

**UNIVERSIDAD DE LOS ANDES
FACULTAD DE CIENCIAS FORESTALES Y AMBIENTALES
CENTRO DE ESTUDIOS FORESTALES Y AMBIENTALES DE POSTGRADO**

**HONGOS XILÓFAGOS CAUSANTES DE PUDRICIÓN EN LA MADERA DEL
CAUCHO (*Hevea* spp.) EN VENEZUELA**

**Por: Ing° For. Florangel Luna Espinoza
Tutor: Prof. Dr. Lilian Bracamonte**

TRABAJO PRESENTADO COMO REQUISITO PARCIAL PARA OPTAR AL GRADO DE MAGISTER
SCIENTIAE EN MANEJO DE BOSQUES

MÉRIDA, VENEZUELA

JUNIO DE 2009

Licencia Creative Commons:

Atribución - No Comercial - Compartir Igual 3.0 Venezuela
(CC BY-NC-SA 3.0 VE)

ÍNDICE GENERAL

CAPÍTULO		PÁGINA
	DEDICATORIA	v
	AGRADECIMIENTO	vi
	RESUMEN	viii
	ABSTRACT	ix
I	INTRODUCCIÓN	1
II	OBJETIVOS	3
III	REVISIÓN DE LITERATURA	4
	3.1. Hongos xilófagos	4
	3.2. El caucho	11
	3.2.1. Descripción botánica	12
	3.2.2. La madera del caucho	13
	3.2.3. Producción	14
	3.2.4. Usos	14
	3.3. Proyecto de Caucho Natural. Corporación Venezolana de Guayana (CVG)	16
	3.4. Pudrición de la madera	16
	3.4.1. Pudrición blanca	17
	3.4.2. Pudrición marrón o parda	17
	3.4.3. Pudrición blanda	18
IV	MATERIALES Y MÉTODOS	19
	4.1. Área de estudio	19
	4.2. Metodología de campo	20
	4.2.1. Recolección del carpoforo	20
	4.2.2. Obtención de cultivos poliespóricos	21
	4.3. Metodología de laboratorio	23
	4.3.1. Estudio e identificación de carpoforos	23
	4.3.2. Descripción de la superficie pileal	23
	4.3.3. Estudio del cultivo	25
	4.3.4. Estudio de la pudrición	26
	4.3.5. Elaboración de códigos numéricos	28
V	RESULTADOS Y DISCUSIÓN	29
	5.1. <i>Trametes maxima</i>	29
	5.2. <i>Trametes elegans</i>	38
	5.3. <i>Rigidoporus vinctus</i>	54
	5.4. <i>Panus strigellus</i>	62
	5.5. <i>Coriopsis caperata</i>	66
	5.6. <i>Pycnoporus sanguineus</i>	71
	5.7. <i>Trametes nivosa</i>	77
	5.8. Clave de especies de carpoforos de hongos xilófagos asociados a la pudrición de la madera de caucho en Venezuela.	82
	5.9. Clave de identificación de cultivos de hongos xilófagos asociados a la pudrición de la madera de caucho en Venezuela.	83
	5.1.0. Especificidad	85
VI	CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES	88
VII	REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS	90

Licencia Creative Commons:

Atribución - No Comercial - Compartir Igual 3.0 Venezuela
(CC BY-NC-SA 3.0 VE)

ÍNDICE DE FIGURAS

FIGURA		PÁGINA
1	Distribución mundial de <i>Hevea</i> sp.	11
2	Morfología de <i>Hevea brasiliensis</i>	12
3	Superficie plantada de Caucho de los principales productores a nivel mundial (miles ha)	15
4	Tipos de pudrición de la madera causada por hongos xilófagos	18
5	Recolección del carpoforo	20
6	Obtención de cultivos poliespóricos. Piezas extraídas del carpoforo	21
7	Obtención de cultivos poliespóricos. Poros del carpoforo orientados en sentido vertical al medio de cultivo	22
8	Carpoforos colocados en secador de campo	22
9	Extracción de piezas del carpoforo	25
10	Fases previas para el estudio del cultivo	26
11	Test de oxidasa extracelular indicando zona de difusión marrón indicativo de pudrición	28
12	<i>Trametes maxima</i> . Especimen 3920. Carpoforo.	30
13	<i>Trametes maxima</i> . Especimen 3920. Estructuras del carpoforo	31
14	<i>Trametes maxima</i> . Hifas esqueléticas del contexto.	32
15	<i>Trametes maxima</i> . Especimen 3920. Estructuras del cultivo	34
16	<i>Trametes máxima</i> . Especimen 3920. Hifas con fibula observables a partir de la segunda semana de crecimiento del cultivo.	35
17	<i>Trametes elegans</i> . Especimen 3918. Carpoforo	42
18	<i>Trametes elegans</i> . Especimen 3918. Estructuras del carpoforo	43
19	<i>Trametes elegans</i> . Especimen 3918. Cultivo en la semana 5 de crecimiento	44
20	<i>Trametes elegans</i> . Especimen 3918. Estructuras del cultivo	45
21	<i>Trametes elegans</i> Especimen 3922. Carpoforo	46
22	<i>Trametes elegans</i> Especimen 3922. Estructuras del carpoforo	47
23	<i>Trametes elegans</i> . Especimen 3922. Cultivo en la semana 7 de crecimiento	48
24	<i>Trametes elegans</i> Especimen 3922. Estructuras del cultivo	49
25	<i>Rigidoporus vinctus</i> . Especimen 3915. Carpoforo	55
26	<i>Rigidoporus vinctus</i> . Especimen 3915. Estructuras del carpoforo	56
27	<i>Rigidoporus vinctus</i> . Especimen 3915. Cultivo en la semana 6 de crecimiento.	57

Licencia Creative Commons:

28	<i>Rigidoporus vinctus</i> . Especimen 3915. Estructuras del cultivo	58
29	<i>Panus strigellus</i> (Berk. & M.A. Curtis) Overh. Especimen 3924. Carpofo. Estructuras del carpofo. Especimen 3924. Estructuras del carpofo.	62
30	<i>Panus strigellus</i> (Berk. & M.A. Curtis) Overh. Especimen 3924. Estructuras del carpofo.	63
31	<i>Coriolopsis caperata</i> . Especimen 3916. Carpofo. Estructuras del carpofo.	67
32	<i>Coriolopsis caperata</i> . Especimen 3916. Estructuras del carpofo.	68
33	<i>Coriolopsis caperata</i> (Berk.) Murr. Especimen 3916. Hifas esqueléticas del contexto	69
34	<i>Coriolopsis caperata</i> (Berk.) Murr. Especimen 3916. Basidias y basidiosporas	69
35	<i>Pycnoporus sanguineus</i> . Especimen 3925. Carpofo. Estructuras del carpofo.	72
36	<i>Pycnoporus sanguineus</i> . Especimen 3925. Estructuras del carpofo.	73
37	<i>Trametes nivosa</i> . Especimen 3913. Carpofo. Estructuras del carpofo.	78
38	<i>Trametes nivosa</i> . Especimen 3913. Estructuras del carpofo.	79

ÍNDICE DE TABLAS

TABLA		PÁGINA
1	Requerimientos ecológicos del <i>Hevea brasiliensis</i>	13

DEDICATORIA

A mis padres... mi compañía, apoyo y fortaleza
A mis abuelos Narza y Alberto... mis ángeles de la guarda
A mi abuela Carmen...mi alegría

Licencia Creative Commons:
Atribución - No Comercial - Compartir Igual 3.0 Venezuela
(CC BY-NC-SA 3.0 VE)

AGRADECIMIENTO

Durante este camino transitado encontré obstáculos que afortunadamente hice a un lado, ellos me sirvieron para hacerme más fuerte y valorar cada día de mi vida y cada logro alcanzado. En ese camino estuvieron a mi lado personas importantes, algunas siguen conmigo, otras ya no están pero su alma siempre me acompaña.

