.2.IV

Estructura del basidioma

Basidioma de $18 \times 23 \times 2$ mm., anual, de sésil a pileado, de flabeliforme a espatulado, imbricado; de consistencia entre correosa y dura (Lám. 6.2.III, fig. 19).

Superficie del pileo amarillento a café rojizo, glabra, zonada con bandas delgadas y oscuras, densa y resinosa en seco. Margen delgado y agudo, concoloro con el pileo.

Himenóforo poroide, blanquecino a color crema o naranja grisáceo en fresco, amarillo naranja a café rojizo en seco; con poros de circulares a angulares, de 9-10 por mm. Tubos de 1 mm de profundidad. Contexto denso, fibroso, resinoso, amarillento a café pálido o café terroso.

Sistema hifal dimítico con hifas generativas fibuladas, de 2-3 μm de diámetro, con pared gruesa, hialinas en KOH, inamiloides en Melzer (Lám 6.2.I, fig. 2). Hifas esqueléticas de 5-10 μm de diámetro, con pared gruesa, de hialinas a amarillentas en KOH e inamiloides en Melzer (Lám 6.2.I, fig. 3).

Himenio con basidios tetrasporados de 9.6×4.8 μm , hialinos en KOH e inamiloides en Melzer (Lám. 6.2.I, fig. 4). Esporas de $2.4-3.2 \times 1.5-2.0$ μm , elípticas a subglobosas, con pared delgada, lisas, hialinas en KOH e inamiloides en Melzer (Lám. 6.2.I, fig. 1). Cistidios ausentes.

Reacción xantocróica negativa en todas las partes del basidioma con KOH al 5%.

Hábitat. Este hongo se encontró creciendo de manera gregaria sobre una raíz semiexpuesta de una angiosperma en selva alta perennifolia en un sitio moderadamente alterado a la orilla de una vereda, con exposición parcial.

Material estudiado. Veracruz, Estación "Los Tuxtlas", camino del poblado Laguna Escondida al ejido Lázaro Cárdenas, L. Pinzón y M.E. Ruiz # LT-1110, julio 31, 1997.

Distribución. Especie pantropical, ampliamente distribuida por el E de África (Ryvarden y Johansen, 1980). En México esta especie ha sido citada de Tamaulipas por Valenzuela y Chacón-Jiménez (1991) y de Veracruz por Anell y Guzmán (1987).

Caracteres culturales del aislamiento

Tipo de pudrición. Causa pudrición blanca. Reacción positiva para oxidasas extracelulares (N-2), equivalente a la llamada reacción para lacasa (S-1/2) con la prueba del aserrín-guayacol; y reacción positiva con la prueba de Badcock-aserrín de pino (láminas 6.1.I y 6.1.II).

Caracteres macroscópicos de la mata micelial

Velocidad de crecimiento. La mata micelial cubre la superficie del medio de la caja Petri en el transcurso de 2 semanas (N-42; S-6/1). Hongo de crecimiento rápido. (Lám. 6.2.III, fig. 20).

Zona de avance. Colonia de forma circular (N-nc; S-nc), con margen apesado (N-nc; S-13/2), los ápices hifales distanciados en forma filamentosos o fimbriada (N-nc; S-14/2) y el contorno también con aspecto de flecos (N-nc; S-15/2. Lám. 6.2.III, fig.20).

Relieve. Mata micelial inicialmente plana y realzada a partir de la tercera semana (N-nc; S-nc). (Lám. 6.2.III, figs.20-21).

Textura. Inicialmente algodonosa (N-sn; S-21/2), cambiando gradualmente a partir de la tercera semana, hasta llegar a ser totalmente flocosa (N-sn; S-19/2. Lám. 6.2.III, figs. 20-21).

Color. Hifas hialinas y mata micelial blanca (N-36; S-30/2. Lám. 6.2.III, figs. 20-21).

Reverso. No induce cambios de color en el agar (N-38; S-37/0 y S-38/0).

Olor. Variable, entre dulce, a tierra húmeda y fúngico (N-50, N-51, N-53; S-36/2).

pH. De 5.0 en el espesor del medio de cultivo libre de crecimiento y en la superficie de la mata micelial a la primera semana de incubación; de 5.0 en la superficie de la mata a la tercera semana; y de 4.5 a la sexta semana (N-nc; S-nc).

Exudados. Gotitas cristalinas sobre la mata micelial en la zona intermedia y madura de la colonia, a partir de la tercera semana de incubación (N-nc; S-nc).

Fructificación. Sin fructificaciones ni basidios durante el periodo de incubación (N-48/np; S-88/0).

Sustrato. Basidioma encontrado sobre madera del grupo de las Angiospermas (N-54; S-89/2. Lám. 6.2.III, fig. 19). *In vitro*, el aislamiento creció en el medio de aserrín de pino (N-55; S-90/2. Lám. 6.1.II)

Caracteres microscópicos de la mata micelial

Hifas no diferenciadas (generativas):

• Hifas invariablemente simple-septadas, es decir, sin fibulas (N-6; S-39/0), de color amarillo en KOH, de tres diferentes diámetros: anchas (3.7 μm), medianas (2.5 μm) y angostas de 1.25 μm (Lám. 6.2.II, fig. 6; lám. 6.2.III, fig. 22). Las hifas más anchas, al parecer, tienen la pared más gruesa (N-sn; S-48/1. Lám. 6.2.II, fig. 5; lám. 6.2.III, fig. 24). Las hifas de pared más delgada con aspecto de cintas (como aplanadas que se tuercen fácilmente) alargadas y poco onduladas (N-sn; S-sn). Abundantes anastomosis en "H" durante todo el periodo de observación (N-nc; S-nc. Lám. 6.2.II, fig. 7; lám. 6.2.IV, fig.26).

Hifas y estructuras diferenciadas:

• Hifas con paredes gruesas y lúmenes angostos, simple septadas; de células más o menos largas que

en los septos se parecen a las apófisis de fémures o de tibias óseas, abundantes, varias son visibles en un mismo campo (N-nc; S-nc. Lám. 6.2.II, fig. 14; lám. 6.2.IV, fig. 27).

- Fibrohifas o hifas esqueléticas, angostas de pared gruesa muy refractiva, con borde liso; de aspecto rígido, rectas a sinuosas o ligeramente onduladas, poco o no ramificadas; no septadas, con lumen poco teñido o vacío (N-8; S-46/2. Lám. 6.2.II, fig. 11; lám. 6.2.III, fig. 23).

- Fibrohifas o hifas conectivas medianas a finas, de pared delgada a gruesa, aseptadas; con citoplasma tenue y granuloso; muy ramificadas, regularmente entrecruzadas, formando una trama simétrica en forma de red o un poco enmarañadas; típicamente con granúlos grandes, redondos u ovalados, centrales o laterales, hialinos, rojizos u oscuros en los sitios de ramificación o entrecruzamiento (N-8; S-47/2. Lám. 6.2.II, figs. 9-10; lám. 6.2.IV, figs. 25-27).

- Hifas modificadas en células cuticulares, muy teñidas, formando costras en zonas muy compactas de la mata (N-10; S-63/2. Lám. 6.2.II, fig. 13).

- Algunas hifas con ramas cortas recurvadas y onduladas (N-11), que corresponden a las llamadas hifas entrelazantes (S-64/2. Lám. 6.2.II, fig. 8).

- Hifas onduladas en tirabuzón (N-nc; S-nc. Lám. 6.2.II, fig. 12).

- Zonas de micelio con algunos nudos de hifas enmarañadas (N-22; S-65/2. Lám. 6.2.II, fig. 15; lám. 6.2.IV, fig. 28).

- Cistidios con ápices inflados, con aspecto de cabeza de alfiler o de coliflor (capitados a capitado-incrustados) (N-13; S-72/2. Lám. 6.2.II, fig. 16).

- Cadenas de hinchamientos semejantes a clamidosporas, intercalares, numerosas, de varios tamaños, con aspecto moniliforme (N-26; S-79/2), alternando con clamidosporas típicas (Lám. 6.2.IV, fig. 29).

- Expansiones intercalares sin septos en fibrohifas de color café con pared muy engrosada (N-26; S-80/2. Lám. 6.2.IV, fig. 30).

- Cristales aciculares sueltos, algunos cortos, otros muy largos, ampliamente distribuidos, aunque más abundantes en las zonas de mechones flocosos de la mata, observados durante la mayor parte del periodo de incubación (N-nc; S-82/2. Lám. 6.2.II, fig. 17).

- Cristales de forma rómbica, observados en el medio a la tercera y sexta semanas (N-nc; S-83/2. Lám. 6.2.II, fig. 18).

Esporas secundarias (asexuales):

- Oídios (artrosporas o artroconidios) de forma rectangular alargada, en aglomerados y en cadenas que mantienen la forma de la rama que les da origen; escasos hasta la segunda semana de observación, y muy abundantes durante la sexta semana (N-35; S-84/2. Lám. 6.2.IV, fig. 30).

- Clamidosporas intercalares, esféricas, ovoides o elipsoides de pared gruesa (N-34; S-85/2. Lám. 6.2.IV, fig. 29).

Código de especie

Según la codificación del método de Nobles (1965): 2, 6, 8, 10, 11, 13, 20, 22, 26, 34, 35, 36, 38, 42, 50, 51, 53, 54, 55.

Según la codificación del método de Stalpers (1978): 1, 6, 13, 14/2, 15/2, 19, 21, 30, 36, 46, 47, 48, 59, 63, 64, 65, 72, 79, 80, 82, 83, 84, 85, 89, 90.

Comentarios

Esta especie se distingue por el tipo de esporas elípticas a subglobosas, por el color y forma de su basidiocarpo y por el tamaño pequeño de sus poros. El material descrito en el presente trabajo concuerda con la descripción de Valenzuela y Chacón-Jiménez (1991).

No existen estudios culturales anteriores para esta especie. Al comparar la descripción taxonómica del basidioma con los caracteres culturales del ejemplar de los Tuxtlas, resultan contradicciones. Por un lado, la estructura hifal del basidioma era dimítica, con hifas generativas fibuladas e hifas esqueléticas. Pero, en la mata micelial no fueron observadas hifas nodoso-septadas (con fibulas) y sí fueron detectadas hifas conectivas en la forma que Nobles (1965) considera fibrohifas y Stalpers (1978) llama hifas esqueléticas muy ramificadas (conectivas), es decir, una trama trimítica. Como hasta el momento no existen otros estudios que apoyen o contradigan esta descripción del cultivo sería interesante la realización de estudios similares en el futuro, para disponer de mayor y mejor información que permita aclarar esta controversia.

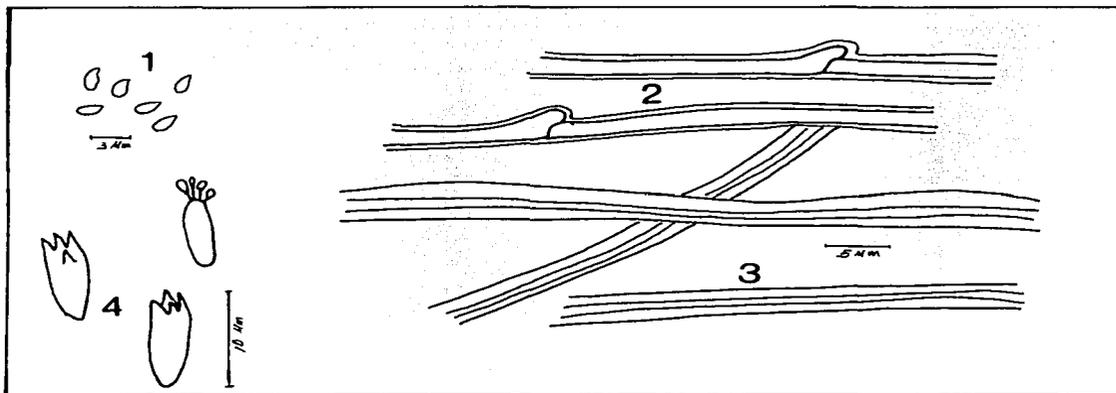


Lámina 6.2.I. *Antrodia liebmannii*; estructuras microscópicas del basidioma

Fig. 1. Esporas.

Fig. 2. Hifas generativas con fibulas.

Fig. 3. Hifas esqueléticas.

Fig. 4. Basidios.

Antrodiella liebmanni

Caracteres culturales

Claves: cl= clamidosporas, ef= expansión en fibrohifa, fh= fibrohifas, hc= hifas conectivas, hm= hinchamientos moniliformes.

Lámina 6.2.II

Fig. 5. Hifas simple-septadas de pared gruesa.

Fig. 6. Hifas en forma de tibia.

Fig. 7. Anastomosis en "H".

Fig. 8. Hifas entrelazantes.

Fig. 9. Fibrohifas o hifas esqueléticas.

Fig. 10. Fibrohifas o hifas conectivas.

Fig. 11. Fibrohifas o hifas esqueléticas.

Fig. 12. Hifas en tirabuzón.

Fig. 13. Células cuticulares.

Fig. 14. Hifas en forma de tibia.

Fig. 15. Nudos de hifas.

Fig. 16. Cistidios.

Fig. 17. Cristales aciculares.

Fig. 18. Cristales rómbicos.

Lámina 6.2.III

Fig. 19. Fructificación y sustrato.

Fig. 20. Mata micelial a una semana de incubación.

Fig. 21. Mata micelial a 6 semanas de incubación.

Fig. 22. Hifas simple-septadas (sin fibulas) de varios diámetros (400×).

Fig. 23. Fibrohifas o hifas esqueléticas (400×).

Fig. 24. Anastomosis en "H" (400×).

Lámina 6.2.IV

Fig. 25. Hifas en forma de tibia (400×).

Fig. 26. Fibrohifas o hifas conectivas (400×).

Fig. 27. Fibrohifas o hifas conectivas (400×).

Fig. 28. Nudos de hifas (400×).

Fig. 29. Hifas moniliformes y clamidosporas (400×).

Fig. 30. Expansiones o hinchamientos intercalares en fibrohifas ; oídios (400×).

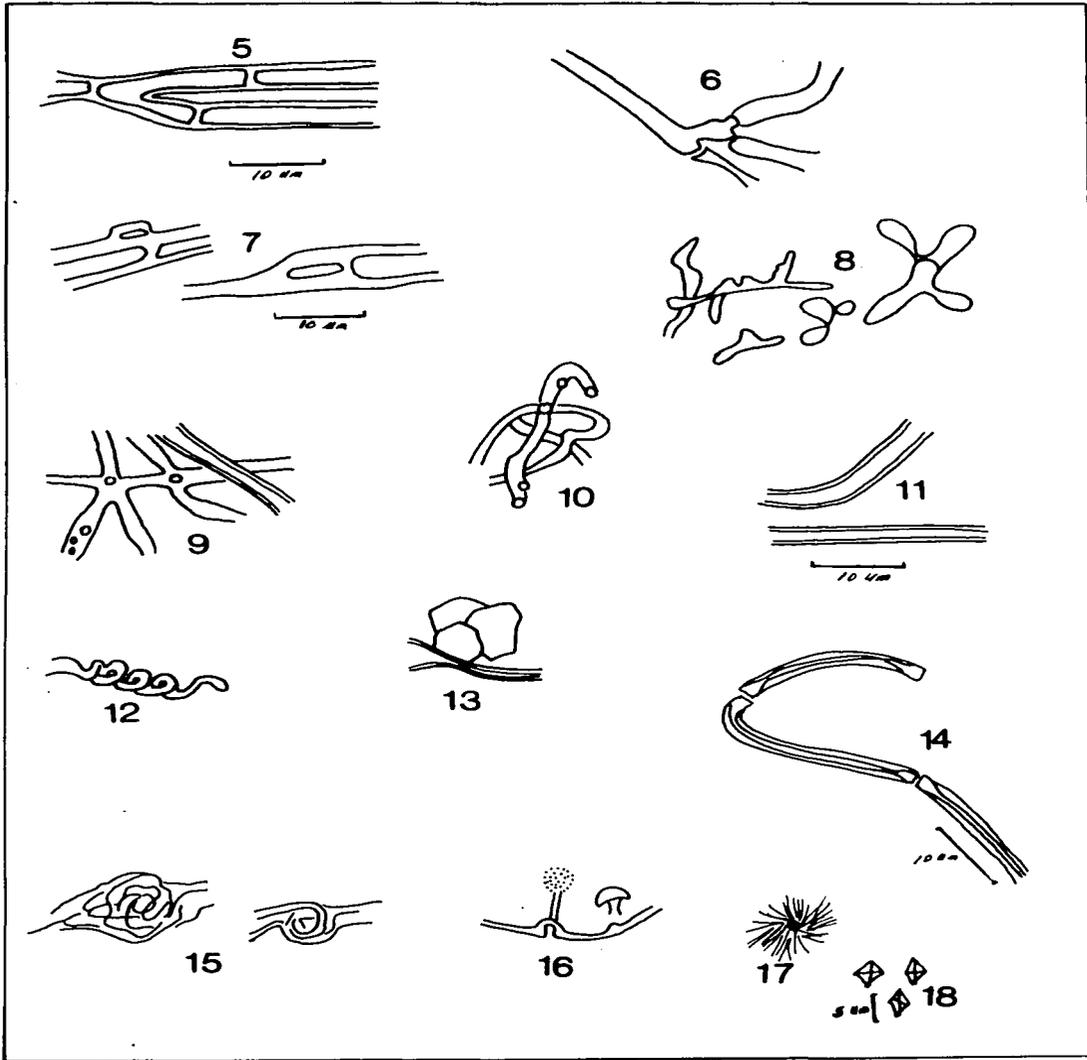
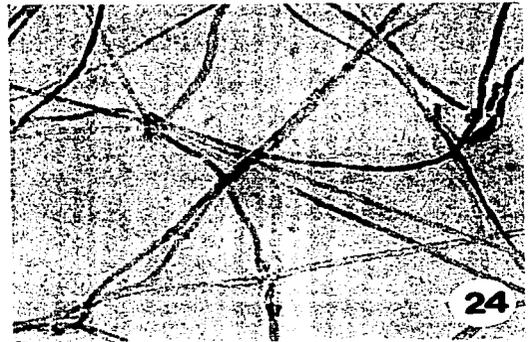
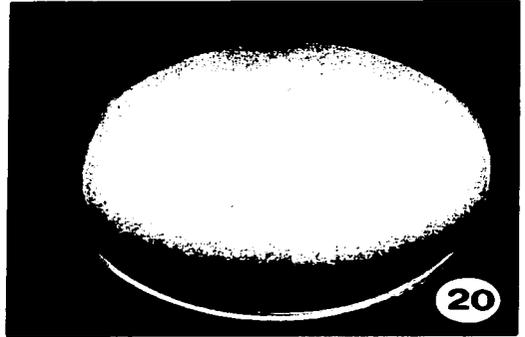
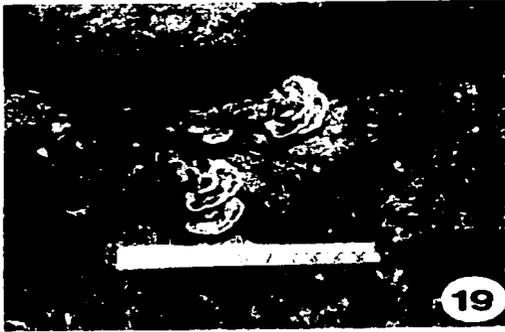
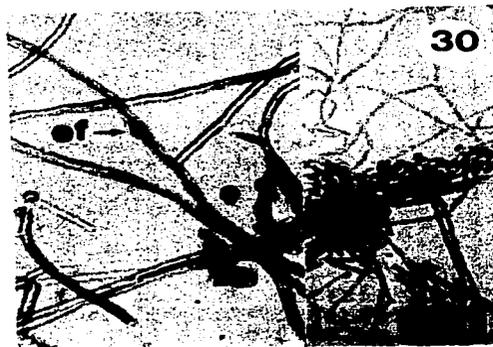
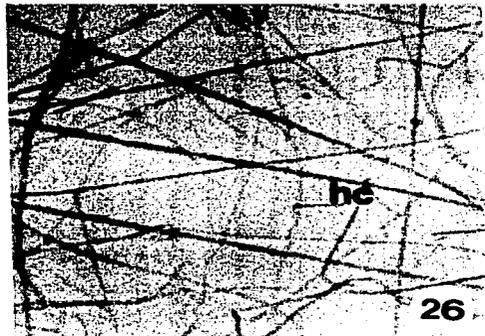


Lámina 6.2.II. *Antrodiella liebmannii*.

33-1

TESIS CON
FALLA DE ORIGEN





***Corioloopsis polyzona* (Pers.) Ryv.**
Norw. J. Bot. 19. (3-4): 230, 1972.
Lámina 6.2.V- 6.2.VIII

Estructura del basidioma

Basidioma de 25-28 × 12-16 × 2-3 mm, de anual a bianual, pileado-sésil, dimidiado, flabeliforme, imbricado; de consistencia flexible, corchosa a rígida (Lám. 6.2.VII, fig. 13). Pileo semicircular, convexo en fresco de color amarillo ocráceo y se oscurece ligeramente cuando se seca.

Superficie ligeramente a francamente tomentosa; con surcos o zonas concéntricas; presenta zonas verdosas debido a la presencia de algas. Margen delgado, ondulado, a veces lobulado con incisiones.

Himenóforo poroide, de color crema a beige en fresco que se oscurece a café-oro o amarillo fuerte al secarse; poros de redondos a angulares, 2-3 por mm; tubos de 1-2 mm, concoloros con la superficie. Contexto duplex, fibroso en la parte inferior, con secciones ligeramente brillantes de color ocráceo-amarillo u oro.

Sistema hifal trimitico con hifas generativas de 1.5-2.5 µm de diámetro, fibuladas, con pared gruesa, de ligeramente ramificadas a muy ramificadas, hialinas en KOH e inamiloides (Lám. 6.2.V, fig. 2). Hifas esqueléticas de 3.2-6.4 µm de diámetro, con pared gruesa, de hialinas a amarillentas en KOH, dominando en contexto (Lám. 6.2.V, fig. 4). Hifas conectivas de 3-6 µm de diámetro, con ramificaciones cortas, de hialinas a ligeramente amarillentas en KOH e inamiloides (Lám. 6.2.V, fig. 3).

Himenio con esporas de (4.5)-5.0-8.5 × (2.0)-2.5-3.5 µm, oblongas a ligeramente elipsoides, lisas y de pared delgada, hialinas en KOH, inamiloides en Melzer, el tamaño puede variar considerablemente entre los especímenes de la misma muestra (Lám. 6.2.V, fig. 1).

Reacción xantocróica negativa con KOH al 5%, se observó en el contexto y en la superficie del pileo una tonalidad de color café-rojizo y en el himenio de café claro a ligeramente verdoso.

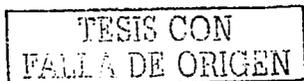
Hábitat. El hongo crece solitario o gregario, sobre árbol derribado de *Bursera simaruba* (L.) Sarg., en un sitio talado y quemado, con exposición total, en selva alta perennifolia perturbada.

Material estudiado. Veracruz, Estación "Los Tuxtlas", potrero Tomás Sinaca, camino del poblado Laguna Escondida al ejido Lázaro Cárdenas, L. Pinzón y M.E. Ruiz # LT-1065, LT-1066, enero 20, 1997.

Distribución. Esta especie es de distribución pantropical, en África es notable en casi todos los países al sur del Sahara (Ryvarden y Johansen, 1980). En México esta especie ha sido citada de Chiapas (Pérez Moreno y Villarreal, 1988), Tamaulipas (Valenzuela y Chacón-Jiménez, 1991) y de Veracruz (Welden y Guzmán, 1978; Frutis Molina y Pinzón-Picaseño, 1997).

Caracteres culturales del aislamiento

Tipo de pudrición. Causa pudrición blanca. Con reacción positiva para oxidasas extracelulares (N-2), que corresponde a la reacción para lacasa (S-1/2) en la prueba del aserrín-guaycol; y reacción



positiva en la prueba de Badcock con aserrín de pino (Láms 6.1.I y 6.1.II).

Caracteres macroscópicos de la mata micelial

Velocidad de crecimiento. La mata micelial cubre la superficie del medio de la caja Petri en el transcurso de 2 semanas (N-42; S-6/1). Aislamiento de crecimiento rápido.

Zona de avance. Colonia de forma circular (N-nc; S-nc), con margen apesado (N-nc; S-13/2), ápices hifales separados con aspecto filamentosos o fimbriado (N-nc; S-14/2), y contorno también fibroso o en flecos (N-nc, S-15/2. Lám. 6.2.VII, fig. 14).

Relieve. Mata micelial inicialmente realzada como plataforma y posteriormente plana (N-nc; S-nc. Lám. 6.2.VII, figs. 14-15).

Textura. Inicialmente algodonosa (N-sn; S-21/2. Lám. 6.2.VII, fig. 14), cambiando gradualmente a gamuzada (N-sn; S-16/2) y finalmente farinácea (N-sn; S-18/2. Lám. 6.2.VII, fig. 15).

Color. Hifas hialinas y mata micelial blanca (N-36; S-30/2. Lám. 6.2.VII, figs. 14-15).

Reverso. Medio decolorado a un tono blanco turbio (N-40; S-37/2).

Olor. Dulce a frutas (N-50; S-36/2).

pH. De 5.0 en el espesor del medio de cultivo libre de crecimiento y en la superficie de la mata micelial a la primera semana; de 4.0 en la superficie de la mata a la tercera semana; y de 4.5 a la sexta semana (N-nc; S-nc).

Exudados. Pequeñas gotas incoloras en la zona de crecimiento a la segunda y sexta semanas de incubación (N-nc; S-nc).

Fructificación. Alrededor del inóculo masas compactas de consistencia costrosa de color ocre claro a canela con estructuras himeniales, desde la quinta semana de incubación (N-48; S-88/2. Lám. 6.2.VII, fig. 15).

Sustrato. Basidioma encontrado sobre madera del grupo de las Angiospermas (N-54, S-89/2. Lám. 6.2.VII, fig. 13). *In vitro*, el aislamiento creció en aserrín de pino (N-55; S-90/2. Lám. 6.1.II).

Caracteres microscópicos de la mata micelial

Hifas no diferenciadas (generativas):

- Hifas de diámetro mediano, de pared gruesa, uniformemente simple-septadas o sea sin fibulas (N-6; S-39/0), de células cortas; a menudo ramificadas en forma triple con ángulos agudos y dan origen a grupos o haces de tres hifas paralelas. (Lám.6.2.VI, figs. 5 y 8; lám. 6.2.VII, figs. 16-17).
- Anastomosis en "H" frecuentes, formadas por estas hifas (N-nc; S-nc. Lám. 6.2.VII, fig. 18).

Hifas y estructuras diferenciadas:

- Fibrohifas o hifas esqueléticas largas, delgadas, con pared gruesa, sin septos; de ligeramente onduladas a un poco retorcidas, poco ramificadas (N-8; S-46/2. Lám. 6.2.VI, fig. 9; lám. 6.2.VII, fig. 17).
- Fibrohifas o hifas conectivas de diámetro mediano, de pared mediana a gruesa, sin septos, ramificadas en forma de crucetas, con los sitios de entrecruzamiento muy oscuros y algo expandidos (N-8; S-47/2. Lám. 6.2.VIII, fig. 19).
- Hifas cortas de pared delgada con abundantes protuberancias o salientes cortas, rectas, puntiagudas como espinas o curvas como agujones (N-20; S-59/2. Lám. 6.2.VI, fig. 6).
- Cistidios himeniales en las masas de consistencia costrosa, clavados, terminales, con inclusiones hialinas (N-14; S-72/2. Lám. 6.2.VIII, fig. 20).
- Hifas con hinchamientos de varios tipos, unos moniliformes (N-26; S-79/2. Lám. 6.2.VI, fig. 11) y otros diversos: simples (sin forma definida), alantoides (en forma de salchicha), digitados (como protuberancias en forma de dedos), ubicados en los códigos N-26; S-80/2 (Lám. 6.2.VII, fig. 18).
- Hifas onduladas en forma de sacacorchos (N-nc; S-nc. Lám. 6.2.VI, fig. 10).
- Basidiosporas observadas libres (no se detectaron los basidios), elipsoides a oblongas, lisas, hialinas, en las áreas costrosas que parecen fructificaciones (N-48; S-88/2. Lám. 6.2.VI, fig. 12; lám. 6.2.VIII, fig. 24).

Esporas secundarias (asexuales):

- Oídios (artroconidios) muy abundantes, de diferentes formas y tamaños, redondeados a cilíndricos (N-35; S-84/2. Lám. 6.2.VIII, fig. 22).
- Clamid esporas de pared gruesa, o terminales de forma globosa a ovoide e intercalares elípticas a piriformes (N-34; S-85/2. Lám. 6.2.VI, fig. 7; lám. 6.2.VIII, figs. 19, 21 y 23).

Código de especie

Según la codificación del método de Nobles (1965): 2, 6, 8, 14, 20, 26, 34, 35, 36, 40, 42, 48, 50, 54, 55.

Según la codificación del método de Stalpers (1978): 1, 6, 13, 14/2, 15/2, 16, 18, 21, 30, 36, 37, 46, 59, 72, 79, 80, 84, 85, 88, 89, 90.

Comentarios

C. polyzona tiene variación en la forma del cuerpo fructífero y el color del pileo; la parte basal del pileo es más hispida al secarse y el margen es más velutinado. *C. polyzona* se llega a confundir con ejemplares viejos de *T. hirsuta* por el color grisáceo de su basidioma, pero pueden ser diferenciadas ambas especies por el tamaño de esporas, ya que en *C. polyzona* son más pequeñas.

Hay dos descripciones de caracteres culturales para esta especie, una hecha en 1971 por Van der Westhuzeein, con el sinónimo de *Polyporus occidentalis* Klotzch (citado por Stalpers, 1978) y la de este último quien sólo señala una diferencia entre ambas descripciones. Para aquel autor, la colonia es de color amarillo como el maíz o amarillo mostaza; mientras que para éste, la mata micelial primero es blanca y luego de color gamuzado o ligeramente ocre. Este último se parece más al de la cepa del presente estudio. En contraste, se tienen varias diferencias entre la descripción de Stalpers (1978) y la del presente estudio. La más importante consiste en que él describe fibulas presentes en todos los septos, algunas ramificadas; pero aquí, las hifas fueron uniformemente simple-septadas. Las otras derivan de que las hifas en forma de sacacorcho, las hifas con salientes espinosas o como agujijón, los cistidios, diferentes tipos de hinchamientos y las clamidosporas aquí observados, no son mencionados por Stalpers (1978).

De la estructura hifal del basidioma resultó que las hifas generativas sí poseían fibulas, en la mata micelial de los cultivos éstas no fueron observadas. E inversamente, las basidiosporas y los cistidios detectados en cultivo no fueron observados en la estructura del basidioma.

Muchas de estas diferencias podrían deberse a variabilidad, ya sea biológica o inducida por el medio de cultivo, pero esto no es posible confirmarlo dentro de las posibilidades de este trabajo.

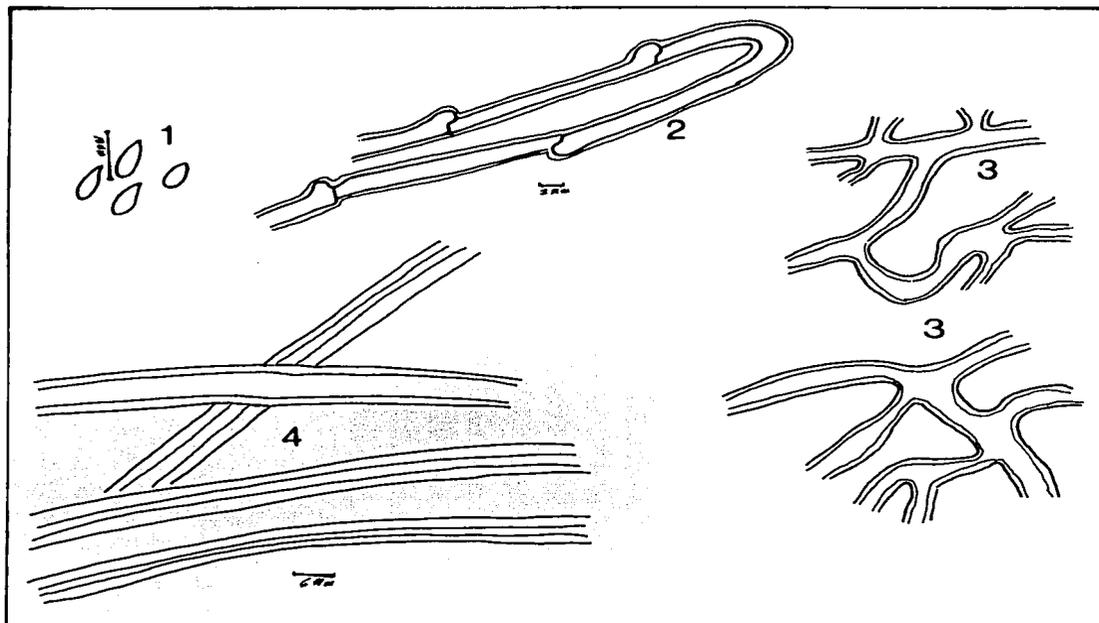


Lámina 6.2.V. *Coriolopsis polyzona*; estructuras microscópicas del basidioma

Fig. 1. Esporas.

Fig. 2. Hifas generativas con fibulas.

Fig. 3. Hifas conectivas.

Fig. 4. Hifas esqueléticas.

Cortolopsis polyzona

Caracteres culturales

Claves: a= anastomosis, c= cistidios, cl= clamidosporas, e= basidiosporas, fh= fibrohifas, h= hinchamientos, hc= hifas conectivas.

Lámina 6.2.VI

Fig. 5. Hifas simple-septadas (sin fibulas).

Fig. 6. Hifas con proyecciones diminutas.

Fig. 7. Clamidosporas.

Fig. 8. Ramificación triple.

Fig. 9. Fibrohifas o hifas esqueléticas.

Fig. 10. Hifas onduladas.

Fig. 11. Hinchamientos moniliformes; cistidios.

Fig. 12. Basidiosporas.

Lámina 6.2.VII

Fig. 13. Fructificación y sustrato.

Fig. 14. Mata micelial a la semana de incubación.

Fig. 15. Mata micelial a las 6 semanas de incubación.

Fig. 16. Hifas simple-septadas o sin fibulas (400×).

Fig. 17. Hifas en haces paralelos; fibrohifas o hifas esqueléticas (400×).

Fig. 18. Anastomosis; hinchamientos (400×).

Lámina 6.2.VIII

Fig. 19. Fibrohifas o hifas conectivas; clamidosporas (400×).

Fig. 20. Cistidios (400×).

Fig. 21. Clamidosporas (400×).

Fig. 22. Oídios (400×).

Fig. 23. Clamidosporas (400×).

Fig. 24. Basidiosporas (1000×).

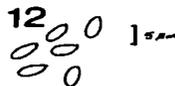
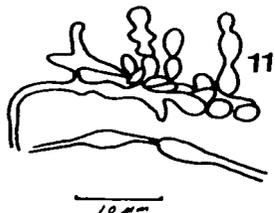
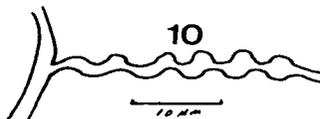
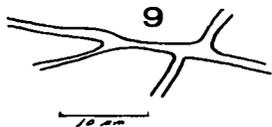
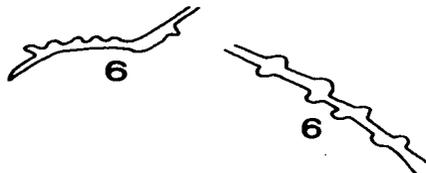


Lámina 6.2.VI. *Corioloipsis polyzona*.

39-1

TESIS CON
FALLA DE ORIGEN



Lámina 6.2.VII. *Corioloipsis polyzona*.

39-2

TESIS CON
FALDA DE ORIGEN

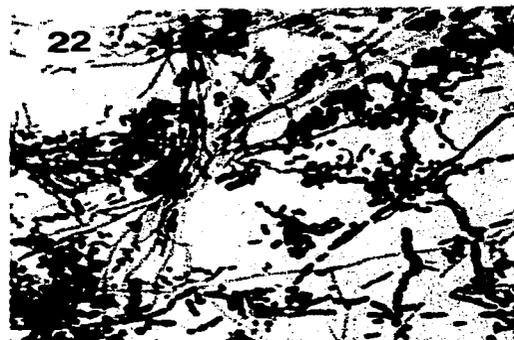


Lámina 6.2.VIII. *Coriopsis polyzona*.

39-3

TESIS CON
FALLA DE ORIGEN

Earliella scabrosa (Pers.) Gilbn. & Ryv.
Bull. Torr. Bot. Cl. 32: 478, 1905.
Láminas 6.2.IX- 6.2.XII.

Estructura del basidioma

Basidioma de 25 × 12 × 1 mm, anual a perenne, de resupinado a efuso-reflexo, imbricado; de consistencia coriácea a dura (ver Lám. 6.2.XI, fig. 16).

Superficie glabra, zonada, rugosa, con cutícula rojiza oscura desde la base hasta cerca del margen del que la separa una franja blanca a crema. Margen entero, ondulado.

Himenóforo poroide, de color blanco en fresco y de color café corcho al secarse; poros redondeados a sinuosos, de 2-3 por mm. Contexto corchoso, color blanco.

Sistema hifal. trimitico con hifas generativas de 1.5-4.0 µm de diámetro, con fibulas, de pared delgada, hialinas en KOH e inamiloides en Melzer (Lám. 6.2.IX, fig. 2). Hifas esqueléticas de 4-6 µm de diámetro, pared gruesa, hialinas en KOH e inamiloides en Melzer (Lám. 6.2.IX, fig. 4). Hifas conectivas de 2.0-3.0 µm de diámetro, muy ramificadas, hialinas en KOH e inamiloides en Melzer (Lám. 6.2.IX, fig. 3).

Himenio con basidiolos de 12-15 × 5 µm en forma de clava (Lám. 6.2.IX, fig. 5). Basidios clavados, con cuatro esterigmas, de 20-25 × 4 µm (Lám. 6.2.IX, fig. 6). Esporas de (8)-10-11 × 4.0-4.5 µm, de cilíndricas a elipsoides, de pared delgada, hialinas en KOH, inamiloides (Lám. 6.2.IX, fig. 1).

Reacción xantocróica positiva con KOH al 5%, negro-rojiza en la superficie del pileo, y café-amarillenta en el himenio.

Hábitat. El hongo crece sobre tronco caído de forma gregaria en selva alta perennifolia. En un sitio sombreado y cubierto, con palmas de *Astrocaryum mexicanum* Liebm.: Mart.

Material estudiado. Veracruz, Estación "Los Tuxtlas", cerro El Vigía, vereda 4, L. Pinzón y M. Ruiz # LT-1062, enero 19, 1997.

Distribución. Es muy común en zonas subtropicales y tropicales y en Estados Unidos, sólo se conoce de Florida y Luisiana (Gilbertson y Ryvardeen, 1986). En México la especie ha sido citada de Veracruz (Anell y Guzmán 1987; Frutis Molina y Pinzón-Picaseño, 1997).

Caracteres culturales del aislamiento

Tipo de pudrición. Causa pudrición blanca, confirmada solamente en la prueba de Badcock con aserrín de liquidámbar, que corresponde a los caracteres N-2 y S-1/2 (Lám. 6.1.III).

Caracteres macroscópicos de la mata micelial

Velocidad de crecimiento. Crecimiento de las colonias en promedio a las dos semanas, de 66 mm (S-7/1). La mata micelial cubre la caja en el transcurso de 3 semanas (N-43). Hongo de crecimiento moderado (Lám. 6.2.XI, fig. 17).

Zona de avance. Forma de la colonia circular (N-nc; S-nc), con margen levantado (N-nc; S-12/2), hifas marginales dispersas (N-nc; S-14/2) y contorno irregular fibroso (N-nc; S-15/2. Lám.6.2.XI, fig. 17).

Relieve. Mata micelial convexa al principio, con una franja interna anular-plana; más tarde, compacta a ligeramente realizada (N-nc; S-nc. Lám. 6.2.XI, figs. 17-18).

Textura. Mata micelial predominantemente algodonosa (N-sn; S-21/1), en algunos casos tendiendo a formar con el tiempo zonas costrosas de color café canela (N-sn; S-28/1) y en otros conservándose algodonosa y ligeramente flocosa (N-sn; S-19/1. Lám. 6.2.XI, figs. 17-18).

Color. Hifas hialinas y mata micelial blanca (N-36; S-30/2) con zonas costrosas de color café canela. (Lám. 6.2.IX, figs. 17-18).

Reverso. No induce cambios de color en el agar (N-38; S-37/0 y/o S-38/0).

Olor. Dulce a frutas (N-50; S-36/2).

pH. De 5.0 en el medio de cultivo libre de crecimiento a la primera semana de incubación; y de 4.5 en la superficie de la mata micelial a la primera y sexta semanas (N-nc; S-nc).

Exudados. Pequeñas gotas amarillas en las zonas costrosas color café canela de la mata micelial a la cuarta y quinta semanas de incubación (N-nc; S-nc).

Fructificación. Las zonas costrosas de la colonia parecen fases iniciales de basidiocarpos, aunque no fueron detectados basidios ni basidiosporas (N-48?; S-88/?. Lám. 6.2.XI, fig. 18).

Sustrato. El basidioma fue encontrado sobre madera del grupo de las Angiospermas (Lám. 6.2.XI, fig. 16); *in vitro*, el aislamiento no creció en aserrín de pino solamente en el de liquidámbar (N-54, S-89/2. Lám. 6.1.III).

Caracteres microscópicos de la mata micelial

Hifas no diferenciadas (generativas):

- Hifas anchas de pared gruesa y angostas de pared delgada, todas uniformemente simple-septadas (sin fibulas), poco ramificadas y con septos cercanos y bien definidos (N-6; S-39/0. Lám. 6.2.X, figs.6-7; lám. 6.2.XI, fig. 19).

Hifas y estructuras diferenciadas:

- Fibrohifas o hifas esqueléticas largas, anchas, de paredes gruesas y refractivas, poco o no ramificadas y rectas o ampliamente onduladas, sin septos (N-8); corresponden a las llamadas hifas esqueléticas no ramificadas (S-46/2. Lám. 6.2.X, fig. 8; lám. 6.2.XI, figs. 19-20).

- Fibrohifas o hifas conectivas angostas, ramificadas, de pared menos gruesa que las anteriores, aseptadas, con contorno irregular aserrado y protuberancias redondas oscuras (N-8; S-47/2. Lám. 6.2.X, figs. 9-10; láms. 6.2.XI-XII, figs. 21 y 22).

• Hifas anchas rectas o un poco curvadas, con pared gruesa de color ambarino, simple-septadas (sin fibulas), de células muy cortas; con salientes redondeadas o ramas muy cortas, perpendiculares, a veces en cruceta, formando tejido plectenquimatoso en la zona costrosa (N-11; S-64/2. Lám. 6.2.X, figs. 11, 12 y 13; lám. 6.2.XII, figs. 22 y 23).

• Gleocistidios de color ambarino, en la zona costrosa color café canela de la colonia, hinchados como bastos, aparentemente no tienen septos (N-15; S-73/2. Lám. 6.2.XI, fig. 19).

• Hifas con diferentes tipos de hinchamientos (N-26; S-80/2), algunos alargados (Lám. 6.2.XII, fig. 24), otros cortos con apariencia de sarta de cuentas ramificantes entre los que podría haber clamidosporas (Láms. 6.2.XI-XII, figs. 21 y 25).

• Abundantes hifas onduladas de paredes delgadas (N-nc; S-nc. Lám. 6.2.X, fig. 14; lám. 6.2.XII, fig. 26).

• Cristales de forma acicular en el medio, a veces aglutinados en forma de estrella (N-nc; S-83/2. Lám. 6.2.XII, fig. 27).

Esporas secundarias (asexuales):

• Clamidosporas intercalares (N-34; S-85/2. Lám. 6.2.X, fig. 15; láms. 6.2.XI-XII, figs. 21 y 25).

• Oidios (artrosporas o artroconidios) de forma rectangular (N-35; S-84/2. Lám. 6.2.XII, fig. 27).

Código de especie:

Según la codificación del método de Nobles (1965): 2, 6, 8, 11, 15, 26, 34, 36, 38, 43, 48?, 50, 54.

Según la codificación del método de Stalpers (1978): 1, 7, 12, 14/2, 15/2, 19, 21, 28, 30, 36, 46, 47, 64, 73, 80, 83, 85, 88?, 89.

Comentarios

Es una especie fácil de reconocer por la cutícula roja que presenta, la forma de sus poros (sinuosos) y el tipo de basidiocarpo.

Hasta el momento no se han realizado otros estudios de caracteres culturales sobre esta especie, sólo el presentado aquí.

La presencia de fibulas incluida en la descripción taxonómica de esta especie, no fue confirmada en la mata micelial. En cambio, en cultivo fueron observados gleocistidios, los cuales no fueron detectados en la estructura himenial del basidioma. Estos contrastes quedarían por ser verificados en estudios posteriores empleando más cepas y ejemplares de la misma especie. Es interesante añadir que tanto en esta especie como en el caso de *Corioloopsis polyzona*, se presentaron zonas costrosas de color café canela u oscuro en los cultivos.

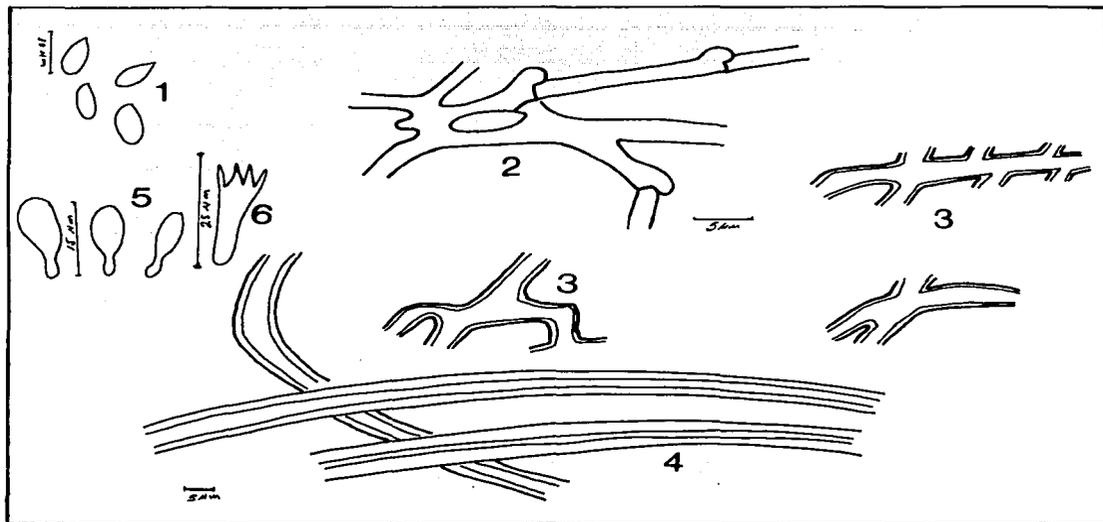


Lámina 6.2.IX. *Earliella scabrosa*; estructuras microscópicas del basidioma

Fig. 1. Esporas.

Fig. 2. Hifas generativas con fibulas.

Fig. 3. Hifas conectivas.

Fig. 4. Hifas esqueléticas.

Fig. 5. Basidiolos.

Fig. 6. Basidios.

Earliella scabrosa

Caracteres culturales

Claves: ca= cristales aciculares, cl= clamidosporas, fh= fibrohifas, g= gleocistidios, h= hinchamientos, hc= hifas conectivas, tp= tejido plectenquimatoso.

Lámina 6.2.X

- Fig. 6.** Hifas simple-septadas (sin fibulas).
- Fig. 7.** Hifas simple-septadas (sin fibulas).
- Fig. 8.** Fibrohifas o hifas esqueléticas.
- Fig. 9.** Fibrohifas o hifas conectivas.
- Fig. 10.** Fibrohifas o hifas conectivas.
- Fig. 11.** Hifas de tejido plectenquimatoso.
- Fig. 12.** Hifas de tejido plectenquimatoso.
- Fig. 13.** Hifas entrelazantes de tejido plectenquimatoso.
- Fig. 14.** Hifas onduladas.
- Fig. 15.** Clamidosporas intercalares.

Lámina 6.2.XI

- Fig. 16.** Fructificación y sustrato.
- Fig. 17.** Mata micelial a las 2 semanas de incubación.
- Fig. 18.** Mata micelial a las 6 semanas de incubación.
- Fig. 19.** Hifas simple-septadas (sin fibulas); fibrohifas (hifas esqueléticas); gleocistidios (1000×).
- Fig. 20.** Fibrohifas o hifas esqueléticas (1000×).
- Fig. 21.** Fibrohifas o hifas conectivas; clamidosporas (400×).

Lámina 6.2.XII

- Fig. 22.** Fibrohifas o hifas conectivas; tejido plectenquimatoso (400×).
- Fig. 23.** Tejido plectenquimatoso (1000×).
- Fig. 24.** Hinchamientos (400×).
- Fig. 25.** Hinchamientos; clamidosporas (400×).
- Fig. 26.** Hifas onduladas (400×).
- Fig. 27.** Oídios; cristales aciculares (400×).

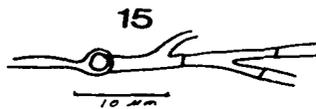
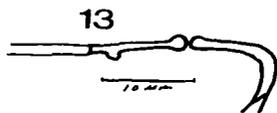
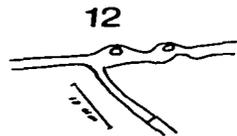
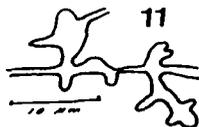
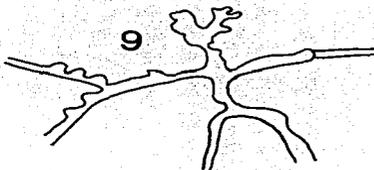
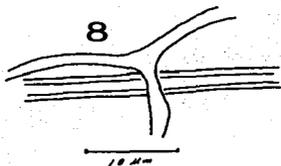
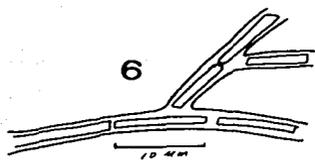


Lámina 6.2.X. *Earliella scabrosa*.

44-1

TESIS CON
FALLA DE ORIGEN

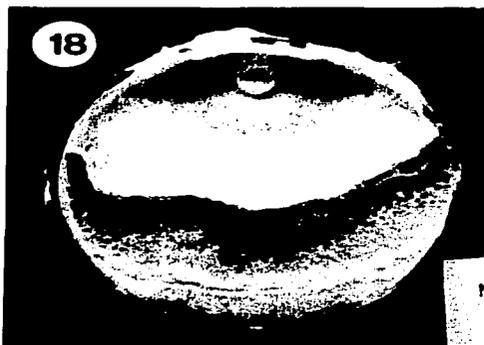


Lámina 6.2.XI. *Earliella scabrosa*.

44-2

TESIS CON
FALLA DE ORIGEN



Lámina 6.2.XII. *Earliella scabrosa*.

44-3

TEXTOS CON
FALLA DE ORIGEN

Fomes fasciatus (Sw.:Fr.) CKe.
Grevillea 14:21, 1885.
Láminas 6.2.XIII- 6.2.XVI

Estructura del basidioma

Basidioma de 55-85 × 50-70 × 14-12 mm, perenne, sésil, unglado, de consistencia dura a leñosa (Lám. 6.2.XV, fig. 21).

Superficie aterciopelada, de color café a café grisáceo, con presencia de zonaciones de color café. Margen grueso, redondeado, aterciopelado, de entero a lobulado.

Himenóforo poroide, de color café canela, poros circulares, 5-6 por mm. Tubos de 8-10 mm de longitud. Contexto duplex, con línea negra, de 2-10 mm de grosor, de color café claro a café amarillento en fresco y café canela a café chocolate al secarse, zonado, de consistencia corchosa-dura a fibrosa.

Sistema hifal trimitico con hifas generativas fibuladas, de 2.4-3.2 µm de diámetro, de pared delgada, de color amarillo pálido en KOH e inamiloides en Melzer (Lám. 6.2.XIII, fig. 2). Hifas esqueléticas de 4.0-6.4 µm de diámetro, con pared gruesa, de color amarillo en KOH e inamiloides en Melzer (Lám. 6.2.XIII, fig. 4). Hifas conectivas, de 1.6-2.4 µm de diámetro, muy ramificadas, hialinas en KOH, (Lám. 6.2.XIII, fig. 3). En el centro del tejido hay unas estructuras compuestas por hifas de forma irregular, de pared gruesa y color amarillo en KOH e inamiloides en Melzer, conocidas como esclereidas (Lám. 6.2.XIII, fig. 5).

Himenio con basidios de 11-18 × 5-6 µm, fusionados (Lám. 6.2.XIII, fig. 6). Basidios clavados, de 15-18 × 4-6 µm. (Lám. 6.2.XIII, fig. 7). Esporas cilíndricas de 11-12 × 4.0-4.5 µm hialinas en KOH e inamiloides en Melzer (Lám. 6.2.XIII, fig. 1).

Reacción xantocroica positiva, en la superficie del pileo y en el himenio, y en el contexto la coloración fue de café a café oscuro con KOH al 5%.

Hábitat. Crece de forma gregaria sobre troncos y ramas caídas en selva alta perennifolia natural o con diversos grados de alteración, en sitios sombreados y húmedos.

Material estudiado. Veracruz, Estación "Los Tuxtlas": cerro "El Vigía", vereda 4 (ver mapa), *L. Pinzón y M. Ruiz # LT-1057*, 19-Ene-1997; huerto en la orilla E de la Laguna Azul *L. Pinzón y M. Ruiz # LT-1104*, julio 30, 1997.

Distribución. Especie que se conoce del sureste y de Arizona en los Estados Unidos (Gilbertson y Ryvarden, 1986). En México se cita de Chiapas (Pérez Moreno y Villarreal, 1988); Querétaro (García Jiménez *et al.*, 1998); Tamaulipas (Valenzuela y Chacón-Jiménez, 1991) y de Veracruz (Anell y Guzmán, 1987).