Vaya mi primer agradecimiento a Dios Todopoderoso y al Sagrado Corazón de Jesús por no abandonarme y guiar siempre mi camino.

A la ilustre Universidad de Los Andes y al Centro de Estudios Forestales y Ambientales de Postgrado (CEFAP) a los cuales debo mi formación académica.

Al Laboratorio de Fitosanidad Forestal (LAFIFOR) donde se me permitió hacer este trabajo de investigación.

Al PhD. Otón Holmquist por abrirme las puertas del LAFIFOR en el momento que más lo necesité, por sus consejos y sabiduría...gracias profesor.

A la Dra. Lilian Bracamonte... mi tutora, por confiar en mí y no abandonarme durante mi trabajo de grado. Por ayudarme en todo momento e incentivarme a culminar y lograr mi triunfo... gracias Lilian.

A la Lic. Aurora Cadenas por su apoyo incondicional durante este trabajo de investigación... sin sus consejos en el momento preciso mi triunfo se hubiese desviado un poco...muchas gracias Aurorita.

Al Ing. Pietro Pietrantonio, por su colaboración, paciencia y apoyo durante mi estadía en el LAFIFOR.

Al Consejo de Desarrollo Científico, Humanístico y Tecnológico (CDCHT) de la Universidad de Los Andes por el financiamiento aportado para la realización de esta investigación (Proyecto N°FO-689-09-01-EM).

A la Corporación de Los Andes (CORPOANDES), en especial a su Presidente Ing. Francisco Raúl García Jarpa y la Ing. Nelly Gutiérrez, quienes me otorgaron el permiso que hizo posible la culminación de esta investigación.

A mis compañeros de trabajo de la Gerencia de Planificación... gracias por su apoyo.

Al Sr. William Muñoz por su valiosa colaboración en la toma de fotografías de los hongos estudiados.

Al profesor Armando Briceño y el Sr. Wuilson, por brindarme su apoyo siempre.

Licencia Creative Commons:

Atribución - No Comercial - Compartir Igual 3.0 Venezuela
(CC BY-NC-SA 3.0 VE)

A mis padres, Flor y Miguel Ángel, por ser mi orgullo, quererme tanto y confiar en mí... porque sin ellos mi vida no sería tan especial, por ser lo mejor de este mundo y estar conmigo en todo momento sin permitirme desmayar, por apoyarme y nunca dejarme sola... gracias Dios por darme tan gran tesoro.

A mi hermano Miguel Ángel, porque mi triunfo sea incentivo para su gran triunfo... su grado.

A mi abuelita Carmen... gracias por rezar por mí todos los días y por esa simple frase cuando le digo "te quiero mucho"... y ella con todo su amor me responde: "yo te adoro"... solo con eso me da alegría.

A mi abuela Narza, por ser mi ángel de la guarda y darme paz en los momentos más difíciles de mi vida... a mi abuelo Alberto, porque desde el cielo y a través de sus hijos me ha dado la fortaleza y entereza para seguir adelante y nunca desmayar.

A mis tíos y primos por apoyarme siempre y quererme tanto.

A mi tía Chana, mi segunda mamá, por abrirme las puertas de su casa al llegar a Mérida, por sus consejos y apoyo incondicional...te quiero tía. A mi tío Elvecio porque además de abrirme las puertas de su casa ha puesto en mí su confianza y cariño.

A mi tía María Elena, por su cariño y sabios consejos...gracias tía.

A mi tío Gustavo... el gran Gustavo Parilli, MI TÍO... un gran hombre, porque desde el cielo celebra mi triunfo.

A mis tías Ligia y Alfa... porque desde el cielo también celebran mi triunfo.

A los profesores Miguel Plonczak y Juan Molleja, porque en el momento más difícil de mi postgrado, Dios los envió como ángeles de luz para ayudarme a salir adelante.

A mis amigos: Marly, Cariuska, Laygset, Katy, Emilio, Dimas, Ronald, Alicia, Jhusmirla y Yohama...por darme ánimos para para llegar a la meta.

A todas aquellas personas que me apoyaron siempre...MUCHAS GRACIAS.

HONGOS XILÓFAGOS CAUSANTES DE PUDRICIÓN EN LA MADERA DEL CAUCHO, *Hevea* spp. EN VENEZUELA

RESUMEN

Para identificar las especies de hongos xilófagos (Basidiomycetes) sobre madera de caucho (*Hevea* sp.), se utilizó la metodología descrita por Teixeira (1962) y Lowe (1975) para describir los basidiocarpos; los cultivos poliespóricos se estudiaron siguiendo la metodología descrita por Nobles (1958) y el tipo de pudrición se determinó mediante el test de oxidasa extracelular. Se identificaron un total de 7 especies, la mayoría de ellas de himenio poroso: *Trametes maxima* (Mont.) Pat., *Trametes elegans* (Spreng.:Fr.) Fr., *Panus strigellus* (Berk. & M.A. Curtis) Overh., *Pycnoporus sanguineus* (L. ex Fr.) Murr., *Coriolopsis caperata* (Berk.) Murr. y *Rigidoporus vinctus* (Berk.) Ryv. causan pudrición blanca y *Trametes nivosa* (Berk.) Murr. causante de pudrición marrón. Se generó una clave de los cultivos de los hongos identificados. Asimismo, se determinó que los hongos xilófagos identificados no son específicos de la madera del caucho. Se muestran fotografías y dibujos de las características macro y microscópicas de los hongos identificados, tanto de carpóforos como de los cultivos.

Palabras claves: Basidiomycetes, caucho, *Hevea*, hongos xilófagos.

**XYLOPHAGOUS FUNGUS ASSOCIATED TO RUBBER-WOOD, (*Hevea* spp.)
ROTTING IN VENEZUELA**

ABSTRACT

The methods described by Teixeira (1962) and Lowe (1975) were used to describe the body fruit. The poliesporic cultures were studied following the Nobles (1958) methodology and the rotting type was analyzed through a extracellular oxidase test. A total of seven (7) species, which are not specific for the rubber wood, were identified, most of them with a porous himenium. *Trametes maxima* (Mont.) Patouillard, *Trametes elegans* (Spreng.:Fr.) Fr., *Panus strigellus* (Berk. & M.A. Curtis) Overh., *Pycnoporus sanguineus* (L. ex Fr.) Murr, *Rigidoporus vinctus* (Berk.) Ryv. and *Coriolopsis caperata* (Berk.) Murr., are causing white rotting. On the other hand, *Trametes nivosa* (Berk.) Murr. is the major cause for brown rotting. A key for the identified fungus and their cultures was generated. It was determined that identified fungus is not specific of the rubber wood. Photos, figures and drawings of the macro and microscopic characteristics of the fungus identified as body fruit both cultures are shown.