Caracteres culturales del aislamiento

Tipo de pudrición. Pudrición blanca. Reacción positiva para oxidasas extracelulares (N-2), que

equivale a la reacción para lacasa (S-1/2), con la prueba del aserrín-guayacol y confirmada en la prueba de Badcock-aserrín de liquidámbar (Láms. 6.1.1-6.1.III).

Caracteres macroscópicos de la mata micelial

Velocidad de crecimiento. La mata micelial cubre la superficie del medio en el transcurso de 2 semanas (N-42; S-6/1). Cepa de crecimiento rápido. (Lám. 6.2.XV, fig. 22).

Zona de avance. Colonia de forma circular (N-nc; S-nc), con margen apesado (N-nc; S-13/2), ápices hifales marginales distanciados entre sí en forma fimbriada (N-nc; S-14/2) y el contorno también con aspecto de flecos (N-nc; S-15/2. Lám. 6.2.XV, fig. 22).

Relieve. Mata micelial inicialmente plana a ligeramente realzada, después irregular con zonas aplanadas y cúmulos levantados (N-nc; S-nc. Lám. 6.2.XV, figs. 22-23).

Textura. Predominantemente algodonosa (N-sn; S-21/1), primero bastante homogénea, variando gradualmente a una mezcla caótica de zonas farináceas (N-sn; S-18/1), plumosas (N-sn; S-23/1) y flocosas (N-sn; S-19/1. Lám. 6.2.XV, figs. 22-23).

Color. Hifas hialinas y mata micelial blanca (N-36; S-30/2. Lám. 6.2.XV, figs. 22-23).

Reverso. Sin cambios de color en el agar (N-38; S-37/0, 38/0).

Olor. A tierra húmeda (N-51; S-36/2).

pH. De 5.0 tanto en el espesor del medio de cultivo sin crecimiento como en la superficie de la mata micelial a la primera semana de incubación; de 5.0 en la superficie de la mata a la tercera semana; y de 4.5 en la mata a la sexta semana (N-nc; S-nc).

Exudados. Pequeñas gotas incoloras en la parte media de la colonia (N-nc; S-nc).

Fructificación. Aunque no produjo basidiocarpos, sólo fueron observadas posibles basidiosporas libres durante el periodo de incubación (N-48?; S-88/?).

Sustrato. El basidioma fue encontrado sobre madera del grupo de las Angiospermas (Lám. 6.2.XV, fig. 21); *in vitro*, el aislamiento no creció en aserrín de pino, solamente en el de liquidámbar (N-54; S-89/2. Láms. 6.1.II-6.1.III).

Caracteres microscópicos de la mata micelial

Hifas no diferenciadas (generativas):

- Hifas angostas de pared delgada, predominantemente simple-septadas, es decir, sin fibulas (Lám. 6.2.XV, fig. 24), pero también hay hifas con fibulas escasas, sencillas, en la zona de avance (Lám. 6.3.XV, fig. 25), códigos N-5; S-40/1.

- Anastomosis frecuentes en forma de "H", el puente entre ambas hifas muy corto o muy largo (N-

nc; S-nc. Lám. 6.3.XV, fig. 24).

Hifas y estructuras diferenciadas:

- Fibrohifas (hifas esqueléticas) angostas y anchas, de pared gruesa, no septadas, poco ramificadas, rectas con poca tendencia a ser onduladas, con lumen vacío a ligeramente teñido de azul (N-8; S-46/2. Lám. 6.2.XIV, fig. 11; lám. 6.2.XV, fig. 26).

- Fibrohifas (hifas conectivas) angostas, muy ramificadas, aseptadas; típicamente con abultamientos redondeados y oscuros, espaciados a intervalos más o menos cortos, que frecuentemente coinciden con ramificaciones o intersecciones de estas mismas hifas; abundantes (N-8; S-47/2. Lám. 6.2.XVI, fig. 12; lám. 6.2.XVI, fig. 27).

- Hifas diferenciadas, en forma de células cuticulares, de pared más o menos marcada, muy teñidas con floxina, que al unirse llegan a formar un pseudoparénquima (N-10; S-63. Lám. 6.2.XIV, fig. 13; lám. 6.2.XVI, fig. 28).

- Hifas con ramificaciones cortas, algunas como protuberancias semejantes a fibulas y otras recurvadas en ganchos, parecidas a las que Nobles agrupa en un "primer tipo" (N-11) y Stalpers llama hifas entrelazantes (S-64/2); ambos autores consideran a estas estructuras formadoras de plecténquima (Lám. 6.2.XIV, figs. 10 y 14; lám. 6.2.XV, fig. 25).

- Cistidios en el micelio vegetativo, con ápices terminales en forma globosa, como si fuera una cabeza de cerillo; algunos son oscuros y como si estuvieran arrugados (N-13; S-72/2. Lám. 6.2.XIV, fig. 15).

- Hinchamientos intercalares aislados y dispuestos como en sarta de cuentas, alargados, en forma de pera o más redondos, separados por constricciones (N-26; S-79/2. Lám. 6.2.XIV, fig. 16).

- Hifas recurvadas de diferentes, formas en "U", "V", onduladas y espiraladas (N-nc; S-nc. Lám. 6.2.XIV, fig. 17; lám. 6.3.XIV, fig. 29).

- Hifas de diámetro mediano, simple-septadas (sin fibulas), alargadas, rectilíneas, muy poco onduladas, de pared gruesa, hialinas; con anastomosis, septos más o menos cercanos y células con aspecto de tibia (N-nc; S-nc. Lám. 6.2.XIV, figs. 8 y 9; lám. 6.2.XV, fig. 26).

- Posibles basidiosporas cilíndricas observadas libres, basidios no detectados (N-48?; S-88/?. Lám. 6.2.XIV, fig. 19).

- Cristales aciculares en la mata micelial (N-nc; S-82/2), rómbicos y hexagonales en el medio (N-nc; S-83/2. Lám. 6.2.XIV, fig. 20).

Esporas secundarias (asexuales):

- Abundantes oídios (artroconidios) producidos en hifas angostas de pared gruesa, de forma alargada, de 0.1 a 0.3 μm de largo (N-35; S-84/2. Lám. 6.2.XVI, fig.30).

- Clamidoporras intercalares de pared gruesa, centrales y laterales (N-34; S-85. Lám. 6.2.XIV, fig. 18).

Código de especie

Según la codificación del método de Nobles (1965): 2, 5, 8, 10, 11, 13, 26, 34, 35, 36, 38, 42, 48?, 51, 54.

Según la codificación del método de Stalpers (1978): 1, 6, 13, 14/2, 15/2, 18, 19, 21, 23, 30, 36, 40, 46, 47, 48, 51, 52, 63, 64, 72, 79, 84, 82, 83, 85, 88?, 89.

Comentarios

F. fasciatus se distingue de *F. fomentarius*, por el color grisáceo de su basidioma, presencia de una costra dura, y también por sus esporas que son más pequeñas.

No hay estudios previos de caracteres culturales de esta especie.

Al comparar la descripción microscópica del basidioma con estos resultados se encuentra que hay una gran correspondencia, excepto en que no fueron observados cistidios en el primero. Tal carácter varía un tanto entre las concepciones de Nobles (1965) y de Stalpers (1978), este último no usa el carácter de cistidios en himenio desarrollado en cultivo, sino solamente el de cistidios en micelio vegetativo, el cual también considera Nobles (1965). Por ello, es difícil valorar la importancia de esta diferencia. Por su parte, Gilbertson y Ryvarden (1986) sólo mencionan la presencia de cistidiolos al describir el himenio de basidiomas de esta misma especie.

Resalta de este hongo la abundancia de oidios que predominan en las zonas de textura algodonosa y les dan el carácter farináceo.

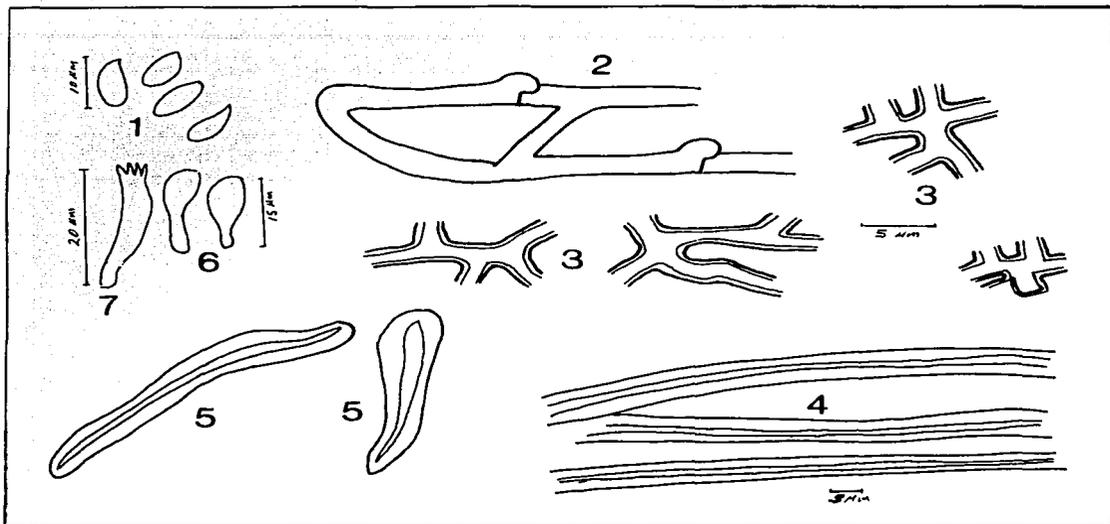


Lámina 6.2.XIII. *Fomes fasciatus*; estructuras microscópicas del basidioma

Fig. 1. Esporas.

Fig. 2. Hifas generativas con fibulas.

Fig. 3. Hifas conectivas.

Fig. 4. Hifas escleróticas.

Fig. 5. Esclereidas.

Fig. 6. Basidiolos.

Fig. 7. Basidios.

Fomes fasciatus

Caracteres culturales

Claves: a= anastomosis, fh= fibrohifa, fi= fibula, t= hifas con aspecto de tibia, tp= tejido plectenquimatoso.

Lámina 6.2.XIV

Fig. 8. Hifas simple-septadas (sin fibulas) en forma de tibia, con anastomosis.

Fig. 9. Detalle de los septos.

Fig. 10. Hifa con gancho.

Fig. 11. Fibrohifas (hifas esqueléticas).

Fig. 12. Fibrohifas (hifas conectivas).

Fig. 13. Células cuticulares.

Fig. 14. Hifas con ramas cortas.

Fig. 15. Cistidios.

Fig. 16. Hinchamientos.

Fig. 17. Hifas onduladas.

Fig. 18. Clamidiosporas.

Fig. 19. Basidiosporas.

Fig. 20. Cristales.

Lámina 6.2.XV

Fig. 21. Fructificación y sustrato.

Foto 22. Mata micelial a la semana de incubación.

Fig. 23. Mata micelial a las 6 semanas de incubación.

Fig. 24. Hifas simple-septadas (sin fibulas); anastomosis (200×).

Fig. 25. Hifas ocasionalmente con fibulas; tejido plectenquimatoso (200×).

Fig. 26. Fibrohifas (400×).

Lámina 6.2.XVI

Fig. 27. Fibrohifas o hifas conectivas (400×).

Fig. 28. Células cuticulares (400×).

Fig. 29. Hifas onduladas (400×).

Fig. 30. Oidios (400×).

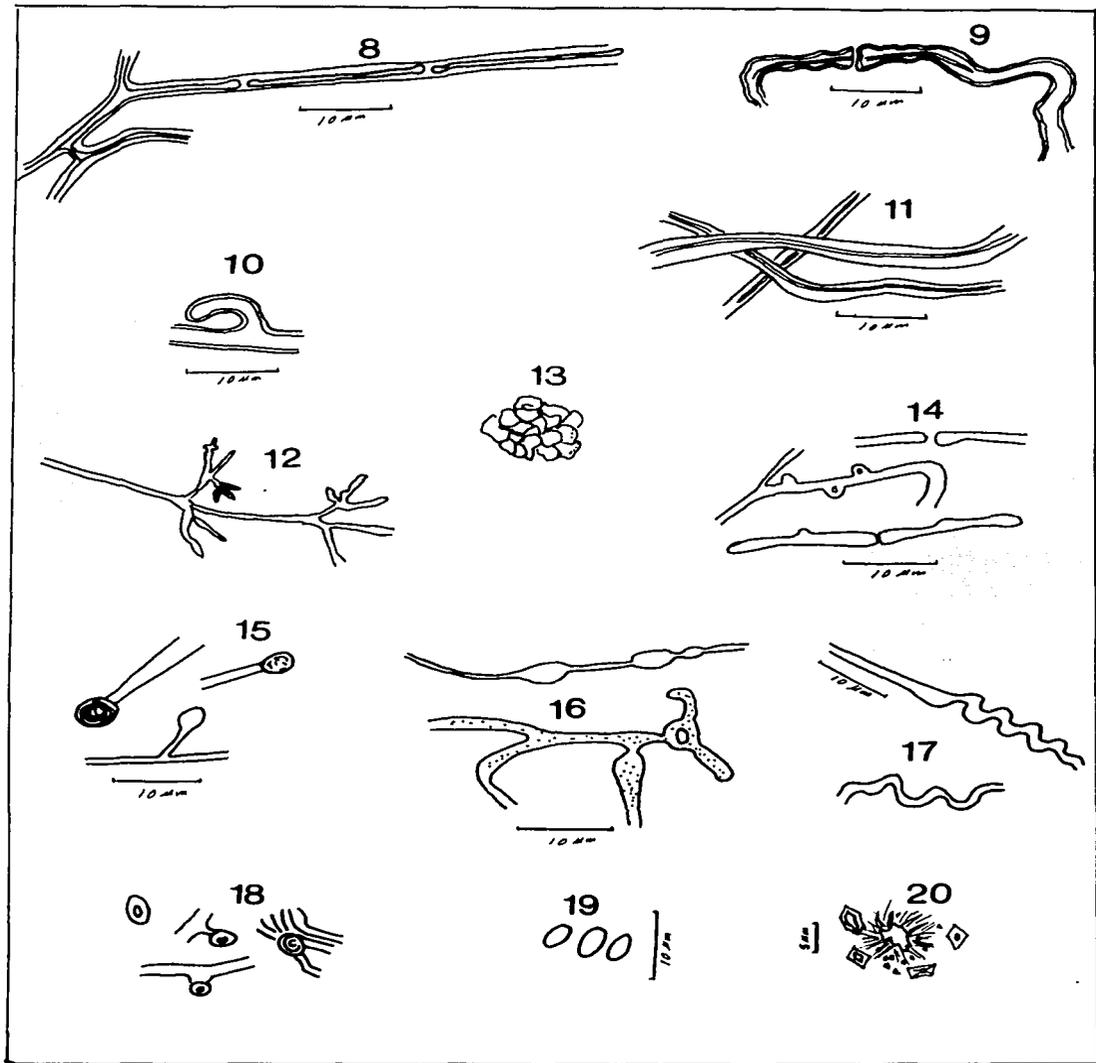


Lámina 6.2.XIV. *Fomes fasciatus*.

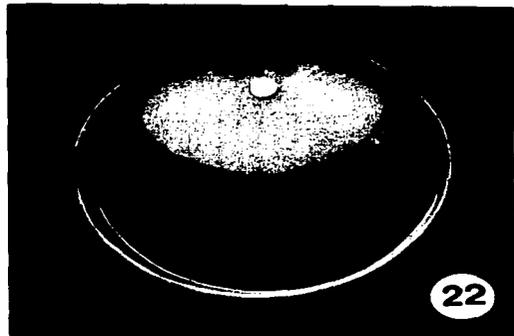


Lámina 6.2.XV. *Fomes fasciatus*.

50-2

TESIS CON
FALLA DE ORIGEN

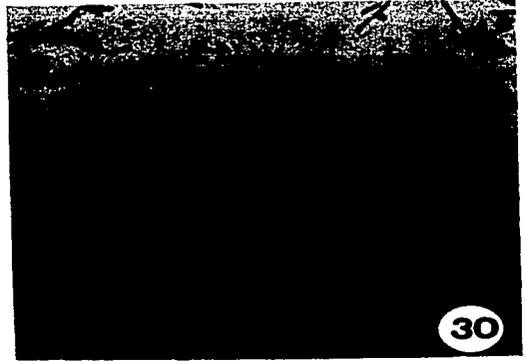
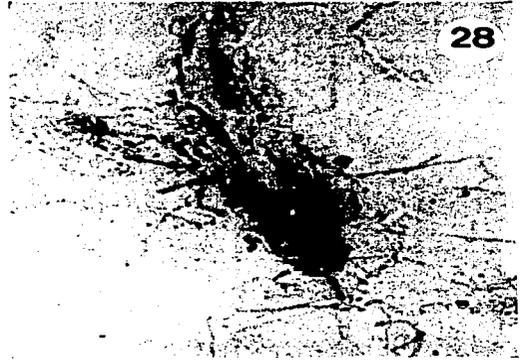
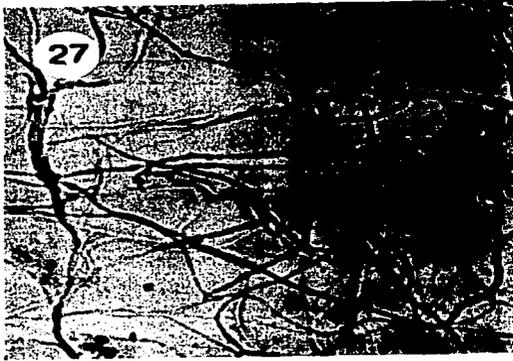


Lámina 6.2.XVI. *Fomes fasciatus*.

50-3

TESIS CON
FALLA DE ORIGEN

***Ganoderma applanatum* (Pers.: Wallr.) Pat.**
Bull. Soc. Myc. Fr. 5: 67, 1889.
Láminas 6.2.XVII-6.2.XXI.

Estructura del basidioma

Basidioma de 90-100 × 70-85 × 6 mm, perenne, sésil, en forma de repisa, aplanado a conchado, de consistencia leñosa (Lám. 6.2.XIX, fig. 20).

Superficie zonada en forma concéntrica, corrugada con abundantes protuberancias y depresiones irregulares y ligeramente agrietada; con una corteza seca, opaca, glabra y dura; de color café tabaco o café grisáceo. Margen grueso, ondulado, ligeramente lobulado y zonado.

Himenóforo blanco marfil a color café avellana, al maltratarlo se oscurece de color café. Poros circulares, 5-6 por mm. Tubos de 6-8 mm de longitud, estratificados, alternados y separados por una línea gruesa de color café oscuro. Contexto de 2-8 mm de grosor, fibroso a corchoso, de color café rojizo a café ferruginoso.

Sistema hifal trimitico con hifas generativas de 1.6-2.4 µm de diámetro, de pared delgada, con fíbulas, hialinas, en KOH e inamiloides en Melzer (Lám. 6.2.XVII, fig. 2). Hifas esqueléticas de 2.4-4.8 µm de diámetro, en himenio, de 2.4-6.2 µm de diámetro en contexto y de 2.4-5.6 µm de diámetro en el píleo, de pared gruesa, amarillentas a café rojizas en KOH e inamiloides en Melzer (Lám. 6.2.XVII, fig. 4). Hifas conectivas de 1.2-2.4 µm de diámetro en el himenio muy ramificadas y tortuosas, y de 1.6-3.6 µm de diámetro en el contexto, de pared gruesa, de hialinas a amarillentas en KOH e inamiloides en Melzer (Lám. 6.2.XVII, fig. 3).

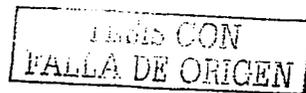
En el himenio no se observaron cistidios. Basidios tetrasporados de 9.6-12.0 × 8.0 µm. (Lám. 6.2.XVII, fig. 5). Esporas de 8.0-11.2 × 4.0-6.4 µm, con pared gruesa, elipsoidales, y ápice truncado amarillentas a café claro en KOH e inamiloides (Lám. 6.2.XVII, fig. 1).

Reacción xantocroica positiva con KOH al 5%, en la superficie del píleo y el contexto cambia de color café a café oscuro, mientras que en el himenio varía del color café a un tono ligeramente verdoso.

Hábitat. Este hongo se encontró creciendo de manera solitaria o gregaria, sobre tronco caído en selva talada convertida a potrero, sitio totalmente expuesto a insolación.

Material estudiado. Veracruz, Estación "Los Tuxtlas", potrero, camino del poblado Laguna Escondida al ejido Lázaro Cárdenas, L. Pinzón y M.E. Ruiz # LT-1108, julio 31, 1997.

Distribución. Es una especie cosmopolita. Esta especie ha sido registrada en México de los siguientes estados: Chiapas (Guzmán y Johnson, 1974); Guanajuato (Ojeda-López *et al.*, 1986); Hidalgo (Varela y Cifuentes, 1979; Frutis y Guzmán, 1983); Morelos (Galván-Villanueva y Guzmán, 1977); Nuevo León (Castillo y Guzmán, 1970); Puebla (Martínez Alfaro *et al.*, 1983); Querétaro (García-Jiménez *et al.*, 1998); Sonora (Esqueda-Valle *et al.*, 1995); Tamaulipas (Valenzuela y Chacón-Jiménez, 1991) y Veracruz (Welden *et al.*, 1979; Villarreal y Guzmán, 1984; Frutis Molina y Pinzón-Picaseño, 1997).



Caracteres culturales del aislamiento

Tipo de pudrición. Causa pudrición blanca. Con reacción positiva para oxidasas extracelulares (N-2), o bien, la llamada reacción para lacasa (S-1/2), en la prueba del aserrín-guayacol; y reacción positiva en la prueba de Badcock-aserrín de pino (Láms. 6.1.I- 6.1.II).

Caracteres macroscópicos de la mata micelial

Velocidad de crecimiento. El micelio cubre la caja en 2 semanas (N-42; S-6/1), es una cepa de crecimiento rápido.

Zona de avance. Colonia de forma circular (N-nc; S-nc), de margen apresado (N-nc; S-13/2); con ápices hifales creciendo densamente en algunas partes (Lám. 6.2.XIX, fig. 21 lado derecho) y en otras partes no tan denso sino con aspecto fimbriado, como se ve en la misma foto al lado izquierdo (N-nc; S-14/1); borde finamente dentado y con pequeñas entradas (Lám. 6.2.XIX, fig. 21 lado derecho) o ampliamente dentado, en misma foto, lado izquierdo (N-nc; S-15/2).

Relieve. Mata micelial inicialmente apresada y luego ligeramente realizada (N-nc; S-nc).

Textura. Mata micelial rala al principio en la zona de avance y uniformemente flocosa en la zona media y madura durante el resto del periodo de observación (N-sn; S-19/2. Lám. 6.2.XIX, fig. 21).

Color. Hifas hialinas y mata micelial blanca con las puntas de los mechones de color entre amarillo claro y rosado tenue (N-36; S-32/2. Lám. 6.2.XIX, fig. 22).

Reverso. Sin cambios de color en el agar (N-38; S-37/0 o S-38/0).

Olor. Dulce a frutas (N-50; S-36/2).

pH. De 5.0 en el medio sin crecimiento y también sobre la mata micelial a la primera semana de incubación; de 5.0 en la superficie de la mata a la tercera semana; y de 4.0 a la sexta semana (N-nc; S-nc).

Exudados. No observados durante las seis semanas de incubación (N-nc; S-nc).

Fructificación. No produce fructificaciones ni basidios en el periodo de observaciones (N-48/np; S-88/0).

Sustrato. Basidioma recolectado sobre madera del grupo de las Angiospermas (N-54, S-89/2. Lámina 6.2.XIX, fig. 20). Aislamiento desarrollado *in vitro* en aserrín de pino (N-55; S-90/2. Lám. 6.1.II).

Caracteres microscópicos de la mata micelial

Hifas no diferenciadas (generativas):

• Hifas anchas y de diámetro mediano, uniformemente simples-septadas, es decir, sin fibulas (N-6; S-39/0. Lám. 6.2.XVIII, figs. 6-7; lám. 6.2.XIX, fig. 23). Pared hialina o refringente, delgada a proporcionalmente gruesa al diámetro de la hifa. Citoplasma bien teñido con floxina, granuloso.

Septos bien visibles, especialmente en las hifas anchas, relativamente cercanos entre sí (Lám. 6.2.XIX, figs. 24-25). Anastomosis en "H" comunes en las hifas medianas (N-nc; S-nc. Lám. 6.2.XVIII, figs. 8 y 11; lám. 6.2.XX, fig. 26).

Hifas y estructuras diferenciadas:

- Hifas anchas frecuentemente con septos y células más anchas de un lado, cercanos a los septos ampulosos de Stalpers (N-nc; S-78/2), pero aparentemente sin fibulas (Lám. 6.2.XIX, fig. 23). Al parecer, estas células dan origen a hifas largas, rectas, de aspecto rígido que en los septos y puntos de ramificación dan la apariencia de articulaciones óseas que confieren a las células la forma de tibias (N-nc; S-nc. Lám. 6.2.XVIII, fig. 8; lám. 6.2.XIX, fig. 25).

- Fibrohifas o hifas esqueléticas con aspecto hialino, parecen vacías, o con lumen muy angosto; de paredes medianas a gruesas, no septadas; de rectas y poco onduladas (N-8; S-46/2. Lám. 6.2.XX, fig. 29; lám. 6.2.XXI, fig. 33) a rizadas o enrolladas (Lám. 6.2.XVIII, fig. 12).

- Fibrohifas o hifas conectivas aseptadas (N-8; S-47/2), de pared delgada a mediana, muy ramificadas, los puntos de ramificación son como bolas oscuras de mayor diámetro que la hifa y parecen ensamblados; en ángulo recto con forma de crucetas, en conjunto elaborando una trama con aspecto de malla ciclónica (Lám. 6.2.XVIII, fig. 9; lám. 6.2.XX, figs. 27-28). Algunas de las ramificaciones tienen forma de "cuerno de ciervo" (N-nc; S-61/2. Lám. 6.2.XVIII, fig. 10).

- Posibles cistidios en micelio vegetativo, terminales, de aspecto clavado (N-13?; S-72/2?. Lám. 6.2.XVIII, fig. 14; lám. 6.2.XX, figs. 30-31).

- Hinchamientos de diversos tipos, muy teñidos y en diversos estados de maduración en hifas medianas: unos son laterales, al principio aparecen como ramas pequeñas, ligeramente ensanchadas, perpendiculares, en forma de dedo pulgar, espaciados y abundantes (N-26; S-80/2. Lám. 6.2.XVIII, figs. 15a-15c; lám. 6.2.XX, figs. 29-30); e hinchamientos fusiformes intercalares con aspecto de clamidosporas, o en cadenas, a lo largo de hifas de pared delgada (N-26; S-80/2. Lám. 6.2.XVIII, fig. 15b-15c; lám. 6.2.XXI, fig. 32).

- Hifas delgadas, ligeramente onduladas, con diminutas proyecciones o salientes, tanto romas como en forma de espinas o verrugas (N-20; S-59/2. Lám. 6.2.XVIII, figs. 13, 16 y 17).

- Cristales en la mata micelial, de forma acicular, a veces aglomerados como erizos de mar (N-n/c; S-82/2. Lám. 6.2.XXI, fig. 33).

Esporas secundarias (asexuales):

- Formación de clamidosporas intercalares y terminales a lo largo de la hifa (N-34; S-85/2. Lám. 6.2.XVIII, fig. 18; lám. 6.2.XIX, fig. 24; lám. 6.2.XX, fig. 30).

- Abundantes oidios (artroconidios) rectangulares, largos y rectos en forma de ladrillos (N-35; S-84. Lám. 6.2.XVIII, fig. 19).

Código de especie

Según la codificación del método de Nobles (1965): 2, 6, 8, 13?, 20, 26, 34, 35, 36, 38, 42, 50, 54,

55.

Según la codificación del método de Stalpers (1978): 1, 6, 13/2, 14/1, 15/2, 19, 32, 36, 46, 47, 59, 61, 72?, 78, 80, 82, 84, 85, 89, 90.

Comentarios

Una característica que distingue especialmente a esta especie de otras del mismo género, aparte de la forma y color del pileo, es la presencia de una costra delgada y dura, de aprox. 1 mm de grosor.

Descripciones culturales de esta especie, con el sinónimo de *F. applanatus* Pers.: Gill., fueron publicadas por Fritz (1923), Campell (1938), Davidson *et al.* (1942), Nobles (1965) y Stalpers (1978). Todos ellos coinciden en que la especie presenta hifas nodoso-septadas (con fibulas), fibrohifas (hifas esqueléticas y conectivas), células cuticulares, hifas en forma de "cuerno de ciervo" o "escobas de bruja", además de la producción de oxidasa (carácter desconocido para el primer autor). En la cepa obtenida de Los Tuxtlas, no fueron observadas las fibulas en cultivo, a pesar de que sí fueron observadas en las hifas generativas del basidioma. Esta observación no es inverosímil porque Fritz (1923) observó hifas simple-septadas (sin fibulas) en cultivos más viejos y encontró también que las fibulas eran más conspicuas y abundantes en unos medios de cultivo que en otros.

Otras diferencias entre los resultados anteriores y los obtenidos en el presente trabajo consisten en que la presencia de clamidosporas, cistidios, así como gran diversidad y cantidad de hinchamientos no está incluida en aquellos. Quizá estas últimas características no sean contradictorias sino complementarias, posibilidad a ser comprobada en estudios futuros.

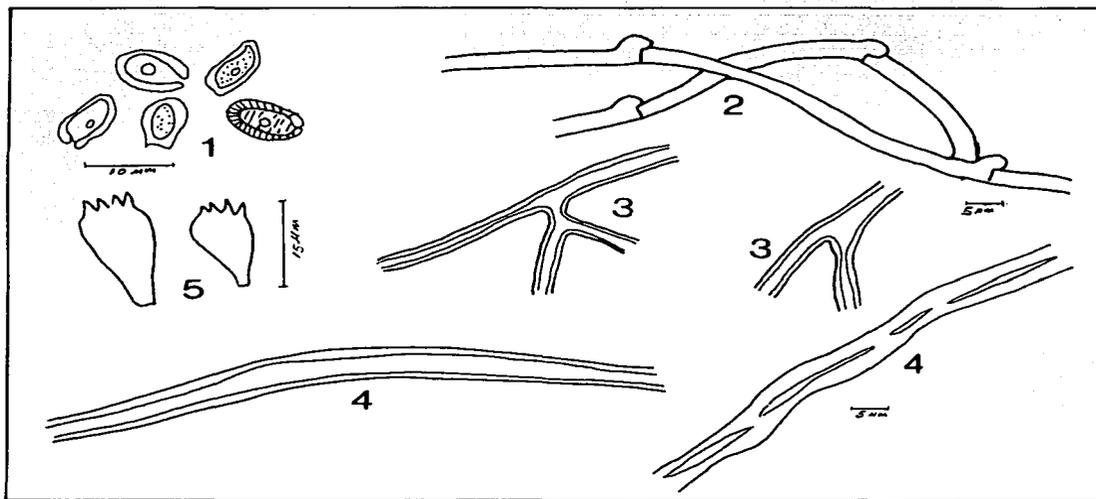


Lámina 6.2.XVII. *Ganoderma applanatum*; estructuras microscópicas del basidioma

Fig. 1. Esporas.

Fig. 2. Hifas generativas con fibulas.

Fig. 3. Hifas conectivas.

Fig. 4. Hifas esqueléticas.

Fig. 5. Basidios.

Ganoderma applanatum

Caracteres culturales

Claves: a= anastomosis, c= cistidios, ca= cristales aciculares, cl= clamidosporas, fh= fibrohifas, h= hinchamientos, hc= hifas conectivas.

Lámina 6.2.XVIII

- Fig. 6.** Hifas simple-septadas (sin fibulas).
- Fig. 7.** Hifas simple-septadas (sin fibulas).
- Fig. 8.** Hifas en forma de tibia; anastomosis.
- Fig. 9.** Fibrohifas o hifas esqueléticas.
- Fig. 10.** Hifas en forma de "cuerno de ciervo".
- Fig. 11.** Anastomosis.
- Fig. 12.** Fibrohifas o hifas esqueléticas.
- Fig. 13.** Hifas con salientes.
- Fig. 14.** Cistidios.
- Fig. 15a-c.** Diversos tipos de hinchamientos.
- Fig. 16.** Hifas onduladas.
- Fig. 17.** Hifas en haces.
- Fig. 18.** Clamidosporas.
- Fig. 19.** Oídios.

Lámina 6.2.XIX

- Fig. 20.** Fructificación y sustrato.
- Fig. 21.** Mata micelial a la semana de incubación.
- Fig. 22.** Mata micelial a las 6 semanas de incubación.
- Fig. 23.** Hifas simple-septadas o sin fibulas (1000×).
- Fig. 24.** Clamidosporas; detalle de los septos (1000×).
- Fig. 25.** Hifas en forma de tibia (1000×).

Lámina 6.2.XX

- Fig. 26.** Anastomosis e hinchamientos (400×).
- Fig. 27.** Fibrohifas o hifas conectivas (400×).
- Fig. 28.** Fibrohifas o hifas conectivas (400×).
- Fig. 29.** Fibrohifas (hifas esqueléticas); hinchamientos laterales (400×).
- Fig. 30.** Clamidosporas; hinchamientos laterales y posibles cistidios (400×).
- Fig. 31.** Posibles cistidios clavados (400×).

Lámina 6.2.XXI

- Fig. 32.** Hinchamientos fusiformes (400×).
- Fig. 33.** Cristales aciculares; fibrohifas o hifas esqueléticas (1000×).

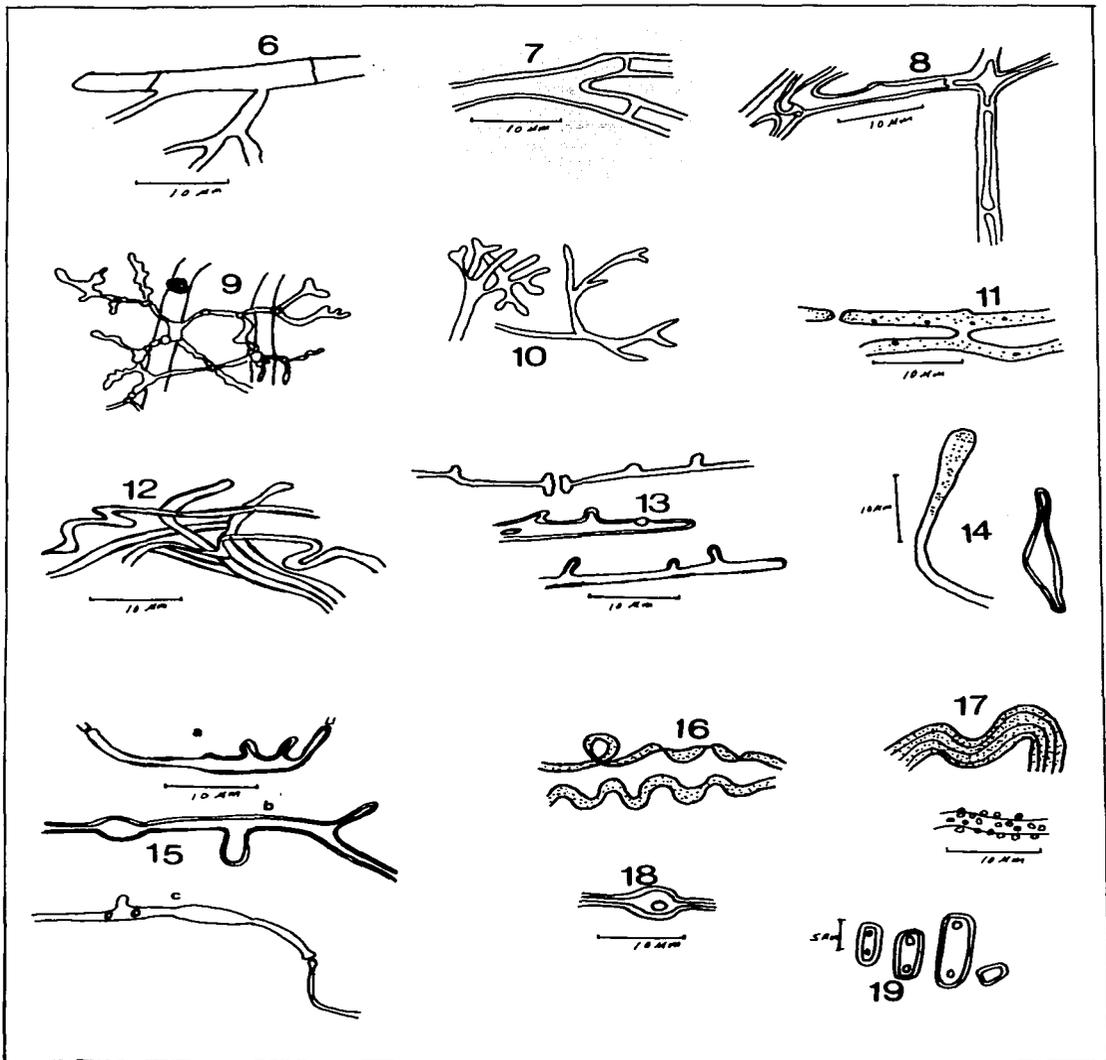


Lámina 6.2.XVIII. *Ganoderma applanatum*.

SG-1

TESIS CON
FALLA DE ORIGEN

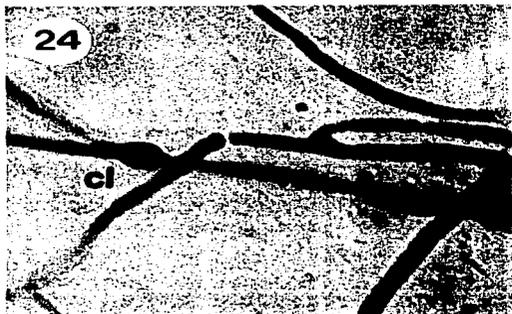
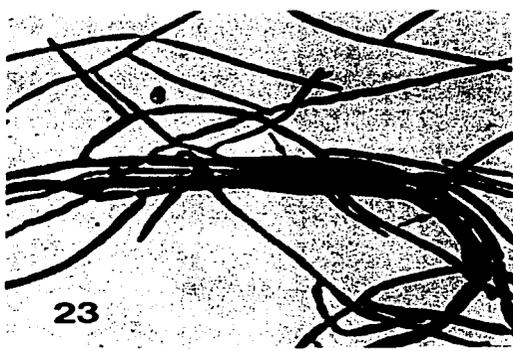
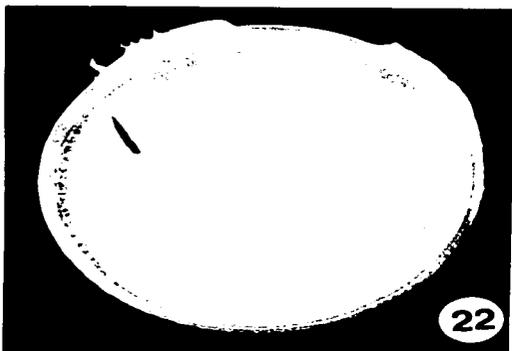
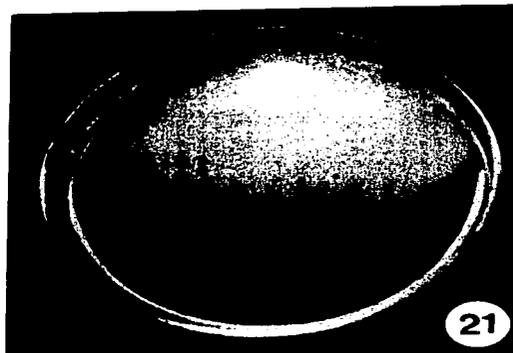
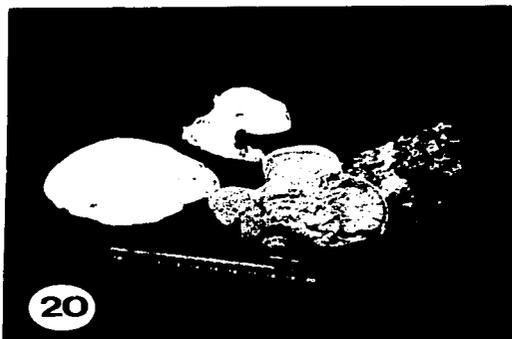


Lámina 6.2.XIX. *Ganoderma applanatum*.

56-2

TESIS CON
FALLA DE ORIGEN

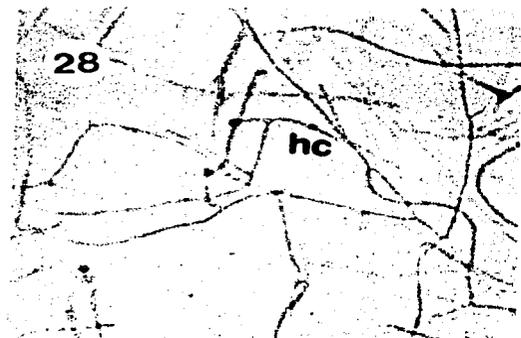
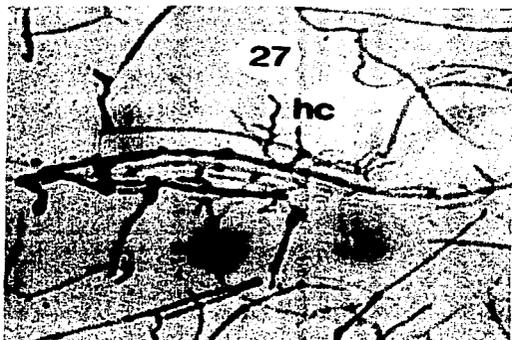
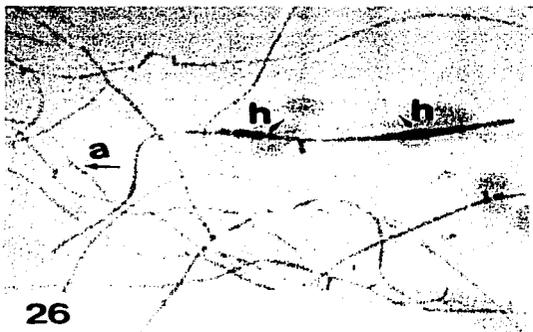


Lámina 6.2. XX. *Ganoderma applanatum*.

56-3

TESIS CON
FALLA DE ORIGEN

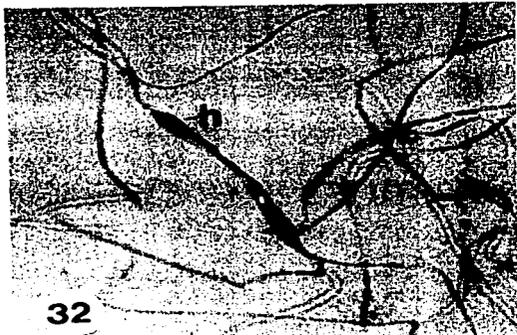


Lámina 6.2. XXI. *Ganoderma applanatum*.

TESIS CON
FALLA DE ORIGEN

56-4

***Ganoderma lucidum* (Fr.) Karst.**
Rev. Mycol. 3: 17, 1881.
Láminas 6.2.XXII-6.2.XXVI

Estructura del basidioma

Basidioma de 50-320 × 60-140 × 10-75 mm., de anual a perenne, sésil, subestipitado, dimidiado, conchado, imbricado, de consistencia dura a leñosa. (Lám. 6.2.XXIV, fig. 21).

Superficie glabra, con una costra dura, laqueada o barnizada y de color amarillo a café tabaco-rojizo. Margen grueso, entero o lobulado.

Himenóforo poroide de 4-5 por mm, forma circular o angular, superficie de los poros de color blanco en fresco, y con el tiempo cambia a café claro. Tubos de 3-13 mm de longitud. Contexto de color café claro, blando a corchoso, aparentemente zonado.

Sistema hifal trimitico con hifas generativas fibuladas, de 2.0-4.8 µm de diámetro, de pared delgada, hialinas en KOH (Lám. 6.2.XXII, fig. 2). Hifas esqueléticas poco ramificadas, de 5.2 µm de diámetro, de pared gruesa, hialinas a ligeramente amarillentas en KOH e inamiloides en Melzer (Lám. 6.2.XXII, fig. 4). Hifas conectivas de 5.6 µm de diámetro, de pared gruesa, muy ramificadas, de hialinas a ligeramente amarillentas, en KOH e inamiloides en Melzer (Lám. 6.2.XXII, fig. 3).

Himenio con esporas de 6.4-12.0 × 5.6-8.0 µm, elípticas a ovoides de pared gruesa y como equinuladas o verruculosas, truncadas en el ápice, hialinas en KOH e inamiloides en Melzer (Lám. 6.2.XXII, fig. 1). Pilocistidios (Lám. 6.2.XXII, fig. 5).

Reacción xantocróica positiva con KOH al 5%, en la superficie del pileo y en el contexto: cambia de color café-canela a café tabaco; mientras que, en el himenio, el color café se vuelve ligeramente verdoso.

Hábitat. Hongo que crece gregario, sobre árbol derribado en selva alta perennifolia alterada con huerto de cítricos. Sitio húmedo y medianamente sombreado.

Material estudiado. Veracruz, Estación "Los Tuxtlas", orilla E de la Laguna Azul, L. Pinzón y M.E. Ruiz # LT-1103, julio 31, 1997.

Distribución. Cosmopolita. En México esta especie ha sido citada del Estado de México (Guzmán, 1963); Guanajuato (Ojeda-López *et al.*, 1986); Morelos (Castillo y Guzmán, 1970; Galván-Villanueva y Guzmán, 1977); Nuevo León (Castillo *et al.*, 1969); Puebla (Martínez-Alfaro *et al.*, 1983); Querétaro (García Jiménez *et al.*, 1998); Tamaulipas (Valenzuela y Chacón-Jiménez, 1991) y Veracruz (Welden y Guzmán 1978; Guzmán-Dávalos y Guzmán, 1979; Frutis Molina y Pinzón-Picaseño, 1997).

Caracteres culturales del aislamiento

Tipo de pudrición. Causa pudrición blanca. Reacción positiva para oxidasas extracelulares (N-2), equiparable a la reacción para lacasa (S-1/2), y reacción positiva en la prueba de Badcock-aserrín de

liquidámbar (Láms. 6.1.I-6.1.III).

Caracteres macroscópicos de la mata micelial

Velocidad de crecimiento. La mata micelial cubre la superficie del medio en 2 semanas (N-42; S-6/1), aislamiento de crecimiento rápido.

Zona de avance. Colonia de forma circular (N-nc; S-nc); con margen levantado (N-nc; S-12/2); distancia entre ápices hifales amplia, fimbriada (N-nc; S-14/2); y contorno fibroso irregular con entrantes y salientes, festoneado (N-nc; S-15/2. Lám. 6.2.XXIV, fig. 22).

Relieve. Ligeramente levantado (N-nc; S-nc. Lám. 6.2.XXIV, fig. 22).

Textura. Predominantemente plumosa (N-sn; S-23/2. Lám. 6.2.XXIV, figs. 22-23).

Color. Hifas hialinas y mata micelial blanca (N-36; S-30/2. Lám. 6.2.XXIV, figs. 22-23).

Reverso. Medio decolorado en algunos de los cultivos (N-(40); S-37/1).

Olor. Al principio de la incubación es dulce a frutas, al final no se percibe el olor (N-(50); S-36/1).

pH. De 5.0 en el espesor del medio libre de crecimiento y 4.5 en la superficie de la mata micelial a la primera semana de incubación; de 4.5 en la superficie de la mata a la tercera semana; y de 4.0 en la mata a la sexta semana (N-nc; S-nc).

Exudados. No detectados en las seis semanas de incubación (N-nc; S-nc).

Fructificación. Sin fructificaciones ni basidios durante el periodo de incubación (N-48/np; S-88/0).

Sustrato. Basidioma recolectado sobre madera del grupo de las Angiospermas (Lám. 6.2.XXIV, fig. 21). El aislamiento, *in vitro*, creció en aserrín de liquidámbar, pero no en el de pino (N-54; S-89/2. Láms. 6.1.II-6.1.III)

Caracteres microscópicos de la mata micelial

Hifas no diferenciadas (generativas):

- Hifas anchas, nodoso-septadas (con fibulas) en la zona de avance de la colonia. Las fibulas pueden ser múltiples (N-5; S-41/2) y ramificadas (N-nc; S-42/2), dando origen a hifas en forma de diapasón y de tridente (verticilos), que parecen típicas de este hongo (Lám. 6.2.XXIV, fig. 24); y ocasionalmente fibulas de tipo medallón, con un espacio en medio como una dona (N-sn; S-sn. Lám. 6.2.XXIV, fig. 26). Estas hifas son de células cortas con pared gruesa un poco densa, de 3-4 μm de diámetro (N-nc; S-53/2), lumen amplio y citoplasma homogéneo, granuloso fino, con pocos gránulos grandes y vacuolas (Lám. 6.2.XXIII, figs. 6-7; lám. 6.2.XXIV, figs. 24-26).

- Hifas medianas y finas, principalmente simple-septadas, o sea sin fibulas (N-5; S-41/2) en las zonas intermedia y madura, con pared más o menos delgada, lumen amplio, citoplasma denso y heterogéneo con abundantes gránulos grandes (Lám. 6.2.XXIII, figs. 8-9; lám. 6.2.XXV, fig. 27).

- Abundantes anastomosis en "H", con puentes muy cortos entre las hifas (N-sn; S-sn. Lám. 6.2.XXIII, fig. 10; lám. 6.2.XXV, fig. 27).

Hifas y estructuras diferenciadas:

- Hifas anchas, simple-septadas (sin fibulas) con pared gruesa bien definida y citoplasma poco granuloso; alargadas, de casi rectas a ligeramente onduladas; con células cortas, hinchadas y redondeadas en los septos, lo que les da a éstos aspecto de rótulas y a las células aspecto de tibias (N-nc; S-nc. Lám. 6.2.XXIII, fig. 12; lám. 6.2.XXIV, fig. 25).
- Fibrohifas o hifas esqueléticas, angostas, sin septos, de pared gruesa como una línea oscura bien marcada, algunas aparentemente vacías y otras con citoplasma denso; rígidas, largas, rectas a ligeramente onduladas (N-8; S-46/2. Lám. 6.2.XXIII, fig. 13; lám. 6.2.XXV, figs. 29-30).
- Fibrohifas o hifas conectivas, angostas, de pared delgada y septos no visibles, muy teñidas; cortas, zigzagueantes u onduladas a irregulares; muy ramificadas, a menudo entrelazadas diagonalmente; con nodulos hinchados oscuros, redondos, en los puntos de entrecruce y en otras zonas (N-8; S-47/2. Lám. 6.2.XXIII, fig. 14; lám. 6.2.XXV, figs. 28-29).
- Hifas en forma de "cuernos de ciervo", angostas, de pared delgada, aseptadas, muy ramificadas, ondulantes y retorcidas (N-nc; S-61. Lám. 6.2.XXIII, fig. 15; lám. 6.2.XXV, fig. 31).
- Hifas con abundantes protuberancias o ramas cortas, recurvadas o en ganchos (hifas entrelazantes), angostas de pared gruesa, aparentemente simple-septadas (sin fibulas); muy ramificadas, de más o menos rectas a flexuosas u ondulantes (N-11; S-64. Lám. 6.2.XXIII, fig. 16; lám. 6.2.XXV, figs. 30 y 32; lám. 6.2.XXVI, fig. 33).
- Hifas con masas resinosa adheridas a la pared (N-21; S-58/2. Lám. 6.2.XXIII, fig. 17).
- Hinchamientos redondeados cercanos a los septos, en forma de bolas, chipotes o ganchos, que pueden confundirse con fibulas, en hifas anchas simple-septadas, o sea sin fibulas (N-26; S-80/2. Lám. 6.2.XXIII, fig. 11; lám. 6.2.XXIV, fig. 25; lám. 6.2.XXV, fig. 28).
- Cristales aciculares en el micelio aéreo (N-nc; S-82/2. Lám. 6.2.XXIII, fig. 19; lám. 6.2.XXVI, fig. 34).
- Cristales rómbicos en el medio (N-nc; S-83/2. Lám. 6.2.XXIII, fig. 20).

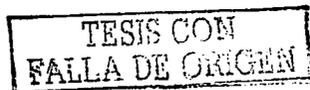
Esporas secundarias (asexuales):

- Clamidosporas intercalares de pared gruesa, abundantes (N-34; S-85/2. Lám. 6.2.XXIII, fig. 18; lám. 6.2.XXVI, fig. 35).

Código de especie

Según la codificación del método de Nobles (1965): 2, 5, 8, 11, 21, 26, 34, 36, (40), 42, (50), 54.

Según la codificación del método de Stalpers (1978): 1, 6, 12, 14/2, 15/2, 23, 30, 36, 37, 41, 42, 46, 47, 53, 58, 61, 64, 80, 82, 83, 85, 89.



Comentarios

Es una especie que se distingue de otras del mismo género, aparte de la forma y color del pileo, por la presencia de una costra dura en la superficie, formada por hifas en empalizada e impregnadas de una sustancia que le da el aspecto barnizado de color café chocolate a café rojizo.

Nobles (1965) describió los caracteres culturales de esta especie con el nombre de *G. sessile* Murr. Al comparar su descripción con la de la cepa de Los Tuxtlas, se puede decir que ambas son muy similares, con algunas excepciones. La citada autora considera que las hifas no diferenciadas de este hongo son uniformemente nodoso-septadas (con fibulas). Aquí se considera que son simple-septadas (sin fibulas) en la zona de avance y nodoso-septadas en la mayor parte de la mata micelial; ella observó células cuticulares, carácter que no fue observado en el caso actual; en aquel estudio no se detectaron masas resinosas adheridas a la pared de hifas, en éste estudio sí se detectaron; y en su trabajo tampoco describe hifas con numerosas ramas cortas, recurvadas, entrelazadas o formando plecténquima (hifas entrelazantes) que sí están incluidas aquí.

La detección actual de masas resinosas adheridas a la pared de hifas y la formación de abundantes hifas entrelazantes es relevante porque ambas características se consideran importantes dentro de la familia Ganodermataceae.

Aunque no alcanzó a fructificar durante el periodo de incubación, varios caracteres de esta cepa de Los Tuxtlas sugieren que tiene tendencia a la formación de pseudotejidos, por lo que parece ser capaz de fructificar en cultivo, en las condiciones de este método, si se le incuba por más tiempo.

A propósito del cultivo de *G. lucidum*, Sánchez *et al.* (2000) han realizado en México pruebas de laboratorio con aislamientos provenientes de Guatemala, con el fin de optimizar condiciones ambientales y encontrar sustratos más convenientes para el cultivo industrial del micelio útil en farmacéutica.

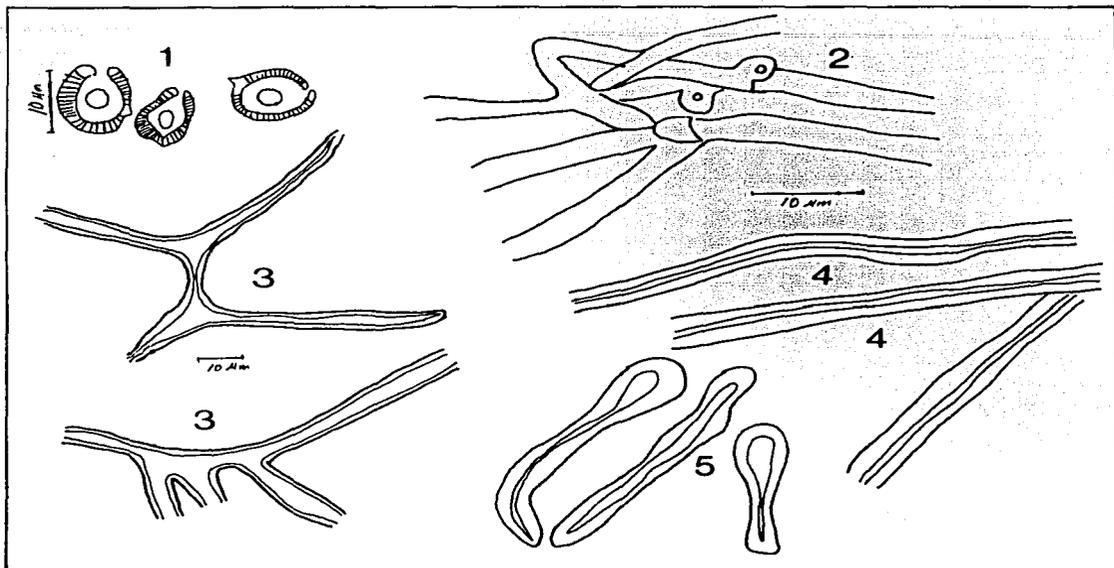


Lámina 6.2.XXII. *Ganoderma lucidum*; estructuras microscópicas del basidioma

Fig. 1. Esporas.

Fig. 2. Hifas generativas con fibulas.

Fig. 3. Hifas conectivas.

Fig. 4. Hifas esqueléticas.

Fig. 5. Pilocistidios.

Ganoderma lucidum

Caracteres culturales

Claves: a= anastomosis, ca= cristales aciculares, cc= hifas en forma de "cuernos de ciervo", cl= clamidosporas, fh= fibrohifas, h= hinchamientos, hc= hifas conectivas, he= hifas entrelazantes, ti= hifas en forma de tibia.

Lámina 6.2.XXIII

Fig. 6. Hifas nodoso-septadas (con fibulas).

Fig. 7. Hifas nodoso-septadas (con fibulas).

Fig. 8. Hifas simple-septadas (sin fibulas).

Fig. 9. Hifas simple-septadas (sin fibulas).

Fig. 10. Anastomosis.

Fig. 11. Hinchamientos en hifas.

Fig. 12. Hifas en forma de tibia.

Fig. 13. Fibrohifas o hifas esqueléticas.

Fig. 14. Fibrohifas o hifas conectivas.

Fig. 15. Hifas en forma de "cuerno de ciervo".

Fig. 16. Hifas entrelazantes.

Fig. 17. Hifas con masas resinosas.

Fig. 18. Clamidosporas.

Fig. 19. Cristales aciculares.

Fig. 20. Cristales rómbicos.

Lámina 6.2.XXIV

Fig. 21. Fructificación y sustrato.

Fig. 22. Mata micelial a la semana de incubación.

Fig. 23. Mata micelial a las 6 semanas de incubación.

Fig. 24. Hifas nodoso-septadas (con fibulas); tridentes (1000×).

Fig. 25. Hifas nodoso-septadas (con fibulas); hinchamientos; hifas en forma de tibia (1000×).

Fig. 26. Fibula en medallón (400×).

Lámina 6.2.XXV

Fig. 27. Hifas simple-septadas (sin fibulas); anastomosis (400×).

Fig. 28. Fibrohifas o hifas conectivas e hinchamientos (400×).

Fig. 29. Fibrohifas; hifas esqueléticas e hifas conectivas (400×).

Fig. 30. Fibrohifas o hifas esqueléticas; hifas entrelazantes (400×).

Fig. 31. Hifas en forma de "cuerno de ciervo" (400×).

Fig. 32. Hifas entrelazantes (400×).

Lámina 6.2.XXVI

Fig. 33. Hifas entrelazantes (400×).

Fig. 34. Cristales aciculares (400×).

Fig. 35. Clamidosporas (400×).

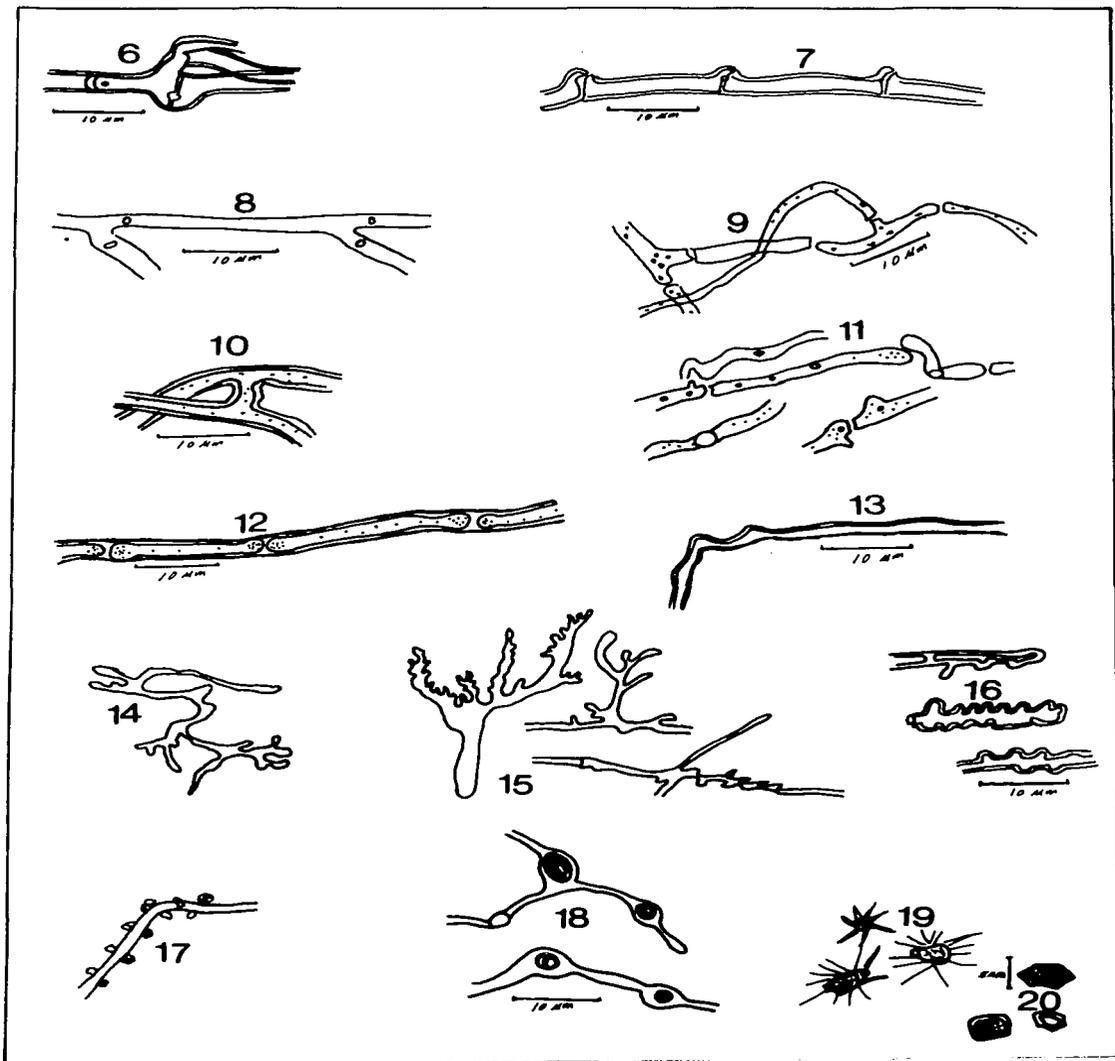


Lámina 6.2.XXIII. *Ganoderma lucidum*.

62-1

TESIS CON
FALLA DE ORIGEN

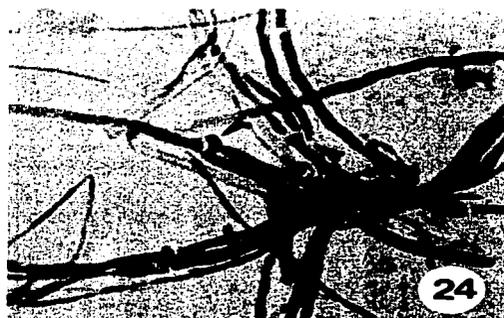
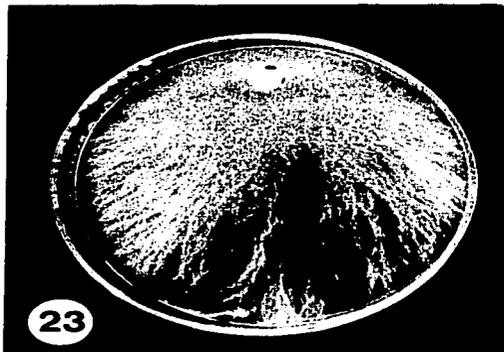
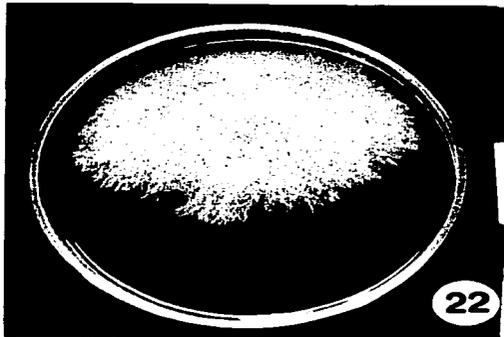


Lámina 6.2.XXIV. *Ganoderma lucidum*.

62-2

TESIS CON
FALLA DE ORIGEN

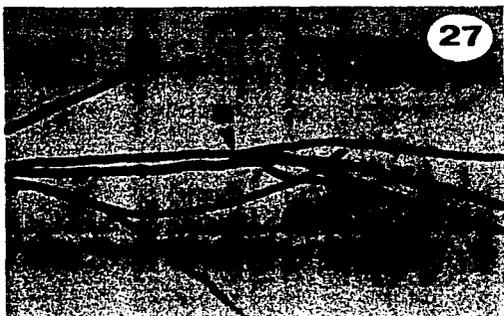


Lámina 6.2.XXV. *Ganoderma lucidum*.

62-3

TESIS CON
FALLA DE ORIGEN

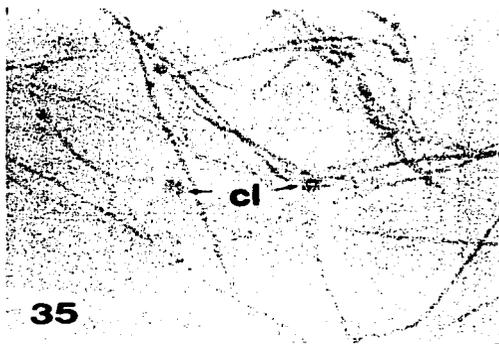
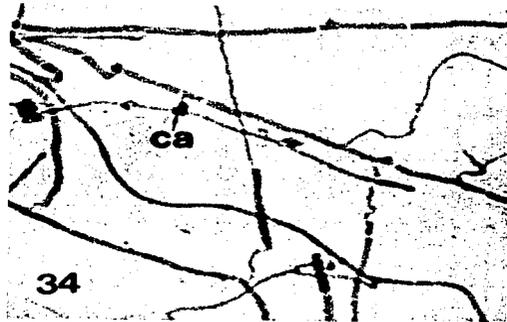
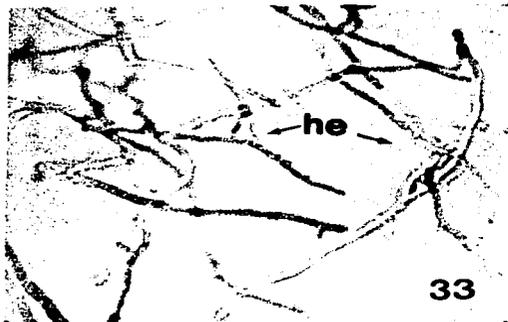


Lámina 6.2.XXVI. *Ganoderma lucidum*.

TESIS CON
FALLA DE ORIGEN

Hexagonia hydroides (Fr.) M. Fid.
Mem. New York Bot. Gard. 17 (2): 35-108, 1968.
Láminas 6.2.XXVII-6.2.XXX

Estructura del basidioma

Basidioma de $73 \times 40 \times 3$ mm., anual, sésil-subestipitado, flabeliforme, de consistencia coriácea a rígida (Lám. 6.2.XXIX, fig. 16).

Superficie seca, azonada, densamente cubierta con pelos gruesos, rígidos, erectos o postrados y enrollados, de 5 mm de longitud, bi- o trifurcados desde la parte media o solamente en el extremo, de color café oscuro casi negro. Margen agudo, ondulado, aterciopelado, de color café amarillento.

Himenóforo poroide de color café canela, poros circulares, 3-5 por mm. Tubos del mismo color, hasta de 1 mm de longitud. Contexto de 1-2 mm de grosor, corchoso, de color café chocolate.

Sistema hifal trimitico con hifas generativas fibuladas, de $3.0-4.2 \mu\text{m}$ de diámetro, de pared delgada, hialinas en KOH e inamiloides en Melzer (Lám. 6.2.XXVII, fig. 2). Hifas esqueléticas de $3.0-6.0 \mu\text{m}$ de diámetro, con pared gruesa, algunas tienen septo, de color café amarillento con KOH e inamiloides en Melzer (Lám. 6.2.XXVII, fig. 4). Hifas conectivas de $1.6-2.4 \mu\text{m}$ de diámetro, ramificadas, tortuosas, con pared ligeramente gruesa, de hialinas a amarillentas, en KOH e inamiloides en Melzer (Lám. 6.2.XXVII, fig. 3).

Himeno con basidios tetrasporados de $15-20 \mu\text{m}$, hialinos en KOH e inamiloides en Melzer (Lám. 6.2.XXVII, fig. 5). Esporas de $8.8-13.0 \times 2.4-3.0 \mu\text{m}$, cilíndricas, hialinas en KOH e inamiloides en Melzer (Lám. 6.2.XXVII, fig. 1).

En todas las partes del basidioma, fue positiva la reacción xantocróica con KOH al 5%, cambiando del color café al negro.

Hábitat. El hongo crece solitario sobre tronco de árbol derribado en selva alta perennifolia alterada. Sitio talado y quemado, con árboles derribados y abandonados, exposición total.

Material estudiado. Veracruz, Estación "Los Tuxtlas", camino del poblado Laguna Escondida al ejido Lázaro Cárdenas, L. Pinzón y M.E. Ruiz # LT-1063, enero 20, 1997.

Distribución. Especie común en América y en África (Ryvarden y Johansen, 1980), India (Bakshi, 1971). En Estados Unidos es común en Kansas, Luisiana y Texas (Fildalgo y Fildalgo, 1966; Gilbertson y Ryvarden, 1986). En México ha sido citada de: Chiapas (Pérez Moreno y Villarreal, 1988); Guanajuato (Ojeda-López *et al.*, 1986); Hidalgo (Frutis y Guzmán, 1983); Tamaulipas (Valenzuela y Chacón-Jiménez, 1991) y Veracruz (Anell y Guzmán, 1987; Frutis Molina y Pinzón-Picaseño, 1997).

Caracteres culturales de aislamiento

Tipo de pudrición. Esta cepa no fue ensayada para confirmar el tipo de pudrición; sin embargo, por las características del sustrato del basidioma (Lám. 6.2.XXIX, fig. 16) y otros datos (ver discusión),

se acepta provisionalmente que causa pudrición blanca (N-2; S-1).

Caracteres macroscópicos de la mata micelial

Velocidad de crecimiento. La mata micelial cubre el medio de la caja Petri en el transcurso de 4 semanas (N-44). Diámetro de las colonias de 37.3 mm a los 14 días de incubación (S-8/1). Cepa de crecimiento moderado (Lám. 6.2.XXIX, fig. 17).

Zona de avance. Colonia de forma circular (N-nc; S-nc), con margen apresado (N-nc; S-13/2), los ápices hifales del borde están separados con aspecto fimbriado (N-nc; S-14/2) y el contorno también tiene aspecto festoneado o fibroso (N-nc; S-15/2. Lám. 6.2.XXIX, fig. 17).

Relieve. Mata micelial plana en la zona de avance y realzada, ligeramente convexa en la zona madura (N-nc; S-nc. Lám. 6.2.XXIX, figs. 17-18).

Textura. Mata micelial con dos zonas diferentes, la de avance plumosa (N-sn; S-23/2) y la madura fieltrosa-farinácea (N-sn; S-25/2 - S-18/2. Lám. 6.2.XXIX, figs. 17-18).

Color. Hifas hialinas y mata micelial blanca (N-36; S-30/2) con una zona color café claro en forma de creciente alrededor del inóculo (Lám. 6.2.XXIX, fig. 18).

Reverso. No induce cambios de color en el agar (N-38; S-37/0 y S-38/0).

Olor. Dulce parecido a la miel (N-50; S-36/2).

pH. De 5.0 en el medio de cultivo libre de crecimiento y 4.5 en la superficie de la mata micelial a la primera semana de incubación; y de 5.0 en la superficie de la mata a la tercera y sexta semanas (N-nc; S-nc).

Exudados. No detectados en las seis semanas de observaciones (N-nc; S-nc).

Fructificación. Ausencia de fructificaciones y basidios en el periodo (N-48/np; S-88/0).

Sustrato. Basidioma recolectado de madera del grupo de las Angiospermas (N-54; S-89/2. Lám. 6.2.XXIX, fig. 16). El aislamiento no fue cultivado en los medios de aserrín.

Caracteres microscópicos de la mata micelial

Hifas no diferenciadas (generativas):

• Hifas medianas y anchas, de pared delgada, con lumen amplio; simple-septadas (sin fibulas) en la mayor parte de la mata (Lám. 6.2.XXIX, fig. 19); pero nodoso-septadas o con fibulas, incluyendo fibulas dobles (Lám. 6.2.XXVIII, fig. 6; lám. 6.2.XXIX, fig. 20) en la zona de avance (N-5; S-41/2).

Hifas y estructuras diferenciadas:

• Hifas anchas, de pared gruesa, simple-septadas (sin fibulas), con células cortas de citoplasma homogéneo; caracterizadas porque las células tienen forma de tibia con sus extremos abultados (N-sn; S-sn. Lám. 6.2.XXVIII, fig. 7).

- Fibrohifas o hifas esqueléticas de diámetro mediano, no septadas, poco ramificadas, flexuosas y enredadas, a veces con tendencia a formar haces (N-8; S-46/2. Lám. 6.2.XXVIII, fig. 8; lám. 6.2.XXXIX, fig. 21; lám. 6.2.XXXX, fig. 24).
- Fibrohifas o hifas conectivas que apenas se ven como un trazo tenue, septos no visibles; ligeramente onduladas, muy ramificadas, que se cruzan y forman tramas parecidas a una red; típicamente con inclusiones como gránulos oscuros, especialmente en los puntos de cruce (N-8; S-47/2. Lám. 6.2.XXVIII, figs. 9-10; lám. 6.2.XXXX, fig. 22).
- Hifas medianas de pared gruesa y lumen poco teñido o vacío; espiraladas en forma de sacacorchos (N-nc; S-nc. Lám. 6.2.XXXX, fig. 23).
- Cistidios capitulados o en forma de cerillo, con citoplasma denso; al menos uno de ellos incrustado-capitado (incrustado solamente en el ápice); en micelio vegetativo (N-13; S-72/2. Lám. 6.2.XXVIII, fig. 11).
- Hinchamientos pequeños, ovalados simétricamente o planos de un lado, con pared delgada o gruesa, intercalares en hifas simple-septadas (sin fibulas), algunos posiblemente relacionados con clamidosporas (N-26; S-80/2. Lám. 6.2.XXVIII, fig. 12).
- Cristales de forma prismática o rómbica en el medio y aciculares en la mata micelial (N-n/c; S-82/2, S-83/2. Lám. 6.2.XXVIII, fig. 13; lám. 6.2.XXXIX, fig. 20).

Esporas secundarias (asexuales):

- Clamidosporas de forma ovoide y redonda, con pared gruesa, intercalares (N-34; S-85/2. Lám. 6.2.XXVIII, fig. 14).
- Abundantes oídios (artrconidios) oblongos, cortos y largos; sueltos o en cadenas con la conformación de las hifas simple-septadas (sin fibulas) que los originaron; en las zonas maduras (intermedia y densa) del micelio con textura farinácea (N-35; S-84/2. Lám. 6.2.XXVIII, fig. 15; lám. 6.2.XXXX, figs. 24-25).

Código de especie

Según la codificación del método de Nobles (1965): 2, 5, 8, 13, 26, 34, 35, 36, 38, 44, 50, 54.

Según la codificación del método de Stalpers (1978): 1, 8, 13, 14/2, 15/2, 18, 23, 25, 30, 36, 41, 46, 47, 72, 80, 82, 83, 84, 85, 89.

Comentarios

La especie es fácil de reconocer por la masa densa de pelos oscuros y erectos en la superficie del pileo. Esta especie es más ampliamente conocida por sus sinónimos: *Pogonomyces hydroides* (Sw.) Murr. (Murrill, 1915) y *Polyporus hydroides* Sw.: Fr. (Overholts, 1953).

Aunque el aislamiento respectivo no fue sometido a las pruebas para confirmar el tipo de pudrición que causa este hongo, el caso fue codificado como positivo para oxidasa extracelular (N-2) o lacasa

(S-1), es decir, causante de pudrición blanca. Tal decisión estuvo basada en que las características del sustrato de la muestra eran típicas de pudrición blanca y también en el hecho de que se tienen datos de otro aislamiento de la misma procedencia (LT-972) que en la prueba de Bavendamm dio reacción positiva tanto con los ácidos gálico y tánico como con la prueba de Badcock con aserrín de pino (Pinzón-Picaseño *et al.*, 1997).

Stalpers (1978) incluye las características culturales de esta especie, con el sinónimo de *Polyporus hydroides* Sw.: Fr., siendo el único antecedente. En su clave ubica a esta especie entre las que tienen hifas sin fíbulas al menos en algunos septos, por lo que son similares a las encontradas en la cepa de Los Tuxtlas. Las diferencias entre ambos trabajos consisten en que, por una parte, en el presente estudio se observaron algunas estructuras no encontradas por él en sus cultivos, como cistidios, clamidosporas y arthroconidios; y por la otra, él registró hifas incrustadas y decoloración del reverso del agar, características que no presentó esta cepa.

Al comparar la estructura del basidioma con los caracteres del cultivo, resalta que en el segundo fueron observados cistidios y en el primero no.

TESIS CON
FALLA DE ORIGEN

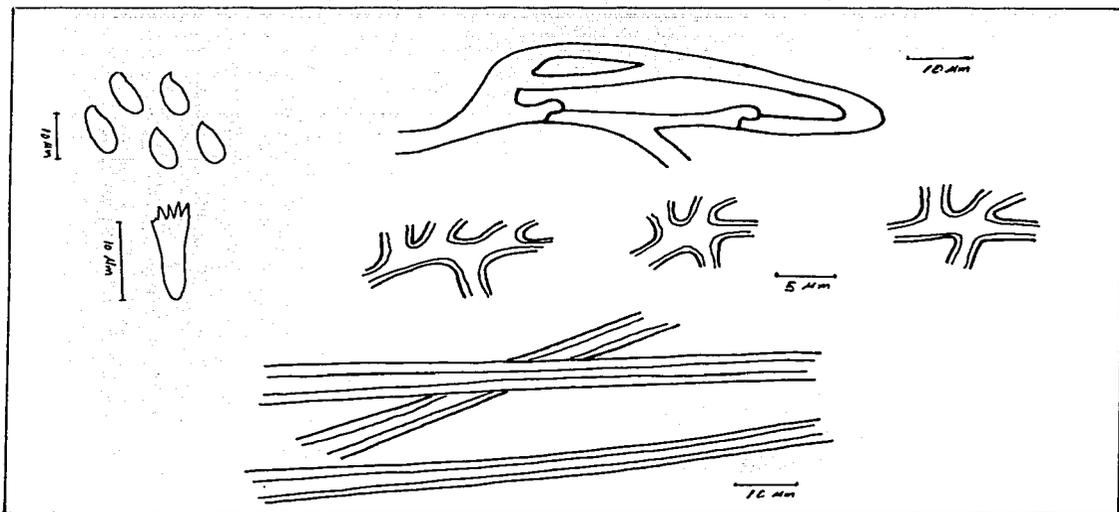


Lámina 6.2.XXVII. *Hexagonia hydroides*; estructuras microscópicas del basidioma

Fig. 1. Esporas.

Fig. 2. Hifas generativas con fibulas.

Fig. 3. Hifas conectivas.

Fig. 4. Hifas esqueléticas.

Fig. 5. Basidios.

Hexagonia hydnoides

Caracteres culturales

Claves: ca= cristales aciculares, f= fibulas, fd= fibulas dobles, fh= fibrohifas, hc= hifas conectivas.

Lámina 6.2.XXVIII

Fig. 6. Hifas simple y nodoso-septadas (sin y con fibulas).

Fig. 7. Hifas en forma de tibia.

Fig. 8. Fibrohifas o hifas esqueléticas.

Fig. 9. Fibrohifas o hifas conectivas.

Fig. 10. Fibrohifas o hifas conectivas.

Fig. 11. Cistidios.

Fig. 12. Hinchamientos.

Fig. 13. Cristales.

Fig. 14. Clamidosporas.

Fig. 15. Artroconidios.

Lámina 6.2.XXIX

Fig. 16. Fructificación y sustrato, vista inferior y superior.

Fig. 17. Mata micelial a la semana de incubación.

Fig. 18. Mata micelial a las 6 semanas de incubación.

Fig. 19. Hifas simple-septadas o sin fibulas (400×).

Fig. 20. Hifas nodoso-septadas (con fibulas); cristales (400×).

Fig. 21. Fibrohifas o hifas esqueléticas (400×).

Lámina 6.2.XXX

Fig. 22. Fibrohifas o hifas conectivas (400×).

Fig. 23. Hifas en forma de sacacorcho (400×).

Fig. 24. Fibrohifas (hifas esqueléticas); oidios (400×).

Fig. 25. Oidios o artroconidios (400×).

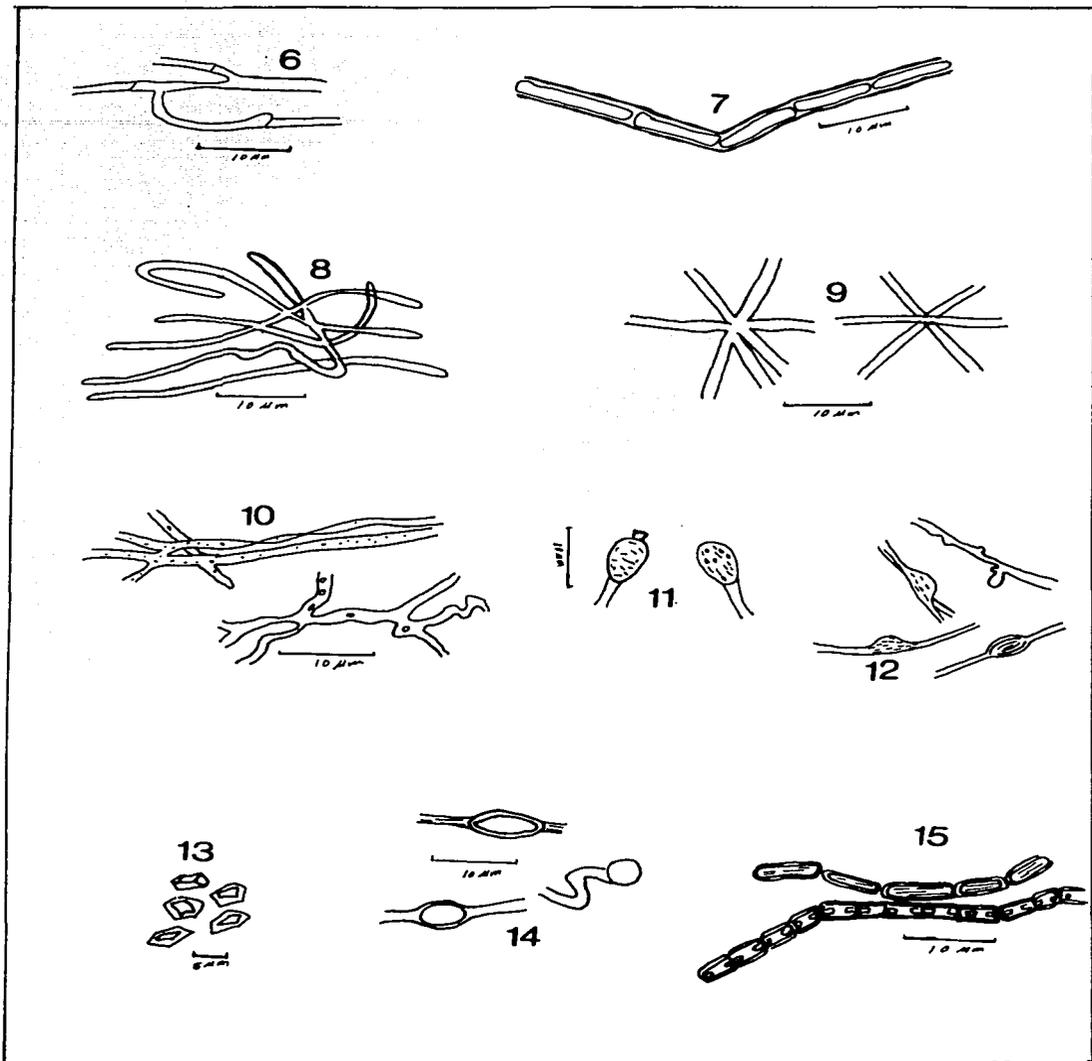


Lámina 6.2.XXVIII. *Hexagonia hydroides*.

68-1

TESIS CON
FALLA DE ORIGEN

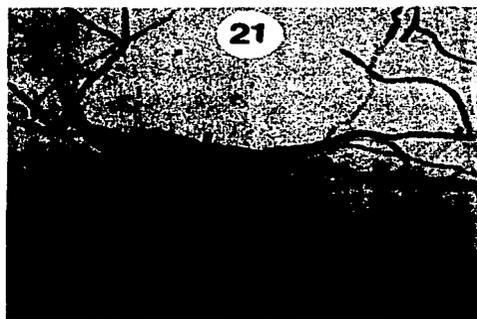
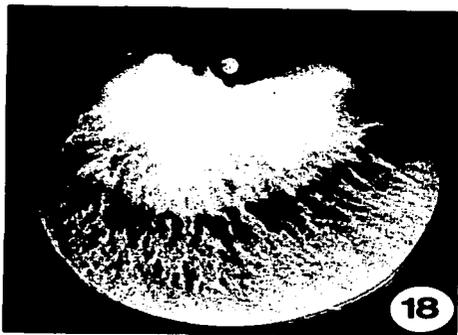
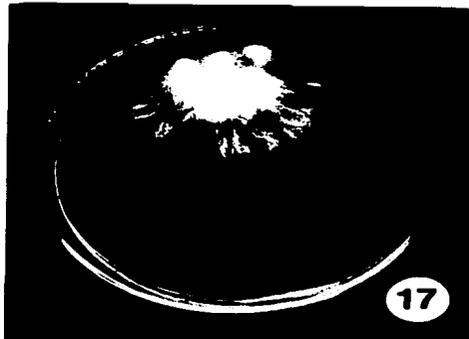
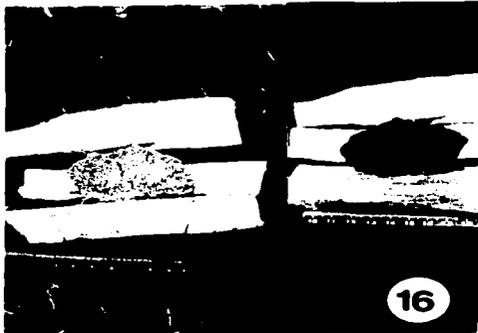


Lámina 6.2.XXIX. *Hexagonia hydroides*.

68-2

TESIS CON
FALLA DE ORIGEN

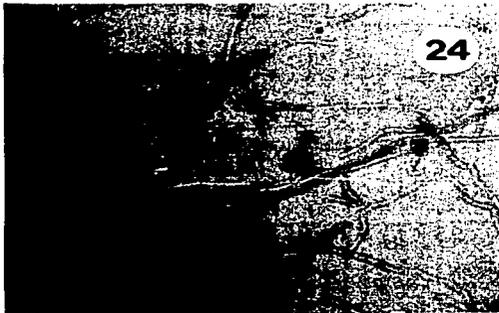
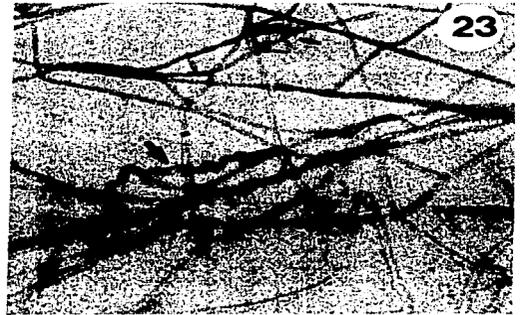


Lámina 6.2.XXX. *Hexagonia hydroides*.

Hexagonia tenuis (Hook.) Fr.
Epicr. Syst. Mycol. p.498, 1838.
Láminas 6.2.XXXI- 6.2.XXXIV

Estructura del basidioma

Basidioma de 30-75 × 40-60 × 1-2 mm., anual, efuso-reflexo, de consistencia flexible en fresco y de coriácea a dura al secarse (Lám. 6.2.XXXIII, fig. 15).

Superficie zonada, con alternancia de zonas de color café amarillento, café canela y café rojizo. Margen agudo, ondulado y ligeramente lobulado.

Himenóforo poroide, faveolado, con un tinte ligeramente violeta al observarlo en ángulo agudo; poros de forma hexagonal, 1-3 por mm. Contexto de menos de 1 mm de grosor, blanquecino.

Sistema hifal trimitico con hifas generativas fibuladas de 1.6-2.4 µm de diámetro, de pared delgada, hialinas con KOH e inamiloides en Melzer (Lám. 6.2.XXXI, fig. 2). Hifas esqueléticas de 3.2-6.4 µm de diámetro, con pared gruesa, hialinas en KOH y de color amarillo a café oscuro en Melzer (Lám. 6.2.XXXI, fig. 4). Hifas conectivas de 2.8-5.8 µm de diámetro, de pared gruesa, con ramificaciones cortas, hialinas en KOH e inamiloides en Melzer (Lám. 6.2.XXXI, fig. 3).

Himenio con basidiolos clavados de 16-20 × 4.8-5.6 µm. Esporas de 10-12 × 3.6-5.8 µm cilíndricas, hialinas en KOH e inamiloides en Melzer (Lám. 6.2.XXXI, fig. 1).

Reacción xantocróica positiva en KOH al 5%, los cambios de color fueron notables, de un color café-amarillento a negro en la superficie del pileo y en el contexto.

Hábitat. Este hongo se encontró creciendo de forma gregaria sobre rama de árbol caído en selva alta perennifolia. Sitio sombreado con abundantes "Chochos" o palmas de *Astrocaryum mexicanum* Liebm.: Mart.

Material estudiado. Veracruz, Estación "Los Tuxtlas", cerro "El Vigía", pendiente pronunciada entre las veredas Vigía 1 y Circuito 2, L. Pinzón y M.E. Ruiz # LT-1081, enero 21, 1997.

Distribución. Pantropical, es uno de los Poliporáceos más comunes en zonas tropicales. En África abunda en todos los países al sur del Sahara (Ryvarden y Johansen, 1980). En México la especie ha sido citada de Chiapas (Pérez Moreno y Villarreal, 1988); Jalisco (Guzmán y García Saucedo, 1973; Téllez Bañuelos, *et al.*, 1988); Morelos (Portugal *et al.*, 1985); Veracruz (Welden y Guzmán, 1978; Guzmán-Dávalos y Guzmán 1979; Anell y Guzmán, 1987; Frutis Molina y Pinzón-Picaseño, 1997).

Caracteres culturales del aislamiento

Tipo de pudrición. Causa pudrición blanca. Reacción positiva para oxidasas extracelulares (N-2), correspondiente a la llamada reacción para lacasa (S-1/2), en la prueba del aserrín-guayaquil; y también reacción positiva en la prueba de Badcock-liquidámbar (Láms. 6.1.I- 6.1.III).

Caracteres macroscópicos de la mata micelial

Velocidad de crecimiento. La mata micelial cubre la superficie del medio en el transcurso de 2

semanas (N-42; S-6/1), cepa de crecimiento rápido. (Lám. 6.2.XXXIII, fig. 16).

Zona de avance. Colonia de forma circular (N-nc; S-nc), con margen apresado (N-nc; S-13/2), ápices hifales separados con aspecto fimbriado (N-nc; S-14/2) y contorno festoneado (N-nc; S-15/2).

Relieve. Mata micelial al inicio apresada y ligeramente realzada en la parte media de la colonia (N-nc; S-nc. Lám. 6.2.XXXIII, fig. 16-17).

Textura. Principalmente fieltrosa, con algunas zonas algodonosas, lanosas y farináceas (N-sn; S-25/2. Lám. 6.2.XXXIII, fig. 16-17).

Color. Hifas hialinas y mata micelial blanca o pálida (N-36; S-30/2) que con el tiempo produce franjas costrosas color moreno u ocre (N-37; S-35/2. Lám. 6.2.XXXIII, fig. 16-17).

Reverso. Sin cambios de color en el agar (N-38; S-37/0, S-38/0).

Olor. Fuerte pero muy variable, desde fúngico, amargo, a tierra, hasta dulce y a amontaco (N-53; S-36/2).

pH. De 5.0 en el espesor del medio libre de crecimiento y 4.5 en la superficie de la mata micelial a la primera semana de incubación; y de 6.0 en la superficie de la mata a las 6 semanas (N-nc; S-nc).

Exudados. Pequeñas gotas de color ambarino alrededor del inóculo (N-nc; S-nc).

Fructificación. No produce fructificaciones en el periodo (N-48/np; S-88/0).

Sustrato. El basidioma fue obtenido en madera del grupo de las Angiospermas (Lám. 6.2.XXXIII, fig.15) y el aislamiento sólo creció en el medio de aserrín de liquidámbar (N-54; S-89/2. Lám. 6.1.III).

Caracteres microscópicos de la mata micelial

Hifas no diferenciadas (generativas):

• Hifas angostas, simple-septadas (sin fibulas), de pared delgada, abundantes en la zona de avance (Lám. 6.2.XXXII, fig. 5; lám. 6.2.XXXIII, fig. 18); e hifas medianas, de pared delgada y de pared gruesa, tanto simple-septadas (sin fibulas) como nodoso-septadas (con fibulas), en las zonas intermedia y madura de la mata (Lám. 6.2.XXXII, fig. 6; lám. 6.2.XXXIII, fig. 19). La presencia de los dos tipos de hifas se señala con el código N-4 y su equivalente S-40/2.

• Abundantes anastomosis en "H" en ambos tipos de hifas (N-nc; S-nc. Lám. 6.2.XXXIII, fig. 18-19).

Hifas y estructuras diferenciadas:

• Fibrohifas o hifas esqueléticas, de pared más o menos gruesa, rectas y con lumen bien visible (N-8; S-46/2. Lám. 6.2.XXXII, fig. 7; lám. 6.2.XXXIV, fig. 20).

• Células cuticulares en zonas costrosas, formando pseudoparenquima (N-10; S-63/2. Lám.

6.2.XXXII, fig. 8; lám. 6.2.XXXIV, fig. 21).

- Hifas de pared delgada a gruesa, con pequeñas protuberancias, nódulos o chipotes, y ramas cortas recurvadas, entrelazadas, tendiendo a formar un tejido plectenquimatoso (N-11; S-64/2. Lám. 6.2.XXXII, fig. 9; lám. 6.2. XXXIV, fig. 22).
- Fibrohifas o hifas conectivas de pared gruesa, aseptadas, onduladas irregularmente y muy ramificadas (N-8; S-47/2. Lám. 6.2.XXXII, fig. 10; lám. 6.2.XXXIV, fig. 23).
- Hinchamientos diversos, desde simples terminales o laterales, hasta moniliformes y también posibles clamidosporas (N-26; S-79/2, S-80/2. Lám. 6.2.XXXII, fig. 11; lám. 6.2.XXXIV, fig. 24).
- Hifas anchas, de pared delgada a gruesa, onduladas o espiraladas como sacacorchos (N-nc; S-nc. Lám. 6.2.XXXII, fig. 12; lám. 6.2.XXXIV, fig. 20).
- Cristales aciculares, en forma de agujas ambarinas muy largas y muy agudas, salen de masas del micelio. Muchas de estas agujas son bifurcadas en ambas puntas (N-nc; S-82/2. Lám. 6.2.XXXII, fig. 13).

Esporas secundarias (asexuales):

- Clamidosporas intercalares, fusoides, algunas confundidas entre hinchamientos (N-34; S-85/2. Lám. 6.2.XXXII, fig. 11).
- Abundantes oídios o atroconidios (N-35; S-84/2. Lám. 6.2. XXXII, fig. 14).

Código de especie

Según la codificación del método de Nobles (1965): 2, 4, 8, 10, 11, 26, 34, 35, 36, 37, 38, 42, 53, 54.

Según la codificación del método de Stalpers (1978): 1, 6, 13, 14/2, 15/2, 25, 30, 35, 36, 40, 46, 47, 63, 64, 79, 80, 82, 84, 85, 89.

Comentarios

La especie se distingue, por sus poros grandes y de forma hexagonal y la superficie zonada del pileo.

Con respecto a estudios culturales la especie previamente fue descrita por Stalpers (1978). Al comparar sus datos con los del actual estudio, se advierte que hay muchos caracteres que coinciden, como: grado de crecimiento, textura y color de la mata micelial, presencia de hifas esqueléticas y conectivas (fibrohifas), células cuticulares, hifas con ramas cortas recurvadas y entrelazadas formando plecténquimas y el tipo de sustrato.

La presencia de fibulas coincide sólo parcialmente, pues para Stalpers (1978) están presentes en todos los septos, y en la cepa de Los Tuxtlas están ausentes en las hifas de la zona de avance.

En adición, hay estructuras que no coinciden, como las fibulas ramificadas y las hifas pigmentadas, observadas sólo por el citado autor; y otras, como los atroconidios (oídios) y las clamidosporas, observadas sólo aquí.

De entre los caracteres no considerados por Nobles (1965) ni por Stalpers (1978), destaca que este hongo fue el que tuvo el valor más alto de pH 6.0 al final del periodo de incubación.

Entre las dos especies de *Hexagonia* estudiadas hay similitudes y diferencias. Las principales similitudes son: ambas especies tienen matas miceliales blancas que con el tiempo forman zonas costrosas de color moreno u ocre y cristales aciculares; ninguna de las dos produce cambios en el reverso del agar; las dos especies tienen fibrohifas (hifas esqueléticas y conectivas); también ambas poseen clamidosporas y oídios (artroconidios); ninguna fructifica en el periodo.

Las principales diferencias son: en *H. hydroides* el crecimiento es moderado, el cultivo con un pH de 5.0 durante toda la prueba, no produce exudados sobre la mata, pero sí cristales en el medio, las hifas generativas son simple-septada (sin fibulas) y nodos-septadas con fibulas múltiples en la zona de avance, sólo en esta especie se confirma la presencia de cistidios, mientras que células cuticulares e hifas entrelazantes están ausentes; el crecimiento de *H. tenuis* es rápido, el pH del cultivo varía de 4.5 a 6.0 al final, sí produce exudados sobre la mata, pero no cristales en el medio, sólo presenta hifas generativas simple-septadas (sin fibulas), los cistidios están ausentes y de las dos especies es la única que presenta células cuticulares e hifas entrelazantes.

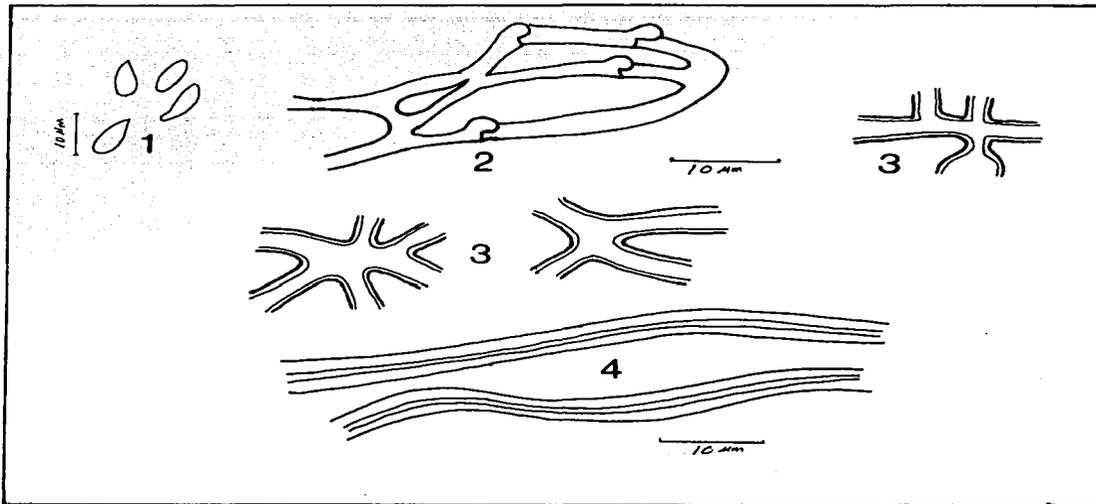


Lámina 6.2.XXXI. *Hexagonia tenuis*; estructuras microscópicas del basidioma

Fig. 1. Esporas.

Fig. 2. Hifas generativas con fibulas.

Fig. 3. Hifas conectivas.

Fig. 4. Hifas escleróticas.

Hexagonia tenuis

Caracteres culturales

Claves: a= anastomosis, hc= hifas conectivas, hm= hifas moniliformes, fh= fibrohifas, tp= tejido plectenquimatoso.

Lámina 6.2.XXXII

Fig. 5. Hifas simple-septadas (sin fibulas).

Fig. 6. Hifas nodoso-septada (con fibulas).

Fig. 7. Fibrohifas o hifas esqueléticas.

Fig. 8. Células cuticulares.

Fig. 9. Hifas con ramas cortas.

Fig. 10. Fibrohifas o hifas conectivas.

Fig. 11. Hinchamientos; clamidosporas.

Fig. 12. Hifas onduladas.

Fig. 13. Cristales.

Fig. 14. Oídios o arthroconidios.

Lámina 6.2.XXXIII

Fig. 15. Fructificación y sustrato.

Fig. 16. Mata micelial a las 2 semanas de incubación.

Fig. 17. Mata micelial a las 6 semanas de incubación.

Fig. 18. Hifas simple-septadas (sin fibulas); anastomosis (400×).

Fig. 19. Hifas nodoso-septadas (con fibulas); anastomosis (200×).

Lámina 6.2.XXXIV

Fig. 20. Fibrohifas (hifas esqueléticas); hifas onduladas (1000×).

Fig. 21. Células cuticulares (400×).

Fig. 22. Tejido plectenquimatoso (400×).

Fig. 23. Fibrohifas o hifas conectivas (1000×).

Fig. 24. Hifas moniliformes (400×).

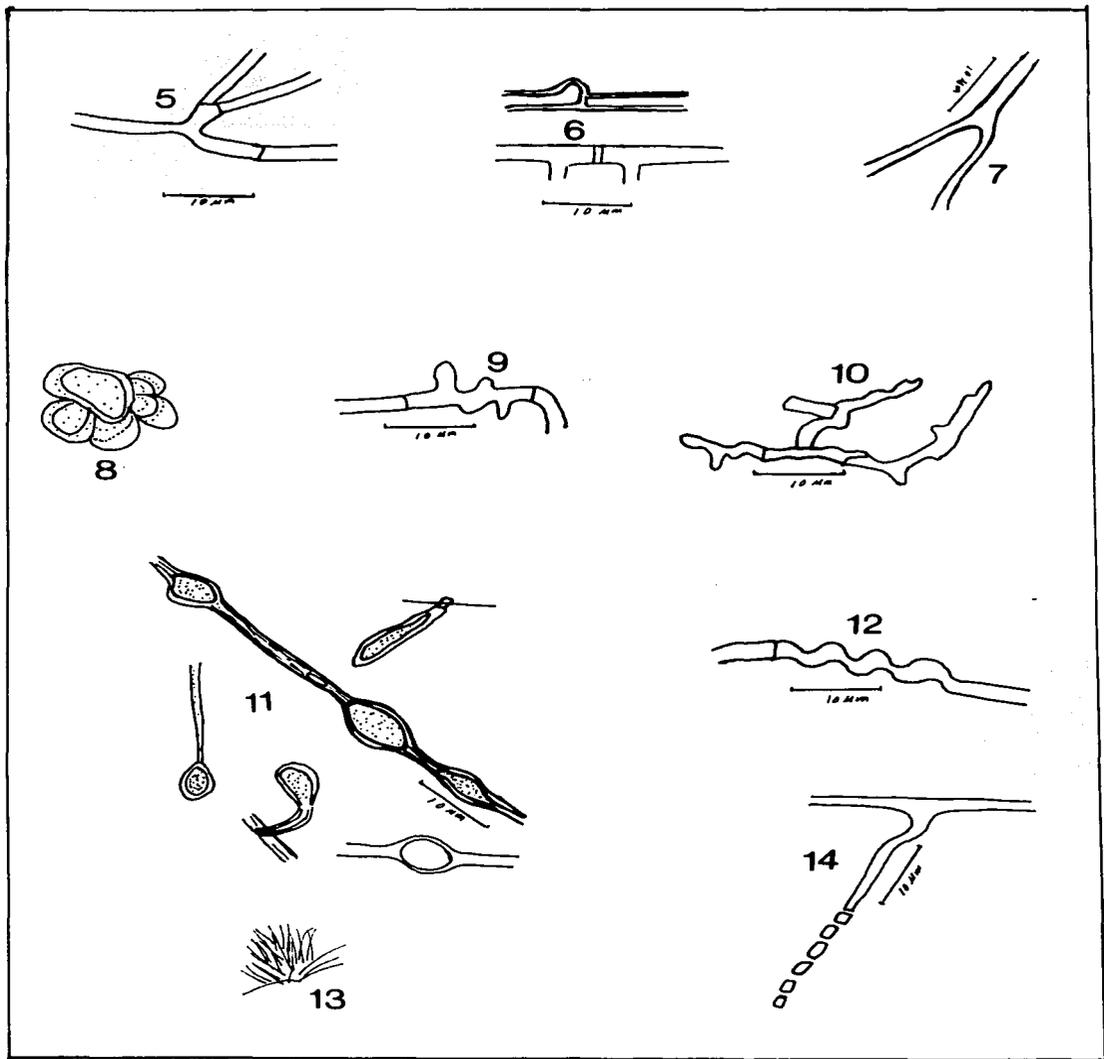


Lámina 6.2.XXXII. *Hexagonia tenuis*.

741-1

TESIS CON
FALLA DE ORIGEN

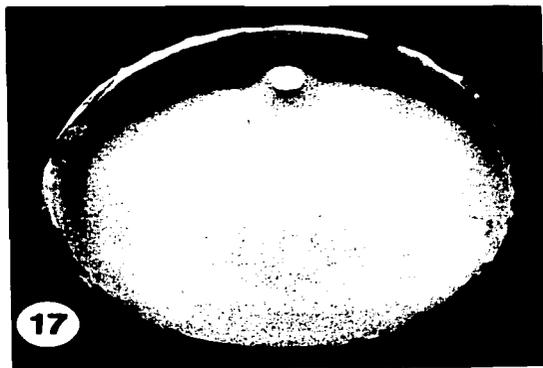
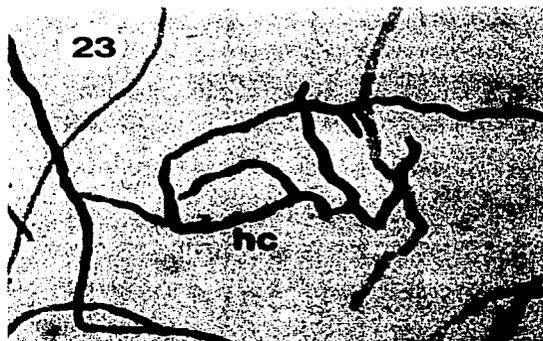
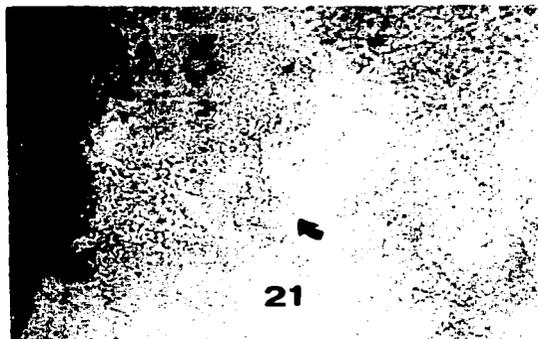
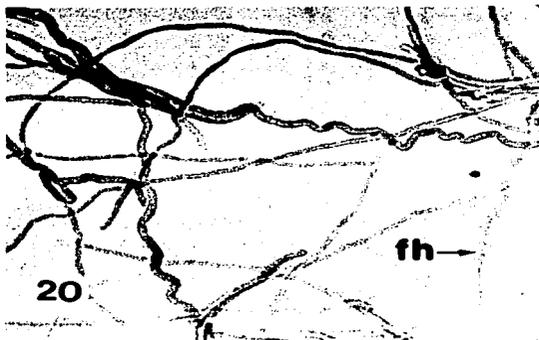


Lámina 6.2.XXXIII. *Hexagonia tenuis*.