Key words: wood decay fungi, Basidiomycetes, rubber-wood, *Hevea*

I. INTRODUCCIÓN

El caucho (*Hevea* Aubl.) es una especie forestal de reconocida importancia comercial en el mundo (Asia, África, Centroamérica, Suramérica y el Caribe) debido a los diversos productos derivados del látex y de su madera (llantas, bandas transportadoras, mangueras, empaques, soportes, globos, guantes, tableros, construcciones livianas, fabricación de cajas, etc). Es conocido también como "goma seringa", "jacia", "goma fina", "seringa blanca", jebe, seringueira, pero el nombre más común es el caucho (palabra de origen indígena compuesta por *Ca*, que significa árbol y *uchú*, que significa llora) (Hoyos, 1985).

En Venezuela el estado Amazonas está representado en la flora emblemática por el caucho, uno de los árboles que ha tenido una importancia extraordinaria en la industria internacional; se han establecido plantaciones experimentales de *Hevea* *sp.* desde los años 70 y actualmente están siendo explotadas en la obtención del látex para la industria de caucho del país. Están plantadas aproximadamente 20.000 hectáreas y se han elaborado diferentes proyectos, los cuales incluyen una tasa anual de plantación de 30.000 hectáreas llevándose a cabo en la zona de San Fernando de Atabapo de la Amazonia Venezolana (Garay et al., 2004).

Aunque en Venezuela, la madera del caucho ha tenido poco valor comercial, pudiera convertirse a mediano plazo en materia prima para la industria nacional. En este sentido, en el país se han llevado a cabo estudios sobre esta especie, relacionados con silvicultura (Santaromita, 2001), genética (Flores, 2005), características papeleras (Zerpa, 2004), características fisicomecánicas de la madera (Hernández et al., 2004) y de tableros aglomerados (Garay et al., 2004) fabricados para su uso en carpintería y ebanistería.

No obstante la madera proveniente de estas plantaciones ha sido atacada por hongos xilófagos que ocasionan la pudrición de la misma, trayendo como consecuencia pérdidas económicas significativas. En vista de tales ataques surge la necesidad de estudiar los hongos que están presentes ocasionando este ataque

Licencia Creative Commons:

1

sobre la madera de *Hevea* spp., describir e identificar tanto los carpóforos como los cultivos encontrados, además de determinar el tipo de pudrición que causan estas especies identificadas, con la finalidad de proporcionar información útil en cuanto a hongos xilófagos sobre la madera del caucho en Venezuela.

WWW.BDIGITAL.ULA.VE

II. OBJETIVOS

2.1. GENERAL

Caracterizar e identificar las especies de hongos xilófagos (Aphylllophorales) que descomponen la madera del caucho en Venezuela.

2.2. ESPECÍFICOS

- Identificar los macromicetos xilófagos recolectados en el estado Amazonas según las técnicas clásicas de identificación para basidiocarpos y cultivos.
- Determinar el tipo de pudrición que causan en la madera los hongos xilófagos mediante el test de oxidasa extracelular.
- Determinar la especificidad de los hongos con la madera del caucho.
- Proporcionar una clave para la identificación de estos hongos a partir de sus cultivos.

III. REVISIÓN DE LITERATURA

3.1. HONGOS XILÓFAGOS

Los hongos tienen alimentación heterótrofa y presentan hábitos alimenticios variados. Junto con las bacterias, son los causantes de la putrefacción y descomposición de toda la materia orgánica, mientras algunos desintegran las paredes celulares causando pudriciones, otros se alimentan de azúcares y almidones que forman parte del contenido celular originando cambios de coloración en la madera. Los hongos especializados en destruir la madera se conocen como hongos xilófagos (Alexopoulos, 1979).

En la actualidad se conocen dos grandes grupos de hongos que afectan la madera apeada, los cromógenos y xilófagos. Los primeros atacan el contenido celular de la madera produciendo cambios de coloración en los tejidos o manchas biológicas; los hongos xilófagos atacan la pared celular alimentándose de celulosa o lignina, afectando las propiedades fisicomecánicas de la madera.

Los hongos xilófagos o de pudrición pertenecen a la clase de los Basidiomycetes. La mayoría de los hongos xilófagos entran inicialmente en los troncos y las raíces a través de heridas que exponen la albura y el duramen, ya que no pueden infectar los árboles a través de la corteza viva e intacta.

El desarrollo de los hongos xilófagos se inicia con la germinación de las esporas que caen sobre la madera. Comienzan su ataque mediante la penetración pasiva de las hifas a través de los orificios naturales de la madera, siendo su acción puramente mecánica. Una vez invadida la madera físicamente, empieza la destrucción bioquímica o penetración activa, poniéndose en juego todo el sistema enzimático, que permite descomponer los constituyentes de la madera (lignina, celulosa, hemicelulosa) (Agrios, 1999).

Existen hongos que sólo pueden vivir sobre madera viva, otros perduran después que el ataque ha ocasionado la muerte de los tejidos y otros que únicamente

Licencia Creative Commons.

viven sobre madera muerta. Los hongos xilófagos degradan todos o algunos componentes de la madera, incluyen aquellos cuya acción tiene por efecto modificar exclusivamente el aspecto de la madera en especial su color (hongos cromógenos) y también los que modifican sus propiedades fisicomecánicas (hongos de pudrición) (Zanni, 2008).

Los hongos xilófagos requieren de una serie de factores y condiciones del sustrato para llevar a cabo su desarrollo. Según Rodríguez (1998), la humedad es indispensable para la germinación de esporas; el contenido de humedad del sustrato para el crecimiento del hongo, debe estar entre 35 y 50%, sin embargo este rango puede variar de acuerdo a las especies de hongos.

La temperatura juega un papel importante, el rango óptimo para el crecimiento del hongo varía entre 20 y 35 °C. A medida que la temperatura se acerca a los límites superiores e inferiores, el crecimiento del hongo disminuye rápidamente y cesa cuando se alcanzan temperaturas mayores de 50 °C. En lo que respecta al oxígeno, la condición necesaria para el desarrollo de los hongos, es que la madera contenga una cantidad de aire superior al 20% de su volumen; en madera saturada de agua los hongos no se desarrollan por falta de oxígeno (Rodríguez, 1998).

La madera es el medio alimenticio más adecuado para los hongos xilófagos, por el suministro de lignina y celulosa a través de sustancias de reserva almacenadas en sus cavidades; la presencia o ausencia de ciertas sustancias en algunas maderas inhiben o provocan el desarrollo de los hongos, resultando resistentes o sensibles a la pudrición. Por último, el pH el cual en la madera debe estar entre 5 y 6 es decir, ligeramente ácido (Rodríguez, 1998).

A nivel mundial se han realizado estudios relacionados con ataques de hongos xilófagos sobre el caucho. Baker (1919, citado por Sharples, 1936) reporta una serie de hongos registrados sobre *Hevea* durante un recorrido por Malasia, los cuales se listan a continuación: *Polyporus grammacephalus* Berk., *P. hirsutus*

Licencia Creative Commons:

Atribución - No Comercial - Compartir Igual 3.0 Venezuela
(CC BY-NC-SA 3.0 VE)

Pers., *P. rugulosus* Jungh., *P. williamsii* Murr., *Polystictus flavus* Jungh., *Trametes lachnei* Berk., *Hexagonia pulchella* Lev. y *Lentinus leucochrous* Lev.