74-2

TESIS CON
A DE ORIGEN



TIPOIS CON
FALLA DE ORIGEN

Lámina 6.2.XXXIV. *Hexagonia tenuis*.

74-3

***Humphreya coffeatum* (Berk.) Steyaert.**
Persoonia 7 (1972) 102.
Láminas 6.2.XXXV- 6.2.XXXIX.

Estructura del basidioma

Basidioma de 60 × 40 mm, perenne, pileado-estipitado, cóncavo-subumbonado, de consistencia leñosa. (Lám. 6.2.XXXVII, fig. 17).

Superficie del pileo velutinosa, zonada y surcada concéntricamente, de color café pálido a café oscuro, con cutícula muy delgada y dura. Margen más o menos grueso, redondeado, de color blanco brillante en fresco y café ferruginoso al secarse.

Estípite de 120 × 10 mm, lateral, aumentando de grosor hacia la base, de consistencia dura, con una cutícula delgada y glabra, de color café grisáceo a café amarillento.

Himenóforo poroide, de color uniformemente crema en fresco, al secarse se conserva crema alrededor del estípite y se torna amarillento a café ocre hacia el margen; poros circulares, 6-7 por mm. Contexto de consistencia corchosa-blanda, de color blanquecino en fresco y amarillo pálido al secarse.

Sistema hifal trimitico con hifas generativas fibuladas, de 2.4-3.2 µm de diámetro, de paredes delgadas, hialinas en KOH e inamiloides en Melzer (Lám. 6.2.XXXV, fig. 2). Hifas esqueléticas de 3.2-5.6 µm de diámetro, de pared gruesa, amarillentas en KOH e inamiloides en Melzer (Lám. 6.2.XXXV, fig. 4). Hifas conectivas de 1.6-2.4 µm de diámetro, ramificadas, tortuosas, con pared gruesa (0.8 µm), hialinas en KOH y de hialinas a amarillas en Melzer (Lám. 6.2.XXXV, fig. 3)

Himenio con esporas elipsoidales, de pared gruesa, la externa (exospora) de 8-10-(12) × 5.6-7.2 µm, la parte interna de la pared (endospora) de 7.2-8.0 × 5.6-6.4 µm; la parte externa con verrugas o crestas y la parte interna con estrías, de color amarillo a amarillo-oscuro en KOH e inamiloides en Melzer (Lám. 6.2.XXXV, fig. 1).

Reacción xantocrómica positiva con KOH al 5% sólo en la superficie del pileo, donde cambia el color de café a un tono negro. En el himenio el cambio es del color amarillo al café; y en el contexto, permanece el color amarillo original.

Hábitat. El hongo crece de manera solitaria, sobre raíz expuesta de árbol, en selva alta perennifolia. Sitio húmedo y sombreado.

Material estudiado. Veracruz, Estación "Los Tuxtlas", cerro "El Vigia", Circuito 1, L. Pinzón y M.E. Ruiz # LT-1120, agosto 1, 1997.

Distribución. Especie de amplia distribución en vegetación tropical americana, ha sido registrada en la región caribeña de Haití, Cuba, Jamaica, Puerto Rico, Trinidad-Tobago; y en la parte continental de Bolivia, Brasil, Colombia, Costa Rica y Perú (Furtado, 1967; Steyaert, 1972; y Corner, 1983). En México se ha descrito de los estados de Jalisco (Vázquez y Guzmán-Dávalos, 1991) y Tamaulipas (Valenzuela y Chacón-Jiménez, 1991).

Caracteres culturales del aislamiento

Tipo de pudrición. Causa pudrición blanca. Reacción positiva para oxidasas extracelulares (N-2) que corresponde a la llamada reacción para lacasa (S-1/2), en la prueba del aserrín-guayacol y también reaccionó positivamente en la prueba de Badcock-aserrín de pino (Láms. 6.1.I-6.1.II).

Caracteres macroscópicos de la mata micelial

Velocidad de crecimiento. La mata micelial cubre la superficie del medio en el transcurso de 2 semanas (N-42; S-6/1), aislamiento de crecimiento rápido (Lám. 6.2.XXXVII, fig. 18).

Zona de avance. Colonia de forma circular (N-nc; S-nc); margen apesado (N-nc; S-13/2); ápices hifales distanciados, adquiriendo aspecto fimbriado (N-nc; S-14/2); y el contorno también con aspecto de flecos o festoneado (N-nc; S-15/2. Lám. 6.2.XXXVII, fig. 18).

Relieve. Mata micelial escasa y apesada hasta la tercera semana de incubación, irregularmente realzada en algunas partes a partir de la cuarta semana (N-nc; S-nc. Lám. 6.2.XXXVII, figs. 18-19).

Textura. Mata micelial variable con el tiempo, predomina hacia el final la textura flocosa-farinácea (N-sn; S-19/2 - S-18/2. Lám. 6.2.XXXVII, figs. 18-19).

Color. Hifas hialinas y mata micelial blanca (N-36; S-30/2. Lám. 6.2.XXXVII, fig. 19).

Reverso. No induce cambios de color en el agar (N-38; S-37/0, S-38/0).

Olor. Notable aunque variable, desde dulce, fúngico, a tierra húmeda, hasta agrio (N-50, N-51, N-53, respectivamente; S-36/2, para todos ellos).

pH. De 5.0 en la superficie del medio libre de crecimiento y 4.0 en la superficie de la mata micelial a la primera semana de incubación; de 4.0 en la superficie de la mata a la tercera semana; y de 4.5 en la superficie de la mata a la sexta semana (N-nc; S-nc).

Exudados. No produce en seis semanas (N-nc; S-nc).

Fructificación. No produce fructificaciones en el periodo (N-48/np; S-88/0).

Sustrato. Basidioma recolectado de madera del grupo de las Angiospermas (N-54; S-89/2. Lám. 6.2.XXXVII, fig. 17). Aislamiento capaz de crecer, *in vitro*, en aserrín de pino (N-55; S-90/2. Lám. 6.1.II).

Caracteres microscópicos de la mata micelial

Hifas no diferenciadas (generativas):

• Mata micelial compuesta por: hifas anchas (2.5 μm), de citoplasma muy granuloso, con gránulos oscuros y finos; con pared gruesa, refringente, bien marcada y poco densa; simple-septadas (sin fibulas), con septos cercanos, bien visibles y anastomosis en "H", en la zona de avance (Lám. 6.2.XXXVI, figs. 5 y 7; lám. 6.2.XXXVII, fig. 20); e hifas medianas (1.25 μm), sinuosas, con citoplasma denso y teñido, de pared delgada, nodoso-septadas (con fibulas), a veces las fibulas son

pequeñas y muy cercanas, o grandes, tipo medallón, distanciadas en las partes más viejas (N-4; S-40/2. Lám. 6.2.XXXVI, fig. 6; lám. 6.2.XXXVII, figs. 21-22).

Hifas y estructuras diferenciadas:

- Fibrohifas o hifas esqueléticas, aseptadas, poco ramificadas, de pared gruesa y aspecto rígido (N-8; S-46/2. Lám. 6.2.XXXVI, fig. 8; lám. 6.2.XXXVII, fig.21).
- Fibrohifas o hifas conectivas, están bien teñidas, con citoplasma homogéneo y vacuolado, pared no conspicua, borde medio irregular (N-8; S-47/2. Lám. 6.2.XXXVI, fig. 11; lám. 6.2.XXXVIII, fig. 23).
- Células cuticulares empezando a formar plecténquima con aspecto de mosaico (N-10; S-63. Lám. 6.2.XXXVI, fig. 9).
- Hifas muy delgadas, de pared ligeramente engrosada, con múltiples ramas cortas, retorcidas y terminaciones muy recurvadas, entrelazantes (N-11; S-64. Lám. 6.2.XXXVI, fig. 10).
- Cistidios muy abundantes, de morfología diversa: en forma de mazo o basto (claviformes), vesiculados (N-13; S-72/2. Lám. 6.2.XXXVI, fig. 12; lám. 6.2.XXXVIII, figs. 24-27).
- Hinchamientos de formas diferentes: ápices clavados, otros con aspecto de chipotes en partes intermedias de las hifas y hasta hifas moniliformes (N-26; S-80/2. Lám. 6.2.XXXVI, fig. 13; lám. 6.2.XXXVIII, figs. 26 y 28).
- Hifas espirales en forma de tirabuzón (N-nc; S-nc. Lám. 6.2.XXXVI, fig. 14).
- Cristales aciculares aglomerados, aparentemente saliendo de una masa resinosa de color amarillo en forma de erizo de mar (N-nc; S-82/2. Lám. 6.2.XXXIX, fig. 30).
- Cristales rómbicos en el agar (N-nc; S-83/2. Lám. 6.2.XXXVI, fig. 16).

Esporas secundarias (asexuales):

- Clamidosporas fusiformes de pared gruesa, intercalares (N-34; S-85/2. Lám. 6.2.XXXVI, fig. 15; lám. 6.2.XXXIX, fig. 29).

Código de especie

Según la codificación del método de Nobles (1965): 2, 4, 8, 10, 11, 13, 26, 34, 36, 38, 42, 50, 51, 53, 54, 55.

Según la codificación del método de Stalpers (1978): 1, 6, 13, 14/2, 15/2, 18, 19, 30, 36, 40, 46, 47, 63, 64, 72, 80, 82, 83, 85, 89, 90.

Comentarios

H. coffeatum, se caracteriza por su basidiocarpo con el pileo de color café y el contexto blanco, así como por la ornamentación característica y el tamaño de sus esporas.

No se encontraron estudios previos sobre caracteres culturales para esta especie.

Los tipos de hifas de la mata micelial confirman bien la estructura hifal trimítica del basidioma, ya que además de la hifas generativas fueron observadas fibrohifas (hifas esqueléticas y conectivas). La presencia de células cuticulares en cultivo corresponde lógicamente con la consistencia leñosa de la fructificación. En el basidioma las hifas generativas fueron fibuladas, mientras que la mata micelial tenía tanto hifas simple-septadas (sin fibulas) en la zona de avance, como nodoso-septadas (con fibulas) en las zonas intermedia y madura. Solamente los cistidios observados en cultivo no fueron encontrados en el himenio del basidioma. Como los cultivos no fructificaron en 6 semanas, no fue posible confirmar tipo o medidas de las basidiosporas.

Este hongo fue de crecimiento rápido, aunque escaso, y fue uno de los 6 casos en que el pH del cultivo aumentó ligeramente al final de la incubación.

TESIS CON
FALLA DE ORIGEN

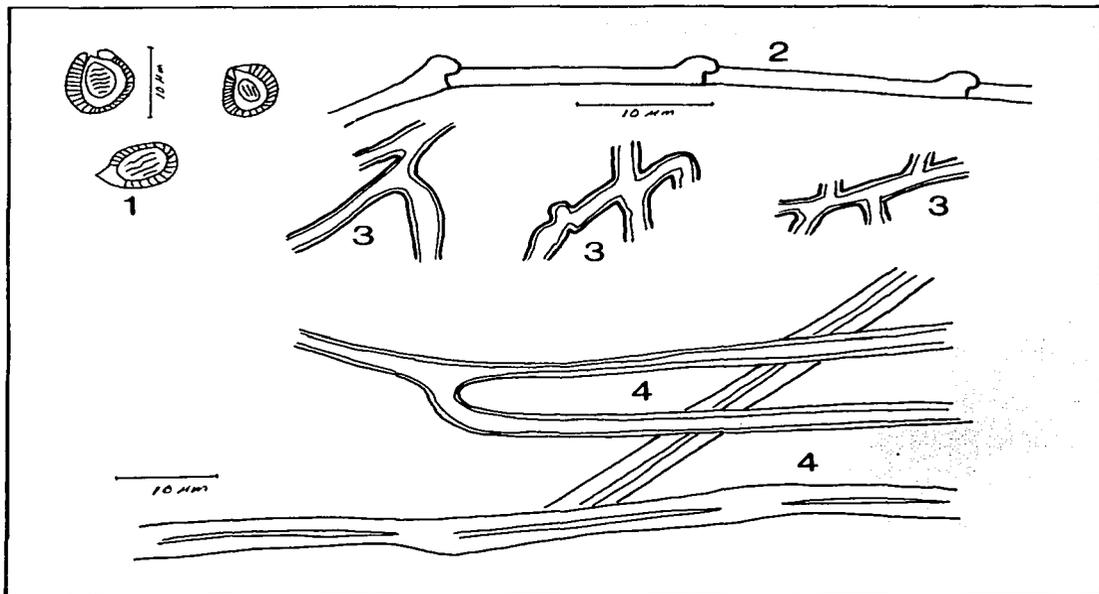


Lámina 6.2.XXXV. *Humphreya coffeatum*, estructuras microscópicas del basidioma

Fig. 1. Esporas.

Fig. 2. Hifas generativas con fibulas.

Fig. 3. Hifas conectivas.

Fig. 4. Hifas esqueléticas.

TESIS CON
FALLA DE ORIGEN

Humphreya coffeatum

Caracteres culturales

Claves: a= anastomosis, ci= cistidios, cl= clamidosporas, fh= fibrohifas, fi= fibulas, fm= fibulas en medallón, hc= hifas conectivas, hi= hinchamientos, hm= hifas moniliformes.

Lámina 6.2.XXXVI

- Fig. 5.** Hifas simple-septadas (sin fibulas).
- Fig. 6.** Hifas nodoso-septadas (con fibulas).
- Fig. 7.** Anastomosis.
- Fig. 8.** Fibrohifas o hifas esqueléticas.
- Fig. 9.** Células cuticulares.
- Fig. 10.** Hifas entrelazantes.
- Fig. 11.** Fibrohifas o hifas conectivas.
- Fig. 12.** Cistidios.
- Fig. 13.** Hinchamientos.
- Fig. 14.** Hifas en tirabuzón.
- Fig. 15.** Clamidosporas.
- Fig. 16.** Cristales.

Lámina 6.2.XXXVII

- Fig. 17.** Fructificación y sustrato.
- Fig. 18.** Mata micelial a la semana de incubación.
- Fig. 19.** Mata micelial a la 6 semanas de incubación.
- Fig. 20.** Hifas simple-septadas (sin fibulas); anastomosis (400×).
- Fig. 21.** Hifas nodoso-septadas (con fibulas); fibrohifas o hifas esqueléticas (400×).
- Fig. 22.** Fibula en medallón (400×).

Lámina 6.2.XXXVIII

- Fig. 23.** Fibrohifas o hifas conectivas (400×).
- Fig. 24.** Cistidios (1000×).
- Fig. 25.** Cistidios claviformes (400×).
- Fig. 26.** Cistidios; hifas moniliformes (400×).
- Fig. 27.** Cistidios vesiculados (1000×).
- Fig. 28.** Hinchamientos (400×).

Lámina 6.2.XXXIX

- Fig. 29.** Clamidosporas; cuadro principal (200×), recuadro (400×).
- Fig. 30.** Cristales (400×).

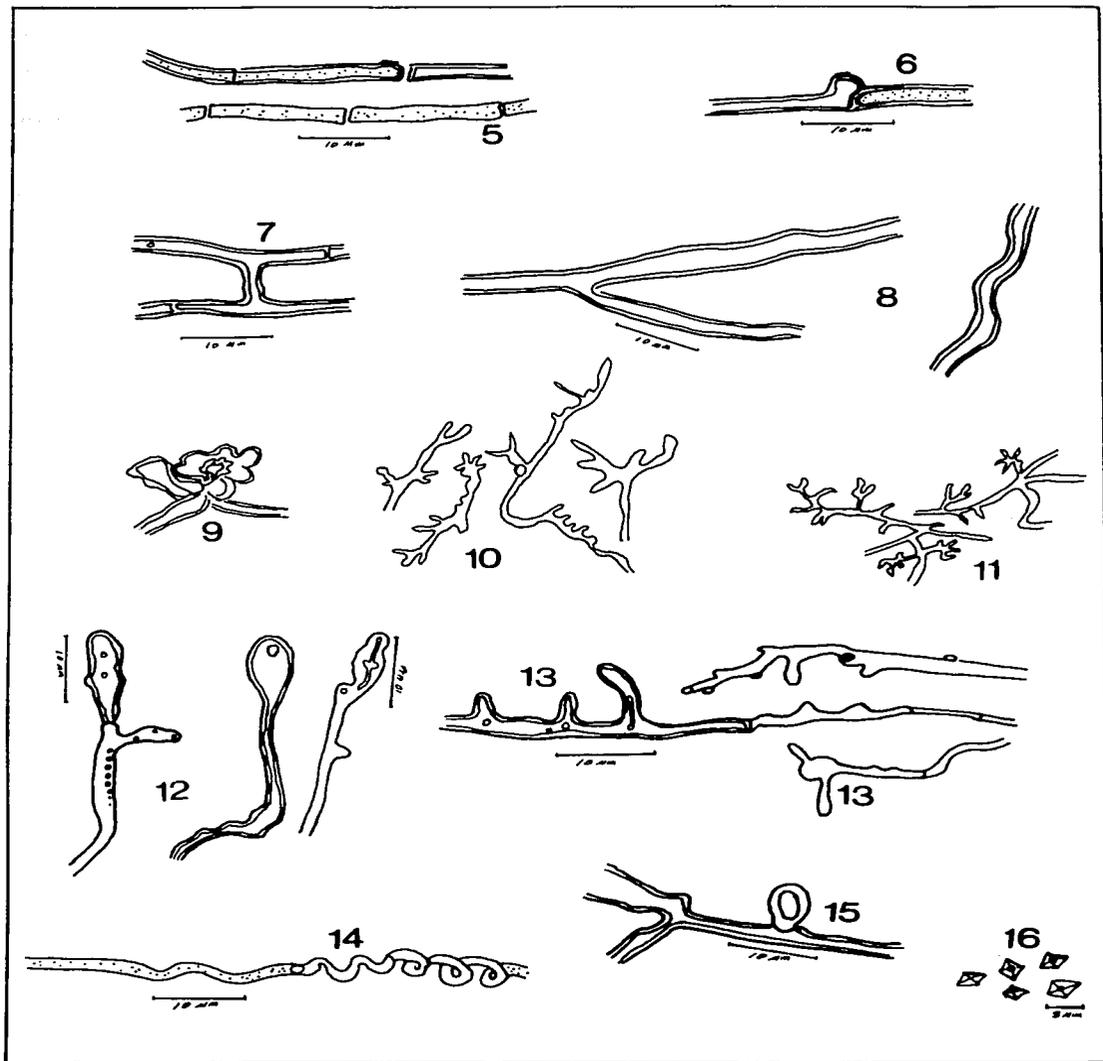


Lámina 6.2.XXXVI. *Humphreya coffeatum*.

80-1

TESIS CON
FALLA DE ORIGEN

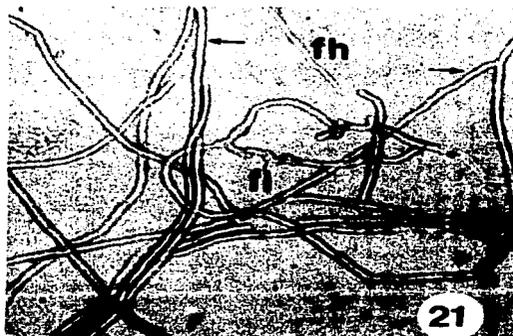
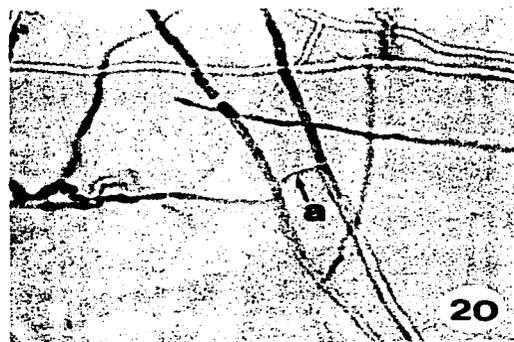
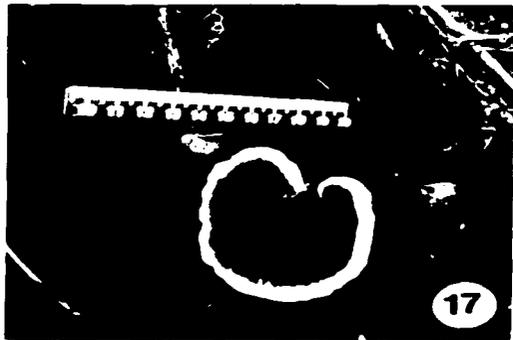


Lámina 6.2.XXXVII. *Humphreya coffeatum*.

80-2

TESIS CON
FALLA DE ORIGEN

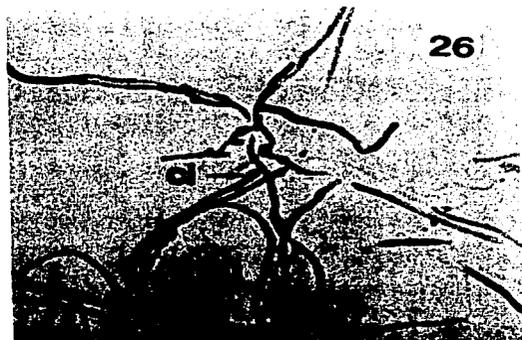
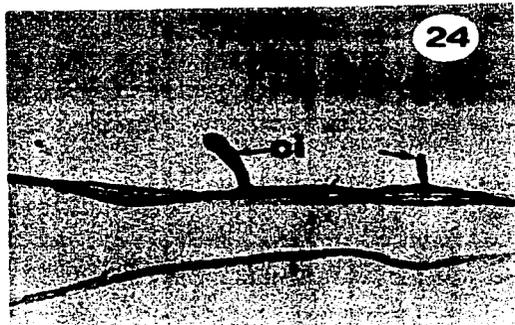


Lámina 6.2.XXXVIII. *Humphreya coffeatum*.

80-3

TESIS CON
FALLA DE ORIGEN

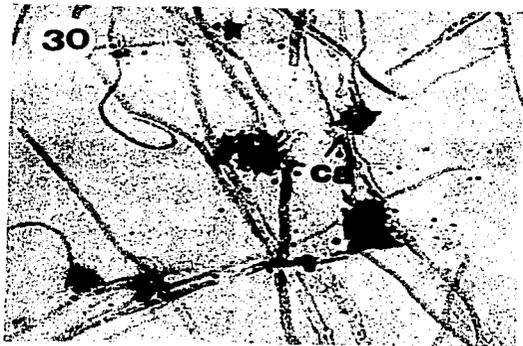


Lámina 6.2.XXXIX. *Humphreya coffeatum*.

TESIS CON
FALLA DE ORIGEN

Phellinus gilvus (Schw.: Fr.) Pat.
Essai Taxon., p.97. 1900.
Láminas 6.2.XL-6.2.XLIII

Estructura del basidioma

Basidioma de 44 × 25 × 11 mm., anual a perenne, sésil, efuso-reflexo, imbricado, de consistencia coriácea a rígida (Lám. 6.2.XLII, fig. 17).

Superficie seca, zonada, tomentosa a hispida, de color café amarillento a ocráceo y café rojizo. Margen de agudo a obtuso, entero o lobulado.

Himenóforo poroide de color café amarillento a café rojizo, con poros circulares a angulares, 6-8 por mm. Contexto de 1-4 mm de grosor; fibroso, esponjoso o corchoso; de color café amarillento a café ferruginoso.

Sistema hifal dimítico con hifas generativas sin fibulas, de 1.6-4.4 µm de diámetro en el himenio y de 3.2-5.2 µm de diámetro en el contexto, de pared delgada; de hialinas a amarillentas en KOH e inamiloides en Melzer (Lám. 6.2.XL, fig. 2). Hifas esqueléticas de 2.4-7.2 µm de diámetro, en el himenio, y de 3.2-5.6 µm en el contexto, con pared gruesa, de color café oscuro en KOH e inamiloides en Melzer (Lám. 6.2.XL, fig. 3).

Himenio con setas de 24-27 × 4.0-6.4 µm, ventricosas, lanceoladas o subuladas, de color café-rojizo, en KOH (Lám. 6.2.XL, fig. 4). Esporas de 4.0-4.8 × 2.4-3.2 µm, de subglobosas a elipsoides-oblongas, hialinas a amarillentas en KOH e inamiloides en Melzer (Lám. 6.2.XL, fig. 1).

Reacción xantocróica positiva con KOH al 5% en la superficie del píleo, el himenio y el contexto, cambian a color negro.

Hábitat. Hongo gregario sobre tocón de árbol derribado en selva alta perennifolia muy alterada. Sitio talado y totalmente expuesto.

Material estudiado. Veracruz, Estación "Los Tuxtlas", ladera del Potrero Rubén Sánchez hacia la Laguna Azul, L. Pinzón y M.E. Ruiz # LT-1100, julio 29, 1997.

Distribución. Es común en el este de Estados Unidos de América y sureste de Canada (Overholts, 1953; Gilbertson y Ryvardeen, 1987). En México la especie ha sido citada de: Chiapas (Chacón y Guzmán, 1984); Guanajuato (Ojeda-López *et al.*, 1986); Hidalgo (Castillo y Guzmán, 1970; Varela y Cifuentes, 1979; Frutis y Guzmán, 1983); Jalisco (Guzmán y García-Saucedo, 1973); Michoacán (Castillo y Guzmán, 1970); Morelos (Galván-Villanueva y Guzmán, 1977); Nuevo León (Castillo *et al.*, 1969; Castillo y Guzmán, 1970); Sinaloa (Castillo y Guzmán, 1970); Tamaulipas (Valenzuela y Chacón-Jiménez, 1991) y Veracruz (Castillo y Guzmán, 1970; Guzmán y Herrera, 1971; Welden y Guzmán, 1978; Welden *et al.*, 1979; Varela y Cifuentes, 1979; Frutis Molina y Pinzón-Picaseño, 1997).

Caracteres culturales del aislamiento

Tipo de pudrición. Causa pudrición blanca. Reacción positiva para oxidasas extracelulares (N-2)

que corresponde a la llamada reacción para lacasa (S-1/2), en la prueba del aserrín-guayacol, y reacción positiva en la prueba de Badcock-aserrín de liquidámbar (Láms. 6.1.I y 6.1.III).

Caracteres macroscópicos de la colonia

Velocidad de crecimiento. La mata micelial cubre todo el medio a las 2 semanas de incubación (N-42; S-6/1), aislamiento de crecimiento rápido. (Lám. 6.2.XLII, fig. 18).

Zona de avance. Colonia de forma circular (N-nc; S-nc); con margen apresado (N-nc; S-13/2); con ápices hifales separados, de aspecto fimbriado (N-nc; S-14/2); y contorno con entrantes, festoneado (N-nc; S-15/2. Lám. 6.2.XLII, fig. 18).

Relieve. Mata micelial aplanada al principio, luego ligeramente realzada y aglomerada en pequeños montículos dispersos irregularmente (N-nc; S-nc. Lám. 6.2.XLII, fig. 19).

Textura. Mata micelial predominantemente algodonosa (N-sn; S-21/2. Lám. 6.2.XLII, figs.18-19).

Color. Hifas hialinas y mata micelial blanca (N-36; S-30/2. Lám. 6.2.XLII, figs.18-19).

Reverso. Sin cambios de color en el agar (N-38; S-37/0, S-38/0).

Olor. Variable entre fúngico, dulce a frutas y a tierra húmeda, predominando el primero (N-53; S-36/2).

pH. De 4.5 tanto en el medio libre de crecimiento como en la superficie de la mata micelial a la primera semana de incubación; y de 5.0 en la superficie de la mata a la tercera y sexta semanas (N-nc; S-nc).

Exudados. A veces produce gotitas cristalinas rodeando la zona del inóculo, en algunos de los montículos y cerca del borde de la caja (N-nc; S-nc).

Fructificación. No produce fructificaciones pero fueron observadas basidiosporas sueltas en el periodo de observaciones (N-48; S-88/2).

Sustrato. El basidioma fue encontrado sobre madera del grupo de las Angiospermas (Lám. 6.2.XLII, fig. 17); *in vitro*, el aislamiento no creció en aserrín de pino aunque sí en el de liquidámbar (N-54; S-89/2. Láms. 6.1.II-6.1.III).

Caracteres microscópicos de la mata micelial

Hifas no diferenciadas (generativas):

- Mata micelial compuesta de hifas angostas y medianas (1.5-2.0 μm de diámetro), ambas simple-septadas (sin fibulas), de pared delgada a gruesa, citoplasma granuloso (N-6; S-39/0. Lám. 6.2.XLI, fig. 5; lám. 6.2.XLII, fig. 20). Escasas hifas medianas nodoso-septadas (con fibulas), en zonas no definidas de la mata (N-5; S-39/1. Lám. 6.2.XLI, fig. 6; lám. 6.2.XLII, fig. 21).
- Anastomosis en "H" frecuentes en hifas angostas. (N-nc; S-nc. Lám. 6.2.XLI, fig. 7).

• Septos ampulosos en las hifas más anchas, que tienen forma de protuberancias en la célula de un lado, y después recuperan su diámetro normal en la célula siguiente (N-nc; S-78/2. Lám. 6.2.XLI, fig. 12; lám. 6.2.XLIII, figs, 24 y 26).

Hifas y estructuras diferenciadas:

• Fibrohifas (hifas esqueléticas), rectas, de pared gruesa y densa, con lumen de angosto a amplio (N-8; S-46/2. Lám. 6.2.XLI, fig. 8; lám. 6.2.XLII, figs. 21-22).

• Hifas anchas, alargadas a recurvadas; tenuous, de contorno ligeramente irregular; con abundantes ramas cortas y nódulos de pared gruesa semejando articulaciones como codos, entrelazadas (N-11; S-64/2. Lám. 6.2.XLI, fig. 9).

• Setas en forma de ramas laterales cortas, puntiagudas y oscuras, en la mata aérea (N-17; S-70. Lám. 6.2.XLI, fig. 10; lám. 6.2.XLIII, fig. 23).

• Diferentes tipos de hinchamientos, tanto intercalares como terminales, unos fusiformes o redondeados como clamidosporas, o bien, como ensanchamientos prolongados a lo largo de la hifa (N-26; S-80/2. Lám. 6.2.XLI, fig. 11; lám. 6.2.XLIII, fig. 24).

• Abundantes segmentos de hifas medianas y angostas ondudaladas en zig-zag y en forma de sacacorchos (N-nc; S-nc. Lám. 6.2.XLI, fig. 13; lám. 6.2.XLII, fig. 22; lám. 6.2.XLIII, fig. 25).

• Basidiosporas subglobosas sueltas (basidios no observados), indicadoras de fructificación (N-48; S-88/2. Lám. 6.2.XLIII, fig. 28).

• Cristales aciculares en las hifas aéreas y rómbicos en el medio (N-nc; S-82/2 S-83/2. Lám. 6.2.XLI, fig. 16).

Esporas secundarias (asexuales):

• Clamidosporas intercalares (N-34; S-85/2. Lám. 6.2.XLI, fig. 15; lám. 6.2.XLIII, fig. 27).

• Oídios o artroconidios de varias formas y tamaños: rectangulares, cuadrados, redondos, ovalados; sueltos y también en cadenas cortas o en masas agregadas, conservando la conformación de las hifas que les dan origen (N-35; S-84/2. Lám. 6.2.XLI, fig. 14; lám. 6.2.XLII, fig. 20; lám. 6.2.XLIII, fig. 28).

Código de especie

Según la codificación del método de Nobles (1965): 2, 5, 6, 8, 11, 17, 26, 34, 35, 36, 38, 42, 48, 53, 54.

Según la codificación del método de Stalpers (1978): 1, 6, 13, 14/2, 15/2, 21, 30, 36, 39, 46, 64, 70, 78, 80, 82, 83, 84, 85, 88, 89.

Comentarios

Las características microscópicas que distinguen a esta especie son: tamaño y forma de esporas y de

setas himeniales. De acuerdo con Bakshi (1971) y Ryvarden y Johansen (1980), existen dos formas de esta especie, la forma *gilvodes* tiene la superficie del pileo gruesamente peluda y la forma *licnoides* con la superficie del pileo glabra y zonada. Según los segundos autores, la forma *licnoides* es la única de distribución tropical. El sinónimo más común de esta especie utilizado en México es *Polyporus gilvus* (Schw.) Fr.

Los antecedentes de caracteres culturales para este hongo, con el sinónimo de *Polyporus gilvus* Schw.: Fr., provienen de los trabajos de Davidson *et al.* (1942), Nobles (1965) y Stalpers (1978). Todos coinciden en que esta especie presenta hifas tanto simple-septadas (sin fibulas) como nodoso-septadas (con fibulas), fibrohifas (hifas esqueléticas) poco ramificadas, y que fructifica o produce basidios en 6 semanas. La cepa de Los Tuxtlas presenta también estos caracteres, la observación de basidiosporas (aun libres) equivale al carácter de fructificación.

En los cultivos de Davidson *et al.* (1942), Nobles (1965) y Los Tuxtlas, el crecimiento fue moderado a rápido, pero en los de Stalpers (1978) fue muy lento. La textura de la colonia fue muy variable en todos los casos, con predominancia de la algodonosa y el color de blanco a canela o gamuzado. Para Davidson *et al.* (1942) y Stalpers (1978), el reverso se volvió oscuro; para Nobles (1965) el reverso se volvió moreno en unos casos y no sufrió cambios en otros y en la cepa de Los Tuxtlas no hubo cambios.

En los cultivos de Davidson *et al.* (1942), Nobles (1965) y Los Tuxtlas, hubo setas, pero no en los de Stalpers (1978). En los casos de Nobles (1965) y de la cepa de Los Tuxtlas se observó formación de plecténquima; pero Davidson *et al.* (1942) y Stalpers (1978) no lo registran.

La estructura del basidioma recolectado en Los Tuxtlas coincide con lo observado en el cultivo aislado, pues en ambos fueron observadas hifas simple-septadas (sin fibulas), hifas esqueléticas, setas y esporas.

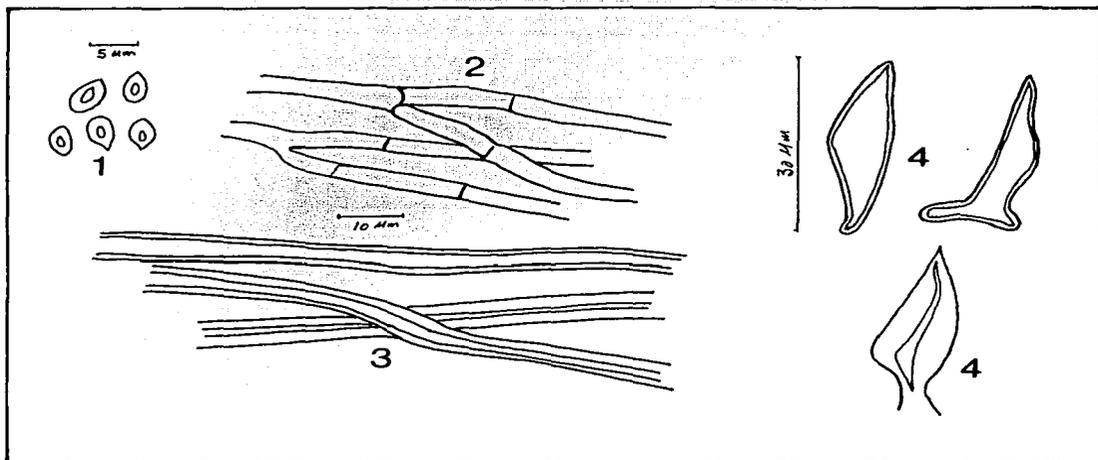


Lámina 6.2.XL. *Phellinus gilvus*; estructuras microscópicas del basidioma

Fig. 1. Esporas.

Fig. 2. Hifas generativas sin fibulas.

Fig. 3. Hifas esqueléticas.

Fig. 4. Setas.

Phellinus gilvus

Caracteres culturales

Claves: b= basidiosporas, cl= clamidosporas, fh= fibrohifas, fi= fibulas, h= hinchamientos, s= setas, sa= septos ampulosos.

Lámina 6.2.XLI

Fig. 5. Hifas simple-septadas (sin fibulas).

Fig. 6. Aspecto de fibula.

Fig. 7. Anastomosis.

Fig. 8. Fibrohifas o hifas esqueléticas.

Fig. 9. Hifas entrelazantes.

Fig. 10. Setas.

Fig. 11. Hinchamientos

Fig. 12. Septos ampulosos.

Fig. 13. Hifas onduladas.

Fig. 14. Oídios o artroconidios.

Fig. 15. Clamidosporas.

Fig. 16. Cristales.

Lámina 6.2.XLII

Fig. 17. Fructificación y sustrato.

Fig. 18. Mata micelial a la semana de incubación.

Fig. 19. Mata micelial a las 6 semanas de incubación.

Fig. 20. Hifas simple-septadas (sin fibulas); oídios (200×).

Fig. 21. Hifas nodoso-septadas (con fibulas); fibrohifas o hifas esqueléticas (1000×).

Fig. 22. Hifas onduladas (1000×).

Lámina 6.2.XLIII

Fig. 23. Setas (400×).

Fig. 24. Hinchamientos; septos ampulosos (1000×).

Fig. 25. Hifas onduladas (400×).

Fig. 26. Hinchamientos; septos ampulosos (400×).

Fig. 27. Clamidosporas (400×).

Fig. 28. Oídios; basidiospora (1000×).

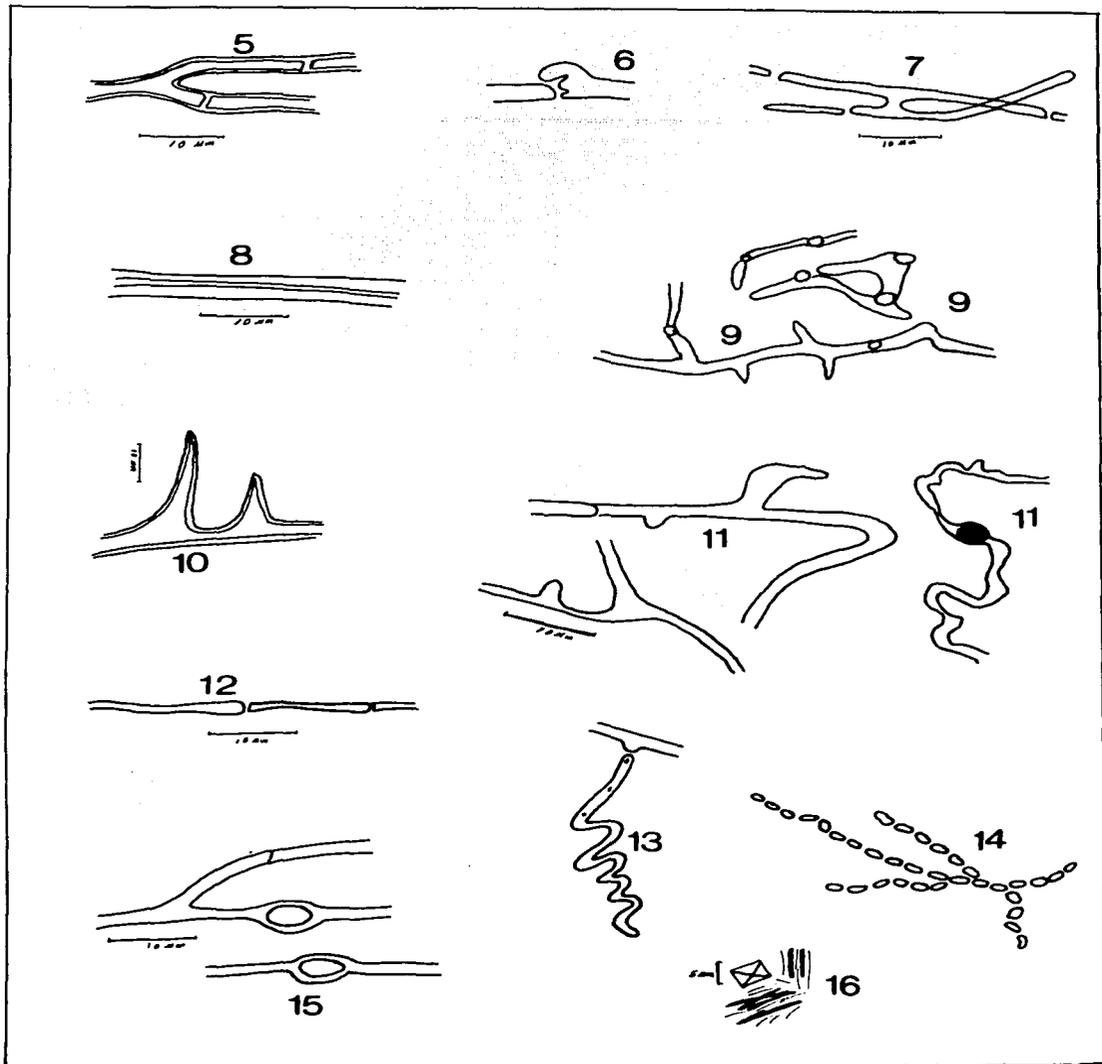
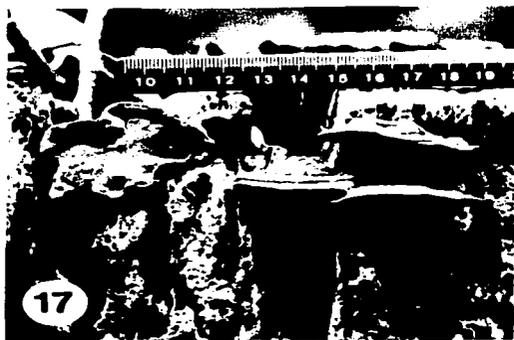


Lámina 6.2.XLI. *Phellinus gilvus*.

86-1

TESIS CON
FALLA DE ORIGEN



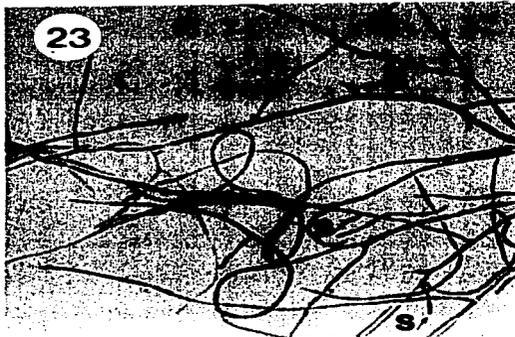


Lámina 6.2.XLIII. *Phellinus gilvus*.

86-3

TESIS CON
FALLA DE ORIGEN

Estructura del basidioma

Basidioma de 25 mm de diámetro, anual, pileado-estipitado, circular, convexo-umbilicado, de consistencia coriácea (Lám. 6.2.XLVI, fig. 13). Píleo de color blanco a amarillento en fresco y de amarillento a café en seco.

Superficie estriada, azonada, glabra, de color anaranjado cafésoso en fresco y canela anaranjado al secarse. Margen delgado, con pelos de 1-3 mm de longitud (en la madurez se pierden), de color crema amarillento en fresco y cuando se seca toma una tonalidad café muy oscura.

Estípite de 17 mm de longitud y 1 mm de grosor, central, de color café canela, glabro hacia la base y finamente pubescente cerca del píleo.

Himenóforo poroide de color crema a amarillento, con poros circulares a angulares, 6-9 por mm. Tubos de 1 mm de profundidad y concoloros con la superficie de los poros. Contexto corchoso, con menos de 1 mm de grosor y de color crema.

Sistema hifal dimítico, con hifas generativas fibuladas de 2.4-4.8 μm de diámetro, de pared delgada, hialinas en KOH e inamiloides en Melzer (Lám. 6.2.XLIV, fig. 2). Hifas conectivas de 6.4-7.5 μm de diámetro, tipo bovista, muy ramificadas, de pared gruesa, hialinas en KOH e inamiloides en Melzer (Lám. 6.2.XLIV, fig. 3).

Himenio con esporas de 6.0-7.2 \times 3.0-4.0 μm , cilíndricas, lisas, hialinas en KOH e inamiloides en Melzer (Lám. 6.2.XLIV, fig. 1).

Reacción xantocróica positiva con KOH al 5%: en la superficie del píleo cambia del color amarillo al café-rojizo y en contexto se torna a un color amarillo pálido.

Hábitat. Hongo solitario, que crece sobre rama caída, bajo la sombra de un tronco en selva alta perennifolia muy alterada. Sitio talado y quemado, en exposición total.

Material estudiado. Veracruz, Estación "Los Tuxtlas", potrero colindante al N de la Estación, en el lado izquierdo del camino hacia la población de Laguna Escondida, *L. Pinzón y M.E. Ruiz # LT-1083*, enero 22, 1997.

Distribución. Especie ampliamente distribuida. En África sólo se le conoce de Nigeria (Ryvarden y Johansen, 1980). En los Estados Unidos de América se le conoce solamente de Texas y Luisiana (Overholts, 1953; Gilbertson y Ryvarden, 1987). En México se le localiza en Chiapas (Pérez Moreno y Villarreal, 1988); Estado de México (Frutis Molina *et al.*, 1985); Hidalgo (Frutis y Guzmán, 1983); Jalisco (Guzmán y García Saucedo, 1973; Téllez Bañuelos *et al.*, 1988); Morelos (Galván-Villanueva y Guzmán, 1977); Nuevo León (Castillo y Guzmán, 1970); Oaxaca (Welden y Guzmán, 1978); Querétaro (García Jiménez *et al.*, 1998); Tamaulipas (Valenzuela y Chacón-Jiménez, 1991) y Veracruz (Welden y Guzmán, 1978; Anell y Guzmán, 1987; Frutis Molina y Pinzón-Picaseño, 1997).

Caracteres culturales del aislamiento

Tipo de pudrición. Causa pudrición blanca. Reacción positiva para oxidasas extracelulares (N-2) que corresponde a la llamada reacción para lacasa (S-1/2.), en la prueba del aserrín-guayaquil, y reacción también positiva en la prueba de Badcock-aserrín de liquidámbar (Lám. 6.1.I-6.1.III).

Caracteres macroscópicos de la colonia

Velocidad de crecimiento. La mata micelial cubre la caja Petri antes de las 2 semanas de incubación (N-42; S-6/1), cepa de crecimiento rápido.

Zona de avance. La forma de la colonia es circular (N-nc; S-nc), con margen apesado (N-n/c; S-13/2), ápices hifales separados con aspecto fimbriado (N-nc; S-14/2) y contorno ralo, en flecos, muy irregular (N-nc; S-15/2. Lám. 6.2.XLVI, fig. 14).

Relieve. Mata micelial plana solamente en la zona de avance, abultada e irregularmente grumosa (multipulvinulada) en las zonas intermedia y madura (N-nc; S-nc. Lám. 6.2.XLVI, figs. 14-15).

Textura. Mata micelial con partes flocosas, lagunosas y también costrosas irregularmente dispersas (N-sn; S-19/1, S-27/1; S-28/1, respectivamente. Lám. 6. 2.XLVI, figs. 14-15).

Color. Hifas hialinas y mata micelial blanca en su mayor parte (N-36; S-30/2); y las zonas costrosas de color café amarillento a ocre (N-37; S-34/1; S-35/1. Lám. 6. 2.XLVI, figs. 14-15).

Reverso. En algunos casos producción de una ligera decoloración amarillenta del medio de cultivo (N-40); S-37/1).

Olor. Siempre detectable, aunque variable desde dulce a miel o frutas, a fúngico, fúngico-amargo y hasta a tierra húmeda, predominando el olor dulce (N-50; S-36/2).

pH. De 4.5 en la superficie del medio y 5.0 en la superficie de la mata micelial a la primera semana de observación; y de 4.5 en la superficie de la mata a la sexta semana (N-nc; S-nc).

Exudados. Gotitas tenuemente ambarinas alrededor del inóculo en algunas colonias (N-nc; S-nc).

Fructificación. Sin producción de fructificaciones (ni basidios) en el periodo de observaciones (N-48/np; S-88/0).

Sustrato. El basidioma fue encontrado en madera del grupo de las Angiospermas (Lám. 6.2.XLVI, fig. 13). El aislamiento no creció en el medio de aserrín de pino, en cambio, sí creció en el de aserrín de liquidámbar (N-54; S-89/2. Láms. 6.1.II-6.1.III).

Caracteres microscópicos de la mata micelial

Hifas no diferenciadas (generativas):

• Hifas angostas (diámetro 1.0 μm), unas de pared delgada y otras de pared gruesa; simple-septadas (sin fibulas) al principio y más tarde nodoso-septadas (con fibulas); fibulas grandes y tanto simples como múltiples, incluso algunas ramificadas (N-4; S-39/1, S-40/2. Lám. 6.2.XLVI, fig. 16; Lám.

6.2.XLV, figs. 4-6).

Hifas y estructuras diferenciadas:

- Fibrohifas o hifas conectivas, no septadas, anchas, recurvadas, profusamente ramificadas, de aspecto tenue o poco teñidas, en zonas maduras (N-8; S-47/2. Lám. 6.2.XLV, fig. 7; lám. 6.3.XLVI, fig. 17).
- Hifas nodoso-septadas (con fibulas), muy retorcidas, con ramas cortas de ápices hinchados y con protuberancias cortas y redondeadas; de pared gruesa; en conjunto parecen tender a entrelazarse (hifas entrelazantes) y formar plecténquima (N-11; S-64/2. Lám. 6.2.XLV, fig. 8; láms. 6.2.XLVI, fig. 18; lám. 6.2. XLVII, fig. 19).
- Hifas con masas resinosas adheridas a la pared (N-21; S-58/2. Lám. 6.2.XLV, fig. 9)
- Hifas con hinchamientos diversos, alargados y cortos (N-26; S-80/2. Lám. 6.2.XLV, fig. 10; lám. 6.2.XLVII, fig. 20).
- Cristales rómbicos en el medio (N-nc; S-83/2. Lám. 6.2.XLV, fig. 12).

Esporas secundarias (asexuales):

- Clamidosporas intercalares, de fusoides a redondas, de pared gruesa, oscuras (N-34; S-85/2. Lám. 6.2.XLVII, fig. 20 Lám. 6.2.XLV, fig. 11).

Código de especie

Según la codificación del método de Nobles (1965): 2, 4, 8, 11, 21, 26, 34, 36, 37, (40), 42, 50, 54.

Según la codificación del método de Stalpers (1978): 1, 6, 13, 14/2, 15/2, 19, 27, 28, 30, 34, 35, 36, 37, 39/1, 40, 47, 58, 64, 80, 83, 85, 89.

Comentarios

La especie es fácil de distinguir en el campo, por el margen con pelos. Se distingue de *P. arcularius*, especie también pileado-estipitada y con cilios en el margen, porque sus poros son hexagonales y más grandes, y también sus esporas son más grandes. No han sido estudiados los caracteres culturales de esta especie hasta el momento. En la estructura del basidioma fueron halladas hifas generativas fibuladas, mientras que en la mata micelial hubo tanto hifas nodoso-septadas (con fibulas) como simple-septadas (sin fibulas). El carácter con mayor correspondencia entre ambas estructuras fue el de las hifas conectivas muy ramificadas (tipo bovista) del basidioma con las fibrohifas o hifas conectivas muy ramificadas en las zonas maduras de la mata micelial. De los caracteres que se manifestaron en cultivo, llamaron particularmente la atención cierta abundancia y variedad de hinchamientos, el desarrollo de hifas conectivas y otras hifas modificadas con ramas cortas y recurvadas que tienden a formar seudotejidos, porque todas éstas indicaban un inminente proceso de fructificación en las zonas costrosas de color café amarillento a ocre, el cual no se completó en el plazo. De modo que no se pudo confirmar la forma de las basidiosporas cilíndricas observadas en el himenio del basidioma. Otro carácter destacado porque se le encontró raramente en el estudio, fue la presencia de masas resinosas adheridas a las paredes de las hifas.

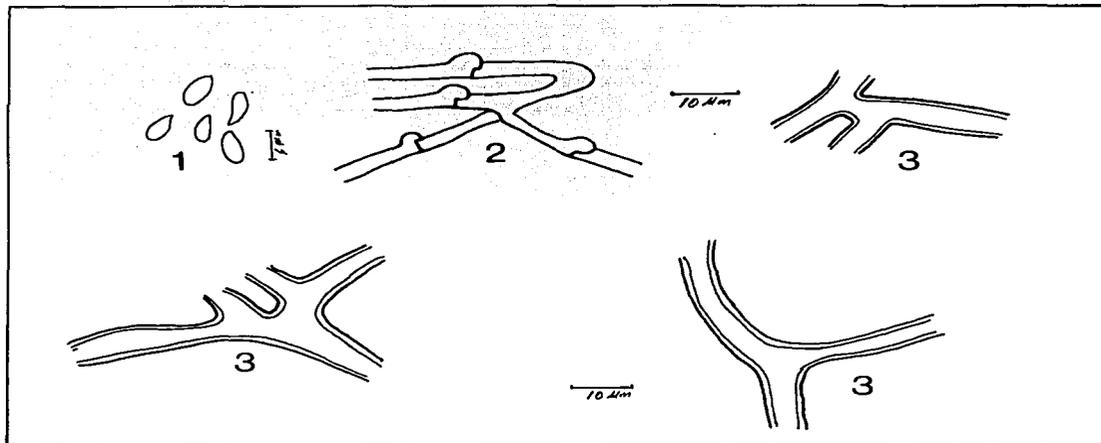


Lámina 6.2.XLIV. *Polyporus tricholoma*; estructuras microscópicas del basidioma

Fig. 1. Esporas.