Posteriormente, Chipp (1921, citado por Sharples, 1936) indica una lista de hongos reportados sobre *Hevea*: *Auricularia brasiliensis* Fr., *Corticium calceum* Fr., *C. javanicum* Zimm., *C. salmonicolor* B. & Br., *Stereum cuneiforme* Lloyd., *Cyphella heveae* Muss., *Hymenochaete noxia* Berk., *Helicobasidium mompa* Tanaka., *Irpex flavus* Kl., *Lopharia mirabilis* (B. & Br.) Pat., *Poria hypolateritia* Berk., *Polystictus occidentalis* Kl., *Hexagonia cervino-plumbea* Jungh., *H. thwaitesii* Berk., *Favolus spathulatus* Jungh., *Lenzites repanda* Pers., *Trametes persoonii* Mont., forma resupinata, *Lentinus lecomtei* Fr. y *Marasmius rotalis* B. & Br.

Asimismo, Weir (1928, citado por Sharples, 1936) presenta una compilación de hongos reportados sobre árboles de caucho en el Amazonas: *Auricula polytricha* (Mont.) Sacc., *Septobasidium bogoriense* Pat., *S. fumigatum* Burt., *S. retiforme* (B. & C.) Pat., *Daedalea repanda* Pers., *Poria hypobrunnea* Petch., *P. porphyrophaea* Bres., *Polystictus flavus* Jungh., *P. sanguineus* Fr., *Trametes corrugata* Bres., *T. ostreiformis* Berk., *Hexagonia pulchella* Lev., *H. tenuis* Hook. y *Schizophyllum commune* Fr.

Asimismo, Sharples (1936) proporciona un listado de hongos registrados sobre árboles de caucho en Brasil, elaborado por Petch en 1911, tales como *Pleurotus augustatus* B. & Br., *Poria vineta* Berk., *Hexagonia discopoda* Pat. & Har. y *Heterochaete tenuicula* (Lév.) Pat.

Martin (1949) y Silveira et al. (1994) reportaron a *Ceratocystis fimbriata* (Ellis & Halst.) Sacc., como responsable del moho ceniciento del caucho, enfermedad caracterizada por la presencia de un moho de color gris pálido sobre la superficie de los paneles y una decoloración oscura de la madera bajo la superficie (Harrington, 2004). Lim (1974) reportó a *Ustilina zonata* (Lev.) Sacc., como el causante de agallas en tejidos del tronco y pudrición general del mismo.

Licencia Creative Commons:

Atribución - No Comercial - Compartir Igual 3.0 Venezuela
(CC BY-NC-SA 3.0 VE)

Sripathi (1975) publicó un listado de las principales enfermedades del tronco y ramas del caucho: enfermedad rosada asociada a *Corticium salmonicolor* Berk. & Broome, la pudrición de ramas asociada a *Ustulina deusta* (Fries) Petrak y *Phellinus noxius* (Corner) G. H. Cunn, la necrosis de la corteza ocasionada por *Fusarium* sp. y *Colletotrichum* sp., la muerte descendente causada por *Botryodiplodia* sp., *Colletotrichum dematium* (Pers.) Grove, *Colletotrichum* sp., *Phyllosticta* sp., *Phomopsis* sp. y *Phytophthora* spp.

El mismo autor indica que las enfermedades de raíz más conocidas son la raíz blanca, causada por *Rigidoporus lignosus* (Klotzsch) Imazeki; la raíz roja, inducida por *Ganoderma philippii* (Bres. & Henn. ex Sacc.) Bres., la raíz castaña provocada por *Phellinus noxius* (Corner) G. Cunn. y pudrición del cuello de la raíz causada por *Aspergillus niger* P.E.L. van Tieghem.

Nicole et. al. (1985) y CAB (2005) señalan que las principales enfermedades de la hoja son causadas por *Glomerella cingulata* (Stoneman) Spauld. & H. Schrenk., *Corynespora* sp. y *Phytophthora* sp.; el tizón suramericano de la hoja del caucho, inducido por *Microcyclus ulei* (P. Henn.) Arx es el mayor problema en Sur y Centroamérica. Asimismo, los autores indican otras enfermedades tales como: la mancha foliar (*Calonectria quinqueseptata* Figueiredo & Namek.), la pudrición de la raíz (*Corticium rolfsii* Curzi), el damping off (*Corticium salmonicolor* Berk & Br.) la antracnosis [*Glomerella cingulata* (Stoneman) Spauld. & H. Schrenk], el cáncer de cuello (*Helicobasidium compactum* Boedijn) y la pudrición de la raíz (*Rigidoporus microporus* (Fr.) Overeem).

En 1983, Duke identificó alrededor de 90 especies de hongos que atacan el caucho, algunos son: *Pellicularia salmonicolor* (Berk. & Br.) Dastur que ataca el tallo principal y las ramas; *Phytophthora palmivora* Butler, que induce pudrición en frutos y muerte regresiva; *Polystictus occidentalis* (Klotzsch) Fr. y *P. personii* (Mont.) Cooke que ocasiona pudrición blanca; *Sphaerostilbe repens* Berk. & Broome causando la pudrición roja y *Ustulina maxima* (Weber) Wettst., que ocasiona la pudrición carbonosa.

Licencia Creative Commons:

Atribución - No Comercial - Compartir Igual 3.0 Venezuela
(CC BY-NC-SA 3.0 VE)

En épocas más recientes, Florence et. al. (2002) reportaron a *Botryodiplodia theobromae* Pat., como el causante del manchado de la albura del caucho, donde sus hifas invaden las células a través de la degradación de las membranas de las punteaduras, además de causar la degradación de las paredes celulares lignificadas. Asimismo Rangel (2007) identifica a *B. theobromae* como agente causal del cáncer del tronco y ramas gruesas en caucho en Amazonas, Venezuela. iniciándose con un hinchamiento en la corteza afectada que luego se abre irregularmente produciendo una exudación de color negro que baja por el tronco.

Arakaki et. al. (2002) estudiaron en laboratorio la resistencia de la madera sólida, chapas aglomeradas y chapas de madera y cemento de *Hevea brasiliensis* contra hongos de pudrición marrón [*Gloeophyllum trabeum* (Pers. ex Fr.) Murril]] y pudrición blanca [(*Trametes versicolor* (L. ex Fr.) Pilát)], clasificando a la madera sólida y chapas aglomeradas como moderadamente resistentes y chapas de madera y cemento como altamente resistentes a la pudrición.

Pandey y Nagveni (2007) investigaron la identificación rápida de la pudrición blanca y marrón de la madera de *Pinus roxburghii* Sarg. y *Hevea brasiliensis* (Willd. ex A. Juss.) Müll. Arg. mediante espectroscopía FTIR (Fourier Transform InfraRed), ambas degradadas por hongos de pudrición marrón como *Polyporus meliae* Undrew. y pudrición blanca: *Trametes versicolor* y *T. hirsuta* (Wulfen) Pilát,

Una información útil para la identificación de hongos xilófagos se refiere a la descripción de sus cultivos poliespóricos. Lo más conveniente sería contar con el basidiocarpo y el cultivo del hongo a fin de identificar de forma más certera el o las especies objeto de estudio a través del uso de claves de identificación de cultivos poliespóricos.