Fig. 2. Hifas generativas con fibulas.

Fig. 3. Hifas conectivas.

Polyporus tricholoma

Caracteres culturales

Claves: cl= clamidosporas, h= hinchamientos, hc= hifas conectivas, he= hifas entrelazantes.

Lámina 6.2.XLV

Fig. 4. Hifas simple-septadas (sin fibulas).

Fig. 5. Hifas nodoso-septadas (con fibulas).

Fig. 6. Fíbula ramificada.

Fig. 7. Fibrohifas o hifas conectivas.

Fig. 8. Hifas entrelazantes.

Fig. 9. Masas resinosas.

Fig. 10. Hinchamientos.

Fig. 11. Clamidosporas.

Fig. 12. Cristales rómbicos.

Lámina 6.2.XLVI

Fig. 13. Fructificación y sustrato.

Fig. 14. Mata micelial a la semana de incubación.

Fig. 15. Mata micelial a las 6 semanas de incubación.

Fig. 16. Hifas simple-septadas o sin fibulas (400×).

Fig. 17. Fibrohifas o hifas conectivas (1000×).

Fig. 18. Hifas entrelazantes (1000×).

Lámina 6.2.XLVII

Fig. 19. Hifas entrelazantes (1000×).

Fig. 20. Fibrohifas o hifas conectivas; clamidosporas; hinchamientos (400×).

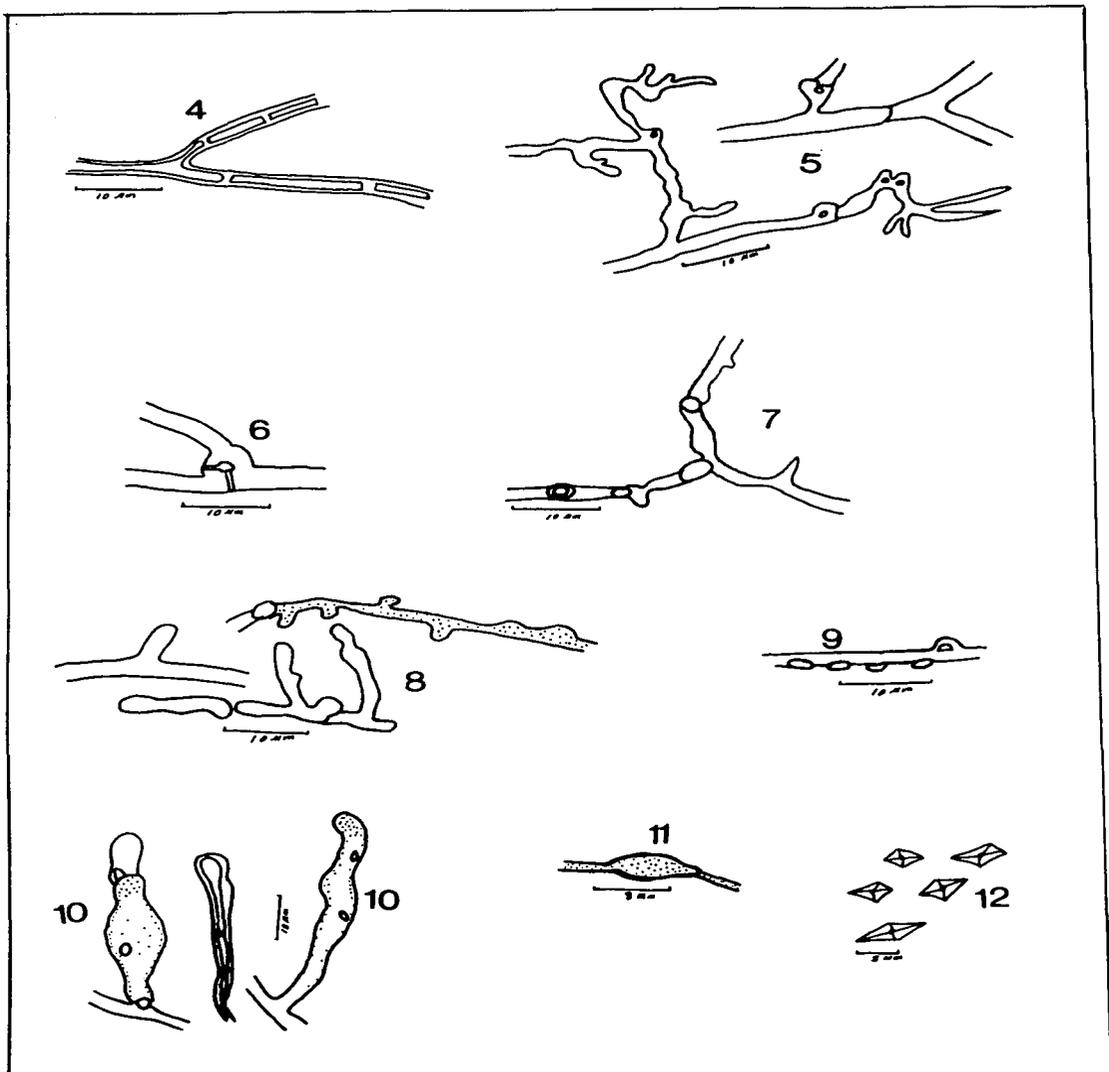


Lámina 6.2.XLV. *Polyporus tricholoma*.

91-1

TESIS CON
FALLA DE ORIGEN

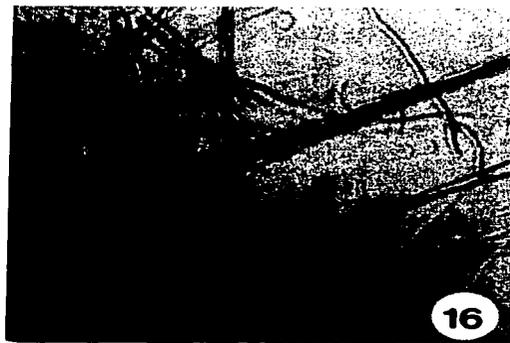


Lámina 6.2.XLVI. *Polyporus tricholoma*.

91-2

TESIS CON
FALLA DE ORICEN

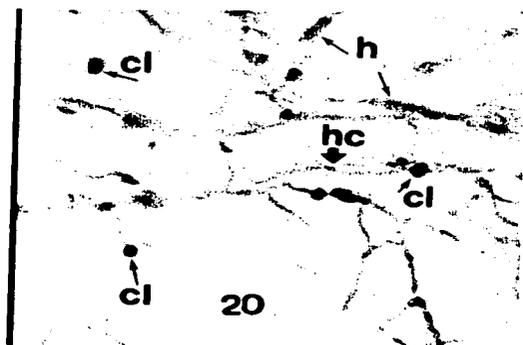
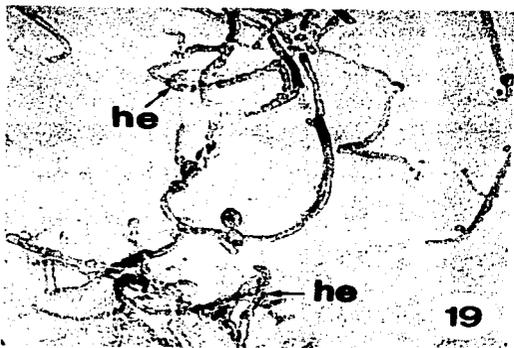


Lámina 6.2.XLVII. *Polyporus tricholoma*.

TESIS CON
FALLA DE ORIGEN

Pycnoporus sanguineus (Fr.) Murr.
Bull. Torrey Bot. Club 31: 421, 1904.
Lámina 6.2.XLVIII- 6.2.LI

Estructura del basidioma

Basidioma de 65-110 × 50-75 × 1-3 mm., anual a bianual, sésil, efuso-reflexo, flabeliforme, imbricado; de consistencia coriácea en fresco y rígido al secarse (Lám. 6.2.L, fig. 16).

Superficie del pileo ligeramente zonada, de lisa a aterciopelada, de color anaranjado pálido a rojo ladrillo intenso. Margen delgado y agudo, tomentoso, ondulado, de color amarillento a anaranjado en fresco y anaranjado ocre en seco.

Himenóforo poroide, de color rojo ladrillo más intenso que en la superficie del pileo; poros circulares a irregulares, 5-6 por mm. Contexto delgado, de 0.5 mm de grueso, blando a corchoso, de color rojizo-cafesoso.

Sistema hifal trimitico con hifas generativas fibuladas, de 2.4-4.0 µm de diámetro, de pared delgada, hialinas en KOH e inamiloides en Melzer (Lám. 6.2.XLVIII, fig. 2). Hifas conectivas de 2.0-4.0 µm de diámetro, de pared gruesa, muy ramificadas, hialinas en KOH e inamiloides en Melzer (Lám. 6.2.XLVIII, fig. 3). Hifas esqueléticas de 2.4-6.5 µm de diámetro, de pared gruesa, hialinas en KOH e inamiloides en Melzer (Lám. 6.2.XLVIII, fig. 4).

Himenio. Con clavijas hifales. Esporas de 4.5-5.8 × 2.0-2.5 µm, cilíndricas a oblongas, hialinas, lisas, de pared delgada, hialinas en KOH e inamiloides (Lám. 6.2.XLVIII, fig. 1).

Reacción xantocróica negativa en todas las partes de basidioma con KOH al 5%.

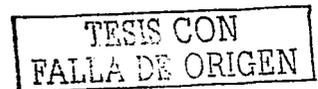
Hábitat. Hongo comúnmente gregario sobre tronco de árbol derribado y quemado superficialmente en selva alta perennifolia muy alterada. Sitio talado y quemado con exposición total.

Material estudiado. Veracruz, Estación "Los Tuxtlas", potrero colindante al N de la Estación, lado izquierdo del camino al poblado Laguna Escondida, L. Pinzón y M.E. Ruiz # LT-1084, enero 22, 1997.

Distribución. Especie de amplia distribución en las regiones tropicales del mundo (Bakshi, 1971; Gilbertson y Ryvarde, 1987). En Estados Unidos de América se encuentra en los estados costeros del Golfo. En México está citado del Estado de México (Chio *et al.*, 1988); así como de Guanajuato (Ojeda-López *et al.*, 1986); Hidalgo (Varela y Cifuentes, 1979); Jalisco (Rodríguez *et al.*, 1994); Morelos (Galván-Villanueva y Guzmán, 1977); Querétaro (García Jiménez *et al.*, 1998); Tamaulipas (Valenzuela y Chacón-Jiménez, 1991) y Veracruz (Welden y Guzmán, 1978; Welden *et al.*, 1979; Frutis Molina y Pinzón-Picaseño, 1997).

Caracteres culturales del aislamiento

Tipo de pudrición. Causa pudrición blanca. Reacción positiva para oxidasas extracelulares (N-2), también llamada reacción para lacasa (S-1/2), en la prueba del aserrín-guayacol, y reacción de



putredión positiva en la prueba de Badcock-aserrín de pino (Láms. 6.1.I y 6.1.II).

Caracteres macroscópicos de la mata micelial

Velocidad de crecimiento. La mata micelial cubre la superficie del medio en 2 semanas (N-42; S-6/1), aislamiento de crecimiento rápido (Lám. 6.2.L, fig. 17).

Zona de avance. Colonia de forma circular (N-nc; S-nc); con margen en parte sumergido y en parte apresado (N-nc; S-13/2); ápices hifales muy finos y juntos (N-nc; S-14/0); y contorno liso, muy tenue (N-nc; S-15/0. Lám. 6.2.L, fig. 17).

Relieve. Mata micelial inicialmente plana y luego con zonas compactas formando protuberancias semiesféricas (pulvínulos) en el sitio del inóculo y hacia la parte media y orilla de la caja Petri (N-nc; S-nc. Lám. 6.2.L, figs. 17-18).

Textura. Predomina la textura sedosa (N-sn; S-20/2) en las partes planas de la mata micelial y las texturas algodonosa y costrosa (N-sn; S-21/2, S-28/2) en las zonas fructificantes (Lám. 6.2.L, figs. 17-18).

Color. Hifas hialinas y mata micelial blanca hasta la primera semana (N-36; S-30/2); desde la segunda semana, esta especie típicamente presenta zonas fuertemente coloreadas de rojo ladrillo (N-sn; S-32/2. Lám. 6.2.L, figs. 17-18).

Reverso. Ligera decoloración del agar en algunos casos (N-(40); S-37/1).

Olor. Fúngico (N-53; S-36/2).

pH. De 5.0 en la superficie del medio y de 4.0 en la superficie de la mata micelial a la primera semana de incubación; de 4.5 en la superficie de la mata a la tercera semana; y de 5.5 en la mata a la sexta semana de incubación (N-nc; S-nc).

Exudados. Gotitas sutilmente ambarinas sobre las partes más compactas de la mata micelial (N-nc; S-nc).

Fructificación. Muchas protuberancias compactas y semiesféricas (pulvínulos) con basidios, algunas blancas otras de color rojo ladrillo, sobre el inóculo y también fusionadas en cadenas hacia la parte media y la orilla de la caja Petri (N-48; S-88/2. Lám. 6.2.L, fig. 18).

Sustrato. Basidioma localizado sobre madera del grupo de las Angiospermas (N-54; S-89/2. Lám. 6.2.L, fig. 16). Aislamiento desarrollado, *in vitro*, en aserrín de pino (N-55; S-90/2. Lám. 6.1.II).

Caracteres microscópicos de la mata micelial

Hifas no diferenciadas (generativas):

• Hifas medianas y angostas de pared gruesa a delgada, externamente rugosa o aserrada (Lám. 6.2.XLIX, fig. 5); uniformemente nodoso-septadas, es decir, con fibulas (N-3; S-39/2). Fibulas grandes con el espacio central bien visible (Lám. 6.2.XLIX, figs. 6-8; lám. 6.2.L, figs. 19-21),

muchas ramificadas (N-sn; S-42/2. Lám. 6.2.XLIX, figs. 8-9; lám. 6.2.L, fig. 20; lám.6.2.LI, fig. 22).

Hifas y estructuras diferenciadas:

- Fibrohifas o hifas esqueléticas, refringentes (de color azul pálido), muy largas, delgadas, no septadas, con lumen vacío; de aspecto rígido y poco ramificadas (N-8; S-46/2. Lám. 6.2.XLIX, fig. 10; lám. 6.2.LI, fig. 23).
- Fibrohifas o hifas conectivas, angostas, muy ramificadas, con nódulos o protuberancias en los sitios de ramificación, muy abundantes (N-nc; S-47/2. Lám. 6.2.XLIX, fig. 11; lám. 6.2.LI, figs. 25 y 27).
- Hifas enrolladas compactamente en ovillos o nudos, formando bulbillos (N-22; S-65/2. Lám. 6.2.XLIX, fig. 12; lám. 6.2.LI, fig. 25).
- Hifas onduladas muy abundantes, delgadas, algunas parecen tirabuzón y otras son sinuoso-quebradas (N-nc; S-nc. Lám. 6.2.XLIX, fig. 13; lám. 6.2.LI, fig. 24).
- Basidios con esterigmas y basidiosporas en las zonas de fructificación (N-48; S-88/2. Lám. 6.2.XLIX, fig. 14; lám. 6.2.LI, fig. 27).
- Cristales aciculares muy finos, sueltos o en aglomerados irregulares y, a veces, en forma de estrellas (N-nc; S-82/2. Lám. 6.2.XLIX, fig. 15).

Esporas secundarias (asexuales):

- Clamidoporas intercalares fusiformes a ovoides (N-34; S-85/2. Lám.6.2.LI, figs.26-27).

Código de especie

Según la codificación del método de Nobles (1965): 2, 3, 8, 22, 34, 36, (40), 42, 48, 53, 54, 55.

Según la codificación del método de Stalpers (1978): 1, 6, 13, 14/0, 15/0, 20, 21, 28, 30, 32, 36, 37/1, 39/2, 42, 46, 47, 65, 82, 85, 88, 89, 90.

Comentarios

Existen tres especies de *Pycnoporus* rojos: *P. cinnabarinus*, *P. coccineus* y *P. sanguineus*, muy afines y similares entre sí; la separación se ha hecho posible principalmente con métodos genéticos (Nobles y Frew, 1962), aunque datos de procedencia y ecológicos (hábitat y sustrato) son de utilidad práctica, ya que la primera habita en la zona templada norte, la segunda en la zona templada sur y en países costeros de los Océanos Índico y Pacífico y la última en regiones tropicales y subtropicales, particularmente en la costa del Golfo de México (Overholts, 1953; Nobles y Frew, 1962). Por su parte, Gilbertson y Ryvarden (1987) afirman que *P. sanguineus* se distingue morfológicamente de *P. cinnabarinus* (Jacq.: Fr.) Karst., por su basidioma más delgado, su color rojo-naranja más intenso y sus basidios y esporas más pequeños. La reacción xantocróica, considerada negativa en el presente trabajo, contrasta con lo descrito por Overholts (1953) quien encontró que los tejidos tanto de *P. cinnabarinus* como de *P. sanguineus*, se volvían negros con KOH.

Como antecedentes se tienen los trabajos de Nobles (1965) y Stalpers (1978), quienes realizaron estudios de caracteres culturales para esta especie.

Es destacable que los tres estudios coinciden mucho en importantes caracteres encontrados: el color de la mata micelial y el tipo de septación de las hifas; la presencia de fibrohifas (hifas esqueléticas y conectivas), clamidosporas y oídios; así como la capacidad de fructificar dentro del plazo. Las diferencias parecen menos importantes: para la primera autora el reverso del agar no sufre cambios, para el segundo autor en unos casos sí hay cambios y en otros no, mientras que la cepa de Los Tuxtlas causó un aclaramiento amarillento en el agar; Stalpers (1978) observó hifas incrustadas e hifas muy ramificadas en forma de "escoba de brujas", que ni Nobles (1965) ni en el presente estudio fueron observadas; e inversamente, en este último fueron detectados bulbillos e hifas onduladas en forma de sacacorchos, que no describen los otros autores.

TESIS CON
FALLA DE ORIGEN

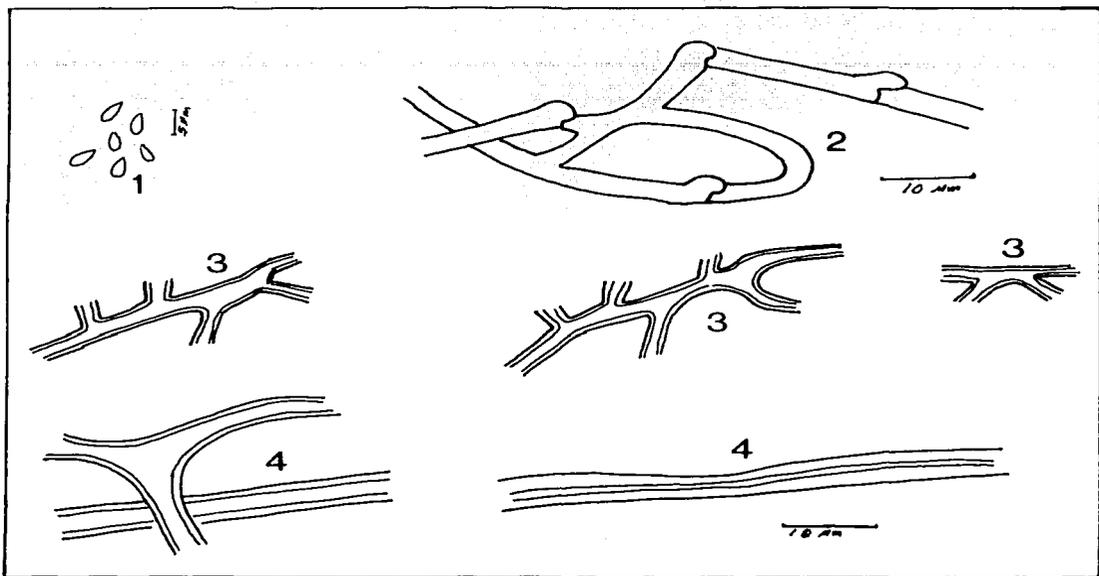


Lámina 6.2.XLVIII. *Pycnoporus sanguineus*; estructuras microscópicas del basidioma

Fig. 1. Esporas.

Fig. 2. Hifas generativas con fibulas.

Fig. 3. Hifas conectivas.

Fig. 4. Hifas esqueléticas.

Pycnoporus sanguineus

Caracteres culturales

Claves: **ba**= basidiosporas, **bu**= bulbillos, **cl**= clamidosporas, **fh**= fibrohifas, **fr**= fibulas ramificadas, **hc**= hifas conectivas.

Lámina 6.2.XLIX

- Fig. 5.** Pared celular.
Fig. 6. Hifas nodoso-septadas (con fibulas).
Fig. 7. Hifas nodoso-septadas (con fibulas).
Fig. 8. Fibula ramificada.
Fig. 9. Fíbula ramificada.
Fig. 10. Fibrohifas o hifas esqueléticas.
Fig. 11. Fibrohifas o hifas conectivas.
Fig. 12. Bulbillos.
Fig. 13. Hifas onduladas.
Fig. 14. Basidio y basidiosporas.
Fig. 15. Cristales.

Lámina 6.2.L

- Fig. 16.** Fructificación y sustrato.
Fig. 17. Mata micelial a la semana de incubación.
Fig. 18. Mata micelial a las 6 semanas de incubación.
Fig. 19. Hifas nodoso-septadas, es decir, con fibulas (1000×).
Fig. 20. Pared celular rugosa; fibulas ramificadas (1000×).
Fig. 21. Hifas nodoso-septadas, es decir, con fibulas (400×).

Lámina 6.2.LI

- Fig. 22.** Fíbulas ramificadas (400×).
Fig. 23. Fibrohifas o hifas esqueléticas (400×).
Fig. 24. Hifas onduladas (200×).
Fig. 25. Fibrohifas o hifas conectivas; bulbillos (400×).
Fig. 26. Clamidosporas (400×).
Fig. 27. Fibrohifas o hifas conectivas; clamidosporas; basidiosporas (400×).

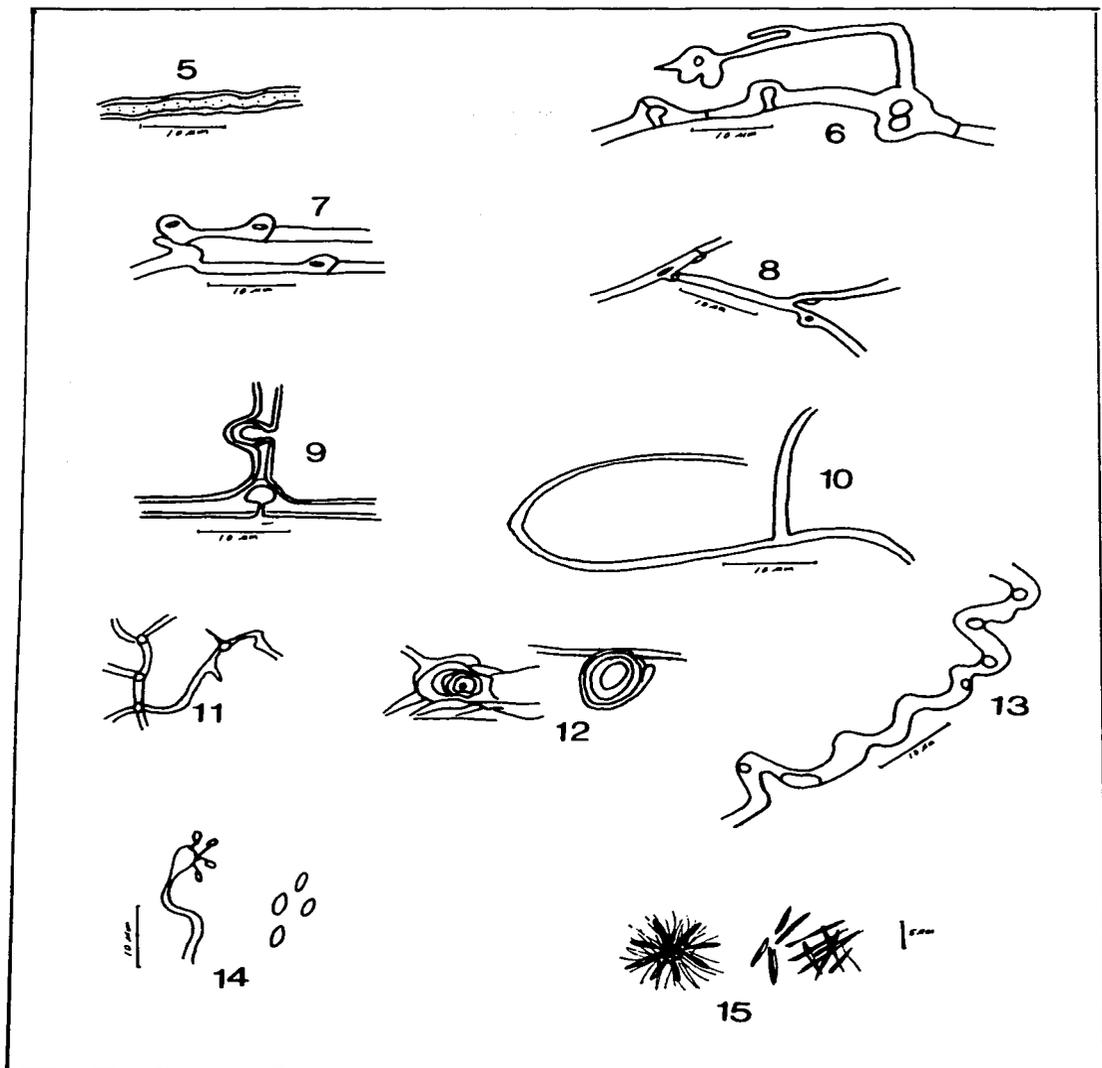


Lámina 6.2.XLIX. *Pycnoporos sanguineus*.

97-1

TESIS CON
FALLA DE ORIGEN

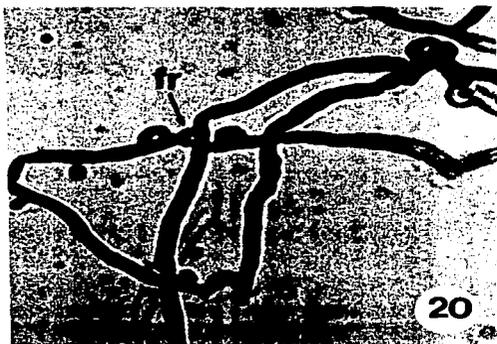


Lámina 6.2.L. *Pycnopus sanguineus*.

97-2

TESIS CON
FALLA DE ORIGEN

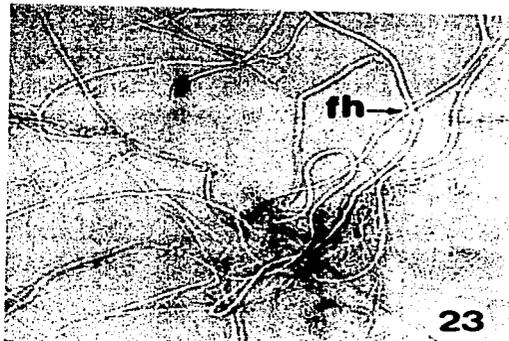
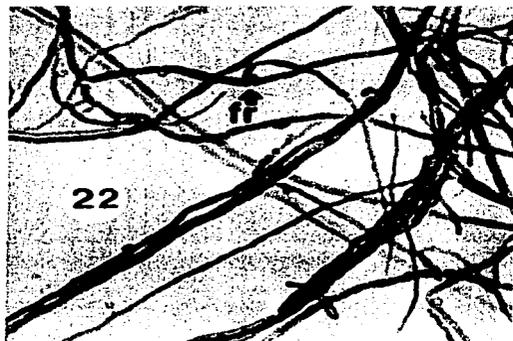


Lámina 6.2.LI. *Pycnopus sanguineus*.

97-3

TESIS CON
FALLA DE ORIGEN

***Rigidoporus microporus* (Fr.) Overeem.**
Icon. Fung. Malayensum 5:1, 1924.
Láminas 6.2.LII-6.2.LV

Estructura del basidioma

Basidioma de 35-80 × 40-52 × 1-2 mm, anual, sésil, efuso-reflexo, flabeliforme; imbricado, de consistencia dura (Lám. 6.2.LIV, fig. 13).

Superficie ligeramente aterciopelada y opaca a ligeramente brillante; de color anaranjado a rojizo en ejemplares jóvenes y de color amarillo a café canela o café-rojizo en maduros; concéntricamente zonada y sulcada. Margen delgado, agudo y decurrente.

Himenóforo poroide de color café rojizo a café chocolate y de café pálido o grisáceo a ocráceo. Poros de circulares a angulares, 6-9 por mm. Tubos en una capa, de 1 a 2 mm, de color café-rojizo. Contexto de color crema a ligeramente amarillo, de 1-4 mm de grosor.

Sistema hifal monomítico, con hifas generativas sin fibulas, de 2-5 μm de diámetro, de pared delgada, hialinas a amarillentas en KOH e inamiloides en Melzer (Lám. 6.2.LII, fig. 2).

Himenio con cystidiolos de 11-14 × 7-10 μm ., lisos, terminados en punta, hialinos en KOH (Lám. 6.2.LII, fig. 3). Basidios de 10-12 × 6-10 μm . Esporas de 3.5-4.0 × 3.0-5.0 μm , subglobosas, de pared delgada, hialinas en KOH e inamiloides en Melzer (Lám. 6.2.LII, fig. 1).

Reacción xantocróica negativa en todas las partes del basidioma con KOH al 5%.

Hábitat. Hongo gregario, crece sobre raíz y tronco de árbol muerto en pie, en selva alta perennifolia; sitio húmedo y sombreado.

Material estudiado. Veracruz, Estación "Los Tuxtlas", camino del poblado Laguna Escondida hacia la Laguna Azul, L. Pinzón y M.E. Ruiz # LT-1107, julio 30, 1997.

Distribución. Ampliamente distribuido en las zonas tropicales y subtropicales de Asia, África y América (Ryvarden y Johansen, 1980). En Estados Unidos de América habita en los estados del Golfo de México, desde Texas hasta Florida (Gilbertson y Ryvarden, 1987). En México esta especie se cita de Oaxaca (Welden *et al.*, 1979); Tamaulipas (Valenzuela y Chacón-Jiménez, 1991) y de Veracruz (Anell y Guzmán, 1987).

Caracteres culturales del aislamiento

Tipo de pudrición. Causa pudrición blanca. Reacción positiva para oxidasas extracelulares (N-2) equivalente a la reacción para lacasa (S-1/2), en la prueba del aserrín-guayacol, y también reacción positiva en la prueba de Badcock con aserrín de liquidámbar (Láms. 6.1.I y 6.1.III).

Caracteres macroscópicos de la mata micelial

Velocidad de crecimiento. La mata micelial cubre la superficie del medio en el transcurso de 2 semanas (N-42; S-6/1). Aislamiento de crecimiento rápido (Lám. 6.2.LIV, fig. 14).

Zona de Avance. Colonia de forma circular (N-nc; S-nc); con margen apresado (N-nc; S-13/2);

ápices hifales distanciados en forma filamentosa o fimbriada (N-sn; S-14/2); y contorno también en fleco (N-nc; S-15/2. Lám. 6.2.LIV, fig. 14).

Relieve. Mata micelial homogéneamente plana (N-nc; S-nc. Lám. 6.2.LIV, figs. 14-15).

Textura. Típicamente plumosa (N-sn; S-23/2. Lám. 6.2.LIV, figs. 14-15).

Color. Hifas amarillentas en KOH y mata micelial ligeramente amarillenta a anaranjada (N-37; S-35/2).

Reverso. Ocasionalmente induce decoloración ligera del agar (N-(40); S-37/1).

Olor. Dulce a miel (N-50; S-36/2).

pH. De 5.0 tanto en la superficie del medio como en la superficie de la mata micelial a la primera semana de incubación; y de 5.0 en la mata a la tercera y sexta semanas (N-nc; S-nc).

Exudados. No produce (N-nc; S-nc).

Fructificación. No produce fructificaciones ni basidios en el periodo de incubación (N-48/np; S-88/0).

Sustrato. El basidioma fue recolectado sobre madera del grupo de las ngiospermas (Lám. 6.2.LIV, fig. 13). En cultivo, el aislamiento creció en el medio de aserrín de liquidámbar pero no en el de pino (N-54; S-89/2. Láms. 6.1.II-6.1.III).

Caracteres microscópicos de la mata micelial

Hifas no diferenciadas (generativas):

• Hifas anchas y medianas (5.0 y 2.5 μm de diámetro), de pared delgada a gruesa; muy ramificadas, de alargadas rectas a onduladas y quebradas; de bordes lisos a irregulares, a veces con prominencias; bien teñidas con floxina, citoplasma granuloso fino a grueso; todas simple-septadas (sin fibulas), con septos ya sea distanciados y difíciles de observar, o cercanos y bien definidos (N-6; S-39/0. Lám. 6.2.LIII, figs. 4-5; lám. 6.2.LIV, fig. 16; lám. 6.2.LV, fig. 20).

• En el micelio sumergido las hifas simple-septadas (sin fibulas) son más ramificadas y curvadas, notables por su forma de huesos dactilares (falanges) y con abundantes protuberancias pequeñas (N-6; S-39. Lám. 6.2.LIII, fig. 6; lám. 6.2.LV, figs. 19-20).

Hifas y estructuras diferenciadas:

• Fibrohifas o hifas esqueléticas de pared gruesa, de aspecto rígido, rectas, largas, algunas sinuosas; lumen delgado con citoplasma ausente o poco definido; sin septos (N-8; S-46/2. Lám. 6.2.LIII, fig. 7; lám. 6.2.LIV, figs. 17-18; lám. 6.2.LV, fig. 19).

• Hifas aseptadas, onduladas como en espiral, con aspecto de tirabuzón (N-nc; S-nc. Lám. 6.2.LIII, fig. 8; lám. 6.2.LIV, fig. 16).

• Cistidios mamiformes, de color amarillo (el mismo tono que las hifas generativas); de pared gruesa

y a veces oscura; abundantes en micelio vegetativo (N-13; S-72/2. Lám. 6.2.LIII, fig. 9; lám. 6.2.LV, figs. 21-22 y 24).

• Hinchamientos notables, irregulares de formas caprichosas, intercalares y terminales (N-26; S-80/2. Lám. 6.2.LIII, fig. 10; lám. 6.2.LV, figs. 19 y 22).

• Cristales rómbicos presentes en el medio (N-nc; S-83/2. Lám. 6.2.LIII, fig. 11).

Esporas secundarias (asexuales):

• Clamidosporas en las partes media y terminal de las hifas (N-34; S-85/2. Lám. 6.2.LIII, fig. 12; lám. 6.2.LV, figs. 23-24).

Código de especie

Según la codificación del método de Nobles (1965): 2, 6, 8, 13, 26, 34, 37, (40), 42, 50, 54.

Según la codificación del método de Stalpers (1978): 1, 6, 13, 14/2, 15/2, 23, 35, 36, 37/1, 46, 72, 80, 83, 85, 89.

Comentarios

La especie más cercana a *R. microporus* es *R. lineatus*, pero se distingue de este último por la ausencia de verdaderos cistidios en la trama (Ryvarden y Johansen, 1980). Esta especie es considerada pseudodimítica por Gilbertson y Ryvarden (1987), sin embargo, en este caso su sistema hifal fue monomítico.

No hay antecedentes de estudios de caracteres culturales sobre esta especie.

Al comparar la estructura del basidioma con los caracteres de la mata micelial, se encuentra lo siguiente.

Las hifas generativas o no diferenciadas coinciden en ser simple-septadas en ambos estudios.

La presencia de cistidiolos en el basidioma también se puede considerar como correspondiente a los cistidios y diversos hinchamientos terminales en el cultivo, sólo que al no haber una estructura himenial definida que sirva de escala, no se puede aplicar la terminología usual.

La estructura del basidioma se consideró monomítica, con un sólo tipo de hifas, pero en la mata micelial se encontraron además hifas esqueléticas. Esto contradice la suposición, muy generalizada, de la correspondencia en la composición hifal entre ambas fases. Además, el estado del conocimiento de esta especie la complica, pues existe una controversia sobre el sistema hifal que posee el basidioma: para Ryvarden y Johansen (1980) el sistema hifal también es monomítico, basando su descripción en ejemplares de zonas tropicales; mientras que Gilbertson y Ryvarden (1987), consideran que el sistema hifal es pseudodimítico, con hifas de pared gruesa y septos difíciles de observar, que consideran reminiscencias de hifas esqueléticas, pero su descripción se basa en ejemplares de zonas templadas. Lo aquí observado, parece apoyar simularmente a ambas alternativas: un basidioma tropical monomítico y una mata micelial (seudo)dimítica.

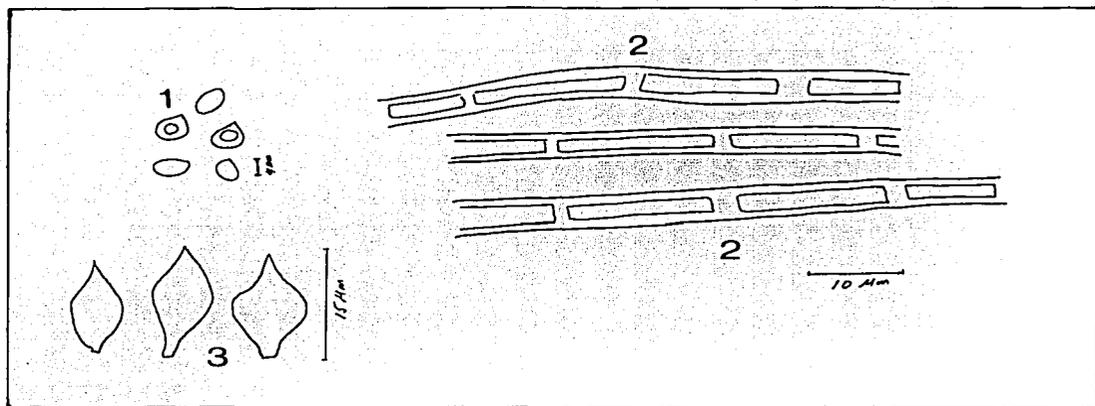


Lámina 6.2.LII. *Rigidoporus microporus*; estructuras microscópicas del basidioma

Fig. 1. Esporas.

Fig. 2. Hifas generativas sin fibulas.

Fig. 3. Cistidiosos.

Rigidoporus microporus

Caracteres culturales

Claves: ci= cistidios, cl= clamidosporas, fh= fibrohifas, h= hinchamientos.

Lámina 6.2.LIII

- Fig. 4.** Hifas anchas simple-septadas (sin fibulas).
- Fig. 5.** Hifas medianas simple-septadas (sin fibulas).
- Fig. 6.** Hifas sumergidas.
- Fig. 7.** Fibrohifas o hifas esqueléticas.
- Fig. 8.** Hifas onduladas.
- Fig. 9.** Cistidios.
- Fig. 10.** Hinchamientos.
- Fig. 11.** Cristales.
- Fig. 12.** Clamidosporas.

Lámina 6.2.LIV

- Fig. 13.** Fructificación y sustrato.
- Fig. 14.** Mata micelial a la semana de incubación.
- Fig. 15.** Mata micelial a las 6 semanas de incubación.
- Fig. 16.** Hifas simple-septadas (sin fibulas); hifas onduladas (400×).
- Fig. 17.** Hifas simple-septadas, es decir, sin fibulas (400×).
- Fig. 18.** Hifas simple-septadas (sin fibulas); fibrohifas o hifas esqueléticas (400×).

Lámina 6.2.LV

- Fig. 19.** Micelio sumergido; fibrohifas o hifas esqueléticas; hinchamientos (1000×).
- Fig. 20.** Micelio sumergido; hinchamientos (400×).
- Fig. 21.** Cistidios (1000×).
- Fig. 22.** Cistidios; hinchamientos (400×).
- Fig. 23.** Clamidosporas (400×).
- Fig. 24.** Cistidios; clamidosporas (1000×).

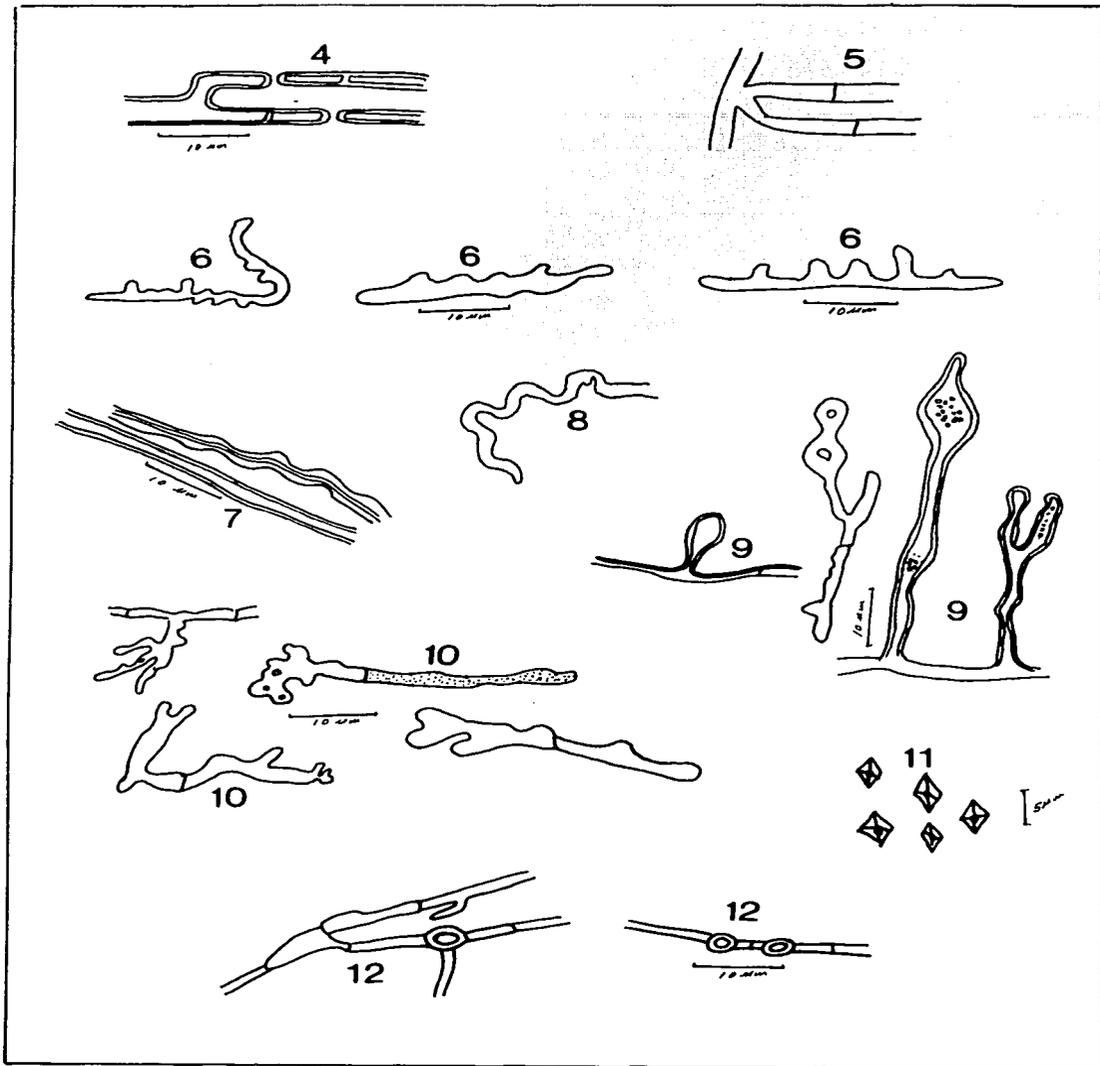


Lámina 6.2.LIII. *Rigidoporus microporus*.

102-1

TESIS CON
FALLA DE ORIGEN

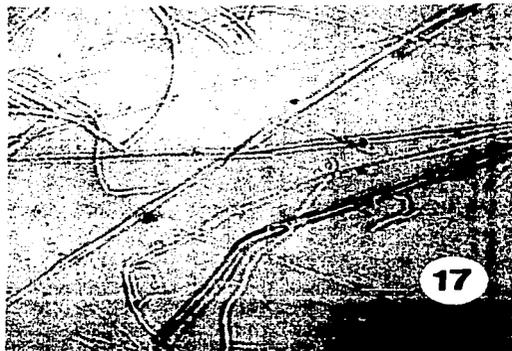
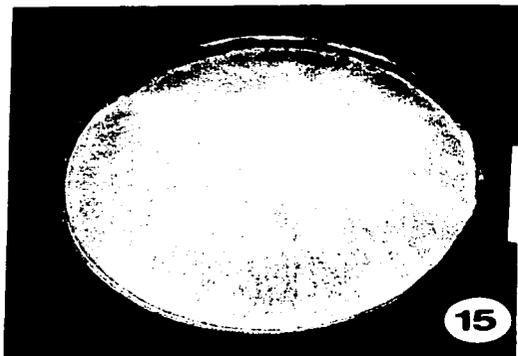
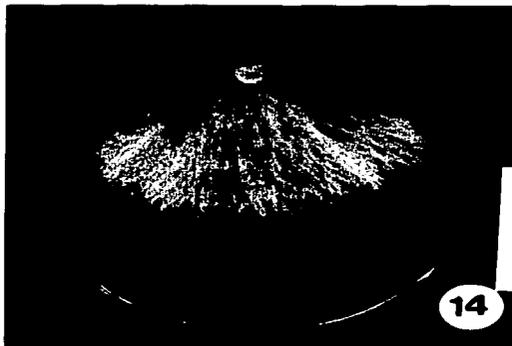


Lámina 6.2.LIV. *Rigidoporus microporus*.

102-2

TESIS CON
FALLA DE ORIGEN

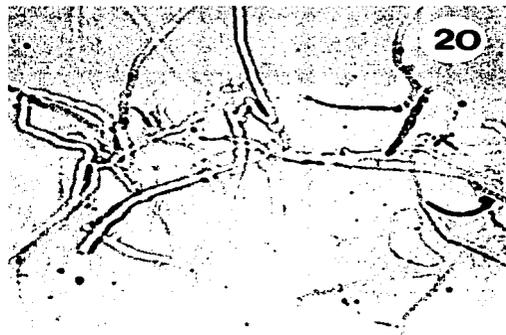


Lámina 6.2.LV. *Rigidoporus microporus*

***Trametes elegans* (Spreng.: Fr.) Fr.**
Epicr. Syst. Mycol. p.492, 1838.
Láminas 6.2.LVI-6.2.LIX

Estructura del basidioma

Basidioma de 70-150 × 60-90 mm, de anual a perenne, de sétil a subestipitado, flabeliforme, de consistencia corchosa a flexible en fresco y se vuelve más rígido al secarse. (Lám. 6.2.LVIII, fig. 15).

Superficie blanca, de color crema amarillento o avellana, siempre mate; glabra, rugosa y concéntricamente sulcada. Margen delgado y redondeado, lobulado.

Himenóforo poroide, dedaloide y lamelado, la superficie de los poros es muy variable. Los poros redondos a angulares, 1-2 por mm; hay algunos parcialmente sinuosos y dedaloideos, estos últimos radialmente divididos, de 2 mm de largo; los alargados simples a parcialmente bifurcados y otros alargados simples pero con extremos sinuosos, de 4-7 por mm. El color de la superficie porosa varía del blanco en el margen a café ocre hacia la base. Contexto corchoso, de color blanco, de 3 mm de grueso.

Sistema hifal trimitico con hifas generativas fibuladas de 2-4 µm de diámetro, de pared delgada, hialinas en KOH e inamiloides en Melzer (Lám. 6.2.LVI, fig. 2). Hifas esqueléticas de 4-7 µm de diámetro, con pared gruesa, amarillentas en KOH e inamiloides en Melzer (Lám. 6.2.LVI, fig. 4). Hifas conectivas de 4.0-5.0 µm de diámetro, con pared gruesa, de hialinas a ligeramente amarillentas en KOH e inamiloides en Melzer (Lám. 6.2.LVI, fig. 3).

Himenio con esporas de 4.0-8.0 × 1.8-2.8 µm, de cilíndricas-oblongas a elipsoides, hialinas, en KOH e inamiloides en Melzer (Lám. 6.2.LVI, fig. 1).

Reacción xantocróica positiva con KOH al 5% en todas las partes del basidioma.

Hábitat. Hongo solitario o gregario crece en contrafuerte del tocón de un árbol cortado y quemado en selva alta perennifolia perturbada. Sitio alterado, talado y quemado, totalmente expuesto.

Material estudiado. Veracruz, Estación "Los Tuxtlas", potrero colindante al N de la Estación, borde izquierdo del camino hacia el poblado de Laguna Escondida, *L. Pinzón y M.E. Ruiz # LT-1088*, enero 22, 1997.

Distribución. Es una de las especies más comunes en Sudamérica, Centroamérica, Indias Occidentales, México, sureste de Estados Unidos, África y sur de Asia (Fidalgo y Fidalgo, 1966). Ha sido citada en México de los siguientes estados: Nuevo León (Castillo y Guzmán, 1970); Tamaulipas (Valenzuela y Chacón-Jiménez, 1991) y Veracruz (Frutis Molina y Pinzón-Picaseño, 1997).

Caracteres culturales del aislamiento

Tipo de pudrición. Causa pudrición blanca. Reacción positiva para oxidasas extracelulares (N-2) que corresponde a la llamada reacción para lacasa (S-1/2), en la prueba del aserrín-guayacol, y reacción positiva también en la prueba de Badcock-aserrín de pino (Láms. 6.1.I-6.1.II).

Caracteres macroscópicos de la mata micelial

Velocidad de crecimiento. La mata micelial cubre la superficie del medio en el transcurso de 3 semanas (N-43; S-7/1), cepa de crecimiento moderado (Lám. 6.2.LVIII, fig. 16).

Zona de avance. Colonia de forma circular (N-nc; S-nc); con margen levantado (N-nc; S-12/2); ápices hifales distanciados en forma de flecos (N-nc; S-14/2); y contorno también con aspecto de flecos o salientes (N-nc; S-15/2. Lám. 6.2.LVIII, fig. 16).

Relieve. Mata micelial cóncava hacia el centro, levantada anularmente unos milímetros desde la zona intermedia hacia la zona de crecimiento (N-nc; S-nc. 6.2.LVIII, fig. 16).

Textura. Predominantemente flocosa (N-sn; S-19/2), con zonas farináceas (N-sn; S-18/2) en la parte media y la orilla de la caja Petri (Lám. 6.2.LVIII, figs. 16-17).

Color. Hifas hialinas y mata micelial blanca (N-36; S-30/2. Lám. 6.2.LVIII, figs. 16-17).

Reverso. Induce una decoloración blanquecina en el agar (N-40; S-37/2).

Olor. Dulce a frutas o a miel durante casi todo el periodo de incubación y sólo al final ligeramente fúngico (N-50; S-36/2).

pH. De 5.0 en la superficie del medio de cultivo y de 4.5 en la superficie de la mata micelial a la primera semana, de 5.0 en la mata a la tercera semana, y de 5.5 a la sexta semana de incubación (N-nc; S-nc).

Exudados. Pequeñas gotas cristalinas a apartir de la tercera semana de incubación (N-nc; S-nc).

Fructificación. Sin primordios de fructificación ni basidios en el periodo de observación (N-48/np; S-88/0).

Sustrato. Basidioma encontrado sobre madera del grupo de las Angiospermas (N-54; S-89/2. Lám. 6.2.LVIII, fig. 15). Aislamiento desarrollado exitosamente en medio de cultivo basado en aserrín de pino (N-55; S-90/2. Lám. 6.1.II).

Caracteres microscópicos de la mata micelial

Hifas no diferenciadas (generativas):

• Mata micelial con hifas medianas y angostas; ambas típicamente bifurcadas en forma de horqueta, con ramificaciones laterales en ángulo recto y luego irregulares a rizadas o enmarañadas; predominantemente simple-septadas (sin fibulas), de pared gruesa y lumen angosto; pero también las hay ocasionalmente nodoso-septadas (con fibulas) de pared delgada (N-(3); S-39/1. Lám. 6.2.LVII, figs. 5-6; lám. 6.2.LVIII, fig. 18).

• Hifas de diámetro mediano y pared gruesa; simple-septadas (sin fibulas), con septos bien visibles y frecuentes que forman células cortas; abundantes en la zona madura (N-6; S-39/0. Lám. 6.2.LVII, fig. 7; lám. 6.2.LVIII, fig. 19).

Hifas y estructuras diferenciadas:

- Fibrohifas o hifas esqueléticas de varios diámetros (1.5, 2.0, 2.5 μm), sin septos, con pared gruesa; largas, rectas a flexuosas pero de aspecto rígido, poco ramificadas; unas hialinas, azulosas (refringentes) y otras de pared oscura; con lumen aparentemente vacío (N-8; S-46/2. Lám. 6.2.LVII, fig. 8; lám. 6.2.LVIII, fig. 20; lám. 6.2.LIX, figs. 21-22).
- Fibrohifas o hifas conectivas medianas a angostas, muy ramificadas, especialmente con muchas ramas cortas y recurvadas, y muchos sitios donde se intersectan; y con nódulos oscuros en los sitios de ramificación o intersección (N-8; S-47/2. Lám. 6.2.LVII, fig. 9; lám. 6.2.LIX, fig. 25).
- Hifas angostas profusamente ramificadas, muy irregulares, de formas caprichosas en la ramificación; también con ramas medianas y cortas, con protuberancias; muy aglomeradas y ligadas (hifas entrelazantes), tendiendo a formar tejido plectenquimatoso (N-11; S-64/2. Lám. 6.2.LIX, figs. 23-24).
- Hifas angostas a medianas (1.0-2.0 μm), de pared delgada; simple-septadas (sin fibulas), con células cortas, que dan origen a ramificaciones sin septos y con diferentes grados de recurvamiento: sinuosas, quebradas, con ramas cortas que semejan las de un árbol, otras que terminan figurando herraduras y en forma de "cuernos de ciervo" (N-nc; S-61/2. Lám. 6.2.LVII, fig. 10; lám. 6.2.LIX, fig. 26).
- Hifas más angostas que las fibrohifas, septos no visibles, con abundantes protuberancias pequeñas y romas (N-20; S-59/2. Lám. 6.2.LVII, fig. 11).
- Hinchamientos del tipo de expansiones intercalares en fibrohifas o hifas esqueléticas (N-26; S-80/2. Lám. 6.2.LVII, fig. 12).
- Cristales aciculares asociados a hifas, la mayoría agrupados como en penachos (N-nc; S-82/2. Lám. 6.2.LVII, fig. 13).
- Cristales prismáticos rectangulares asociados al medio (N-nc; S-83/2. Lám. 6.2.LVII, fig. 14).