Nobles (1948) presentó una clave para el estudio diagnóstico de 149 especies de Hymenomycetes que habitan en la madera, incluyendo también características de cultivos de 126 especies de hongos descomponedores de la madera en Canadá. Posteriormente, Nobles (1958) elaboró una guía de taxonomía y filogenia de

Licencia Creative Commons:

Atribución - No Comercial - Compartir Igual 3.0 Venezuela
(CC BY-NC-SA 3.0 VE)

hongos poliporáceos sobre la base de caracteres micromorfológicos y la reacción de oxidasa en cultivos.

En lo que respecta a estudios de taxonomía e identificación de hongos xilófagos en Venezuela, se tienen algunos registros. Holmquist (1972) reporta 30 hongos poliporáceos asociados con pudrición de la madera en Venezuela, tales como *Coriolopsis occidentalis* (Klotz.) Murr., *C. supina* (Sw. ex Fr.) Holmquist, *Fomes faciatus* (Sw. ex Fr.) Fr., *Fulvifomes fastuosus* (Lév.) Holmquist, *F. spadiceus* (Berk.) Holmquist, *Oxyporus alachuanus* (Murr.) Holmquist, *Trametes elegans* (Spreng. ex Fr.) Fr., *T. maxima* (Mont.) Pat., *T. membranacea* (Sw. ex Fr.), *T. nivosa* (Berk.) Murr., *T. pavonia* (Hook. in Kunth) Holmquist, *T. scabrosa* (Pers.) G. H. Cunn., *Flaviporellus splitgerberi* (Mont.) Murr., *Pseudofavolus cucullatus* (Mont.) Pat., *Fomes epimiltinus* (Berk. & Broome), Sacc., *F. geotropus* (Cooke) Cooke, *F. tropicalis* Cooke, *Lenzites striata* (Sw.: Fr.) Fr., *Polyporus meliae* Underw., *P. zonalis* Berk., *Polystictus caperatus* (Berk.) Fr., *P. modestus* Kuntze, *P. pinsitus* (Fr. ex Fr.) Cooke, *P. rigens* Sacc., *P. sanguineus* Fr., *Poria fuligo* (Berk. & Broome) Sacc., *P. vineta* (Berk.) y *Trametes hydroides* (Sw.) Fr.

Arellano (1980) estudió las características macro y microscópicas de cinco especies no identificadas género *Trametes* comunes descomponiendo maderas de la Reserva Forestal de Caparo.

Paredes (1987) describió las características macroscópicas y microscópicas de 23 basidiocarpos de hongos poliporáceos descomponedores de la madera a fin de elaborar una clave para la identificación de los mismos.

Maza (1988) identificó 20 especies de hongos poliporáceos asociados a la pudrición de la madera de plantaciones de Pino de la zona alta de Mérida, Venezuela. Igualmente, Bracamonte (1992) identificó y codificó 10 especies de macromicetos xilófagos en las plantaciones de Pino Caribe en las plantaciones de Uverito, estado Monagas, asociados a pudrición blanca y marrón.

Ripanti (1989) describió e identificó el hongo descomponedor de tocones de *Pinus caribaea*, *Trametes palustris* (Berk. & Curt.), en plantaciones ubicadas en el noreste del Orinoco, sureste del estado Monagas, Venezuela.

Luego Pérez (1992) identificó 6 hongos xilófagos encontrados en la Guayana Venezolana asociados a pudrición blanca. Asimismo, Rodríguez (1992) identificó 19 hongos xilófagos creciendo en árboles en pie o sobre madera en descomposición en el Lote Boscoso San Pedro, estado Bolívar.

Gómez (1992) identificó siete especies de Aphyllophorales asociados a la descomposición de maderas de coníferas en las plantaciones de la zona alta de los alrededores de Mérida, Venezuela, tales como: *Ganoderma lucidum*, *Poria versipora*, *P. rixosa* y *P. illudens* asociados a pudrición blanda; además de *Fomitopsis palustris* asociado a pudrición marrón, así como también *Hymenochaete* sp. y *Poria humilis* de pudrición desconocida.

Gil (1994) identificó carpoforos y cultivos de hongos xilófagos asociados a la pudrición blanca: *Poria megalopora* (Pers.) Cooke y *Tyromyces canadensis* (Overh.) Lowe, *Bjerkandera adusta* (Willd. Ex Fr.) Karst y pudrición marrón: *Trametes nivosa* (Berk.) Murr., colectados en los alrededores de Mérida, Venezuela

Vivero (1995), estudió la microestructura de 22 especies de políporos venezolanos del género *Trametes* Fr. creciendo sobre madera muerta de especies arbóreas: *Trametes abietina* (Diks. ex Fr.) Pilát, *T. byrsina* (Mont.) Pat., *T. cubensis* (Mont.) Sacc., *T. elegans* (Spreng. ex Fr.) Fr., *T. lactinea* (Berk.) Pat., *T. maxima* (Mont.) Lloyd & Pat., *T. membranacea* (Sw.: Fr.) Kreisel, *T. modesta* (Fr.) Ryv, *T. nivosa* (Berk.) Murr., *T. occidentalis* (Klozsch.) Fr., *T. palustris* Berk. et Curt., *T. pavonia* (Hook in Kunth.) Holmquist, *T. pinsita* (Fr.) O. & K. Fidalgo, *T. sangreaena* (Mont.) Pat. & Gaill., *T. sepium* Berk., *T. serpens* (Fr. ex Fr.) Fr., *T. scabrosa* (Pers. in Gaudich) Cunn., *T. squalens* Karst., *T. steroideus* (Fr.) Bres., *T. submurina* Murr. y *T. supina* Sw. ex Fr.

Licencia Creative Commons:

Atribución - No Comercial - Compartir Igual 3.0 Venezuela
(CC BY-NC-SA 3.0 VE)

Puentes (2003) estudió los carpóforos de colecciones obtenidas bajo un proyecto de estudio de la Flora de Hongos Xilófagos del estado Apure, Venezuela, tales como: *Perenniporia medulla-panis* (Jacq.:Fr) Donk, *Phellinus punctatus* (Fr.) Pilát y *Megasporoporia cavernulosa* (Berk.) Ryv.

3.2. EL CAUCHO

Taxonómicamente pertenece a la división Angiospermae, clase Dicotyledonea, orden Euphorbiales, familia Euphorbiaceae, género *Hevea*. Comúnmente se le conoce como caucho, rubber, jebe, hevea, hule, siringa, seringueira, entre otros (CAB, 2005). El caucho es una planta nativa del Amazonas e introducida en el sureste de Asia en 1876 por investigadores ingleses, quienes recolectaron en Brasil unas 70.000 semillas para establecer plantaciones en Sri Lanka y posteriormente en otras regiones tropicales de Asia. Aproximadamente el 99% de las plantaciones de caucho se localizan en el Sureste asiático, entre Malasia, Indonesia y Tailandia (Mohd and Why, 1988) (Encarta, 2007).