Esporas secundarias (asexuales):

- Oidios (atroconidios) muy abundantes, ovalados (N-35; S-84/2. Lám. 6.2.LVII, fig. 10; lám. 6.2.LIX, fig. 25).

Código de especie

Según la codificación del método de Nobles (1965): 2, (3), 6, 8, 11, 20, 26, 35, 36, 40, 43, 50, 54, 55.

Según la codificación del método de Stalpers (1978): 1, 7, 12, 14/2, 15/2, 18, 19, 30, 36, 37, 39/1, 46, 47, 59, 61, 64, 80, 82, 83, 84, 89, 90.

Comentarios

Es una especie fácil de reconocer en el campo por el tipo, color y tamaño de basidiocarpo. Sin embargo, algunas características microscópicas y macroscópicas como la forma y tamaño de los poros, y forma del pileo varían aun en el mismo ejemplar y en los ejemplares de la misma muestra.

El sistema hifal trimitico del basidioma queda confirmado con la observación, además de las hifas generativas, de los dos tipos de fibrohifas (hifas esqueléticas e hifas conectivas). Sólo que las hifas generativas fibuladas del basidioma contrastan con las hifas simple-septadas de la zona madura de la mata micelial, aunque bien podrían coincidir con aquellas nodoso-septadas de la zona de avance.

El tipo de esporas en el himenio del basidioma no pudo ser confrontado con basidiosporas en el cultivo ya que no fructificó.

Lo más característico de la mata micelial de este hongo fue la diversidad y abundancia de las estructuras hifales que tienden a formar pseudot tejidos y a dar consistencia al basidioma, como: hifas angostas muy ramificadas, hifas en forma de "cuerno de ciervo" e hifas con proyecciones diminutas.

Esta especie también presentó en cultivo hinchamientos y oidios.

Stalpers (1978) describió los caracteres culturales de esta especie con el nombre de *Lenzites palisotii* (Fr.) Fr. Según él, presenta hifas generativas (no diferenciadas) fibuladas (nodoso-septadas), así como hifas esqueléticas (fibrohifas) no ramificadas y muy ramificadas o conectivas; hinchamientos, clamidosporas y a veces artroconidios (oidios); produce un olor dulce, decolora el agar y fructifica en seis semanas. Con excepción de las hifas no diferenciadas principalmente simple-septadas y las clamidosporas ausentes, los caracteres culturales de este aislamiento coinciden con los descritos previamente.

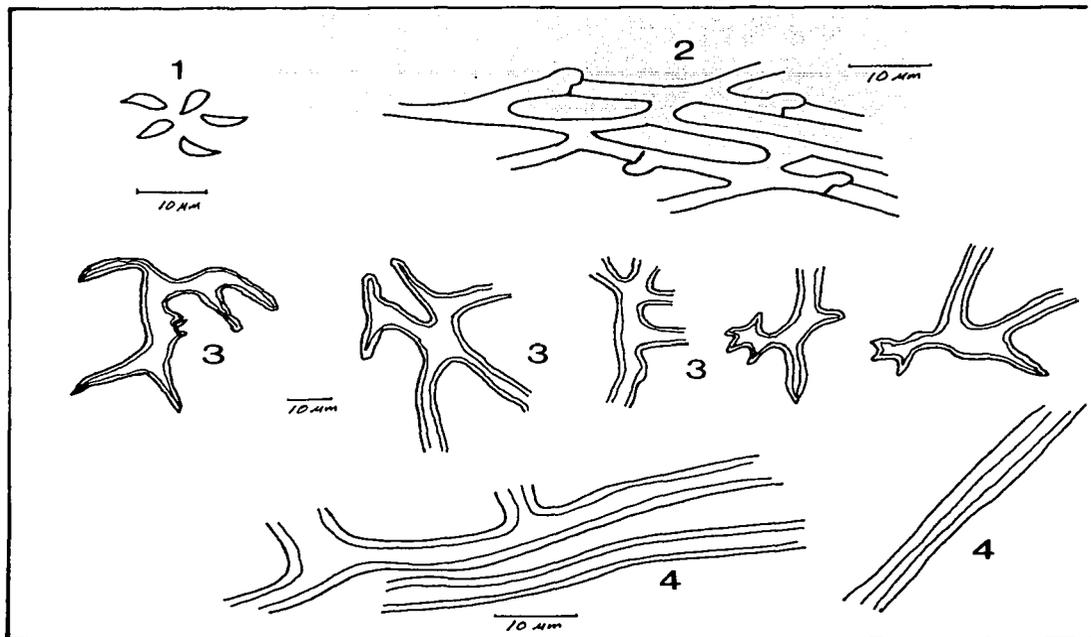


Lámina 6.2.LVI. *Trametes elegans*; estructuras microscópicas del basidioma

Fig. 1. Esporas.

Fig. 2. Hifas generativas con fibulas.

Fig. 3. Hifas conectivas.

Fig. 4. Hifas esqueléticas.

Trametes elegans

Caracteres culturales

Claves: cc= "cuernos de ciervo", fh= fibrohifas, hc= hifas conectivas, tp= tejido plectenquimatoso.

Lámina 6.2.LVII

- Fig. 5.** Hifas simple-septadas (sin fibulas).
- Fig. 6.** Hifas nodoso-septadas (con fibulas).
- Fig. 7.** Hifas simple-septadas (sin fibulas).
- Fig. 8.** Fibrohifas o hifas esqueléticas.
- Fig. 9.** Fibrohifas o hifas conectivas.
- Fig. 10.** "Cuernos de ciervo".
- Fig. 11.** Hifas con protuberancias romas.
- Fig. 12.** Expansión en fibrohifas.
- Fig. 13.** Cristales aciculares.
- Fig. 14.** Cristales prismáticos rectangulares.

Lámina 6.2.LVIII

- Fig. 15.** Fructificaciones y sustrato.
- Fig. 16.** Mata micelial a una semana de incubación.
- Fig. 17.** Mata micelial a seis semanas de incubación.
- Fig. 18.** Hifas simple-septadas o sin fibulas (400×).
- Fig. 19.** Hifas simple-septadas (sin fibulas); fibrohifas o hifas esqueléticas (400×).
- Fig. 20.** Fibrohifas o hifas esqueléticas (400×).

Lámina 6.2.LIX

- Fig. 21.** Fibrohifas (hifas esqueléticas) refringentes (400×).
- Fig. 22.** Fibrohifas (hifas esqueléticas) oscuras (400×).
- Fig. 23.** Plecténquima en formación (400×).
- Fig. 24.** Zona plectenquimática (400×).
- Fig. 25.** Fibrohifas o hifas conectivas; oídios (400×).
- Fig. 26.** "Cuernos de ciervo" (400×).

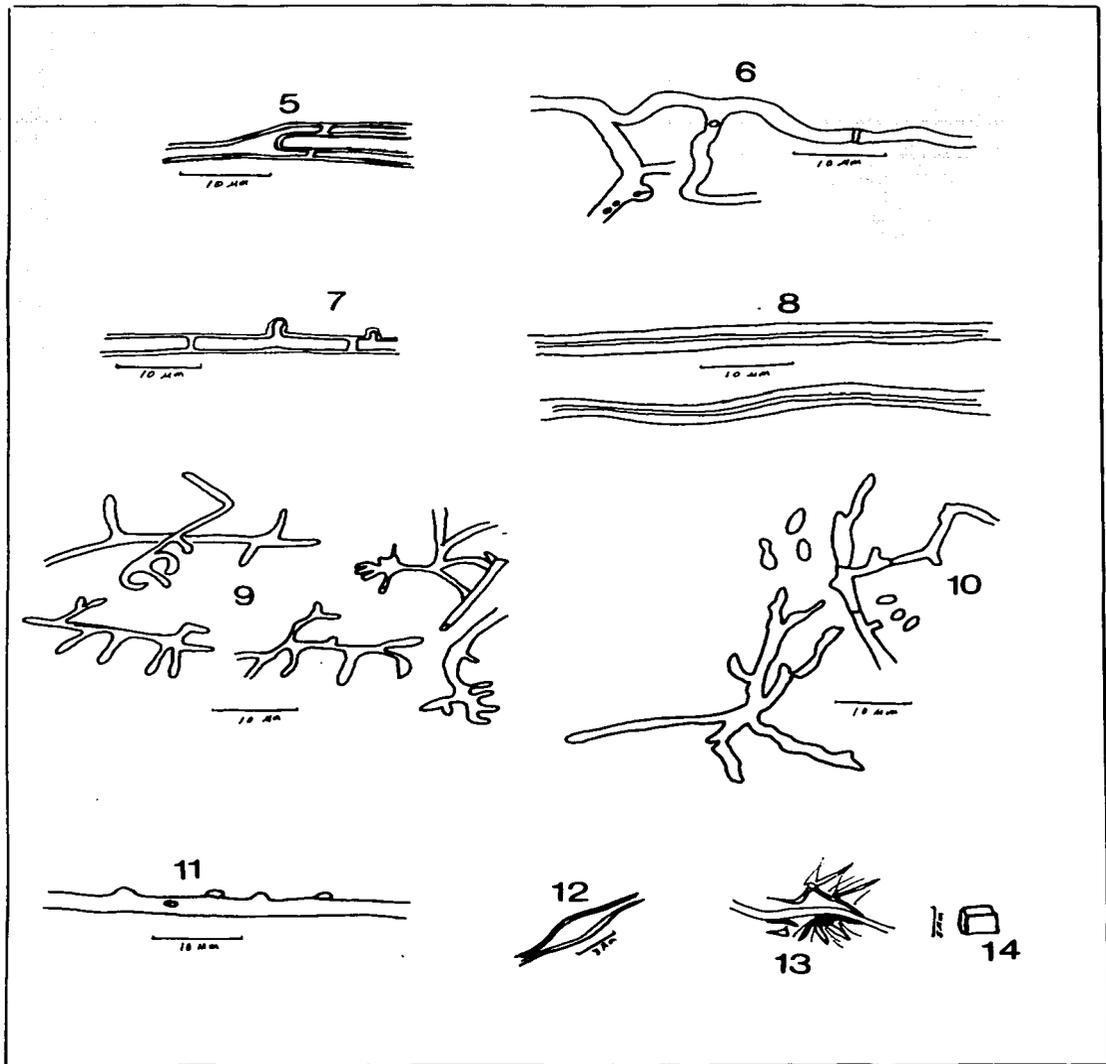


Lámina 6.2.LVII. *Trametes elegans*.

108-1

TESIS CON
FALLA DE ORIGEN

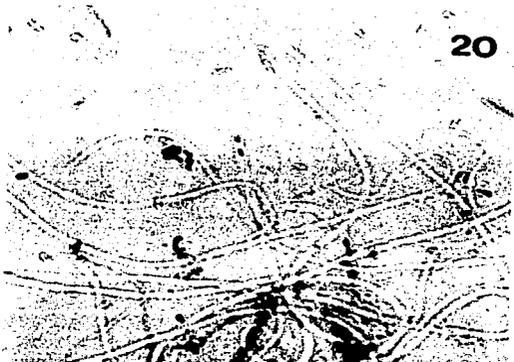
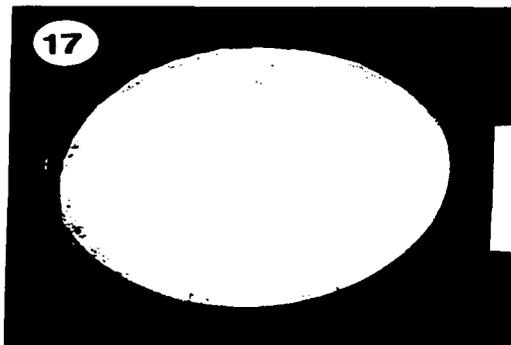


Lámina 6.2.LVIII. *Trametes elegans*.

108-2

TESIS CON
FALLA DE ORIGEN

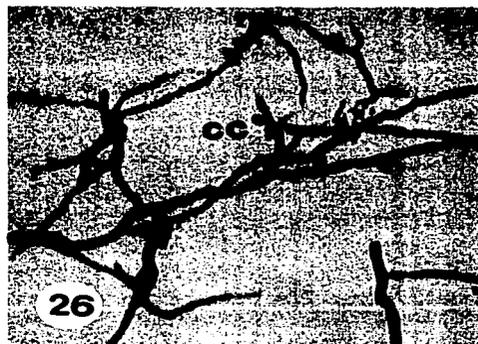
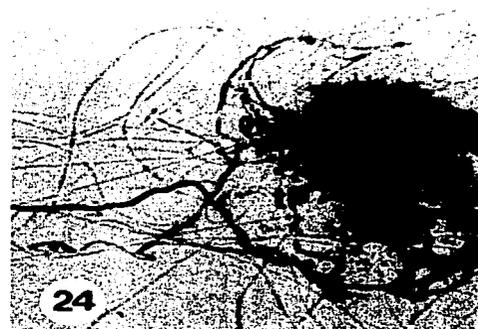
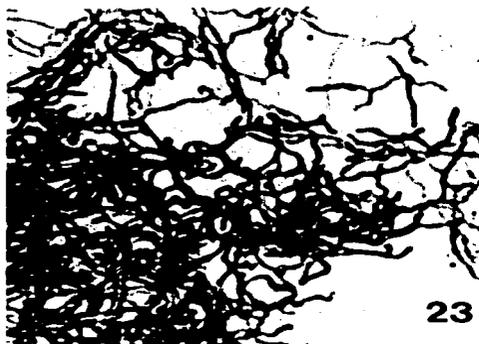


Lámina 6.2.LIX. *Trametes elegans*.

108-3

TESIS CON
FALLA DE ORIGEN

Trametes maxima (Mont.) David et Rajch.
Mycotaxon 22: 315, 1985.
Lámina 6.2.LX- 6.2.LXIII

Estructura del basidioma

Basidioma de 70-110 × 60-70 × 0.2-0.4 mm, anual, sésil, semicircular, imbricado, de consistencia flexible a coriácea en fresco y al secarse duro y frágil (Lám. 6.2.LXII, fig. 13).

Superficie de tomentosa a hirsuta; zonada-concéntrica, surcada; bandas blancas y estrechas alternadas con otras de color verde olivo a verde grisáceo, debido a la presencia de algas. Margen delgado, redondo, ligeramente lobulado.

Himenóforo poroide de color blanco a pálido amarillento o pálido. Poros angulares, irregulares y ligeramente dedaloides, 2-3 por mm. Los tubos concoloros a los poros, con una longitud de 4-5 mm. Contexto de 2-3-(5) mm de grosor, blanco, separado del tomento por una zona verdosa oscura.

Sistema hifal trimítico con hifas generativas fibuladas, de 2.0-4.0 µm de diámetro, de pared delgada, hialinas en KOH e inamiloides en Melzer (Lám. 6.2.LX, fig. 2). Hifas esqueléticas de 3.0-8.0 µm de diámetro, de pared gruesa, hialinas en KOH e inamiloides en Merlzer (Lám. 6.2.LX, fig. 4). Hifas conectivas de (1.5)-2.0-4.0 µm de diámetro muy ramificadas, hialinas en KOH e inamiloides en Melzer (Lám. 6.2.LX, fig. 3).

Himenio con abundantes clavijas hifales, hialinas en KOH, e inamiloides en Melzer. Basidios de 14-24 × 4-6 µm., clavados. Esporas de 4.5-5.0 × 2.0-2.5 µm, cilíndricas, lisas, de pared delgada, hialinas en KOH (Lám. 6.2.LX, fig. 1).

Reacción xantocróica positiva con KOH al 5% en todas las partes del basidioma.

Hábitat. Este hongo se encontró creciendo de forma gregaria, sobre tronco de árbol derribado en selva alta perennifolia perturbada. Sitio alterado, talado y quemado, con exposición total.

Material estudiado. Veracruz, Estación "Los Tuxtlas", potrero colindante al N de la Estación, lado izquierdo del camino al poblado Laguna Escondida, L. Pinzón y M.E. Ruiz # LT-1092, enero 23, 1997.

Distribución. Especie ampliamente distribuida por las islas del Caribe, Venezuela y Colombia. En los Estados Unidos de América de Luisiana y Florida (Overholts, 1953; Gilbertson y Ryvarden, 1986). En México, se le conoce del Estado de Nuevo León (Castillo y Guzmán, 1970); Querétaro (García Jiménez *et al.*, 1998); Tamaulipas (Valenzuela y Chacón-Jiménez, 1991) y Veracruz (Welden y Guzmán, 1978; Chacón *et al.*, 1995; Frutis Molina y Pinzón-Picaseño, 1997).

Caracteres culturales del aislamiento

Tipo de pudrición. Causa pudrición blanca. Reacción positiva para oxidasas extracelulares (N-2) que corresponde a la llamada reacción para lacasa (S-1/2), en la prueba del aserrín-guayacol, y reacción positiva en la prueba de Badcock-aserrín de liquidámbar (Láms. 6.1.I y 6.1.III).

Caracteres macroscópicos de la mata micelial

Velocidad de crecimiento. La mata micelial cubre la superficie del medio en 2 semanas (N-42; S-6/1); cepa de crecimiento rápido (Lám. 6.2.LXII, fig. 14).

Zona de avance. Colonia de forma circular (N-nc; S-nc); con margen levantado (N-nc; S-12/2); ápices hifales dispersos en forma fimbriada (N-nc; S-14/2); y contorno irregular con muchas entrantes y salientes pequeñas, o sea, festoneado fino (N-nc; S-15/2. Lám. 6.2.LXII, fig. 14).

Relieve. Mata micelial densa y realizada en las primeras semanas y más compacta hacia el final de la incubación (N-nc; S-nc. Lám. 6.2.LXII, figs. 14-15).

Textura. Algodonosa predominantemente, tornándose flocosa con el tiempo (N-sn; S-21/1; S-19/1. Lám. 6.2.LXII, figs. 14-15).

Color. Hifas hialinas y mata micelial blanca (N-36; S-30/2. Lám. 6.2.LXII, fig. 15).

Reverso. Induce decoloración en el agar, de amarillenta a blanquecina (N-40; S-37/2).

Olor. Alternativamente variable entre dulce y fúngico, siempre detectable (N-50; N-53; S-36/2).

pH. De 5.0 en el medio sin crecimiento micelial y 4.5 sobre la mata micelial a la primera semana de incubación, de 4.5 sobre la mata a la tercera semana, y de 5.5 a la sexta semana.

Exudados. Pequeñas gotas cristalinas o de un tono ambarino (N-nc; S-nc).

Fructificación. No produce fructificaciones ni basidios en el periodo (N-48/np; S-88/0).

Sustrato. Basidioma encontrado sobre madera del grupo de las Angiospermas (Lám. 6.2.LXII, fig. 13). El aislamiento creció en aserrín de liquidámbar pero fue incapaz de crecer en aserrín de pino (N-54; S-89/2. Láms. 6.1.II-6.1.III).

Caracteres microscópicos de la mata micelial

Hifas no diferenciadas (generativas):

• Mata micelial compuesta de hifas de diferentes diámetros: anchas, de pared gruesa; medianas, de 2.5 μm de diámetro; y angostas, de 1.25 μm de diámetro y pared delgada. Todas uniformemente nodoso-septadas (con fibulas) tanto en la zona de avance como en la zona madura (N-3; S-39/2. Lám. 6.2.LXI, figs. 5-7; lám. 6.2.LXII, fig. 16).

• Las fibulas son bastante diversas en tamaño y forma: grandes, con el diámetro de la rama del gancho igual al diámetro de la hifa (Lám. 6.2.LXI, fig. 5 a la derecha); redondas, con el orificio central bien marcado y perfectamente circular de tipo medallón, como donas (Lám. 6.2.LXI, fig. 7 arriba; lám. 6.2.LXII, fig. 17 centro) y con el orificio no visible (Lám. 6.2.LXI, figs. 5 a la izquierda y 6); chicas, con el diámetro de la rama del gancho ligeramente menor al de la hifa (Lám. 6.2.LXI, fig. 5 a la izquierda; lám. 6.2.LXII, fig. 17); ganchudas (Lám. 6.2.LXI, figs. 5-6; lám. 6.2.LXII, fig. 16); y

rectas, ya sea cortas o casi cuadradas a alargadas o casi rectangulares (Lám. 6.2.LXII, fig. 17, bordes superior e inferior). Nobles (1965) no considera estas variantes como caracteres independientes, por lo que no fueron tomados en cuenta aquí, aunque Stalpers (1978) sí las codifica. También hay fibulas múltiples en las hifas más anchas (N-5; S-41/1) y fibulas ramificadas en hifas medianas (N-nc; S-42/2. Lám. 6.2.LXI, fig. 5 a la derecha; lám. 6.2.LXII, figs. 16-17).

• Hifas nodoso-septadas (con fibulas) formando anastomosis, frecuentemente con aspecto ondulado sinuoso (N-nc; S-nc. Lám. 6.2.LXI, figs. 8-9).

Hifas y estructuras diferenciadas:

• Fibrohifas o hifas esqueléticas, sin septos, de aspecto rígido, rectas a ligeramente onduladas, angostas y anchas, con paredes gruesas, refractivas y lumen proporcionalmente angosto, hueco o vacío (N-8; S-46/2. Lám. 6.2.LXI, fig. 10; lám. 6.2.LXII, fig. 18).

• Fibrohifas o hifas conectivas angostas, cortas, ramificadas, de pared delgada a gruesa, con nudos oscuros y redondos en los sitios de ramificación (N-8; S-47/2. Lám. 6.2.LXI, fig. 11; lám. 6.2.LXIII, figs. 19-21).

• Cistidios claviformes o capitulados con la base muy alargada (N-13; S-72/2. Lám. 6.2.LXIII, fig. 24).

• Bulbillos o hifas enrolladas en nudos con forma de ovillos (N-22; S-65/2. Lám. 6.2.LXIII, fig. 23).

• Hinchamientos diversos, apicales e intercalares, globosos, ovoides y en forma de cacahuete (N-26; S-80/2. Lám. 6.2.LXIII, fig. 22).

• Hifas angostas, de pared delgada, muy ramificadas, en forma de corales, "escobas de bruja" o "cuernos de ciervo" (N-nc; S-61/2. Lám. 6.2.LXI, fig. 12; lám. 6.2.LXIII, fig. 21).

Esporas secundarias (asexuales):

• Algunos de los hinchamientos podrían ser clamidosporas (N-34?; S-85?. Lám. 6.2.LXIII, fig. 22).

Código de especie

Según la codificación del método de Nobles (1965): 2, 3, 8, 13, 22, 26, 34?, 36, 40, 42, 50, 53, 54.

Según la codificación del método de Stalpers (1978): 1, 6, 12, 14/2, 15/2, 19, 21, 30, 36, 37, 39, 46, 47, 61, 65, 72, 80, 85?, 89.

Comentarios

La especie se caracteriza por su pileo zonado concéntrico con tomento blanquecino.

No hay antecedentes bibliográficos sobre caracteres culturales para esta especie.

Los tipos de hifas encontradas en cultivo son comparables con el sistema hifal trimítico del basidioma: las hifas no diferenciadas (generativas) son uniformemente nodoso-septadas (con fibulas) y presenta los dos tipos de fibrohifas (hifas esqueléticas e hifas conectivas). La diferencia principal

entre ambas fases se debe a que los cistidios de la mata micelial no fueron observados en el himenio del basidioma.

En esta especie, al igual que en *T. elegans*, abundan hifas que dan una consistencia más coherente a la mata micelial: hifas esqueléticas y conectivas, hifas en forma de “escobas de bruja” o “cuernos de ciervo” y nudos de hifas o bulbillos.

La presencia de hinchamientos intercalares y terminales es otra coincidencia con la especie anterior, aunque en este caso dichos hinchamientos están más relacionados con posibles clamidosporas. Y finalmente, las cepas de las dos especies producen aclaramiento del medio, visible por el reverso, *T. elegans* de color blanquecino y *T. maxima* a veces blanquecino y a veces amarillento.

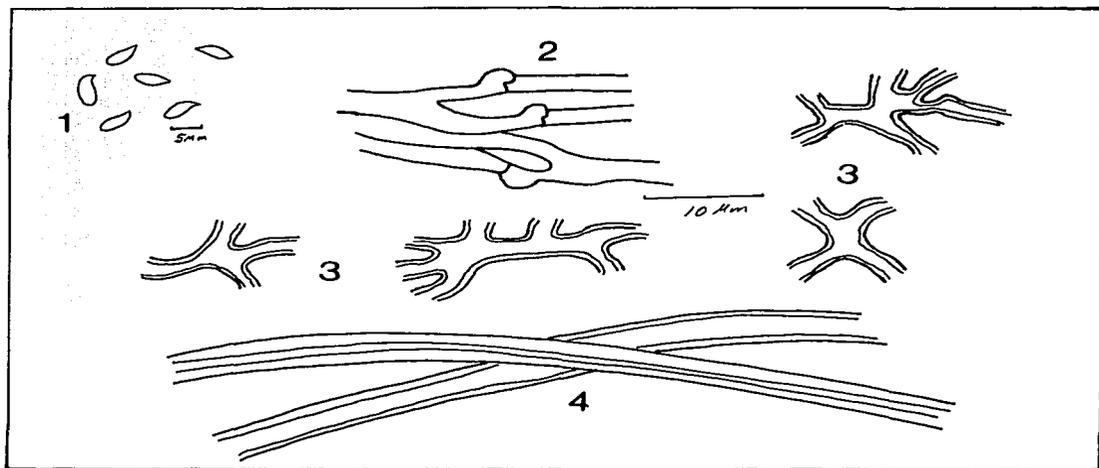


Lámina 6.2.LX. *Trametes maxima*; estructuras microscópicas del basidioma

Fig. 1. Esporas.

Fig. 2. Hifas generativas con fibulas.

Fig. 3. Hifas conectivas.

Fig. 4. Hifas esqueléticas.

Trametes maxima

Caracteres culturales

Claves: bu= bulbillos, cc= “cuernos de ciervo”, ci= cistidios, fh= fibrohifas, hc= hifas conectivas, hi= hinchamientos.

Lámina 6.2.LXI

Fig. 5. Hifas nodoso-septadas con una fibula sencilla en gancho y otra ramificada.

Fig. 6. Hifas nodoso-septadas (con fibulas).

Fig. 7. Fibulas grandes y chicas.

Fig. 8. Hifas onduladas; anastomosis en "H".

Fig. 9. Hifas onduladas.

Fig. 10. Fibrohifas o hifas esqueléticas.

Fig. 11. Fibrohifas o hifas conectivas.

Fig. 12. Hifas en forma de “cuerno de ciervo”.

Lámina 6.2.LXII

Fig. 13. Fructificación y sustrato.

Fig. 14. Mata micelial a la semana de incubación.

Fig. 15. Mata micelial a las 6 semanas de incubación.

Fig. 16. Hifas nodoso-septadas con fibulas diversas (400×).

Fig. 17. Hifas nodoso septadas con fibulas diversas (400×).

Fig. 18. Fibrohifas o hifas esqueléticas (1000×).

Lámina 6.2.LXIII

Fig. 19. Fibrohifas o hifas conectivas (400×).

Fig. 20. Fibrohifas o hifas conectivas (400×).

Fig. 21. Fibrohifas (hifas conectivas); “cuernos de ciervo” (400×).

Fig. 22. Hinchamientos (400×).

Fig. 23. Nudos de hifas o bulbillos (400×).

Fig. 24. Cistidios (400×).

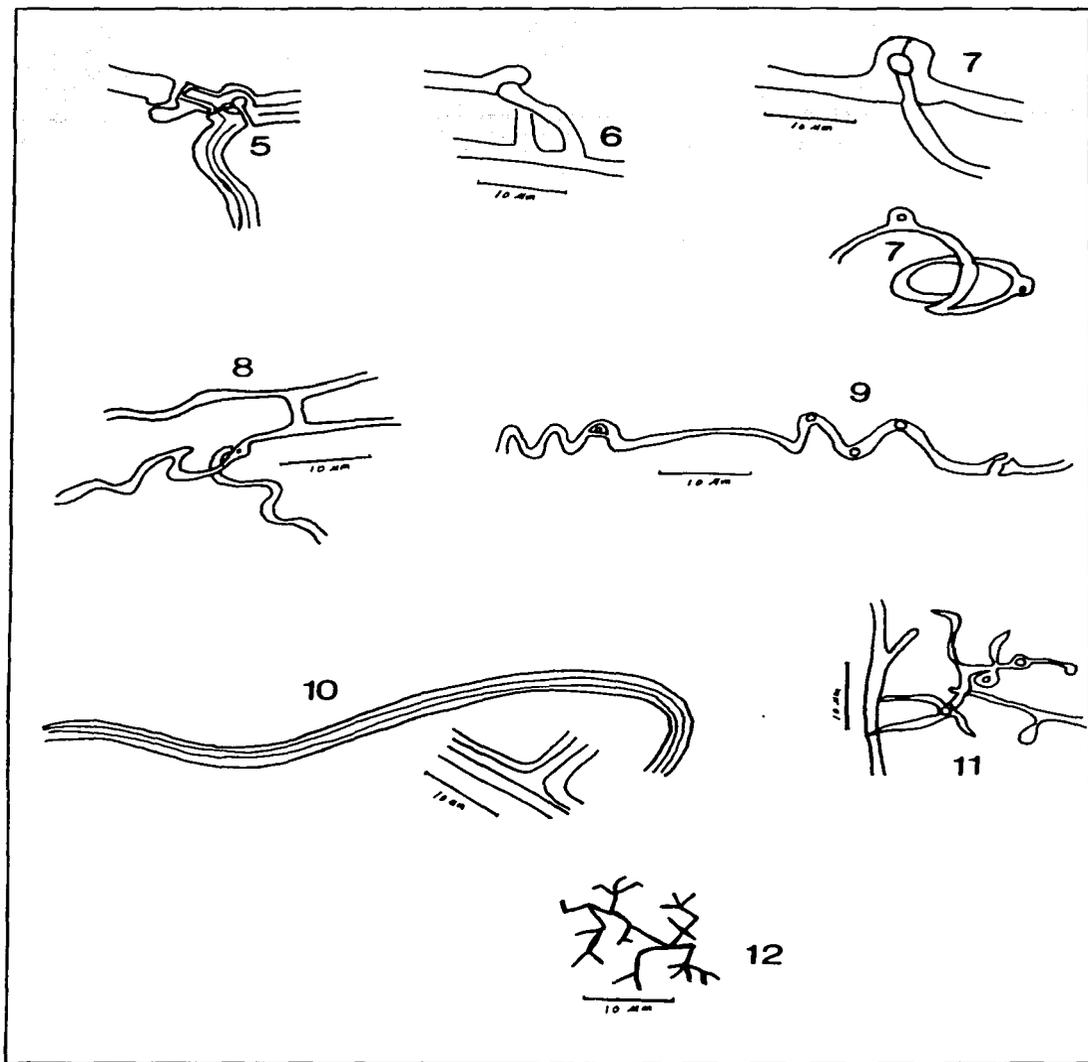


Lámina 6.2.LXI. *Trametes maxima*.

114-1

TESIS CON
FALLA DE ORIGEN

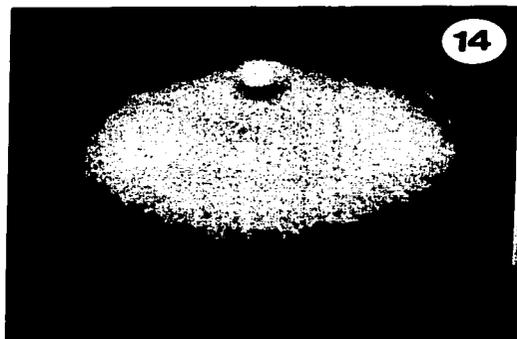


Lámina 6.2.LXII. *Trametes maxima*.

114-2

TESIS CON
FALLA DE ORIGEN

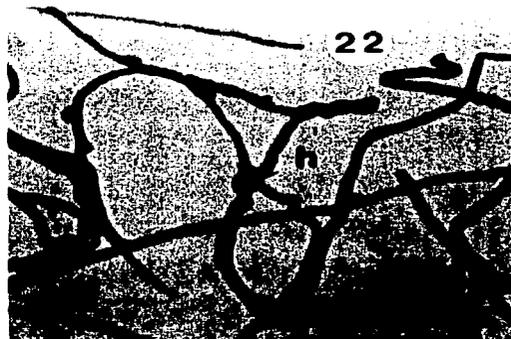
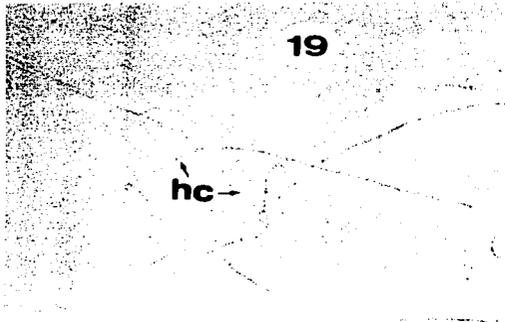


Lámina 6.2.LXIII. *Trametes maxima*.

114-3

TESIS CON
FALLA DE ORIGEN

Trametes pavonia (Hook.) Ryv.
Norw. J. Bot. 19: 237, 1972.
Láminas 6.2.LXIV-6.2.LXVII

TESIS CON
FALLA DE ORIGEN

Estructura del basidioma

Basidioma de 45-60 × 25-45 × 1-2 mm, anual, sécil, efuso-reflexo, imbricado; de consistencia flexible en fresco y al secarse se vuelve coriáceo (Lám. 6.2.LXVI., fig. 20).

Superficie brillante, aterciopelada, vilosa, tomentosa; con zonas concéntricas, de color blanco-cremoso a amarillo y verdosas, desde la parte superior hacia la base, debido a la presencia de algas. Margen delgado, de entero a ondulado o lobulado, de color amarillo.

Himenóforo poroide de 5-6 por mm, con poros circulares, angulares y dedaloides; color brillante, de blanco-cremoso a amarillo. Tubos de 1 mm de longitud. Contexto fibroso, color blanco, de 1 mm de grosor.

Sistema hifal trimitico con hifas generativas fibuladas, de 2.4 µm de diámetro, de paredes delgadas, hialinas en KOH e inamiloides en Melzer (Lám. 6.2.LXIV, fig. 2). Hifas esqueléticas de 3.2-6.5 µm de diámetro, hialinas en KOH e inamiloides en Melzer (Lám. 6.2.LXIV, fig. 4). Hifas conectivas de 2.4-4.0 µm, ramificadas y tortuosas, de pared gruesa, hialinas en KOH e inamiloides en Melzer (Lám. 6.2.LXIV, fig. 3).

Himenio con clavijas hifales. Basidiolos en forma de clava (Lám. 6.2.LXIV, fig. 5). Basidios clavados, con cuatro esterigmas, de 12 × 6 µm (Lám. 6.2.LXIV, fig. 6). Esporas de 4.8-5.6 × 2.4-3.0 µm, de elipsoidales a cilíndricas, hialinas en KOH e inamiloides en Melzar, de pared delgada y lisa (Lám. 6.2.LXIV, fig. 1).

Reacción xantocróica positiva con KOH al 5% sobre la superficie del pileo y en el contexto, el color cambia de blanco a café-rojizo.

Hábitat. Este hongo se encontró creciendo de manera gregaria sobre rama grande caída en selva alta perennifolia perturbada, con efecto de borde. Sitio medio sombreado y húmedo, con muchos detritos leñosos.

Material estudiado. Veracruz, Estación "Los Tuxtlas", borde de la selva, junto al potrero colindante al N de la Estación, lado izquierdo del camino al poblado Laguna Escondida, L. Pinzón y M.E. Ruiz # LT-1095, enero 23, 1997.

Distribución. Ampliamente distribuido en América, desde Estados Unidos, a lo largo de la costa del Golfo de México, y en la zona tropical hasta Argentina (Overholts, 1953; Gilbertson y Ryvar den, 1987). En México la especie ha sido registrada para Guanajuato (Ojeda-López *et al.*, 1986); Tamaulipas (Valenzuela y Chacón-Jiménez, 1991) y Veracruz (Welden *et al.*, 1979).

Caracteres culturales del aislamiento

Tipo de pudrición. Este aislamiento no fue incluido en las pruebas para comprobar el tipo de pudrición, equivalentes a la detección de oxidasas extracelulares o lacasa, pero como el sustrato de la

muestra aparenta ataque por pudrición blanca y esto coincide con las afirmaciones de Gilbertson y Ryvar den (1987), se aceptan tentativamente los códigos respectivos (N-2; S-1/2).

Caracteres macroscópicos de la mata micelial

Velocidad de crecimiento. La mata micelial cubre la superficie del medio en el transcurso de 3 semanas (N-43; S-7/1); aislamiento de crecimiento moderado.

Zona de avance. Colonia de forma circular (N-nc; S-nc); con margen ligeramente levantado (N-nc; S-12/2); ápices hifales cortos y densamente apiñados (N-nc; S-14/0); y contomo flecoso fino (N-nc; S-15/1. Lám. 6.2.LXVI, fig. 21).

Relieve. Mata micelial plana con zonas anulares concéntricas alternadas ligeramente y densas (N-nc; S-nc. Lám. 6.2.LXVI, figs. 21-22).

Textura. Compleja, que incluye sedosa con hifas radialmente alargadas (N-sn; S-20/2); también zonada, con bandas concéntricas aparentando crecimiento intermitente (N-nc; S-29/2); y a partir de la tercera semana, se va transformando en costrosa de color blanco (N-sn; S-28/2. Lám. 6.2.LXVI, figs. 21-22).

Color. Hifas hialinas y mata micelial blanca (N-36; S-30/2. Lám. 6.2.LXVI, figs. 21-22).

Reverso. Decolora tenuemente el agar a tonalidades amarillo-blanquecinas (N-40; S-37/2).

Olor. Siempre presente, a veces dulce a frutas (N-50; S-36/2), pero más comúnmente a tierra húmeda (N-51; S-sn) y también fúngico (N-53; S-36/2).

pH. De 5.0 en el medio no cubierto por la mata micelial y de 4.5 sobre la mata micelial a la primera semana de incubación; de 4.0 sobre la mata a la tercera semana; y de 4.0 a la sexta semana (N-nc; S-nc).

Exudados. No detectados (N-nc; S-nc).

Fructificación. Zonas costrosas muy densas en la orilla de la caja Petri, comprobados como primordios de fructificaciones (N-48; S-88/2. Lám. 6.2.LXVI, fig. 22).

Sustrato. Basidioma recolectado atacando madera del grupo de las Angiospermas (N-54; S-89/2. Lám. 6.2.LXVI, fig. 20). El aislamiento no fue cultivado en los medios basados en aserrín de pino ni de líquidámbar.

Caracteres microscópicos de la mata micelial

Hifas no diferenciadas (generativas):

• Hifas uniformemente nodoso-septadas (con fibulas), anchas (3.0-5.0 μm de diámetro), medianas y angostas; con pared gruesa a delgada y lumen proporcionalmente ancho; con frecuentes anastomosis en forma de "H" (N-3; S-39/2. Lám. 6.2.LXV, figs. 7-9; lám. 6.2.LXVI, fig. 23).

• Fibulas de varios tamaños y formas, si bien, todas con el orificio central bien marcado: grandes con

el diámetro de la rama igual al de la hifa, chicas con la rama mucho más angosta que la hifa, redondas como donas o tipo medallón (Lám. 6.2.LXV, fig. 8; lám. 6.2.LXVI, figs. 23-26) y rectangulares (Lám. 6.2.LXV, fig. 8; lám. 6.2.LXVI, fig. 23); sencillas y dobles por septo e incluso ramificadas (Lám. 6.2.LXV, fig. 7; lám. 6.2.LXVI, figs. 24-25). Aunque Stalpers (1978) utiliza varios códigos para algunos de estos tipos de fibulas, no se tomaron en cuenta ya que Nobles (1965) no los usó.

- Hifas anchas, de pared delgada pero bien marcada; simple-septadas (sin fibulas), con septos bien visibles, que coexisten con las nodoso-septadas (con fibulas); especialmente abundantes en la segunda semana de observaciones (N-6; S-39/0. Lám. 6.2.LXV, fig. 10).

Hifas y estructuras diferenciadas:

- Fibrohifas o hifas esqueléticas delgadas, onduladas, sin ramificar, sin septos, con pared de delgada a gruesa, lisa, refractiva y lumen angosto; no se percibe citoplasma con contenidos (N-8; S-46/2. Lám. 6.2.LXV, fig. 11; lám. 6.2.LXVII, fig. 27).

- Fibrohifas o hifas conectivas angostas, con muchas ramitas cortas, finas tenues, conectadas entre sí por puntos de unión y formando marañas; sin septos (N-8; S-47/2. Lám. 6.2.LXV, fig. 12; lám. 6.2.LXVII, figs. 27-28).

- Hifas con abundantes hinchamientos esféricos, tendiendo a formar células cuticulares de pseudoparenquima (N-10; S-63/2. Lám. 6.2.LXV, fig. 13; lám. 6.2.LXVII, fig. 29).

- Hifas con masas ambarinas irregulares, de aspecto resinoso, adheridas a la pared (N-21; S-58/2. Lám. 6.2.LXV, fig. 14).

- Hifas delgadas con diferentes tipos de hinchamientos: unos intercalares o apicales, piriformes o esféricos, que corresponden a clamidosporas; otros consisten en series de protuberancias laterales a lo largo de la hifa; y otros son del tipo de expansiones en fibrohifas o hifas esqueléticas (N-26; S-80/2. Lám. 6.2.LXV, figs. 15-16; lám. 6.2.LXVII, fig. 30).

- Hifas nodoso-septadas (con fibulas) onduladas en forma de tirabuzón (N-nc; S-nc. Lám. 6.2.LXV, fig. 17).

- Cristales aciculares asociados a hifas cortas (N-nc; S-82/2. Lám. 6.2.LXV, fig. 18).

- Abundantes cristales rómbicos a ligeramente irregulares, ambarinos, parecidos a las masas resinosas; no asociados a las hifas sino sueltos en el medio de cultivo (N-nc; S-83/2. Lám. 6.2.LXV, fig. 18; lám. 6.2.LXVII, fig. 31).

- Zonas de hifas agrupadas con estructuras himeniales (N-48; S-88/2): basidios angostamente clavados (Lám. 6.2.LXV, fig. 19; lám. 6.2.LXVII, fig. 27), basidiosporas elipsoide-globosas (Lám. 6.2.LXV, fig. 19; lám. 6.2.LXVII, fig. 29) y basidiolos clavados (Lám. 6.2.LXVII, fig. 30).

Esporas secundarias (asexuales):

- Clamidosporas oscuras piriformes a esféricas; intercalares en hifas delgadas (N-34; S-85/2. Lám. 6.2.LXV, fig. 15; lám. 6.2.LXVII, fig. 30).

Código de especie

Según la codificación del método de Nobles (1965): 2, 3, 6, 8, 10, 21, 26, 34, 36, 40, 43, 48, 50, 51, 53, 54.

Según la codificación del método de Stalpers (1978): 1, 7, 12, 14/0, 15/1, 20, 28, 29, 30, 36, 37, 39, 46, 47, 58, 63, 80, 82, 83, 85, 88, 89.

Comentarios

T. pavonia, tiene un basidioma pequeño, delgado y flexible a coriáceo, con poros de color brillante blanco a amarillo claro. Se distingue de *T. maxima* por carecer de una zona oscura que separe el contexto del tomento y de *T. hirsuta* porque el basidioma de este último es duro y el color de sus poros es más grisáceo con el tiempo. Se le refiere en la literatura también como *Coriolus pavonius* (Hook.) Murr., y *Polyporus pavonius* (Hook.) Fries.

Hasta el momento no existe información sobre caracteres culturales para esta especie. Tampoco se tienen datos sobre algún aislamiento sometido a pruebas para confirmar el tipo de pudrición que causa. Aparte de las observaciones tomadas a la muestra, coinciden los registros de Gilbertson y Ryvarden (1987) que describen a esta especie como causante de pudrición blanca en madera muerta de muchos géneros de Angiospermas. Con base en lo anterior se consideraron positivos los códigos respectivos.

Los tipos de hifas observados en la mata micelial confirman el sistema trimitico del basidioma. Asimismo, la detección de basidios, basidiosporas y basidiolos similares en cultivo, confirma la estructura del himenio observada en el basidioma.

Es interesante contar con datos de tres especies de *Trametes*, para hacer comparaciones. Así, la cepa de *T. pavonia* se distingue de las estudiadas en las otras dos especies por presentar hifas con masas resinosas y células cuticulares, y carecer de las hifas en forma de "escobas de bruja" o "cuernos de ciervo" que poseen *T. elegans* y *T. maxima*.

T. elegans y *T. pavonia* presentan hifas no diferenciadas tanto simple- como nodoso-septadas, es decir, sin y con fibulas. Ambas producen cristales rómbicos en el medio y aciculares en la mata micelial. También las dos son de crecimiento moderado, mientras que *T. maxima* es de crecimiento rápido.

En cuanto a esporas secundarias, *T. elegans* presenta oídios (artroconidios) y, por su parte, *T. maxima* y *T. pavonia* presentan clamidosporas.

Las tres especies coinciden en ser trimiticas y en que este sistema hifal es confirmado por las hifas de la mata micelial. Las tres también presentan diversos tipos de hinchamientos. Y, todas causan aclaramiento del agar, ya sea blanquecino o amarillento.

TESIS CON
FALLA DE ORIGEN

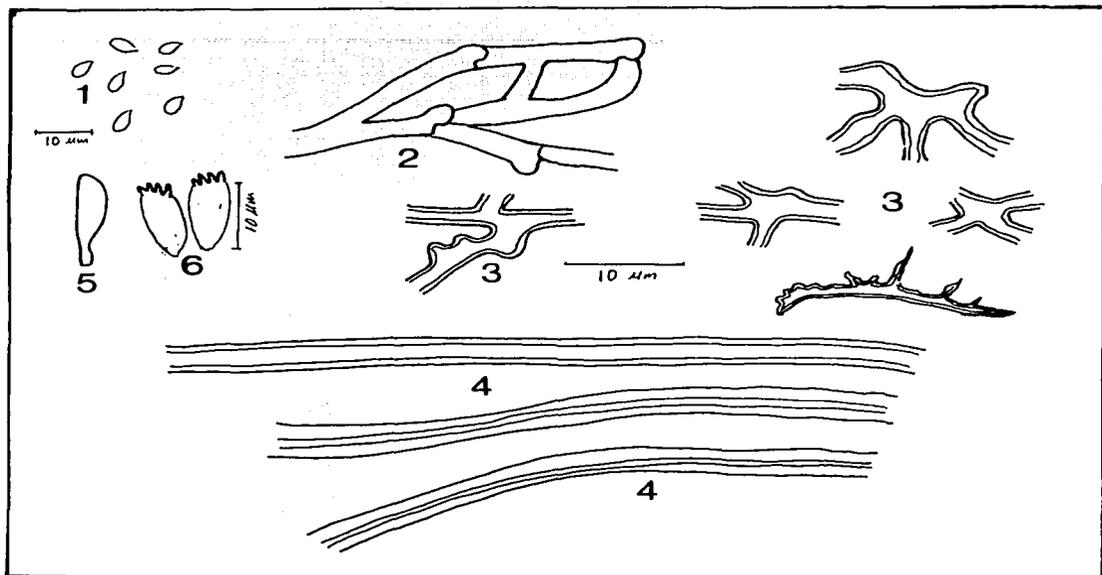


Lámina 6.2.LXIV. *Trametes pavonia*; estructuras microscópicas del basidioma

Fig. 1. Esporas.

Fig. 2. Hifas generativas con fibulas.

Fig. 3. Hifas conectivas.

Fig. 4. Hifas esqueléticas.

Fig. 5. Basidiolos.

Fig. 6. Basidios.

Trametes pavonia

Caracteres culturales

Claves: b= basidios, ba= basidiosporas, bl= basidiolos, cl= clamidosporas, cr= cristales rómbicos, fd= fibulas dobles, fh= fibrohifas, fr= fibulas ramificadas, hc= hifas conectivas.

Lámina 6.2.LXV

- Fig. 7.** Hifas nodoso-septadas (con fibulas).
- Fig. 8.** Hifas nodoso-septadas con fibulas ramificadas.
- Fig. 9.** Anastomosis de hifas.
- Fig. 10.** Hifas simple-septadas (sin fibulas).
- Fig. 11.** Fibrohifas o hifas esqueléticas.
- Fig. 12.** Fibrohifas o hifas conectivas.
- Fig. 13.** Células cuticulares.
- Fig. 14.** Hifas con masas resinosas.
- Fig. 15.** Clamidosporas.
- Fig. 16.** Diversos hinchamientos.
- Fig. 17.** Hifas onduladas.
- Fig. 18.** Diversos cristales.
- Fig. 19.** Basidios; basidiosporas.

Lámina 6.2.LXVI

- Fig. 20.** Fructificación y sustrato.
- Fig. 21.** Mata micelial a la semana de incubación.
- Fig. 22.** Mata micelial a las 6 semanas de incubación.
- Fig. 23.** Hifas nodoso-septadas (con fibulas); fibulas rectangulares (400×).
- Fig. 24.** Hifas nodoso-septadas (con fibulas); fibulas dobles (400×).
- Fig. 25.** Hifas nodoso-septadas o con fibulas (400×).

Lámina 6.2.LXVII

- Fig. 26.** Diversas fibulas (400×).
- Fig. 27.** Fibrohifas (hifas esqueléticas e hifas conectivas); basidios (1000×).
- Fig. 28.** Fibrohifas o hifas conectivas (400×).
- Fig. 29.** Basidiosporas; células cuticulares (1000×).
- Fig. 30.** Clamidosporas; basidiolos (400×).
- Fig. 31.** Cristales rómbicos (400×).

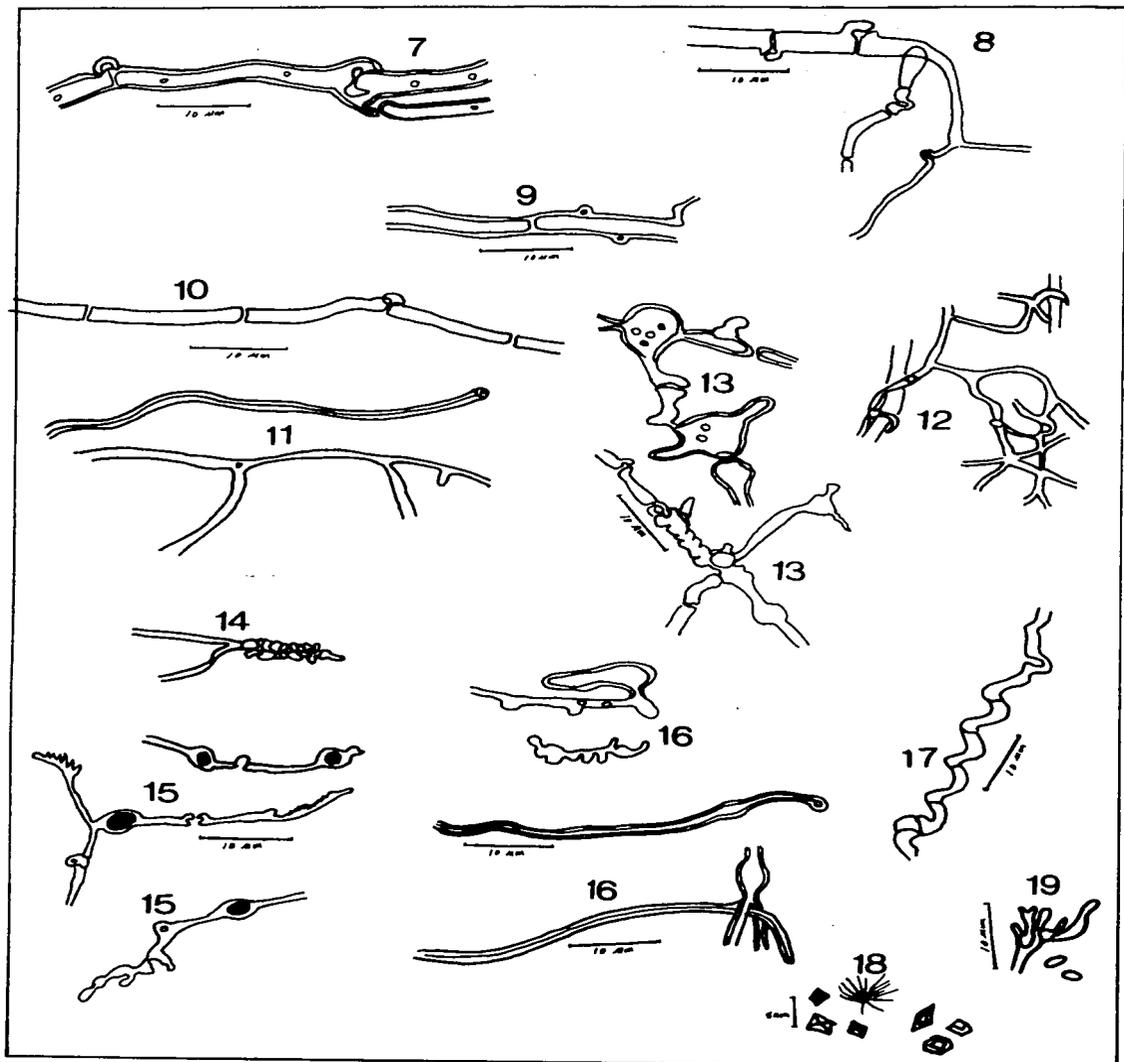
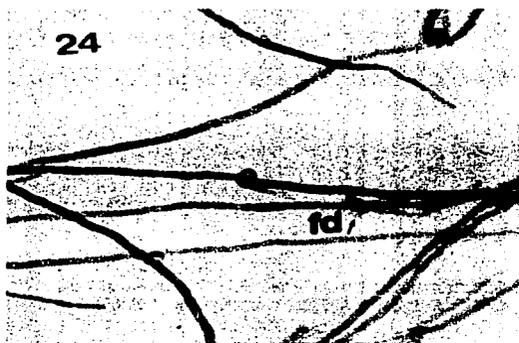
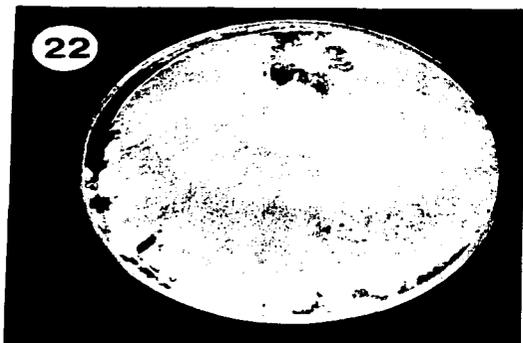
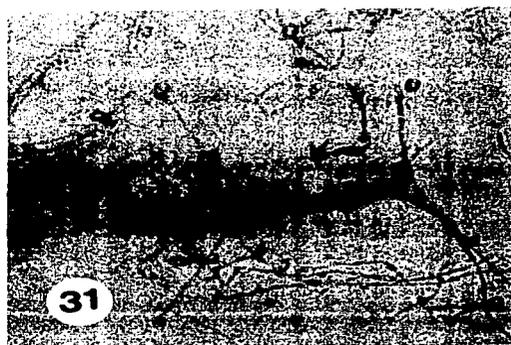


Lámina 6.2.LXV. *Trametes pavonia*.