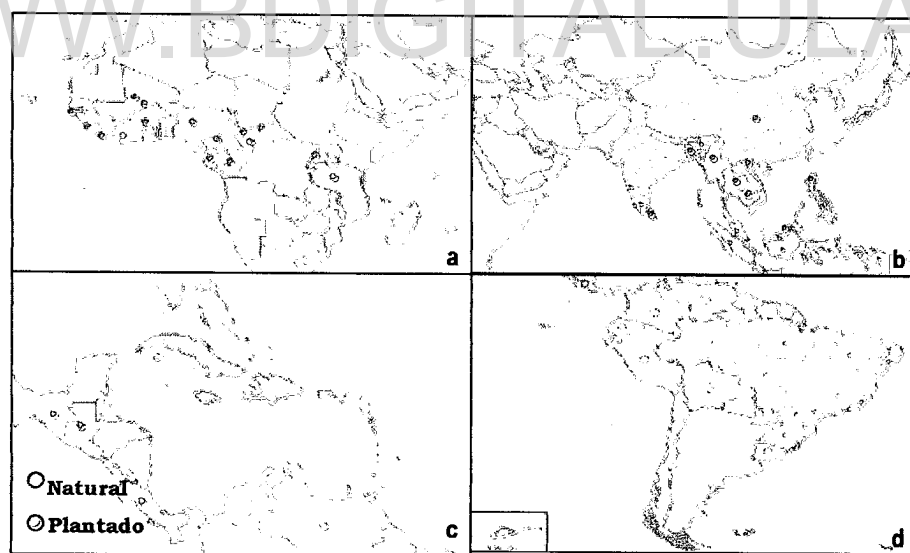


Figura 1: Distribución mundial de *Hevea* sp. a. África; b. Asia; c. Norte y Centroamérica; d. Suramérica. (CAB, 2005).

Se encuentra en Asia, África, Centroamérica, Norteamérica, Suramérica y el Caribe (ver figura 1) (CAB, 2005). Se distribuye de forma natural en la Hylea Amazónica que abarca siete países sudamericanos: Brasil, Bolivia, Ecuador, Colombia, Perú, Surinam y Venezuela; en este último se localiza principalmente

Licencia Creative Commons.

en el estado Amazonas, específicamente en Casiquiare, Atabapo, Río Negro y Atures (Cañizales, 1991).

3.2.1. DESCRIPCIÓN BOTÁNICA

El caucho es una planta de porte arbóreo, perennifolio durante los primeros cinco o seis años de edad, luego se hace caducifolio perdiendo el follaje cada año en verano, pero recupera las hojas rápidamente. Es un árbol de selva, elevado, de tronco recto y levemente ensanchado en la base, corteza fina de color verde grisáceo, látex blanco muy abundante; ramas principales ascendentes, de copa angosta que puede sobrepasar los 40 metros de altura, con circunferencia de hasta cinco metros. Se conocen individuos de más de 100 años de edad (Flores, 2005; Rincón, 1996).

Posee hojas trifoliadas alternas, folíolos de 4 a 25 cm de largo por 3 a 9 cm de ancho, elípticas a ovaladas, de ápice acuminado, bordes enteros y base aguda. Pecíolo largo, pulvinado en la base, con glándulas aplanadas en el extremo apical; haz verde brillante y envés verde claro a opaco. Hojas más nuevas de color cobrizo a marrón, tornándose verde claro hasta verde oscuro cuando maduras (ver figura 2) (Flores, 2005; Rincón, 1996).



Figura 2. Morfología de *Hevea brasiliensis*: a. plantaciones de caucho; b. extracción de látex; c. hojas; d. frutos y semillas.

Fuente: CAB, 2005.

El caucho demanda una serie de requerimientos ecológicos mínimos para su desarrollo, se cultiva en ambientes tropicales húmedos por debajo de los 1300 m de altitud y resiste a temperaturas entre 22 y 25 °C. Los terrenos planos o ligeramente inclinados son recomendados porque favorecen las labores del cultivo y de explotación, se aceptan inclusive áreas con pendientes no mayores a los 25° y en estos casos se deben implementar labores de conservación de suelos. El caucho se desarrolla con vigorosidad en suelos profundos, sin horizonte duro, buen drenaje y manejables (Anacafé, 2004) (ver tabla 1).

Tabla 1. Requerimientos ecológicos para el desarrollo del caucho. Tomado y modificado de Rincón, 1996

Variable	Característica
Temperatura óptima	22-30 °C (promedio 25 °C)
Temperatura media anual mínima	20 °C
Altitud	Por debajo de 1300 msnm (0-600)
Precipitación	1500-3000 mm/año
Humedad relativa	70%-80%
Tipo de bosque	Bosque Húmedo Tropical (Según Holdridge)
Luz	1500-2500 horas sol/año
Vientos	Zonas libres de vientos fuertes
Suelos	Profundos, 20% arcilla, 25-50 cm profundidad, buen drenaje.
Textura suelo	Franco (F), Franco-arenosa (Fa), Franco-arcillosa (FA).

3.2.2. LA MADERA DEL CAUCHO

La madera recién cortada es de color blanco a veces rosácea, luego de secada tiende a volverse amarillenta. Presenta fibras bastante rectas y el duramen y la albura son indistinguibles. Los poros son grandes y dispersos, radial y tangencialmente aparecen como líneas de color marrón. La madera recién cortada contiene entre 1 y 2,3 % de azúcares libres y entre 7,5 y 10,2 % de almidón, por lo que su elevado porcentaje de azúcares libres y la ausencia de extractos hacen que la madera no sea duradera, siendo frecuentemente atacada por hongos e insectos (Killman y Hon, 2000). La densidad de la madera seca al aire varía entre 560 y 650 Kg /m³. El contenido de humedad inicial de la madera verde oscila entre 60 y 80%; tiende a desarrollar defectos de secado como curvatura, alabeo, arqueado e interrupción de la actividad vegetativa, particularmente en el

duramen. En ocasiones, se observa una decoloración marrón de la madera tras su secado en secadora.

3.2.3. PRODUCCIÓN

En el siglo XIX Brasil era el principal productor de caucho, del cual se recolectaba el látex “sangrando” los árboles en el bosque natural. El sangrado de los árboles comienza entre el quinto y séptimo año después de la plantación prolongándose durante 25 a 30 años. Transcurrido ese tiempo la disminución en la producción de látex hace que el sangrado resulte antieconómico, optando por talar los árboles y sustituirlos por nuevas plántulas de *Hevea*. A nivel mundial, los principales productores de caucho son Indonesia, Malasia y Tailandia, en Asia, los cuales cubren una superficie aproximada de 94%; África, representado en este caso por Nigeria, ocupa el segundo lugar en producción con una superficie plantada de aproximadamente 5%; el tercer lugar es ocupado por Guatemala y Brasil, en América Latina, representando el 1% del total de la superficie plantada en el mundo (ver figura 3) (MAG, 2001).

En Venezuela esta actividad se centra principalmente en la Amazonía, donde se viene desarrollando desde hace varios años, obteniendo el látex para la industria del caucho (Garay et. al., 2004). Según CAB (2005) se estima que las plantaciones de caucho a nivel mundial cubren casi nueve millones de hectáreas de las cuales el 80% se ubican en el Sureste Asiático.

3.2.4. Usos

H. brasiliensis es una fuente importante de madera en varios países del mundo, especialmente en los asiáticos (Malasia, Tailandia, Indonesia e India), los cuales hacen uso de la madera del caucho que proviene de plantaciones en las que no es económicamente rentable extraer el látex; en estos países, sucede normalmente entre el año 22 y 29 de la plantación. Los árboles cortados de caucho se usan tradicionalmente como combustible para ahumar las hojas de caucho, curar el tabaco, la alfarería, ladrillos e industria de leña y carbón; catalogada como la mejor y la más barata fuente de combustible (Hoi, 1987).

Licencia Creative Commons:

Atribución - No Comercial - Compartir Igual 3.0 Venezuela
(CC BY-NC-SA 3.0 VE)

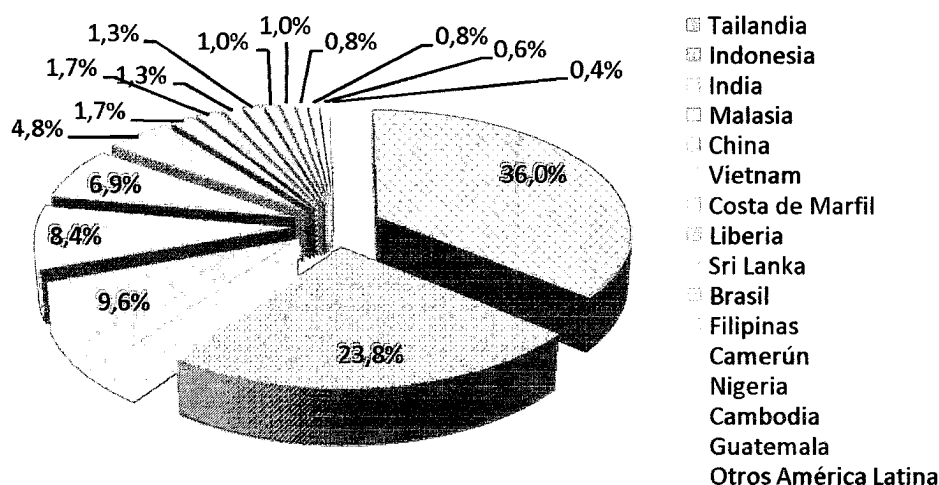


Figura 3. Superficie plantada de Caucho de los principales productores a nivel mundial (miles de ha). Fuente: MAG, 2001.

Hoy en día la madera se utiliza para diversos fines: tableros, contrachapados, pisos y muebles. Esta madera viene alcanzando un nivel de aceptación y precio cada vez mayor representando en Malasia, una importante participación en el mercado internacional de productos (OIMT, s.f.). Otros usos que se dan a esta madera son: la fabricación de muebles y sus partes, parquet, tableros de madera (tableros de partículas, tableros encolados con cemento y yeso, tableros de fibra de densidad media), productos de cocina y combustible (Salleh, 1984; citado por Garay et. al., 2004).

También es utilizada para la elaboración de sillas plegables, mecedoras, juegos de recibo y dormitorio, entre otros (Mohd and Why, 1988). Según Anacafé (2004), aproximadamente el 70% de la producción mundial de caucho natural se destina como materia prima para la industria de neumáticos y el 7% al látex concentrado. Entre los principales usos del látex se encuentra la fabricación de objetos delgados (guantes, gorros de baño, globos), objetos gruesos (juguetes, muñecas y artículos huecos), hilos elásticos, gomas y adhesivos.

Licencia Creative Commons:

Atribución - No Comercial - Compartir Igual 3.0 Venezuela
(CC BY-NC-SA 3.0 VE)

3.3. PROYECTO CAUCHO NATURAL. CORPORACIÓN VENEZOLANA DE GUAYANA (CVG)

El proyecto para el desarrollo comercial del caucho se inicia en los años 70 cuando se organizó la Comisión de Desarrollo del Sur de Venezuela (CODESUR), sin embargo, entre 1979 y 1981 desaparece la Comisión. No obstante en 1976, el Ministerio del Ambiente y de los Recursos Naturales (MARN) en el estado Amazonas, inició unos ensayos experimentales en la zona de Trapichote con clones introducidos de los países provenientes de Brasil y Malasia (CVG, 2003). Los Clones traídos de Brasil fueron: FX 567, FX 2804, FX 3844, FX 3864, FX 3867, FX 3899, IAN 717, IAN 873, IAN 2261, IAN 2878, IAN 2903, IAN 6323 y IAN 6721; los clones provenientes de Malasia fueron GT 1, PB 86, RRIM 600 (CVG 1988).

Entre 1987 y 1990, la CVG traslada sus instalaciones hacia el Campamento El Pozo, a 20 km. de San Fernando de Atabapo, iniciando el programa de Plantaciones Comerciales de Caucho Natural. Luego en 1991, se establecieron las primeras plantaciones que ocuparon un área de 50 ha y desde 1992 al presente, se han plantado en el mismo sector 325 ha con los mejores clones seleccionados en Trapichote: FX 3864, RRIM 600, IAN 873, IAN 710 (CVG, 2003).

Actualmente, la Empresa CVG-Proyecto Caucho Natural, en el Sector El Pozo, en San Fernando de Atabapo Estado Amazonas, cuenta con 22.000 árboles para una producción anual de 100.000 litros de látex. A su vez CVG-Proyecto Caucho Natural, tiene programado incrementar a 30.000 ha la superficie plantada, en tres etapas. I. Etapa 3.000 ha, II. Etapa 10.000 ha, y por último una tercera etapa hasta cubrir las 30.000 ha (CVG, 2003).

3.4. PUDRICIÓN DE LA MADERA

Es ocasionada por hongos que se alimentan de los componentes de la pared celular de la madera, causando el deterioro de ésta. Las esporas de estos hongos se producen en los cuerpos fructíferos formados en la superficie de la madera, luego germinan y originan hifas que penetran la madera pasando de una célula a otra a través de orificios que se realizan en el punto de contacto de la hifa con la pared celular (Rodríguez, 1998).

Licencia Creative Commons:

La pudrición afecta drásticamente las propiedades mecánicas ocasionado pérdidas importantes en las mismas aún en ataques leves. De acuerdo a las alteraciones que producen en la madera, tanto en su color como en su estructura, pueden clasificarse los daños ocasionados por hongos en las siguientes categorías: pudrición blanca, pudrición marrón o parda y pudrición blanda.

3.4.1. Pudrición Blanca

Ocurre cuando los hongos tienden a destruir más lignina que celulosa para lograr de ella la fuente de carbón necesaria para alimentarse. La apariencia de la madera atacada por hongos de pudrición blanca es de tono fuertemente decolorado y blanquecino sin embargo, en las etapas tempranas de la pudrición pueden presentarse manchas color café. En algunos casos la degradación puede presentarse en áreas discretas y pequeñas; cuando esto ocurre, se denomina “bolsillos de pudrición blanca”.

En algunos casos, la madera con pudrición blanca se vuelve fibrosa, debido a la separación de las células y se desintegra fácilmente mostrando aristas en ángulos en la zona de fractura; sin embargo, en otras formas de pudrición blanca la apariencia es más bien algodonosa (ver figura 3) (Eaton y Hale, 1993).