120-1

TESIS CON
FALLA DE ORIGEN





***Trichaptum bififormis* (Fr.) Ryv.**
Norw. J. Bot. 19: 237, 1972.
Láminas 6.2.LXVIII- 6.2.LXXI

Estructura del basidioma

Basidioma de 25 × 12 × 1 mm, anual, sésil, flabeliforme a petaloide, imbricado; de consistencia flexible en fresco y al secarse coriácea (Lám. 6.2.LXX, fig. 20).

Superficie zonada concéntrica, glabra a hirsuta; brillante, de color café canela grisáceo. Margen ondulado, delgado y agudo.

Himenóforo poroide, de color púrpura a violáceo; poros 3-5 por mm, angulares, ligeramente dentados o irpiciformes. Contexto fibroso, color canela, de 1 mm de grosor.

Sistema hifal dimitico con hifas generativas fibuladas, de 2.4-4.8 µm, de diámetro, ramificadas, de pared delgada, hialinas en KOH e inamiloides en Melzer (Lám. 6.2.LXVIII, fig. 2). Hifas esqueléticas de 2.4-6.8 µm de diámetro, de pared sólida a gruesa, hialinas en KOH e inamiloides en Melzer (Lám. 6.2.LXVIII, fig. 3).

Himenio con abundantes cistidios casi fusiformes, de (8)-10-15-(20) × 2.4-4.8 µm, de pared gruesa, algunos lisos y otros capitado-incrustados, hialinos en KOH e inamiloides en Melzer (Lám. 6.2.LXVIII, fig. 4). Basidiolos clavados (Lám. 6.2.LXVIII, fig. 5). Basidios de 12-20 × 2.4-4.8 µm, con esterigmas de 1-2 µm de longitud (Lám. 6.2.LXVIII, fig. 6). Esporas de 5.0-5.6 × 2.4-3.0 µm, cilíndricas y ligeramente curvadas, hialinas en KOH e inamiloides en Melzer (Lám. 6.2.LXVIII, fig. 1).

Reacción xantocróica negativa con KOH al 5% en todas las partes del basidioma.

Hábitat. El hongo se encontró creciendo de modo gregario sobre tronco caído, en selva alta perennifolia perturbada. Sitio con efecto de borde, talado, medianamente sombreado.

Material estudiado. Veracruz, Estación "Los Tuxtlas", camino del poblado Laguna Escondida al ejido Lázaro Cárdenas, L. Pinzón y M.E. Ruiz # LT-1115, julio 31, 1997.

Distribución. Especie ampliamente distribuida en el mundo, circunglobal. Habita especialmente en las partes más cálidas de las zonas templadas y subtropicales, aparentemente es más rara en las zonas tropicales (Overholts, 1953; Ryvarden y Johansen, 1980; Gilbertson y Ryvarden, 1986). Se le conoce del sur de África (Tanzania). En el Continente Americano se le encuentra en todos los estados de EUA y en todas las provincias de Canadá. En México se localiza en los siguientes estados: Guanajuato (Ojeda-López *et al.*, 1986); Nuevo León (Castillo y Guzmán, 1970); Querétaro (García Jiménez *et al.*, 1998); Tamaulipas (Valenzuela y Chacón-Jiménez, 1991) y Veracruz (Chacón *et al.*, 1995; Frutis Molina y Pinzón-Picaseño, 1997).

Caracteres culturales del aislamiento

Tipo de pudrición. Causa pudrición blanca. Reacción positiva para oxidasas extracelulares (N-2) o

también llamada reacción para lacasa (S-1/2) con la prueba del aserrín-guayacol (Lám. 6.1.I), determinación confirmada con el método de Badcock-aserrín de pino (Lám. 6.1.II).

Caracteres macroscópicos de la mata micelial

Velocidad de crecimiento. La mata micelial cubre la superficie del medio en menos de 1 semana (N-41; S-5/1). Aislamiento de muy rápido crecimiento. (Lám. 6.2.LXX, fig. 21).

Zona de avance. El rápido crecimiento del aislamiento no permitió el registro normal de estos datos a la primera semana de incubación. Colonia aparentemente de forma circular (N-nc; S-nc); margen no perceptible porque la mata ya cubría toda la caja, pero es poco probable que fuera levantado, así que la única alternativa queda entre apresado y sumergido (N-nc; S-13/2); ápices hifales no observables en su condición normal (N-nc; S-14/7); contomo igualmente no perceptible (N-nc; S-15/7). Lám. 6.2.LXX, fig. 21).

Relieve. Mata micelial muy escasa, en parte plana y en parte sumergida (N-nc; S-nc. Lám. 6.2.LXX, figs. 21-22).

Textura. Mata micelial escasa, al principio homogénea y después irregular, formándose espacios huecos alternados con manchas de pequeños agregados ya sea algodonosos y esponjados, o bien, compactos, estos últimos aislados o coalescentes; todo el conjunto con aspecto de "luna llena"; textura lagunosa (N-sn; S-27/2. Lám. 6.2.LXX, figs. 21-22).

Color. Hifas hialinas y mata micelial blanca con motas compactas de blanco más intenso (N-36; S-30/2. Lám. 6.2.LXX, figs. 21-22).

Reverso. Sin cambios de coloración en el agar (N-38; S-37/0, S-38/0).

Olor. Siempre detectable, aunque variable entre dulce, fúngico y a tierra húmeda, predominando el fúngico (N-53; S-36/2).

pH. De 5.0 en la superficie de la mata micelial a la primera semana de observación, de 5.0 sobre la mata a la tercera semana y de 4.5 a la última semana de medición (N-nc; S-nc).

Exudados. No observados (N-nc; S-nc).

Fructificación. Fructifica en un plazo de tres semanas, formando pequeños agregados costrosos, blancos, con basidios (N-48; S-88/2. Lám. 6.2.LXX, fig.22; lám. 6.2.LXXI, fig. 29).

Sustrato. El basidioma fue encontrado sobre madera del grupo de las Angiospermas (Lám. 6.2.LXX, fig. 20. N-54; S-89/2). El aislamiento creció, *in vitro*, en aserrín de pino (N-55; S-90/2. Lám. 6.1.II).

Caracteres microscópicos de la mata micelial

Hifas no diferenciadas (generativas):

• Mata micelial compuesta principalmente de hifas anchas e hifas medianas. Las hifas anchas son de pared gruesa y densa. Con la tinción (floxina) el citoplasma adquiere un aspecto más nebuloso que granuloso. Hifas predominantemente simple-septadas, o sea, sin fíbulas (Lám. 6.2.LXIX, fig.7; lám.

6.2.LXX, fig. 23), pero ocasionalmente con fibulas chicas, dobles (Lám. 6.2.LXIX, fig.8) o triples en la zona de avance (N-5; S-39/1, S-40/1, S-41/2).

- Hifas simple-septadas (sin fibulas), muy ramificadas y de células cortas, con abundantes anastomosis en "H", en el micelio sumergido (N-nc; S-nc. Lám. 6.2.LXIX, fig. 9).

Hifas y estructuras diferenciadas:

- Fibrohifas o hifas esqueléticas medianas, aseptadas, de pared gruesa y translúcida, lumen angosto y citoplasma poco denso (N-8; S-46/2. Lám. 6.2.LXX, fig. 23).

- Células cuticulares de forma circular, pentagonal y hexagonal; bien teñidas con floxina, con pared bien marcada (N-10; S-63/2. Lám. 6.2.LXIX, fig. 10).

- Cistidios himeniales en diferentes estados de maduración, de pared gruesa, algunos lisos y otros muricados o con cristales incrustados en el ápice (N-14; S-72/2. Lám. 6.2.LXIX, fig. 11; lám. 6.2.LXXI, figs. 26-30).

- Hifas con masas resinosas ambarinas adheridas ya sea aglomeradas, imbricadas como escamas, o dispesas, de tamaño variable, abundantes (N-21; S-58/2. Lám. 6.2.LXIX, fig. 12; lám. 6.2.LXX, fig. 24; lám. 6.2.LXXI, fig. 31).

- Hinchamientos diversos, fuertemente teñidos: ovoides y laterales asociados a septos, o bien, esféricos apicales tipo aloclistos (N-26; S-75/2. Lám. 6.2. LXIX, fig.13; lám. 6.2.LXX, figs.24-25 cuadro principal); e hinchamientos intercalares alargados en forma de salchicha (alantoides), muy característicos de este hongo (N-26; S-80/2. Lám. 6.2. LXXI, fig.14; lám. 6.2.LXX, fig. 25 cuadro principal).

- Hifas simple-septadas (sin fibulas), con células en forma de hueso tibia: la tinción (floxina-KOH) muestra la pared translúcida, lisa y gruesa, conservando el diámetro de la hifa uniforme; mientras que el citoplasma, ancho en los septos (como rótula), se va angostado o contrayendo hacia la parte media de las células (N-nc; S-nc. Lám. 6.2.LXIX, fig.15; lám. 6.2.LXX, fig. 25 recuadro).

- Cristales aciculares o en forma de espinas, se ensanchan en la base y adelgazan en la punta, muy largos y finos, asociados a hifas y especialmente a hifas con masas resinosas; muy abundantes y característicos de este hongo; a veces agrupados semejando erizos de mar, otras se entrecruzan formando una trama lejos de las hifas (N-nc; S-82/2. Lám. 6.2.LXIX, fig.16).

- Cristales rómbicos, en forma de pirámide o de perinola, no asociados a las hifas (N-nc; S-83/2. Lám. 6.2.LXIX, fig. 17).

- Borlas blancas compactas de la mata micelial que corresponden a zonas de fructificación, constituidas por hifas de células muy cortas y anchas con forma de artejos de cacto, redondeadas y sobresalientes en los septos (Lám. 6.2.LXX, fig. 24), también por hifas de ramas cortas con aspecto coraloides (ver foto anterior) y por estructuras himeniales en diversos grados de desarrollo: cistidios, basidiolos, basidios y basidiosporas libres alantoides o en forma de frijol (N-48; S-88/2. Lám. 6.2.LXIX, fig. 18-19; lám. 6.2.LXXI, figs. 26-30).

Código de especie

Según la codificación del método de Nobles (1965): 2, 5, 8, 10, 14, 21, 26, 36, 38, 41, 48, 53, 54, 55.

Según la codificación del método de Stalpers (1978): 1, 5, 13, 14/?, 15/?, 27, 30, 36, 39/1, 40/1, 41/2, 46, 58, 63, 72, 75, 80, 82, 83, 88, 89, 90.

Comentarios

T. abietinus y esta especie son comunes en bosques templados de Norteamérica; el primero se caracteriza por su pileo grisáceo e hirsuto, mientras que *T. biformis* tiene un pileo color púrpura violáceo (Gilbertson y Ryvarden, 1987).

Se tienen antecedentes de estudios sobre caracteres culturales para esta especie con el sinónimo de *Polyporus pargamensis* Fr. Para Davidson *et al.* (1942), los cultivos de este hongo cubren la caja en más de dos semanas; la mata micelial, inicialmente blanca, adquiere más tarde tintes vináceo rosado pálido y está compuesta de hifas nodoso-septadas (con fibulas cortas y fibrohifas (hifas esqueléticas). Según Nobles (1948), la caja es cubierta en 3-4 semanas; la mata es blanca, sin cambios y está formada por hifas nodoso-septadas (con fibulas) y fibrohifas no ramificadas (hifas esqueléticas); el cultivo suele fructificar en forma de papilas cerosas con basidios, basidiosporas y cistidios capitado-incrustados. Más tarde, Nobles (1965) añade que el reverso permanece sin cambio, que carece de esporas secundarias, que las fibrohifas son numerosas y que los cistidios capitado-incrustados también se encuentran en micelio vegetativo.

Los caracteres culturales confirman el sistema hifal dimítico observado en la estructura del basidioma de esta especie. El aislamiento estudiado se caracterizó por un rápido crecimiento al cubrir la caja en una semana y por no presentar cambios en el reverso; también por una mata micelial blanca constituida de hifas simple-septadas (sin fibulas) así como otras con ocasionales fibulas, de fibrohifas no ramificadas (hifas esqueléticas), y además presentar zonas compactas de color blanco más intenso con abundantes estructuras himeniales, como cistidios lisos e incrustados, basidios, basidiolos y basidiosporas libres, similares a las del basidioma. Estos caracteres coinciden con los descritos por Nobles (1948, 1965). También fueron observados otros caracteres no descritos anteriormente, como son: células cuticulares, hifas con masas resinosas adheridas a la pared, hinchamientos y una forma muy peculiar de hifas en forma de hueso tibia.

TESIS CON
FALLA DE ORIGEN

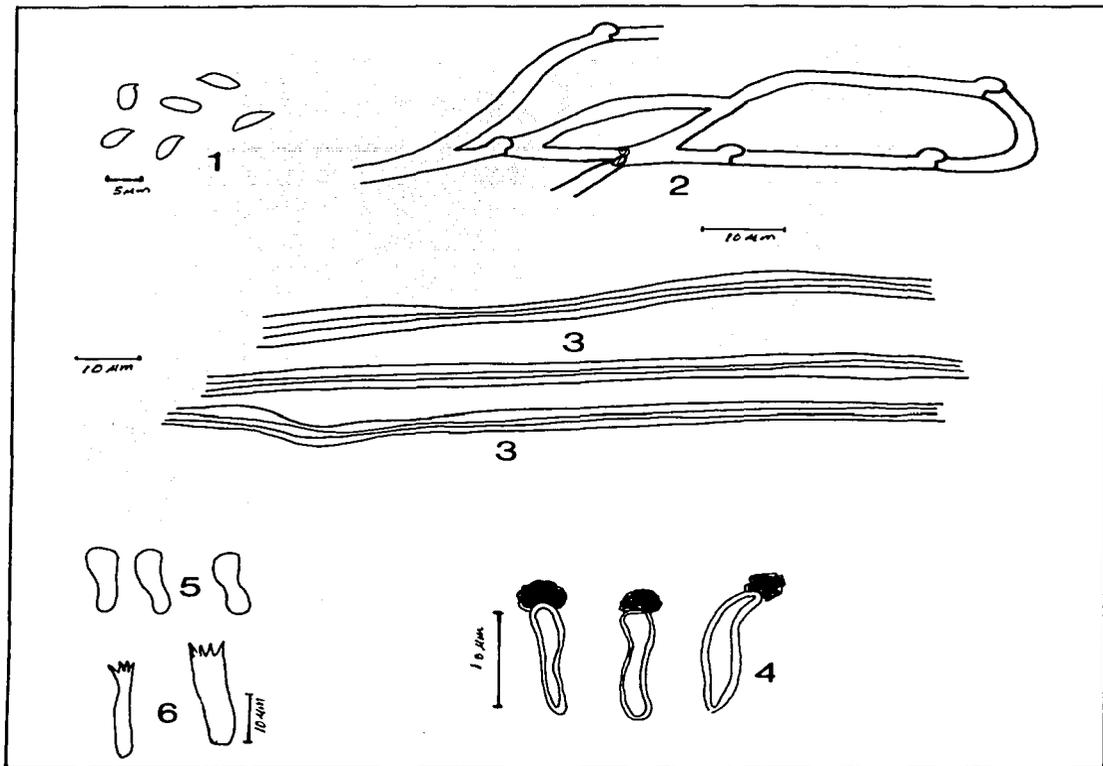


Lámina 6.2.LXVIII. *Trichaptum bififormis*; estructuras microscópicas del basidioma

Fig. 1. Esporas.

Fig. 2. Hifas generativas con fibulas.

Fig. 3. Hifas esqueléticas.

Fig. 4. Cistidios.

Fig. 5. Basidiolos.

Fig. 6. Basidios.

Trichaptum biformis

Caracteres culturales

Claves: a= alocistes, b= basidios, ba= basidiosporas, bs= basidiolos, ci= cistidios, fh= fibrohifas, hi= hinchamientos, mr= masas resinosas.

Lámina 6.2.LXIX

- Fig. 7. Hifas simple-septadas (sin fibulas).
Fig. 8. Hifas nodoso-septadas (con fibulas).
Fig. 9. Anastomosis.
Fig. 10. Células cuticulares.
Fig. 11. Cistidios.
Fig. 12. Hifas con masas resinosas.
Fig. 13. Hinchamientos; alocistes.
Fig. 14. Hinchamientos alantoides.
Fig. 15. Hifas en forma de tibia.
Fig. 16. Cristales aciculares.
Fig. 17. Cristales rómbicos.
Fig. 18. Himenio; basidios.
Fig. 19. Basidios; basidiolos.

Lámina 6.2.LXX

- Fig. 20. Fructificación y sustrato.
Fig. 21. Mata micelial a una semana de incubación.
Fig. 22. Mata micelial a las seis semanas de incubación.
Fig. 23. Hifas simple-septadas (sin fibulas); fibrohifas o hifas esqueléticas (400×).
Fig. 24. Masas resinosas; alocistes (1000×).
Fig. 25. Alocistes; hinchamientos; recuadro: hifas en forma de tibia (1000×).

Lámina 6.2.LXXI

- Fig. 26. Himenio; basidiolos; cistidios (1000×).
Fig. 27. Cistidios muricados (1000×).
Fig. 28. Basidiosporas; cistidios (1000×).
Fig. 29. Himenio; basidios, basidiolos; cistidios (400×).
Fig. 30. Cistidios (1000×).
Fig. 31. Hifas con masas resinosas (1000×).

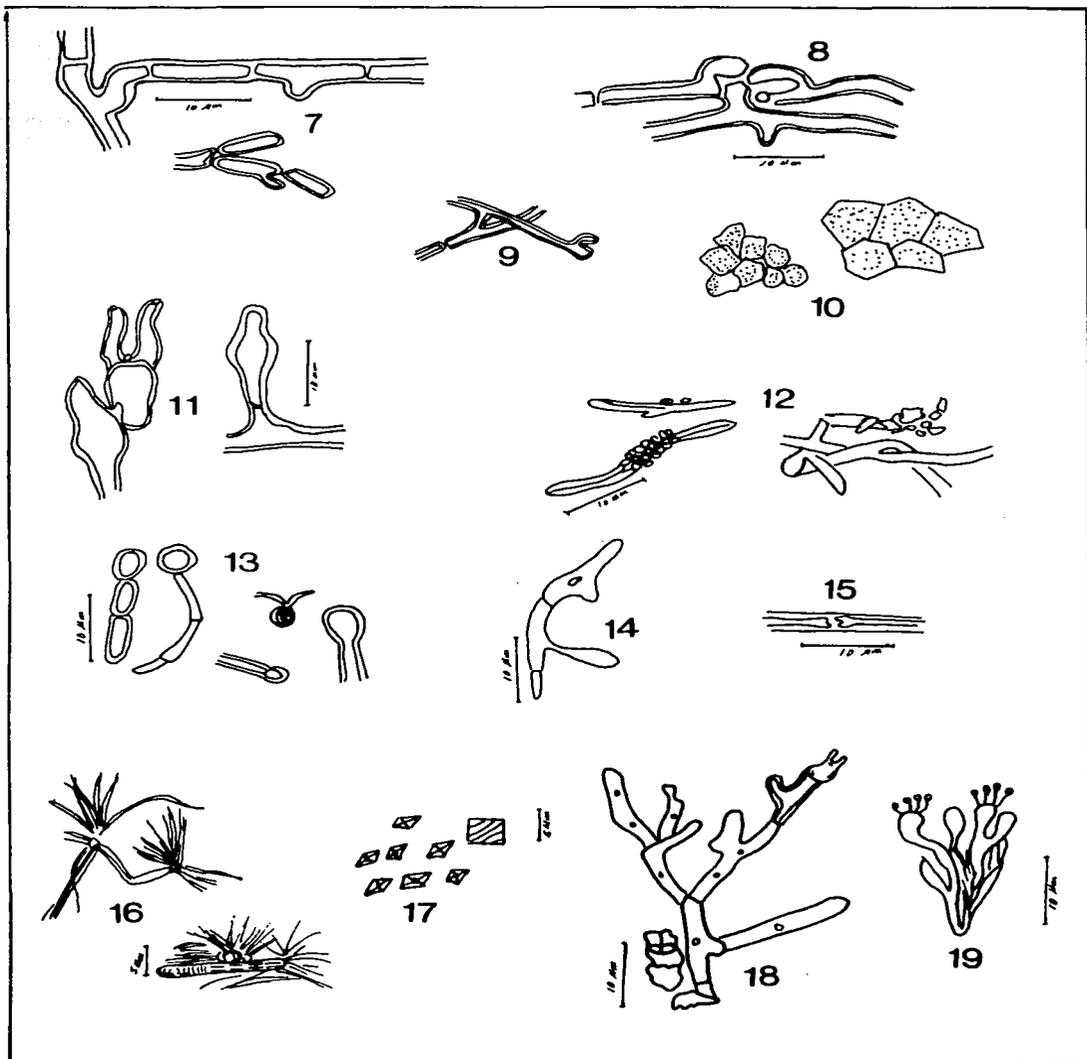


Lámina 6.2.LXIX. *Trichaptum bififormis*.

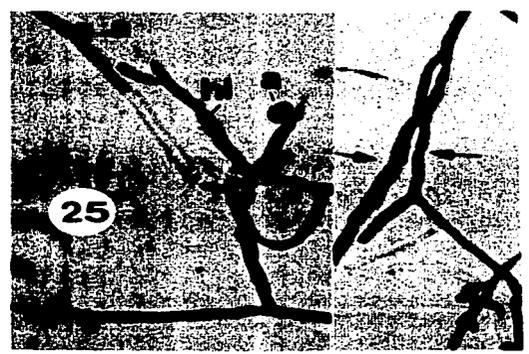
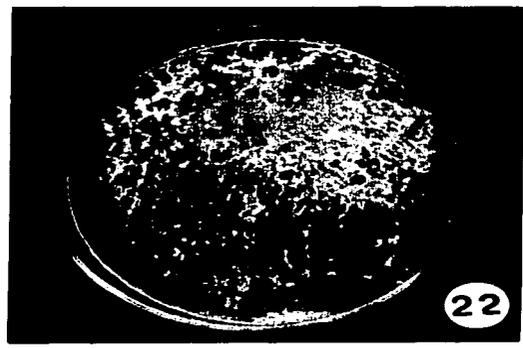
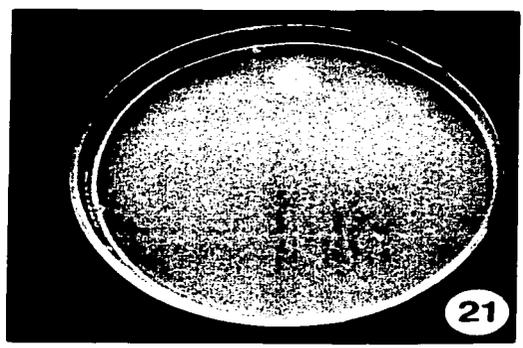
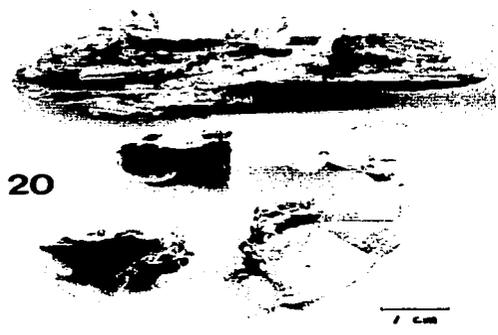


Lámina 6.2.LXX. *Trichaptum biformis*.

TESIS CON
FALLA DE ORIGEN

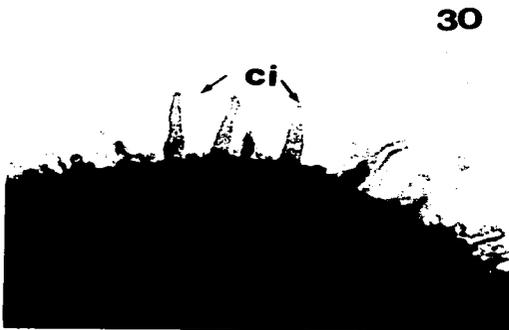
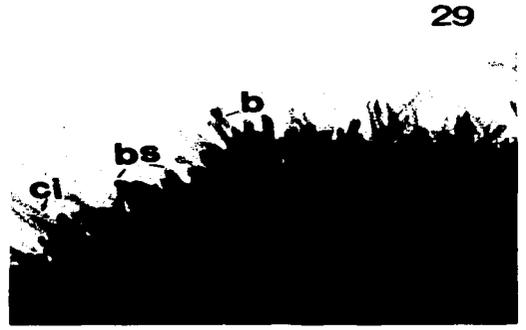


Lámina 6.2.LXXI. *Trichaptum biformis*.

7. DISCUSIÓN

7.1. Tipo de pudrición

La determinación del tipo de pudrición que causan los hongos xilófagos, morena o blanca, es fundamental para la descripción de estos organismos por ser una característica propia de la especie biológica, por lo que tiene relevancia en biosistemática. Tal información indica la capacidad metabólica de los hongos y, por lo tanto, el efecto que producen en la madera, bien sea considerada ésta como su sustrato en la naturaleza (detrito leñoso) o como un material utilizado por el hombre, aspectos relacionados con su función en los bosques y la importancia económica del hongo. Por ello, aunque las características del sustrato leñoso de todos los hongos recolectados indicaban desarrollo de pudrición blanca, la importancia que tiene este carácter hacía necesario realizar su comprobación rigurosa.

7.1.1. Discusión de los tres métodos

Para la primera prueba, se siguió el método del **aserrín-guayacol** (Ruiz y Pinzón-Picaseño, 1995), desarrollado como una variante de la prueba del guayaco de Nobles (1958a) más factible de aplicar en nuestro medio. En este método las reacciones fueron muy evidentes y todos los aislamientos ensayados presentaron reacción positiva de pudrición blanca, con excepción del hongo que sirvió de control para pudrición morena.

Debido a que ésta es la primera ocasión en que la técnica del **aserrín-guayacol** es aplicada simultáneamente a un número relativamente grande de especies, fue muy interesante observar que entre los diversos aislamientos ocurrieran reacciones con diferente **intensidad**. El descubrimiento de tal fenómeno, sugiere de inmediato una interpretación en términos de mayor o menor producción enzimática; pero como comprobar tal hipótesis, o bien, investigar su explicación y posible utilidad, sobrepasa los alcances de este trabajo, solamente es posible proponerlo aquí como un tema para tratar en el futuro.

La segunda prueba para confirmar el tipo de pudrición que causan los aislamientos debía consistir en una técnica muy diferente a la primera, con el objeto de exponerlos a otras condiciones de cultivo que pudieran favorecer la expresión de su potencialidad e interpretar los resultados de una manera diferente. Para ello, fue utilizado el método de **Badcock** (Badcock, 1941, 1964) con **aserrín de pino**, según Ruiz y Pinzón-Picaseño (1995).

Con este método, las reacciones fueron comparativamente más difíciles de detectar y diferenciar que con el del **aserrín-guayacol**. Las reacciones positivas eran parecidas a la reacción de pudrición morena del hongo control, pues en ambas se presentaba un aclaramiento del aserrín hacia el amarillo. La principal característica para distinguir la reacción de pudrición blanca consistía en unas pequeñas zonas con las partículas del aserrín de color café-rojizo. Por eso, para evitar errores de interpretación, fue necesario seguir el desarrollo con lecturas semanales y comparar cuidadosamente cada hongo de prueba contra los cultivos que sirvieron de control y testigos, basándose la interpretación en la totalidad de las lecturas y no sólo en la de la octava semana. Entonces, las diferencias eran relativamente sutiles, quizá algo subjetivas y hasta variables según el ángulo de incidencia de la luz. Esto se puede apreciar en la lámina 6.1.II, la cual representa un montaje de fotos tomadas individualmente a distancias y ángulos ligeramente diferentes, por lo que algunos casos muestran tonalidades que se alejan de las observadas a simple vista y se parecen más a la foto de la reacción del control de pudrición morena exhibida en la lámina, pero a tal efecto contribuyó la técnica fotográfica y el manejo posterior de las imágenes.

Además de las dificultades de interpretación, ocho de los 15 aislamientos presentaron **problemas de crecimiento**, según los cuales pueden ser ubicados en tres grupos: **a)** *Earliella scabrosa* creció con apariencia normal hasta la tercera semana y luego aparecieron contaminaciones que inhibieron su crecimiento; **b)** *Fomes fasciatus*, *Ganoderma lucidum*, *Phellinus gilvus* y *Rigidoporus microporus* no crecieron desde un principio y luego, a las 5 semanas, aparecieron contaminaciones; **c)** *Hexagonia tenuis*, *Polyporus tricholoma* y *Trametes maxima* tampoco crecieron desde la inoculación aunque nunca presentaron contaminaciones. Estos problemas no fueron del todo inesperados, ya que por otras experiencias personales de la autora en trabajos anteriores y de otros colegas (comunicaciones personales) se ha observado que en los medios de cultivo basados en madera (como el aserrín) si el inóculo del basidiomicete no se desarrolla bien desde el principio, o sólo se desarrolla durante un tiempo corto y detiene su crecimiento, entonces, los contaminantes típicos de los laboratorios crecen; e inversamente, si el desarrollo del basidiomicete es vigoroso, los contaminantes no pueden competir con él y permanecen inhibidos.

Con el fin de completar los resultados, los hongos *E. scabrosa* (LT-1062), *F. fasciatus* (LT-1104), *G. lucidum* (LT-1103), *H. tenuis* (LT-1081), *Ph. gilvus* (LT-1100), *P. tricholoma* (LT-1083), *R. microporus* (LT-1107) y *T. maxima* (LT-1092) fueron sometidos a otra prueba utilizando nuevamente el método de Badcock (1941, 1964), pero esta vez con **aserrín de liquidámbar**, para ver si los hongos que no crecieron en pino podrían desarrollarse en aserrín de madera de una angiosperma.

Los resultados superaron las expectativas, pues todos los hongos cultivados crecieron con exuberancia en este medio y dieron reacciones positivas (+) de pudrición blanca (ver lámina 6.1.III). Las reacciones para cada tipo de pudrición fueron diferentes a las observadas en aserrín de pino: en la pudrición blanca con una tendencia más notoria hacia la decoloración del aserrín y en la pudrición morena hacia el oscurecimiento. Por lo tanto, estas reacciones fueron más fáciles de interpretar que aquellas observadas en aserrín de pino. La producción de reacciones diferentes al usar aserrín de otras especies es normal, como ha sido divulgado por Ruiz y Pinzón-Picaseño (1995) al analizar un texto de Badcock (1964).

El mayor problema encontrado en esta prueba fue la misma exuberancia del micelio, porque en casi todas las observaciones de la mayoría de los casos, el micelio inmediato a la zona de avance cubría casi completamente las partículas de aserrín y enmascaraba la reacción. Como en la prueba anterior, fue indispensable el respaldo de los cultivos usados como control para cada pudrición y los testigos sin inocular.

De las tres pruebas aplicadas, la más confiable, sencilla y fácil de interpretar fue la del **aserrín-guayaquil**, porque el medio de cultivo sólo contiene un ingrediente extra, que puede ser preparado fácilmente, y un reactivo que se consigue en casi cualquier droguería; el tiempo de incubación requerido es el menor y la interpretación de las reacciones es indudable y confiable.

La utilización del método de Badcock en sus dos variantes, aserrín de pino y de liquidámbar, además de aportar resultados para el objetivo inicial, proporcionó información relacionada con la afinidad de los aislamientos hacia el sustrato, tema que será tratado en la sección 7.3.4.

7.1.2. Importancia en taxonomía

Diversos micólogos, entre ellos Campbell (1938), Nobles (1958b), Stalpers (1978) y Ryvarden (1991) han sostenido que diferenciar entre hongos causantes de uno u otro tipo de pudrición, por la

detección o la no detección de fenoloxidasas extracelulares, es importante para el estudio taxonómico de los hongos degradadores de la madera. Nobles ya había expresado en 1958 que si se confirmaba su suposición sobre la importancia taxonómica del tipo de pudrición para los trabajos micoflorísticos, sería necesario incluir con el esporóforo su sustrato (como muestra de la pudrición) y también realizar pruebas para detectar oxidasas extracelular, dándole así mayor relevancia a la determinación y confirmación del tipo de pudrición en el estudio de los poliporáceos.

Y en efecto, actualmente está bien comprobada la importancia taxonómica del tipo de pudrición. Por ejemplo, Redhead y Ginns (1985) realizaron una revisión exhaustiva de la composición y delimitación de algunos géneros tradicionales de Agaricales lignícolas, y confrontaron los cambios realizados por diversos autores en fechas recientes con sus propias proposiciones. De todo ello surgió la creación de nuevos géneros, transferencia y reacomodo de especies en nuevas combinaciones e incluso revalidación de géneros desechados. En suma, concluyeron que de las especies lignícolas descritas para el género *Coprinus* corresponden a él sólo especies de pudrición blanca; que al género *Hypsizygus* le pertenecen especies de pudrición morena; y que del complejo *Lentinus-Pleurotus-Panus* surgen tres nuevos géneros: *Neolentinus*, *Helicybe* y *Ossicaulis* con especies causantes de pudrición morena, mientras que las causantes de pudrición blanca son transferidas a *Panus* y *Lentinula*, o permanecen en *Pleurotus*. Al ejemplo citado se puede agregar que algunas publicaciones fungísticas modernas de gran cobertura ya incluyen el tipo de pudrición a las descripciones de los hongos lignícolas, por ejemplo las realizadas para amplias regiones de la India (Bakshi, 1971) y Norteamérica (Gilbertson, 1974; Gilbertson y Ryvarden, 1986, 1987). Desafortunadamente, el dato falta en la fungiflora del Norte de Europa (Ryvarden, 1978) y en la de África Oriental (Ryvarden y Johansen, 1980). En México, Ojeda López *et al.* (1986) indican el tipo de pudrición de los hongos estudiados para una zona de Guanajuato.

7.1.3. Aplicación en filogenia

En cuanto a filogenia, desde hace tiempo Nobles (1958b) había teorizado que como la capacidad de utilizar la celulosa es común a todas las especies de Poliporáceos degradadores de la madera, debería de ser considerada una característica primitiva; mientras que la habilidad para degradar la lignina habría sido adquirida posteriormente por algunas especies, así que podría ser una característica más avanzada. Más recientemente, Ryvarden (1991) recabó información para examinar con mayor detalle la relevancia taxonómica del tipo de pudrición y su repercusión en la filogenia de los poliporoides: coincide con Nobles (1958b) en la importancia de tal característica, pero discrepa en su interpretación, pues, apoyado en las observaciones que publicó Gilbertson en el año de 1980 sobre los hongos que pudren la madera en norteamérica, cree que los hongos tanto de pudrición morena como de pudrición blanca evolucionaron de un ancestro heterobasidiomicete capaz de aprovechar la celulosa y parte de la lignina; que aquellos que permanecieron asociados a las coníferas refinaron la degradación de la celulosa, transformándose en causantes de pudrición morena (proceso que supone ocurrió varias veces en la evolución); y que los hongos adaptados a las Angiospermas cuando empezaban a prosperar, fueron capaces de desarrollar la habilidad enzimática para degradar celulosa y lignina en la misma proporción, convirtiéndose en el tronco del cual evolucionaron la mayoría de los otros basidiomicetes. Con métodos moleculares de ADN que están más en boga, Hibbett y Donoghue (2001) reconstruyen estados ancestrales usando parsimonia y deducen que el antecesor de los homobasidiomicetes fue un hongo causante de pudrición blanca, mientras que la capacidad de causar pudrición morena evolucionó repetidas veces. Si bien la cuestión no está definitivamente resuelta, lo cierto es que el tipo de pudrición seguirá siendo un carácter fundamental para cualquier decisión.

7.1.4. Utilidad en biogeografía

Otro tema al que pueden contribuir los resultados de este trabajo es el de la biogeografía. Ryvarden (1991) recopiló información disponible y tabuló estadísticas sobre la distribución geográfica de los poliporoides de pudrición morena, con base en ello, coligió: que habitan primariamente al norte del Trópico de Cáncer (23°27' de latitud N), que aparecen con mayor abundancia más allá de los 35° y que por debajo de esa latitud se encuentran preferentemente en los pinares del sur de EUA y los bosques de coníferas de alta montaña; en suma, que son de afinidad boreal. Por consecuencia, son muy pocos los hongos causantes de pudrición morena que habitan en los trópicos y en las zonas templadas australes; en los trópicos comprenderían aproximadamente el 2% de los Basidiomicetes lignícolas (*op. cit.*). En relación con esto, como se vio en la sección de antecedentes, ya se ha determinado con pruebas fisiológicas el tipo de pudrición que causan algunos hongos xilófagos de la Estación "Los Tuxtlas": Pinzón-Picaseño *et al.* (1982) utilizaron a *Cymatoderma* sp. LB-179 y *Cymatoderma caperatum* (Berk. & Mont.) Reid LB-145; Pinzón-Picaseño y Véliz Ávila (1984) ensayaron con *Daedalea confragosa* Bolt.: Fr. LB-39, *Fomes ulmarius* (Sow. : Fr.) Gill. LB-181a, *Favolus brasiliensis* Fr. LB-160 y *Polyporus occidentalis* Klotz. LB-141; Pinzón-Picaseño y Hernández Jiménez (1987) estudiaron a *Daedalea microsticta* Cooke LB-68, *Hexagonia tenuis* Fr. LB-204, *Panus rudis* Fr. LB-213, *Polyporus hirsutus* Wulf. Fr. LB-203 y *Pycnoporus sanguineus* (L. : Fr.) Murr. LB-216; y Pinzón-Picaseño *et al.*, (1997) trabajaron con *Ganoderma applanatum* (Pers. : Walt) Pat. LT-47 y LT-66, *Hexagonia hydroides* (Sw. : Fr.) M. Fidalgo LT-972, *Polyporus arcularius* (Batsch) Fr. LT-928, *Trametes corrugata* (Pers.) Bresala LT-1019 y *Xylaria anisopleura* (Mont.) Fr. LT-968. Con los resultados del presente trabajo, el total de especies ensayadas aumenta considerablemente (de 16 a 28) y todas ellas han sido de pudrición blanca. Por lo consecuente, hasta el momento sólo se han confirmado experimentalmente especies de pudrición blanca, lo cual es un indicio de la escasa proporción de especies de pudrición morena en esta localidad tropical. Así, los datos actuales sirven de apoyo experimental a las afirmaciones de Ryvarden (1991) en cuanto a biogeografía.

Por todo lo anterior, se puede afirmar que las pruebas fisiológicas de laboratorio para confirmar el tipo de pudrición que causan los poliporoides xilófagos también son herramientas valiosas para el estudio taxonómico, filogenético y biogeográfico de estos hongos.

7.2. Estructura de los basidiomas

Patouillard fue el primer micólogo en criticar, por el año 1900, que la taxonomía de los Afiloforales se fundamentara en la forma del basidiocarpo y la configuración del himenóforo, el sistema tradicional friesiano (Parmasto y Parmasto, 1979; Pegler, 1996). Tiempo después, Comer (1932 a y b) le dio importancia al estudio microscópico del basidiocarpo y encontró que estaba constituido por tres diferentes tipos de hifas; su descubrimiento llevó a la postulación de los sistemas hifales. Más tarde, Cunningham (1954) revisó exhaustivamente ejemplares de hongos en el herbario de Kew y encontró que las características macroscópicas tradicionales del basidiocarpo servían bien para identificar especies muy conocidas de poliporoides de zonas templadas, pero tales moldes se rompían al aplicarse a formas tropicales y subtropicales; en cambio, algunos caracteres microscópicos, como los sistemas hifales, los basidios y las esporas, eran más confiables para ser tomados como criterios para la determinación.

Con base en tales afirmaciones, y tomando también en cuenta que la morfología macroscópica de los basidiomas de las especies trabajadas es bastante conocida, en esta sección se discutirán principalmente los caracteres microscópicos de los basidiomas estudiados.

7.2.1. Sistemas hifales

La observación de los sistemas hifales en el material de Los Tuxtlas es un componente básico de las descripciones taxonómicas. Los resultados establecen que de los 17 hongos estudiados, doce poseen un sistema hifal trimitico, cuatro tienen un sistema hifal dimítico y sólo uno presentó sistema hifal monomítico. Las especies **trimíticas** son: *Corioloopsis polyzona*, *Earliella scabrosa*, *Fomes fasciatus*, *Ganoderma applanatum*, *Ganoderma lucidum*, *Hexagonia hydroides*, *Hexagonia tenuis*, *Humphreya coffeatum*, *Pycnoporus sanguineus*, *Trametes elegans*, *Trametes maxima*, *Trametes pavonia*. Las especies **dimíticas** son: *Antrodiella liebmanni*, *Phellinus gilvus*, *Polyporus tricholoma* y *Trichaptum biformis*. Y **monomítica** sólo una especie, *Rigidoporus microporus*.

Las observaciones realizadas coinciden bien con lo señalado en la literatura para estas especies. Solamente el caso de *Rigidoporus microporus* puede ser controversial porque ha sido registrado como **monomítico** (Ryvarden y Johansen, 1980) o como **seudodimítico** (Gilbertson y Ryvarden, 1987). Al parecer, en el futuro cercano habrá que hacer observaciones más finas de los basidiomas, pues el conocimiento de los sistemas hifales se ha desarrollado y complicado más. Pegler (1996) elaboró una revisión histórica y actualización del análisis hifal de los basidiomas en los principales grupos de Basidiomycetes en la que reconoce otros sistemas hifales intermedios aparte de los conocidos clásicamente (monomítico, dimítico y trimitico), tales son: sarcomítico, dimítico intermedio, dimítico anfimítico y sarcotrimítico.

Además del valor taxonómico intrínseco de los sistemas hifales, Ryvarden (1991) los asocia con un concepto que él llama "estrategia de vida", refiriéndose a la longevidad o duración del basidioma. Este autor afirma que para lograr la estrategia de vida **perenne**, los basidiocarpos deben tener una fuerte dominancia de hifas vegetativas (esqueléticas y/o conectivas) que les permitan resistir los factores adversos del medio: sequía, lluvia, calor, heladas y ataque de insectos u otros hongos. A lo anterior, Zabel y Morrell (1992) agregan que la estructura o sistema hifal del basidioma explica la consistencia y dimensiones del mismo: un sistema hifal monomítico, con sólo hifas generativas, da origen a basidiomas pequeños y blandos; los que además de hifas generativas poseen hifas conectivas, formarán basidiomas de consistencia **coriácea**; y, los que, junto con las dos anteriores, incluyen hifas esqueléticas, podrán desarrollar basidiocarpos de mayor tamaño y consistencia **leñosa**.

Si con esta perspectiva se analizan los sistemas hifales de los hongos estudiados, se tiene lo siguiente.

Entre las doce especies **trimíticas** hay unas que son **perennes** y con basidioma de consistencia **leñosa**: *Fomes fasciatus*, *Ganoderma applanatum*, *G. lucidum* y *Humphreya coffeatum*; otras que son **anuales a perennes** y su consistencia es **variable**: *Corioloopsis polyzona* (flexible-corchosa-dura), *Earliella scabrosa* (coriácea a dura) y *Trametes elegans* (flexible-corchosa-rígida); y especies **anuales** con basidioma de consistencia **coriácea** con alguna variante: *Hexagonia hydroides* (coriácea-rígida), *Hexagonia tenuis* (flexible-coriácea-dura), *Pycnoporus sanguineus* (coriácea-rígida), *Trametes maxima* (coriácea-dura) y *Trametes pavonia* (flexible-coriácea).

En las cuatro especies **dimíticas**, predomina la consistencia **coriácea**, pero una de ellas es **anual a perenne**, *Phellinus gilvus*, con hifas esqueléticas y consistencia **coriácea a rígida**; y las otras tres son **anuales**: *Antrodiella liebmanni*, con hifas esqueléticas y consistencia **coriácea a dura**; *Trichaptum biformis*, con hifas esqueléticas y consistencia flexible a **coriácea**; y *Polyporus tricholoma*, con hifas conectivas tipo bovista y consistencia **coriácea**.

Y la única especie monomítica, *Rigidoporus microporus*, es un caso excepcional, pues se trata de una especie anual, con hifas generativas de pared delgada, pero sus basidiomas son de consistencia coriácea-dura.

Tratándose de una muestra en realidad pequeña, es imposible una interpretación definitiva, pero puede apreciarse que en general sí existe una tendencia que corrobora el análisis de Ryvar den (1991) y la afirmación de Zabel y Morrell (1992) en el sentido de que existe una correlación entre la estructura hifal del basidioma con la longevidad o estrategia de vida de la especie y de ésta, a su vez, con la consistencia. A esto puede añadirse que en el grupo de especies trimiticas se observa mayor variedad de estrategias de vida y de consistencias. Esto bien puede deberse a la variedad de tipos hifales que se han ido descubriendo (Pegler, 1996), lo que enfatiza la necesidad de continuar con estos estudios a un nivel todavía más fino que el presente. Como prueba baste notar la diferencia, aunque pequeña, en la consistencia de las especies dimíticas con hifas escleréticas o conectivas.

7.2.2. Cistidios y estructuras afines

En el material estudiado de Los Tuxtlas, la detección de este tipo de estructuras estuvo relacionada con el conocimiento que se tiene de su presencia entre las especies de cada familia, con una pequeña excepción. En ejemplares de la familia Polyporaceae, grupo en el que usualmente se presentan dichas estructuras, fueron observados cistidios típicos sólo en una especie: *Trichaptum bififormis*; se presentaron cistidiolos en dos especies: *Fomes fasciatus* y *Rigidoporus microporus*; y fueron observadas clavijas hifales (a veces llamadas por su nombre en inglés "hyphal pegs") en tres casos: *Pycnoporus sanguineus*, *Trametes maxima* y *Trametes pavonia*. Las setas, típicas de la familia Hymenochaetaceae, fueron detectadas solamente en el único hongo representante de esta familia: *Phellinus gilvus*. La excepción ocurrió en la familia Ganodermataceae, en la que normalmente no se encuentran estas estructuras, porque fueron observados pilocistidios en *Ganoderma lucidum*.

Para Ryvar den (1991) los cistidios no expresan una clara tendencia filogenética en los poliporoides, él solamente sugiere que podrían ser consideradas estructuras primitivas por estar ausentes en los géneros con sexualidad tetrapolar y sistema hifal trimitico, que son los que considera más avanzados. De cualquier manera, estas estructuras son útiles para la determinación basada en caracteres microscópicos; por ejemplo, de las tres especies de *Trametes* estudiadas, *T. maxima* y *T. pavonia* presentaron clavijas hifales, mientras que *T. elegans* no las presentó.

7.2.3. Tamaño de esporas

En esta particularidad, es interesante comparar las medidas obtenidas en el presente estudio con algunos datos recabados por Ryvar den (1991). Por ejemplo, dicho autor hizo un análisis comparativo entre el tamaño de las esporas de las especies poliporoides con las esporas más grandes de Europa y de África, y concluyó que las esporas de las especies tropicales africanas son de mayor tamaño; similarmente, cita datos de otros autores según los cuales en ejemplares de *Ganoderma applanatum*, recolectados desde África hasta Escandinavia, las esporas de los más septentrionales son de menor tamaño que las de los tropicales.

Por contraste, las medidas del material originario de Los Tuxtlas comparado con los datos de ejemplares de las mismas especies procedentes de África (Ryvar den y Johansen, 1980) y Norteamérica (Gilbertson y Ryvar den, 1986, 1987) e incluso de la India (Bakshi, 1971) son bastante similares entre sí, con excepción de dos casos, *Hexagonia hydnoidea* (Los Tuxtlas: 8.8—13 × 2.4—

3.0 μm ; África: (9) 11—13.5 (15) \times (3) 3.5—4.5 (5) μm ; y Norteamérica: 11—14.5 \times 3.5—5) y *H. tenuis* (Los Tuxtlas: 10—12 \times 3.6—5.8 μm ; África: 14—20 \times 4.7—6.3 μm ; Norteamérica: no hay datos; e India: 8.8—14.7 \times 2.9—4.4 μm), en los que las medidas del material de México son menores.

7.2.4. Reacciones macro y microquímicas

Junto a los caracteres morfológicos del basidioma, actualmente son muy importantes en las descripciones taxonómicas las reacciones macroquímicas y microquímicas.

7.2.4.1. Reacción xantocróica

Entre ellas destaca, por su supuesta relación con el tipo de pudrición, la reacción xantocróica. Parmasto y Parmasto (1979) recabaron la información de muchos autores relevantes para explicar en qué consiste dicha reacción y encontraron que la reacción xantocróica se debe a la formación de diversos tipos de pigmentos oscuros que se producen por el efecto de un álcali diluido, generalmente KOH, sobre sustancias fenólicas. En algún momento se creyó que estas sustancias estaban relacionadas con la degradación de la lignina y en otras ocasiones con los ácidos húmicos del suelo (*op. cit.*). Para confirmar o rechazar algunas de esas suposiciones, los autores citados realizaron análisis espectrofotométricos de extractos de basidiomas xantocróicos y no xantocróicos de muchas especies y encontraron que la reacción xantocróica positiva no es exclusiva de los hongos causantes de pudrición blanca, no es particular de la familia Hymenochaetaceae, ni tampoco está ausente en la familia Polyporaceae, ni siquiera es típica de los basidiomas de color moreno u oscuro. Y además, en apoyo a la taxonomía, tales análisis les sirvieron para concluir, que los géneros *Phaellos* s. str., *Pycnoporellus* y *Pyrofomes* no pertenecen a la familia Hymenochaetaceae, así como para proponer dos nuevas combinaciones, *Phellinus microporus* (Pilát) Parm. y *Ph. jezoënsis* (Yamano) Parm. (*op. cit.*).

Los resultados del estudio actual coinciden con esas conclusiones pues aunque todos los hongos son causantes de pudrición blanca, la reacción xantocróica sólo fue observada en doce de las diecisiete especies estudiadas. De la familia Polyporaceae ocho especies presentaron reacción xantocróica positiva (*Earliella scabrosa*, *Fomes fasciatus*, *Hexagonia hydroides*, *H. tenuis*, *Polyporus tricholoma*, *Trametes elegans*, *T. maxima* y *T. pavonia*) y en cinco especies fue negativa (*Antrodiella liebmanni*, *Corioloopsis polyzona*, *Pycnoporus sanguineus*, *Rigidoporus microporus* y *Trichaptum biformis*). De la familia Ganodermataceae en las tres especies fue positiva (*Ganoderma applanatum*, *G. lucidum* y *Humphreya coffeatum*). Y por supuesto, también fue positiva en la única especie de Hymenochaetaceae (*Phellinus gilvus*). En cuanto a la relación del color del basidioma con la reacción positiva, basta decir que en los de color más oscuro como *F. fasciatus* fue positiva, aunque también en los basidiomas más blancos, los de *T. elegans*, ocurrió lo mismo.

Para Ryvarden (1991), el uso de los compuestos químicos como apoyo a la taxonomía de los Polyporaceae, que en este grupo se usa para delimitación a nivel genérico, no tiene firmes bases filogenéticas. En efecto, si bien en los géneros *Ganoderma*, *Hexagonia* y *Trametes*, todas las especies estudiadas de Los Tuxtlas dieron similarmente reacción positiva; por otra parte, se puede añadir que según un trabajo hecho por Jacquenoud en 1974 (citado por Parmasto y Parmasto, 1979), *Pycnoporus cinnabarinus* presentó reacción xantocróica positiva; mientras que en la especie del mismo género originaria de la localidad (*P. sanguineus*) la reacción fue negativa.

7.2.4.2. Reacción de Melzer

Con respecto a la reacción de Melzer en las esporas, Ryvarden (1991) considera que ésta no tiene ningún valor filogénico en los poliporoides. Sin embargo, muchos autores la recomiendan como herramienta útil en la caracterización de basidiomas (por ejemplo la recopilación de Cifuentes Blanco *et al.*, 1986) para diagnóstico a nivel específico. En el presente trabajo no fue observada ninguna reacción en los ejemplares y especies probados.

7.3. Análisis fungístico

Los resultados de la parte taxonómica de este trabajo aportan descripciones de basidiomas de 17 especies pertenecientes a las familias Polyporaceae (13), Ganodermataceae (3) e Hymenochaetaceae (1), como indica la tabla.1 de la sección 6.

Al comparar dicha tabla con respecto a la lista de macromicetes de la Estación de Biología Tropical "Los Tuxtlas" de Frutis Molina y Pinzón Picaseño (1997), se encontró que ahí están citadas 12 de las 17 especies estudiadas ahora. De modo que con el presente trabajo se aportan cinco nuevos registros para la micobiota de la localidad, las especies son: *Antrodiella liebmannii* (Fr.) Ryv., *Fomes fasciatus* (Sw.: Fr.) Cke., *Humphreya coffeatum* (Berk.) Steyaert, *Rigidoporus microporus* (Fr.) Overeem y *Trametes pavonia* (Hook.) Ryv. En este sentido, el trabajo es una contribución al inventario micobiótico de la Estación "Los Tuxtlas".

7.4. Ecología: hábitat y sustrato

De las especies estudiadas, siete fueron encontradas en **selva conservada**: *Antrodiella liebmannii*, *Earliella scabrosa*, *Hexagonia tenuis*, *Humphreya coffeatum*, *Phellinus gilvus*, *Rigidoporus microporus* y *Trametes pavonia*; y en **sitios fuertemente perturbados**, amplios, talados, quemados, con tocones y troncos caídos en exposición solar total y desarrollo de pastizales bajos, la mayoría actualmente en uso temporal o continuo como potreros, diez especies: *Corioloopsis polyzona*, *Fomes fasciatus*, *Ganoderma applanatum*, *Ganoderma lucidum*, *Hexagonia hydroides*, *Polyporus tricholoma*, *Pycnoporus sanguineus*, *Trametes elegans*, *Trametes maxima* y *Trichaptum biformis*.

Puesto que el interés central del muestreo iba dirigido a los hongos habitantes de la selva, resultó contradictorio que la mayoría de las especies fueran encontradas en potreros. Así que para ver si en estos dos grupos de especies pudiera haber indicios de selectividad por el hábitat, fueron comparados los datos de campo con la información disponible en la lista fungística de la Estación (*op.cit.*). Con ello, se encontró que de las siete especies encontradas en selva, sólo tres se encuentran citadas previamente y su hábitat también fue la selva, éstas son: *Earliella scabrosa*, *Hexagonia tenuis* y *Phellinus gilvus*. De las diez especies encontradas sobre troncos o tocones en potreros, se descarta a *Fomes fasciatus* por no estar incluido en la lista referida; los datos de *Pycnoporus sanguineus* y *Trametes elegans*, indican que su hábitat normal es la vegetación alterada con mayor exposición; y la información de las siete especies restantes señala que habitan también en selva tanto natural como en proceso de regeneración (acahual) y aun perturbada. En conclusión, la mayoría de las especies estudiadas, sí habitan en la selva, pero pueden sobrevivir en sitios alterados; solamente *Pycnoporus sanguineus* y *Trametes elegans* son más específicos de troncos derribados y tocones abandonados en hábitat expuestos.

Con respecto a sustrato, conviene recordar tres cosas: que todos los hongos fueron encontrados sobre madera de Angiospermas; que en la prueba de Badcock (1964), para confirmar el tipo de

putrición, al principio fueron cultivados en aserrín de pino (madera de Gimnospermas) en donde algunos aislamientos presentaron problemas de crecimiento y contaminación; y que los problemas desaparecieron o se solucionaron al usar aserrín de liquidámbar. La interpretación de este hecho ya fue presentada en la sección 7.2. Con base en el cúmulo de observaciones realizadas era válido conjeturar que tales aislamientos debían de poseer algún grado de incompatibilidad hacia la madera de pino como sustrato, o bien, de selectividad por la madera de angiospermas.

Tal posibilidad motivó a confrontar estos resultados con la información bibliográfica para ver si acaso coincidía en que los hongos que presentaron problemas en aserrín de pino fueran específicos de la madera de Angiospermas y los siete que crecieron sin problemas fueran más generales en su sustrato. Al revisar los datos de varios autores (Bakshi, 1971; Corner, 1983; Gilbertson y Ryvardeen, 1986, 87; Ryvardeen y Johansen, 1980; y Valenzuela y Chacón-Jiménez, 1991) se encontró: **primero**, que de las especies registradas exclusivamente en sustrato de Angiospermas, seis no crecieron (*E. scabrosa*, *G. lucidum*, *H. tenuis*, *P. tricholoma*, *R. microporus* y *T. maxima*) y cuatro sí crecieron en el medio de aserrín de pino (*A. liebmanni*, *C. polyzona*, *H. coffeatum* y *T. elegans*); **segundo**, que de las especies registradas tanto en sustrato de Angiospermas como de Gimnospermas, excluyendo al género *Pinus*, una de ellas no creció (*F. fasciatus*) y dos sí crecieron (*G. applanatum* y *P. sanguineus*) en el aserrín de pino; y **tercero**, que de las especies que han sido encontradas en sustrato de los dos grupos, incluido el género *Pinus*, una no creció (*Ph. gilvus*) y otra sí creció (*T. biformis*) en cultivo.

La información bibliográfica coincidió sólo en parte con las observaciones, pues independientemente del sustrato conocido, tanto hubo algunos hongos que sí crecieron como otros que no crecieron en el aserrín de pino. De todas maneras, estos resultados indican que siete aislamientos de los hongos procedentes de Los Tuxtlas, *E. scabrosa*, *F. fasciatus*, *G. lucidum*, *H. tenuis*, *Ph. gilvus*, *P. tricholoma*, *R. microporus* y *T. maxima*, tienen cierto grado de especificidad hacia el sustrato, ya que *in vitro* no pueden crecer en madera de pino, dato valioso de obtener para hongos que, hasta el momento, son poco conocidos en cultivo. Por ello, este carácter cultural, fue añadido a las descripciones basadas en el método de Nobles (1965) y complementadas con los códigos de Stalpers (1978).

7.5. Caracteres culturales de los aislamientos

Esta línea de investigación fue desarrollada en EUA y Canadá por varias generaciones de investigadores (Long y Harsch, 1918; Fritz, 1923; Campbell, 1938; Davidson *et al.*, 1942; Nobles, 1948, entre otros) hasta culminar con el método definitivo de Nobles (1965). Después cayó en desuso por unos 20 años y, afortunadamente, resurgió hace casi dos décadas como un complemento al trabajo taxonómico clásico (Rajchenberg, 1983; Carranza-Morse y Gilbertson, 1989; Lombard, 1990; Flott y Gilbertson, 1991, también entre otros). En México no se le ha dado la importancia que merece como una herramienta descriptiva, aun cuando desde sus inicios se le consideró valiosa para el trabajo taxonómico, como por ejemplo, la delimitación de especies muy cercanas en la morfología del basidioma o la distinción de formas anormales de una especie (Campbell, 1938), y de esta manera podría ayudar a resolver problemas en el estudio de las "formas tropicales" de algunas especies.

En la aplicación del método, únicamente fueron utilizados 56 de los 60 caracteres codificados por Nobles (1965), porque los restantes cuatro caracteres, relacionados con interfertilidad, estaban más allá de las posibilidades técnicas del proyecto. Con el fin de actualizar esta temática, en los resultados fueron registrados además los códigos equivalentes de la clave de Stalpers (1978), según

versión del mismo autor. Sin embargo, son utilizados preferentemente los códigos y la terminología de Nobles, y sólo como complemento se añaden los códigos y la terminología de Stalpers (1978). Para referencia, se incluye la lista de equivalencias entre las dos claves en la sección 5.6.1, aunque se debe recordar que no fue seguido estrictamente el método de Stalpers, de manera que la comparación de los caracteres que utilizan ambos autores tiene que ser considerada con precaución, pues como los medios de cultivo de Stalpers son diferentes, las variaciones en el desarrollo y morfología de la mata micelial que describe este autor, pueden no ocurrir en el medio de Nobles. La inducción de estas variaciones ha sido demostrada plenamente por Fritz (1923) y otros. Además, en esta sección se analizan comparativamente algunas de las observaciones realizadas en las dos fases fúngicas: micelio y basidioma.

Para Nobles (1965), la reacción de oxidasa extracelular, es decir, el tipo de pudrición, es el carácter fundamental en la taxonomía de los Poliporáceos, por lo que representa el primer grupo de caracteres codificados (N-1—N-2). Como ésto ya ha sido tratado ampliamente, en esta sección se continuará con la discusión de los grupos subsecuentes de caracteres.

7.5.1. Septación de las hifas

El tipo de septación de las hifas no diferenciadas (hifas generativas) ocupa el siguiente lugar en importancia. Según los caracteres que comprende este nivel, las especies estudiadas de Los Tuxtlas quedan divididas en cuatro grupos. En el primer grupo se ubican las especies que poseen hifas uniformemente **nodoso-septadas**, es decir, con fibulas (N-3; S-39): *Pycnoporus sanguineus*, *Trametes elegans*, *T. maxima* y *T. pavonia*. En el segundo grupo están los hongos con hifas **simple-septadas** (sin fibulas) en la zona de avance y **nodoso-septadas** en la parte madura de la mata (N-4; S-39—S-40): *Hexagonia tenuis*, *Humphreya coffeatum*, *Phellinus gilvus* y *Polyporus tricholoma*. El siguiente grupo reúne a los aislamientos que tienen hifas principalmente **simple-septadas** y también algunas hifas **nodoso-septadas** con fibulas simples o múltiples en la zona de avance (N-5; S-39—S-40—S-41): *Fomes fasciatus*, *Ganoderma lucidum*, *Hexagonia hydroides* y *Trichaptum bififormis*. Por último, se agrupan las especies que presentan hifas uniformemente **simple-septadas** (N-6; S-39/0): *Antrodiella liebmannii*, *Corioloopsis polyzona*, *Earliella scabrosa*, *Ganoderma applanatum* y *Rigidoporus microporus*. En resumen, estas últimas cinco especies son las únicas con micelio constituido exclusivamente por hifas sin fibulas.

Nobles encontró que frecuentemente los grupos separados por estos caracteres coincidían con géneros taxonómicos, aunque reconocía que eso no ocurre siempre. Lo mismo sucedió aquí: las especies de *Trametes* permanecieron en un mismo grupo mientras que las especies de *Ganoderma* y *Hexagonia* quedaron en distintos grupos.

Si estos tipos de septación de las hifas no diferenciadas de la mata micelial son confrontados contra la ausencia/presencia de fibulas en las hifas generativas de los basidiomas, se encuentra que, en cultivo, doce especies presentaron alguna variante de hifas con fibulas y solamente cinco especies no las presentaron; mientras que únicamente los basidiomas de *Phellinus gilvus* y *Rigidoporus microporus* presentaron hifas generativas sin fibulas. Esto significa que tanto en cultivo como en basidioma, la presencia de fibulas coincide en 11 especies: *Fomes fasciatus*, *Ganoderma lucidum*, *Hexagonia hydroides*, *H. tenuis*, *Humphreya coffeatum*, *Polyporus tricholoma*, *Pycnoporus sanguineus*, *Trametes elegans*, *Trametes maxima*, *Trametes pavonia* y *Trichaptum bififormis*. La ausencia de fibulas, tanto en micelio como en basidioma, coincide nada más en una especie, *Rigidoporus microporus*. Por lo consecuente, en cinco especies los resultados no coincidieron; en cuatro de ellas no fueron observadas fibulas en cultivo pero sí en basidioma: *Antrodiella liebmannii*,

Corioloopsis polyzona, *Earliella scabrosa* y *Ganoderma applanatum*; y en la otra especie, *Phellinus gilvus*, fue a la inversa, sí se observaron fibulas en cultivo y en basidioma no.

La interpretación de esta comparación de resultados puede dirigirse en más de una dirección: por un lado, puede ser que en la mayoría de las especies es normal la coincidencia del tipo de septación en las dos fases fúngicas, y que en algunos casos la condición normal es que no coincida, observar esto significa obtener información biológica básica; en otra dirección, podría pensarse que la ausencia de fibulas en cultivo fuese artificialmente causada por las condiciones particulares del medio y la incubación usados. Esta última posibilidad no es inverosímil, ni siquiera rara, se conoce desde que Fritz (1923) observó que las fibulas eran más conspicuas y abundantes en unos medios de cultivo que en otros y también encontró la aparición de hifas simple-septadas (sin fibulas) en cultivos viejos de cepas normalmente nodoso-septadas (con fibulas). Desde hace tiempo se sabe que ciertos caracteres morfológicos pueden ser inducidos por factores ambientales, fenómeno al que se le llama morfogénesis. Incluso en México se han realizado ensayos sobre la morfogénesis de fibulas y esporas asexuales de *Psilocybe caerulescens* Murr., por efecto de factores fisicoquímicos del medio de cultivo, como la acumulación de metabolitos, metales o sustancias tóxicas (Dubovoy y Herrera, 1968a, b). La explicación correcta sólo se podrá obtener con más investigación.

7.5.2. Hifas y estructuras diferenciadas

El siguiente nivel de la clave se refiere al tipo de hifas que componen la mata micelial y contiene dos opciones: matas miceliales compuestas exclusivamente por hifas no diferenciadas (N-7; S-m/c); o bien, matas miceliales compuestas por hifas diferenciadas en varias estructuras especializadas (códigos N-8; S-46—S-47 a N-26; S-75—S-80). A partir de este nivel en muchos casos ya es posible diferenciar a unas especies de otras.

De acuerdo con los resultados, todos los hongos estudiados desarrollan varios tipos de hifas diferenciadas, las fibrohifas (N-8) son las más comunes pues están presentes en todos los aislamientos. Este carácter es anterior al uso generalizado de los sistemas hifales y fue actualizado por Stalpers al separarlo en dos opciones: hifas esqueléticas de pared gruesa y no ramificadas (S-46) e hifas esqueléticas o conectivas de pared gruesa y muy ramificadas (S-47). La presencia de fibrohifas en las matas miceliales coincide casi totalmente con las observaciones de la estructura de los basidiomas, puesto que doce hongos resultaron ser trimiticos (con hifas esqueléticas y conectivas); cuatro dimiticos, *Antrodiella liebmannii*, *Phellinus gilvus* y *Trichaptum biformis* (con hifas esqueléticas) y *Polyporus tricholoma* (con hifas conectivas); y sólo *Rigidoporus microporus* fue monomítico. La observación de fibrohifas en los cultivos de esta última especie es interesante porque podría ayudar a resolver la controversia existente sobre si su estructura hifal es monomítica, pseudodimitica, o definitivamente dimitica (ver las discusiones parciales de la descripción del basidioma y de los caracteres culturales) y esto demuestra la utilidad del estudio del micelio en cultivo.

Otras estructuras miceliales originadas por diferenciación de las hifas comprende al grupo de los cistidios. Nobles distingue dos tipos: cistidios en el micelio vegetativo (N-13), como los observados en *Antrodiella liebmannii*, *Fomes fasciatus*, *Hexagonia hydroides*, *Humphreya coffeatum*, *Rigidoporus microporus* y aparentemente también en *Ganoderma applanatum*; y cistidios en himenio de áreas en fructificación (N-14), como los encontrados en *Corioloopsis polyzona* y *Trichaptum biformis*. Por contraste, en la estructura de los basidiomas solamente fueron observados cistidios en *Trichaptum biformis* y cistidiolos en *Fomes fasciatus* y *Rigidoporus microporus*. Cierta tipo de cistidios que pueden ser observados en el micelio vegetativo o en el himenio de áreas de

fructificación en cultivo son los **gleocistidios** (N-15; S-73) y éstos fueron detectados sólo en *Earliella scabrosa*, aunque en el **basidioma** no fueron encontrados en ningún caso. Stalpers no usa la opción de cistidios en himenio y equipara la presencia de cistidios (S-72) y gleocistidios (S-73) con el código N-13.

Las **setas** (N-17; S-70) son estructuras que, según Largent *et al.* (1977), están relacionadas con los cistidios. Exclusivamente se encontraron tanto en el cultivo como en el **basidioma** de *Phellinus gilvus*, donde fueron fácilmente reconocibles. Es importante resaltar que la detección de este carácter en cultivo coincide con lo observado en el basidioma, porque es una estructura típica de hongos Himenoquetáceos (Ryvarden 1991).

Por reciprocidad, se incluyen aquí las **clavijas hifales** ("hyphal pegs" en inglés), estructuras del **basidioma** que quizá estén relacionadas con este grupo de caracteres y sería interesante homologarlas con algunas del micelio. Éstas son estructuras himeniales que se proyectan hacia el lumen de los tubos en los basidiomas poroides. Según los resultados, tres especies que presentaron clavijas hifales en el basidioma, *Pycnoporus sanguineus*, *Trametes maxima* y *Trametes pavonia*, no mostraron estructuras equivalentes en cultivo.

Los **hinchamientos** (N-26; S-75, S-78—S-79) representan caracteres culturales morfológicamente ambiguos pues según Nobles comprenden cualquier hifa diferenciada en algo abultado o globoso, incluyendo alocistes (variantes de cistidios), células laticíferas y hasta clamidosporas no bien definidas. De esta manera, tendrían poca importancia para el diagnóstico por su frecuente detección. Según los resultados presentados, en el **micelio** de todos los aislamientos de Los Tuxtlas fueron observados hinchamientos, con excepción de *Pycnoporus sanguineus*. Tal hecho podría tener importancia pues esta especie es la mejor adaptada para resistir condiciones muy bajas de humedad, ya que normalmente habita en troncos derribados, quemados y en exposición total al sol; y, coincidentemente, en el **basidioma** de este hongo tampoco se presentaron cistidios ni otras estructuras afines, sólo se observaron clavijas hifales. Ahora bien, se cree que los cistidios típicos sirven para la excreción de metabolitos como los oxalatos (Ryvarden, 1991), pero se desconoce la función de otros hinchamientos. Entonces, si los hinchamientos, en general, estuvieran relacionados también con funciones excretoras, su ausencia en *P. sanguineus* podría estar asociada con la resistencia de este hongo a la desecación, pues al carecer de estructuras excretoras que junto con los metabolitos tienen que eliminar agua, pueden conservar mejor la escasa humedad obtenida del sustrato. Tal hipótesis podría ser materia de estudios posteriores.

En suma, las estructuras formadas por diferenciación de las hifas aportan datos útiles para el diagnóstico de especies en cultivo. Algunas parecen ser muy avanzadas o especializadas (setas) y otras más primitivas o poco diferenciadas (cistidios, hinchamientos). Aunque los resultados indicaron algunas coincidencias, estas estructuras no son totalmente recíprocas entre micelio y basidioma. Quizá la explicación más lógica estriba en que la mata micelial todavía está poco organizada y da origen a estructuras de transición que van apareciendo y desapareciendo al irse conformando la más compleja estructuración del basidiocarpo con tejidos o pseudotejidos.

7.5.3. Esporas secundarias y fructificaciones

Los caracteres relacionados con la producción de esporas asexuales, también llamadas secundarias, comprenden cuatro códigos. En relación con estos códigos, los resultados obtenidos con los aislamientos de Los Tuxtlas aportan lo siguiente. La **ausencia** de todo tipo de esporas asexuales (N-32; S-84/0—S-86/0) ocurrió solamente en una especie, *Trichaptum bififormis*. Carecieron de **conidios blásticos en conidióforos** (N-33/np; S-86/0, S-87/0) todos los aislamientos. Se presentaron

clamidosporas (N-34; S-85) en siete hongos: *Ganoderma lucidum*, *Humphreya coffeatum*, *Polyporus tricholoma*, *Pycnoporus sanguineus*, *Rigidoporus microporus*, *Trametes maxima* y *T. pavonia*. Se encontraron **oidios (N-35; S-84)** en un solo caso: *Trametes elegans*. Y, fueron observadas simultáneamente **clamidosporas y oidios (N-34 + N-35)** en ocho especies: *Antrodiella liebmannii*, *Corioloopsis polyzona*, *Earliella scabrosa*, *Fomes fasciatus*, *Ganoderma applanatum*, *Hexagonia hydroides*, *H. tenuis* y *Phellinus gilvus*.

Sobre la ausencia o presencia de esporas secundarias, quizá lo más importante es hacer notar que, entre los poliporoides estudiados de Los Tuxtlas, la proporción de especies productoras de esporas secundarias (16:1) refleja que tal capacidad es, por mucho, la más común; y que, de los tres tipos de esporas, la formación de clamidosporas es la característica dominante (15:2). Además, resultó sorprendente que ninguno de los aislamientos presentara conidios blásticos en conidióforos, porque la composición del medio de cultivo que recomienda Nobles contiene menos extracto de malta, y es ampliamente sabido que un medio empobrecido estimula la esporulación (Smith, 1978). Seguramente fue formulado muy a propósito, puesto que ella le dio particular importancia a la presencia de esporas asexuales en las descripciones de los Afiloforales y la producción de conidióforos especializados es muy útil para la determinación de especies. Así, este carácter ausente en los hongos de Los Tuxtlas disminuye las posibilidades de distinguir los micelios de los ejemplares estudiados. Por último, es obvio, que estos caracteres no pueden ser comparados con los observados en los basidiomas; aún así, podría ser de interés para los micotaxónomos conocer cuáles especies producen esporas asexuales y de qué tipo, especialmente porque estos datos no se incluyen en las descripciones usuales. Y, por supuesto, tal información es importante para el manejo experimental de estos hongos en cultivo.

Con respecto a la producción de fructificaciones en cultivo durante el plazo establecido, al extraer los resultados se evidencia que de los hongos estudiados, únicamente siete empezaron a fructificar. De ellos, cuatro maduraron hasta la formación de **basidios y basidiosporas (N-48; S-88)**: *Corioloopsis polyzona*, *Pycnoporus sanguineus*, *Trametes pavonia* y *Trichaptum bififormis*; otros dos no los desarrollaron, o por lo menos no fueron confirmados, por lo que al código, buscando la mejor equivalencia entre Nobles y Stalpers, se le designó la opción de **dudoso (N-48/?; S-88/?)**: *Earliella scabrosa* y *Fomes fasciatus*; y el último hongo, *Phellinus gilvus*, queda aparte porque aunque no formó primordios de fructificación, sí fueron detectadas basidiosporas subglobosas libres (las del basidioma fueron de subglobosas a elipsoides-oblongas).

En los cuatro primeros casos, las observaciones realizadas en cultivo confirmaron la forma de las basidiosporas observadas en los basidiomas, así, *C. polyzona* presentó en ambas fases basidiosporas elipsoides a oblongas, los hongos *P. sanguineus* y *T. pavonia* las presentaron cilíndricas y *T. bififormis* alantoides. En *Ph. gilvus*, no coinciden exactamente, pero tampoco son muy diferentes. Esta comparación entre basidiosporas del cultivo y del basidioma, abre una posibilidad más para la aplicación del estudio de los caracteres culturales, la de poder observar basidiosporas cuando en los ejemplares recolectados no puedan detectarse ya sea por su mal estado de preservación o por su condición estéril.

7.5.4. Otros caracteres fisiológicos

También hay otros caracteres fisiológicos como el **color de la mata micelial (N-36—N-37; S-34—S-35)**, la inducción de cambios en el **color del agar (N-38—N-40; S-37—S-38)**, la **velocidad de crecimiento (N-41—N-47; S-5—S-9)**, el **olor del cultivo (N-50—N-53; S-36)**, la **presencia de cristales en la mata micelial y en el medio (N-n/c; S-82—S-83)**, el **pH de la superficie del medio**

con crecimiento micelial (N-n/c, S-n/c) y la producción de exudados (N-n/c; S-n/c).

La gran mayoría de estos caracteres no muestran correlación alguna entre sí. Tampoco es posible compararlos con observaciones equivalentes en los basidiomas, con excepción del color, pues en *Pycnoporus sanguineus*, a partir de cierto tiempo de incubación, la mata micelial adquiere una tonalidad muy cercana a la del basidioma; del olor, porque tanto los cultivos como los basidiomas lo presentan, pero la gama de olores en los cultivos no coincide con la de los basidiomas, y además, en las descripciones de estos últimos no fue incluido tal carácter; y de la reacción xantocrómica, con la cual tampoco se vislumbra ninguna reciprocidad ni homología, hasta donde los actuales resultados alcanzan. Por lo pronto, se encontró que, el color intensamente anaranjado a rojo ladrillo característico del micelio de *P. sanguineus* permite identificarlo a primera vista. De los otros caracteres, aunque no sean tan conspicuos y no se presenten en casos únicos, sólo se puede comentar que incrementan las posibilidades útiles para distinguir especies.

Finalmente, una comparación de todos los caracteres culturales que describen a cada aislamiento, es decir, los llamados tanto por Nobles como por Stalpers códigos de especie, demuestra que ninguno es idéntico a otro, por lo consecuente, son de utilidad para distinguir a las especies.

8. CONCLUSIONES

1. Se recolectaron ejemplares y se obtuvieron aislamientos de hongos poliporoides xilófagos de selva tropical alta perennifolia conservada y en diversos estadios de perturbación de la Estación de Biología Tropical "Los Tuxtlas", Ver., y terrenos circundantes. El material comprendió 17 especies pertenecientes a tres familias: Polyporaceae, Ganodermataceae e Hymenochaetaceae.

2. Con el presente trabajo se aportan cinco nuevos registros para la micobiota de la localidad: *Antrodiaella liebmannii* (Fr.) Ryv., *Fomes fasciatus* (Sw.: Fr.) Cke., *Humphreya coffeatum* (Berk.) Steyaert, *Rigidoporus microporus* (Fr.) Overeem y *Trametes pavonia* (Hook.) Ryv.

3. De las especies estudiadas en Los Tuxtlas, 15 habitan en la selva y pueden sobrevivir en sitios alterados; las dos restantes, *Pycnoporus sanguineus* y *Trametes elegans*, son específicas de hábitat totalmente expuestos.

4. La comprobación del tipo de pudrición que causan los hongos xilófagos fue realizada experimentalmente con dos métodos diferentes para adquirir rigor científico. Se confirmó de esta manera tipo de pudrición blanca en 15 especies, lo que significa que estos hongos poseen el sistema enzimático que metaboliza la lignina.

5. De las pruebas aplicadas para comprobar el tipo de pudrición que causan los hongos, el método del aserrín-guayacol fue el más práctico y confiable.

6. La prueba de Badcock para determinar el tipo de pudrición que causan hongos xilófagos de selvas tropicales dio mejores resultados utilizando aserrín de madera de liquidámbar, una especie de Angiospermas.

7. El uso de la prueba de Badcock con las variantes aserrín de pino y aserrín de liquidámbar sirvió para detectar selectividad de los hongos hacia el sustrato: madera de Gimnospermas o madera de Angiospermas.

8. El tipo de pudrición que causa cada especie de hongo es un dato de fundamental importancia para su aplicación en varias disciplinas básicas: fisiología, ecología, taxonomía, filogenética, biogeografía, etc.; y, multidisciplinarias: biodeterioro y biodegradación de productos forestales.

9. Los sistemas hifales de los basidiomas de las 17 especies evidencian que 12 hongos son trimiticos, 4 son dimíticos y 1 es monomítico.

10. Los resultados coinciden con lo dicho por Ryvardeen (1991) y Zabel y Morrell (1992) de que, en general, la estructura hifal explica la consistencia del basidioma y está relacionada con la estrategia de vida de la especie.

11. La presencia de cistidios y estructuras afines en los basidiomas coincidió con las referencias que se tienen de su existencia entre las especies de cada familia, con una sola excepción.

12. Las medidas de las basidiosporas del material de Los Tuxtlas no coinciden con la hipótesis de que las esporas de los ejemplares tropicales son más grandes que las del material boreal (Ryvardeen, 1991) pues resultaron similares, y aun menores, a las de ejemplares de las mismas especies procedentes de África, Norteamérica y la India.

13. La reacción xantocróica fue útil para la distinción de cinco especies, pero no estuvo directamente ligada con la determinación de pudrición blanca ni fue un carácter definitivo para delimitación de familias o géneros.

14. Todas las especies fueron inamiloides con el reactivo de Melzer.

15. Los principales caracteres culturales fueron el tipo de pudrición y la septación de las hifas no diferenciadas.

16. La aparición de hifas nodoso-septadas (con fibulas) e hifas simple-septadas (sin fibulas), coincidió en la mata micelial y en el basidioma de 12 de los hongos estudiados, las no coincidencias pudieron deberse al tipo de medio o a factores inherentes de la especie (fenología, variabilidad), en cualquier caso, se trata de información útil.

17. Todos los aislamientos presentaron fibrohifas, carácter que equivale tanto a las hifas esqueléticas como a las hifas conectivas de los basidiomas. Su detección en *Rigidoporus microporus* apoya la posibilidad de que esta especie en realidad no sea monomítica sino pseudomítica o dimítica.

18. Las estructuras formadas por diferenciación de las hifas: cistidios, hinchamientos y setas fueron útiles para describir la mata micelial de los aislamientos y para distinguir a los micelios entre sí.

19. Las hifas diferenciadas no son totalmente recíprocas entre micelio y basidioma, las setas de *Phellinus gilvus* y los cistidios de *Trichaptum bififormis* sí lo fueron, pero otros cistidios, cistidiolos e hinchamientos, no. Las clavijas hifales del basidioma no tienen equivalente en micelio.

20. Con una sola excepción, todos los aislamientos estudiados produjeron clamidosporas, oídios o ambos, pero ninguno de los hongos originó conidios blásticos en conidióforos. Estas esporas secundarias del micelio en cultivo no tienen equivalente en el basidioma.

21. La obtención de fructificaciones en cultivo tiene como ventaja la posibilidad de observar basidios y basidiosporas cuando en los basidiomas no sea posible.

22. Los caracteres fisiológicos de la mata micelial (color [excepto en *Pycnoporus sanguineus*], olor, cambios en el agar, velocidad de crecimiento, producción de cristales y exudados) no tienen correlación aparente entre sí ni con estructuras del basidioma; sin embargo, aumentan las posibilidades para diferenciar especies.

23. Los códigos de especie, o conjuntos de caracteres culturales codificados, fueron diferentes para cada uno de los 17 hongos estudiados, por lo que sirven para distinguirlos entre sí. Aislamientos de las especies descritas por este método y procedentes de la misma localidad están ahora en posibilidad de ser identificados en cultivo sin necesidad de contar con el basidioma.

24. El estudio de los caracteres culturales es útil para la caracterización de hongos poliporoides xilófagos, un complemento excelente a las descripciones taxonómicas tradicionales y un recurso metodológico más para otros estudios sistemáticos.

25. Los resultados obtenidos en este estudio incluyen información original y valiosa que contribuye significativamente al conocimiento de los hongos poliporoides xilófagos de la Estación de Biología Tropical "Los Tuxtlas", Veracruz.

26. Se recomienda continuar con este tipo de estudios para incrementar el conocimiento de los hongos xilófagos tropicales de México.

9. LITERATURA CITADA

- Ainsworth, G.C., 1971. **Ainsworth & Bisby's Dictionary of the fungi**. 6a. Ed. Commonwealth Mycological Institute. Kew, 663 p.
- Anell, J. C. y G. Guzmán. 1987. Especies de poliporáceos citadas del estado de Veracruz. **Rev. Mex. Mic.** 3: 137-148.
- Ayensu, E.S., 1981. **Selvas. Las últimas reservas de vida de nuestro mundo**. Ed. Folio. Barcelona, 199 p.
- Badcock, E.C., 1941. New methods for the cultivation of wood-rotting fungi. **Trans. Brit. Mycol. Soc.** 25: 200-205.
- Badcock, E.C., 1964. Description of cultures. Forest Products Research Laboratory, Department of Scientific and Industrial Research, Princes Risborough (Escrito mimeografiado, 26-Feb-1964, 2 p.).
- Bakshi, B.K., 1971. **Indian Polyporaceae (on trees and timber)**. Indian Council of Agricultural Research. Nueva Delhi, 246 p.
- Bavendamm, W., 1928. Über das Vorkommen und den Nachweis von Oxidasen bei holzerstörenden Pilzen. **Pflanzenkrankheiten und Pflanzenschutz** 38: 258-276.
- Boyce, J.S., 1961. **Forest pathology**. McGraw-Hill. Nueva York, 572 p.
- Campbell, W.A., 1938. The cultural characteristics of species of *Fomes*. **Bull. Torrey Bot. Club** 65: 31-69.
- Carey, J.K., 1975. Notes on the isolation and characterisation of wood-inhabiting fungi. **Department of the Environment, Building Research Establishment Current Paper 93/75**. 11 p
- Carranza-Morse, J. y R.L. Gilbertson, 1989. Taxonomy of the *Fomitopsis rosea* complex (Aphyllphorales; Polyporaceae). **Mycotaxon** 25: 469-486.
- Cartwright, K.St.G. y W.P.K. Findlay, 1958. **Decay of timber and its prevention**. Her Majesty's Stationery Office. Londres, 332 p.
- Castillo, J., G. Guzmán y G. Sepúlveda de León, 1969. Estudio sobre los poliporáceos de Nuevo León I. Generalidades, material estudiado, aspectos fitogeográficos y clave de géneros y especies conocidas. **Ciencia Méx.** 27: 9-18.
- Castillo, J. y G. Guzmán. 1970. Estudio sobre los poliporáceos de Nuevo León II. Observaciones sobre las especies conocidas y discusiones acerca de su distribución en México. **Bol. Soc. Bot. México** 31: 1-17.
- Chacón, S. y G. Guzmán. 1984. Nuevas observaciones sobre los hongos, líquenes y mixomicetos de Chiapas. **Bol. Soc. Mex. Mic.** 18: 245-252.

- Chacón, S., G. Guzmán, L. Montoya y V.M. Bandala, 1995. *Guía ilustrada de los hongos del Jardín Botánico Francisco Javier Clavijero de Xalapa, Veracruz y áreas circunvecinas*. Instituto de Ecología, A.C. Xalapa, 142 p.
- Chio, R.E., I. Frutis y G. Guzmán, 1988. Hongos del Estado de México, I. Especies citadas en la bibliografía, 1ª Parte. Ascomycetes, Tremellales y Aphylophorales. *Rev. Mex. Mic.* 4: 97-113.
- Cifuentes Blanco, J., M. Villegas Ríos y L. Pérez-Ramírez, 1986. Hongos. En: **Manual de herbario. Administración y manejo de colecciones, técnicas de recolección y preparación de ejemplares botánicos**. Consejo Nacional de la Flora de México. México, D.F., pp. 55-64.
- Corner, E.J.H., 1932a. The fruit-body of *Polystictus xantopus*. *Ann. Bot.*46: 71-112.
- Corner, E.J.H., 1932b. A *Fomes* with two systems of hyphae. *Trans. Brit. Mycol. Soc.*17: 51-81.
- Corner, E.J.H. 1983. **Ad. Polyporaceas I. *Amauroderma* y *Ganoderma***. J. Cramer Vaduz. 182 p.
- Cowling, E.B. 1961. Comparative biochemistry of the decay of sweetgum by white-rot and brown-rot fungi. *USDA. For. Serv. Tech. Bull.* 1258. 77 p.
- Cunningham, G.H., 1954. Hyphal systems as aids in identification of species and genera of the Polyporaceae. *Trans. Brit. Mycol. Soc.* 37: 44-50.
- Davidson, R.W., W.A. Campbell y D.J. Blaisdell, 1938. Differentiation of wood-decaying fungi by their reactions on gallic or tannic acid medium. *J. Agric. Res.* 57: 683-695.
- Davidson, R.W., W.A. Campbell y D. Blaisdell Vaughn, 1942. Fungi causing decay of living oaks in the eastern United States and their cultural identification. *U.S.D.A. Tech. Bull.*785. 65 p.
- Domansky, S.H., Ortos y A. Skirgietto, 1973. **Fungi. Polyporaceae II (pileatae), Mucronoporaceae II (pileatae), Ganodermataceae, Bondarzewiaceae, Boletocidaceae, Fistulinaceae**. U.S. Department of Agriculture and National Science Foundation. Washington, D.C., 332 p.
- Dubovoy, C. y T. Herrera, 1968a. Influencia de factores fisicoquímicos en la morfogénesis de estructuras asexuales en micelios de *Psilocybe caerulescens* Murrill. *An. Inst. Biol. Univ. Nat. Autón. México* 39, Ser. Botánica (1): 77-109.
- Dubovoy, C. y T. Herrera, 1968b. Morfogénesis de fibulas I. Desdicariorización de micelios de *Psilocybe caerulescens* Murrill. *An. Inst. Biol. Univ. Nat. Autón. México* 39, Ser. Botánica (1): 45-76.
- Esqueda-Valle, M., E. Pérez-Silva, R.E. Villegas y V. Araujo, 1995. **Macromicetos de zonas urbanas, II: Hermosillo, Sonora, México**. *Rev. Mex. Mic.*11: 123-132.
- Estrada, A. y R. Coates-Estrada, 1995. **Las selvas tropicales húmedas de México: recurso**

poderoso pero vulnerable. Serie La ciencia desde México, 132. SEP, FCE, CONACYT. México, D.F., 191 p.

- Fidalgo, O. y M.E.P.K. Fidalgo, 1966. Polyporaceae from Trinidad and Tobago. I. *Mycol.* **58(6)**: 862-904.
- Flott, J.J. y R.L. Gilbertson, 1991. Cultural studies of four North American species of *Perenniporia* (Aphyllphorales: Polyporaceae). *Mycol. Res.* **95** (9): 1113-1122.
- Furtado, J. S., 1967. Some tropical species of *Ganoderma* (Polyporaceae) with pale context. *Persoonia* **4**: 379-389.
- Fritz, C.W., 1923. Cultural criteria for the distinction of wood-destroying fungi. *Trans. Roy. Soc. Canada Sect.* **17(3)**: 191-288.
- Frutis, I. y G. Guzmán, 1983. Contribución al conocimiento de los hongos del estado de Hidalgo. *Bol. Soc. Mex. Mic.* **18**: 219-265.
- Frutis Molina, I., R.E. Chio y A. Estrada Torres, 1985. Nuevos registros de macromicetos del Estado de México. *Rev. Mex. Mic.* **1**: 285-300.
- Frutis Molina, I. y L.M. Pinzón-Picaseño, 1997. Macromicetos. In: González Soriano, E., R. Dirzo y R.C. Voght (Eds.). *Historia natural de Los Tuxtlas*. Instituto de Biología e Instituto de Ecología, UNAM-Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad. México, D.F., pp. 201-207.
- Galván Villanueva, R. y G. Guzmán, 1977. Estudio florístico sobre los hongos destructores de la madera del grupo de los poliporáceos en el estado de Morelos. *Bol. Soc. Mex. Mic.* **11**: 35-98.
- García Jiménez, J., D. Pedraza Kamino, C.I. Silva Barrón, R.L. Andrade Melchor y J. Castillo Tovar, 1998. *Hongos del estado de Querétaro*. Univ. Autón. de Querétaro. Querétaro, 263 p.
- Gilbertson, R.L., 1974. *Fungi that decay ponderosa pine*. The University of Arizona Press. Tucson, 197 p.
- Gilbertson, R.L. y L. Ryvarden, 1986. *North American polypores. Vol. 1.* Fungiflora. Oslo, pp. 1-433.
- Gilbertson, R.L. y L. Ryvarden, 1987. *North American polypores. Vol. 2.* Fungiflora. Oslo, pp. 437-885.
- Ginns, J. y M.N.L. Lefebvre, 1993. *Lignicolous corticioid fungi (Basidiomycota) of North America. Systematics, distribution, and ecology.* Mycologia Memoir No. 19. The Mycology Society of America. APS Press. St. Paul, 247 p.
- Guzmán, G., 1963. Frecuencia y distribución de algunos basidiomicetos lignícolas importantes en México. *An. Esc. nac. Cien. biol. Méx.* **12(1-4)**: 23-41.
- Guzmán, G., 1972. Macromicetos mexicanos en el herbario "The National Fungus Collection" de

E.U.A. **Bol. Soc. Bot. México** 32: 31-53.

- Guzmán, G., 1990. La micología en México. **Rev. Mex. Mic.** 6: 11-28.
- Guzmán, G., 1995. La diversidad de hongos en México. **Rev. Ciencias** 39: 52-57.
- Guzmán, G. y D.A. García Saucedo, 1973. Macromicetos del Estado de Jalisco, I. Consideraciones generales y distribución de las especies conocidas. **Bol. Soc. Mex. Mic.** 11: 35-98.
- Guzmán, G. y T. Herrera, 1971. Especies de macromicetos citados de México, II: Fistulinaceae, Meruliaceae y Polyporaceae. **Bol. Soc. Mex. Mic.** 5: 57-77.
- Guzmán, G. y P.D. Johnson, 1974. Registros y especies nuevas de los hongos de Palenque, Chiapas. **Bol. Soc. Mex. Mic.** 8: 73-105.
- Guzmán, G. y X. Madrigal, 1967. Notas sobre algunos hongos superiores de Escarcega, Campeche (México). **Rev. Soc. Mex. Hist. Nat.** 28: 23-38.
- Guzmán, G. y E. Pérez-Silva, 1975. Una nueva especie de *Meripilus*, hongo gigante destructor de la madera en la selva tropical de México. **Bol. Soc. Mex. Mic.** 9: 53-61.
- Guzmán-Dávalos, L. y G. Guzmán, 1979. Estudio ecológico comparativo entre los hongos (macomicetos) de los bosques tropicales y los de coníferas del sureste de México. **Bol. Soc. Mex. Mic.** 13: 89-126.
- Hawksworth, D.L., 1974. **Mycologist's handbook**. Commonwealth Mycological Institute. Kew, 231 p.
- Hawksworth, D.L., B.C. Sutton y G.C. Ainsworth, 1983. **Ainsworth & Bisby's Dictionary of the fungi**. 7a. Ed. Commonwealth Mycological Institute. Kew, 443 p.
- Hawksworth, D.L., P.M. Kirk, B.C. Sutton y D.N. Pegler, 1995. **Ainsworth & Bisby's Dictionary of the fungi**. CAB International. Cambridge, 616 p.
- Herrera Campos, M. de los A., 1985. Estudios in vitro del micelio de y la pudrición ocasionada por dos poliporáceos xilófagos: *Fomes pinicola* y *Polyporus versicolor*. Tesis Profesional. Facultad de Ciencias, UNAM. México, D.F., 94 p.
- Hibbett, D.S. y M.J. Donoghue, 2001. Analysis of character correlations among wood decay mechanisms, mating systems and substrate ranges in Homobasidiomycetes. **Syst. Biol.** 50(2): 215-242.
- Hudson, H.J., 1972. **Fungal saprophytism**. Edward Arnold. Londres, 67 p.
- Ibarra Manríquez, G. y S. Sinaca Colín, 1987. **Listados florísticos de México VII. Estación de Biología Tropical Los Tuxtlas, Veracruz**. Universidad Nacional Autónoma de México, Instituto de Biología, UNAM. México, D.F., 51 p.
- Kornerup, A. y J.H. Wanscher, 1978. **Methuen handbook of colour**. Eyre Methuen. Londres.

- Largent, D., D. Johnson y R. Watling, 1977. **How to identify mushrooms to genus III: Microscopic features.** Mad River Press. Eureka, 148 p.
- Law, K., 1950. Phenol oxydases in some wood-rotting fungi. **Ann. Bot.** 14(53): 69-78.
- Levy, J.F., 1976. Isolation and identification of the fungal flora in treated wood. **International Research Group on Wood Preservation Document IRG/WP/144.** 5 p.
- Lombard, F.F., 1990. A cultural study of several species of *Antrodia* (Polyporaceae, Aphyllophorales). **Mycology** 82(2): 185-191.
- Long, W. H. y R.M. Harsch, 1918. Pure cultures of wood-rotting fungi on artificial media. **J. Agric. Res.** 12(2): 33-82.
- Lot-Helgueras, A., 1976. La Estación de Biología Tropical Los Tuxtlas: pasado, presente y futuro. In: Gómez-Pompa, A., C. Vázquez-Yanes, S. del Amo Rodríguez y A. Butanda Cervera (Eds). **Investigaciones sobre la regeneración de selvas altas en Veracruz, México.** CECSA, México, D.F., 676 p. (Pp. 31-69).
- Martínez-Alfaro, M. A., E. Pérez-Silva y E. Aguirre Acosta, 1983. Etnomicología y exploraciones micológicas en la Sierra Norte de Puebla. **Bol. Soc. Mex. Mic.** 18: 51-65.
- Mendoza-Zamora, C., H. Losoya-Saldaña, M. Rosas-Romero y E. Pérez-Silva, 1999. *Trametes versicolor* (L.: Fr.) Pilát causante de la pudrición blanca del manzano. **Rev. Mex. Mic.** 15: 49-58.
- Murrill, W.A., 1915. **Tropical polypores.** Bibliotheca Mycologica. J. Cramer. Nueva York, 113 p.
- Nobles, M.K., 1948. Studies in forest pathology VI. Identification of cultures of wood-rotting fungi. **Can. J. Res. Sect. C. Bot. Sci.**(3): 281-431.
- Nobles, M.K., 1958a. A rapid test for extracellular oxydase in cultures of wood-inhabiting hymenomycetes. **Can. J. Bot.** 36: 91-99.
- Nobles, M.K., 1958b. Cultural characters as a guide to the taxonomy and phylogeny of the Polyporaceae. **Can. J. Bot.** 36: 883-926.
- Nobles, M. K., 1965. Identification of cultures of wood-inhabiting hymenomycetes. **Can. J. Bot.** 43: 1097-1139.
- Nobles, M.K. y B.P. Frew, 1962. Studies in wood-inhabiting hymenomycetes V. The genus *Pycnoporus* Karst. **Can. J. Bot.** 40: 987-1016.
- Obregón-Arceo, M.C. y R. Echenique-Manrique, 1974. Identificación de hongos habitantes en postes de madera. **An. Inst. Biol. UNAM** 45, Ser. Botánica (1): 11-20.
- Ojeda-López, S., M.L. Sandoval y R. Valenzuela. 1986. Los poliporáceos de México I. Descripción de algunas especies del Noreste de Guanajuato. **Rev. Mex. Mic.** 2: 367-436.

- Overholts, L.O., 1953. **Polyporaceae of the United States, Alaska and Canada.** Univ. of Michigan Press. Ann Arbor, 446 p.
- Parmasto, E. e I. Parmasto, 1979. The xanthocroic reaction in Aphylophorales. **Mycotaxon** 8(1): 201-232.
- Pegler, D.N., 1996. Hyphal analysis of basiomata. **Mycol. Res.** 100(2): 129-142.
- Pérez Moreno, J. y L. Villarreal, 1988. Los hongos y myxomycetes del estado de Chiapas; México. Estado actual de conocimiento y nuevos registros. **Mic. Neotrop. Aplic.** 1: 97-133.
- Pinzón-Picaseño, L.M. y J. Hernández Jiménez, 1987. Tipo de pudrición y agresividad hacia la madera de pino y liquidámbar de algunos hongos xilófagos mexicanos. **An. Inst. Biol. Univ. Nal. Autón. México** 57 (1986), Ser. Botánica (No. Único): 1-10.
- Pinzón-Picaseño, L.M., M.T. López Guerrero, F.A. Véliz Ávila y J.D. Martínez Marcial, 1982. Métodos para el estudio de algunas características de los hongos xilófagos como organismos degradadores de la madera. **Bol Soc. Mex. Mic.** 17: 147-157.
- Pinzón-Picaseño, L.M. y J. Martínez Marcial, 1987. Agresividad de dos cepas de *Pycnoporus sanguineus* (L.: Fr.) Murr. hacia maderas tropicales mexicanas. **An. Inst. Biol. Univ. Nal. Autón. México** 54 (1983), Ser. Botánica (No. Único): 233-240.
- Pinzón-Picaseño, L.M., M.E. Ruiz Rodríguez y M. T. Tzompantzi Reyes, 1997. Macromicetos xilófagos. In: González Soriano, E., R. Dirzo y R.C. Voght (Eds.). **Historia natural de Los Tuxtlas.** Instituto de Biología e Instituto de Ecología, UNAM-Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad. México, D.F., pp. 185-194.
- Pinzón-Picaseño, L.M. y F.A. Véliz Ávila, 1984. Tipo de pudrición y agresividad hacia la madera en cuatro cepas de hongos xilófagos mexicanos. **Bol Soc. Mex. Mic.** 19: 65-72.
- Pinzón Picaseño, L.M., F.A. Véliz Ávila y M.T. López Guerrero, 1987. Evaluación de la agresividad de hongos xilófagos: Ensayos de laboratorio con *Pycnoporus sanguineus* (Fungi, Basidiomycetes). **An. Inst. Biol. Univ. Nal. Autón. México** 54 (1983), Ser. Botánica (No. Único): 227-232.
- Portugal, D., E. Montiel, L. López y V.M. Mora, 1985. Contribución al conocimiento de los hongos que crecen en la región de El Texcal, estado de Morelos. **Rev. Mex. Mic.** 1: 401-412.
- Preston, A. y E.I. McLennan, 1948. The use of dyes in culture media for distinguishing brown and white wood-rotting fungi. **Ann. Bot. n.s.** 12(45): 53-64.
- Rajchenberg, M., 1983. Cultural studies of resupinate polypores. **Mycotaxon** 17: 275-293.
- Redhead, S.A. y J.H. Ginns, 1985. A reappraisal of agaric genera associated with brown rots of wood. **Trans. Mycol. Soc. Japan** 26: 349-381.
- Rodríguez, O., M. Garza y L. Guzmán-Dávalos, 1994. Inventario preliminar de los hongos del volcán de Tequila, estado de Jalisco, México. **Rev. Mex. Mic.** 10: 103-111.

- Ruiz Rodriguez, M. E. y L. M. Pinzón-Picaseño, 1994. Caracteres culturales de *Fomitopsis pinicola* y *Heterobasidion annosum*, hongos xilófagos de importancia forestal asociados a pudriciones en oyamel. **Bol. Soc. Bot. México** 54: 225-250.
- Ruiz, M.E. y L. M. Pinzón-Picaseño, 1995. Uso de ácidos gálico y tánico, aserrín y aserrín-guayacol en pruebas de laboratorio para determinar el tipo de pudrición que causan hongos xilófagos aislados de oyamel. **Rev. Mex. Mic.** 11: 69-83.
- Ryvarden, L., 1978. **The Polyporaceae of North Europe. Vol. 2. *Inonotus-Tyromyces*.** Fungiflora. Oslo, pp. 219-507.
- Ryvarden, L., 1991. **Genera of polypores. Nomenclature and taxonomy.** Synopsis Fungorum 5. Fungiflora. Oslo, 363 p.
- Ryvarden, L. e I. Johansen, 1980. **A preliminary polypore flora of East Africa.** Fungiflora. Oslo, 636 p.
- Sánchez, J.E., R. de León Ch. y G. Huerta Palacios, 2000. Efecto del pH, temperatura, humedad y tipo de sustrato sobre el crecimiento micelial de *Ganoderma lucidum*. **Rev. Mex. Mic.** 16: 37-40.
- 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.** Syracuse University Press. Syracuse, 380 p. (Pp. 31-106).
- Smith, J.E., 1978. Asexual sporulation in filamentous fungi. In: Smith, J.E. y D.R. Berry (Eds.). **The filamentous fungi. Vol. 3. Developmental mycology.** Edward Arnold. Londres, 464 p. (Pp. 214-235).
- Snell, W.H. y E.A. Dick, 1971. **A glossary of mycology.** Harvard Univ. Press. Cambridge, 181 p.
- Soto Esparza, M., 1976. Algunos aspectos climáticos de la región de Los Tuxtlas, Ver. In: Gomez-Pompa, A., C. Vázquez-Yanes, S. del Amo Rodríguez y A. Butanda Cervera (Eds). **Investigaciones sobre la regeneración de selvas altas en Veracruz, México.** CECSA., México, D.F., 676 p. (Pp. 70-110).
- Stalpers, J.A., 1978. **Identification of wood-inhabiting fungi in pure culture.** Studies in Mycology No. 16. Centraalbureau voor Schimmelcultures. Berna, 248 p.
- Steyaert, R. L., 1972. Species of the *Ganoderma* and related genera mainly of the Bogar and Leiden Herbaria. **Persoonia** 7: 55-118.
- Téllez Bañuelos, C., L. Guzmán-Dávalos y G. Guzmán, 1988. Contribución al conocimiento de los hongos de la Reserva de la Biosfera de la Sierra de Manantlán, Jalisco. **Rev. Mex. Mic** 4: 123-130.

- Tzompantzi Reyes, T., 1994. **Estudio micromorfológico de madera biodegradada por hongos xilófagos en una selva tropical**. Tesis Profesional. FES Zaragoza, UNAM. México, D.F., 137 p.
- Ulloa, M., 1991. **Diccionario ilustrado de micología**. Instituto de Biología, UNAM. México, D.F., 310 p.
- Valenzuela, R. y S. Chacón-Jiménez, 1991. Los poliporáceos de México III. Algunas especies de la Reserva de la Biósfera El Cielo, Tamaulipas. **Rev. Mex. Mic.** 7: 39-70.
- Varela, L. y J. Cifuentes, 1979. Distribución de algos macromicetos en el Norte del Estado de Hidalgo. **Bol. Soc. Mex. Mic.** 13: 75-88.
- Vázquez, L.S. y L. Dávalos-Guzmán, 1991. Nuevos registros de poliporáceos estipitados de Jalisco. **Rev. Mex. Mic.** 7: 113-120.
- Vilchis Argueta, M.B. y L.M. Pinzón Picaseño, 1984. Aspectos micromorfológicos de la pudrición blanca causada por algunos hongos xilófagos en maderas tropicales bajo condiciones naturales. **Bol. Soc. Mex. Mic.** 19: 179-191.
- Villareal, L. y G. Guzmán, 1984. Estudios sobre los hongos, líquenes y mixomicetos del cofre de Perote, Veracruz, I. Introducción a la mico-flora de la región. **Bol. Soc. Mex. Mic.** 19: 107-124.
- Welden A.L. y G. Guzmán, 1978. Lista preliminar de los hongos, líquenes y mixomicetos de las regiones de Uxpanapa, Coatzacoalcos, Los Tuxtlas, Papaloapan (parte de los estados de Veracruz y Oaxaca). **Bol. Soc. Mex. Mic.** 12: 59-102.
- Welden A.L., y L. Dávalos y G. Guzmán, 1979. Segunda lista de los hongos, líquenes y mixomicetos de las regiones de Uxpanapa, Coatzacoalcos, Los Tuxtlas, Papaloapan y Xalapa. **Bol. Soc. Mex. Mic.** 13: 151-161.
- Zabel, R.A. y J.J. Morrell, 1992. **Wood microbiology**. Academic Press. San Diego, 476 p.

TESIS CON
FALLA DE ORICEN