El mayor grupo de hongos causantes de pudrición blanca pertenece a la clase Basidiomycetes que comprende cientos de especies que causan pudrición en coníferas y latifoliadas en el mundo. También, algunos hongos pertenecientes a la clase Ascomycetes y particularmente a los géneros *Daldinia*, *Hypoxylon*, *Ustulina* y *Xilaria*, producen pudrición blanca en latifoliadas (Eriksson et al., 1990; Eaton y Hale, 1993; Morales, 2006).

3.4.2. Pudrición Marrón o Parda

Ocurre cuando el hongo ha degradado la celulosa, dejando un residuo pardo oscuro formado por lignina que puede disgregarse fácilmente al frotarla con los dedos; la madera se quiebra en sentido transversal a la fibra por tal motivo, también se le conoce como la pudrición cúbica (ver figura 4) (Rodríguez, 1998). Cuando no se observan cuerpos fructíferos o cualquier otra evidencia visible de

podrición, el tipo de podrición causado por el hongo no es generalmente apreciable hasta que se corta el tronco o las ramas. Sin embargo, los hongos de la podrición marrón causan inicialmente una pérdida más rápida de resistencia que los hongos de la podrición blanca. En estados avanzados de podrición, la resistencia de la madera se pierde casi totalmente, sin importar el tipo de podrición (Luley, 2006).

3.4.3. Podrición Blanda

Originada por hongos del orden de los Ascomicetos (*Cephalotrichum*, *Alternaria*, *Chaetomium*) y se presenta generalmente en madera que están en contacto con el suelo. Se degrada la celulosa de la pared secundaria de la célula en sentido longitudinal de la fibra, dando a la parte exterior de la madera (cuando el grado de humedad es elevado) una consistencia blanda similar a la de un queso fresco; cuando la madera atacada por podrición blanda se seca, su superficie se rompe formando muchos cubos pequeños (ver figura 4) (Zanni, 2008).



Figura 4. Tipos de podrición de la madera: 1. podrición blanda; 2. podrición blanca; 3. podrición marrón. Fuente: SEDESA, 2009.

IV. MATERIALES Y MÉTODOS

4.1. ÁREA DE ESTUDIO

Las plantaciones de caucho en Venezuela se localizan dentro de la Hylea Amazónica cerca de la frontera colombiana, al sureste de San Fernando de Atabapo, estado Amazonas. Sus coordenadas geográficas son 03° 59' 08" de latitud Norte y 67° 38' 25" de longitud Oeste (Rangel, 2007). Abarca una superficie aproximada de 3.000 ha que limitan por el Norte con los terrenos de la comunidad indígena "Cáscara Dura", por el Sur con sabanas inundables, por el Este con terrenos de la comunidad indígena "Magua" y por el Oeste con el Caño Guasuriapa y el área de inundación del río Atabapo (CVG, 1988).

La precipitación media anual alcanza los 3.012 mm, diferenciándose dos períodos: uno lluvioso (invierno) entre los meses mayo y octubre y otro seco (verano) entre los meses diciembre y marzo; los meses de mayor precipitación son junio (481,6 mm) y julio (521,8 mm) y los más secos son enero (90,1 mm) y marzo (78,6 mm). El área se ubica en la subcuenca del río Atabapo, cuenca del río Orinoco, con el río Cumare y los caños La Viejita, Minicia y Magua como principales drenajes. La zona se caracteriza por presentar una altitud promedio de 96 metros, topografía plana a ligeramente ondulada con pendiente suave (0 a 2%), de escurrimiento lento y erosión laminar; (CVG, 1988; CVG, 2003).

La temperatura media anual es de 28° C, con máximas en febrero (34,9 °C) y marzo (35,6 °C) y mínimas en junio (22,6 °C) y julio (22,2 °C). La evaporación promedio anual es de 2053 mm, siendo entre diciembre y abril el período de mayor evaporación. La evapotranspiración potencial total anual es de 1.642 mm, con su valor más bajo en el mes de junio (CVG, 1987). La vegetación predominante se caracteriza por ser un bosque primario no intervenido, clasificado según Holdridge como un Bosque Húmedo Tropical y según Pittier corresponde con un Bosque Pluvial Macrotérmico, caracterizados por formaciones vegetales tipo bosque de Galería, Bosque de Tierra Plana, Bosque Bajo de Suelo Arenoso, Bosque Bajo Inundable y Sabanas Inundables (CVG, 1987).

Licencia Creative Commons:

Atribución - No Comercial - Compartir Igual 3.0 Venezuela
(CC BY-NC-SA 3.0 VE)

4.2. METODOLOGÍA DE CAMPO

Para efectos de esta investigación, las etapas concernientes a la metodología de campo fueron previamente realizadas por el equipo técnico adscrito al Laboratorio de Fitosanidad Forestal (LAFIFOR) del Laboratorio Nacional de Productos Forestales (LABONAC). Los carpoforos de los hongos encontrados pudriendo la madera del caucho fueron colectados por Otón Holmquist durante el mes de noviembre del año 2006, en el Campamento Trapichote, Campo Experimental del Programa Caucho Natural CVG Forestal, Venezuela. El material colectado se trasladó al LAFIFOR para la posterior identificación de los especímenes. A continuación se detallan las actividades cumplidas en esta fase.

4.2.1. Recolección del carpoforo

Una vez encontrado el carpoforo, se separó del sustrato con la ayuda de un objeto cortante tratando que el carpoforo estuviese adherido a un pedazo de madera a fin de caracterizar el tipo de pudrición (ver figura 5). Posteriormente con el espécimen fresco, se registraron datos como: fecha de colección, condiciones de la madera al hacer la colecta (en pie, seca, podrida, entre otras), color en fresco del basidiocarpo (color del píleo, contexto e himenio), olor, sabor y cualquier otra información de interés. El color se determinó utilizando el Methuen Handbook of Colour de Kornerup y Wanscher (1967), colocando entre paréntesis el valor correspondiente.



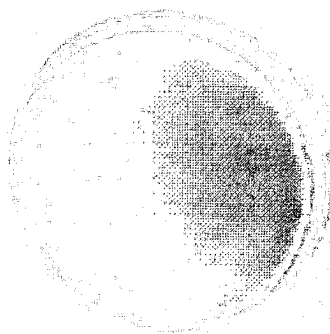
Figura 5: Recolección del carpoforo

4.2.2. Obtención de cultivos poliespóricos

Para la obtención de los cultivos, se procedió a colocar en la tapa de una cápsula de petri estéril con medio de cultivo agar malta, tres trozos de himenio de 4 a 6 mm², de manera que una vez colocada la tapa sobre la cápsula los poros estuviesen orientados lo más verticalmente posible. Las cápsulas se rotularon y se dejaron por 24 horas a temperatura ambiente, para obtener las esporas que luego se transfirieron a los tubos de ensayo con medio de cultivo.

Seguidamente, los carpóforos se colocaron en un secador de campo para extraerles la mayor cantidad posible de humedad y así evitar el ataque por hongos que pudiesen destruir rápidamente el himenio (ver figuras 6, 7 y 8). Los cultivos obtenidos se trasladaron al laboratorio a un cuarto acondicionado con 24° C temperatura y 76% de humedad relativa para hacer las respectivas réplicas. Los cuerpos fructíferos se enumeraron, secaron y guardaron en la micoteca del LAFIFOR.

WWW.BDIGITAL.ULA.VE



*Figura 6: Obtención de cultivos poliespóricos.
Piezas extraídas del carpóforo*

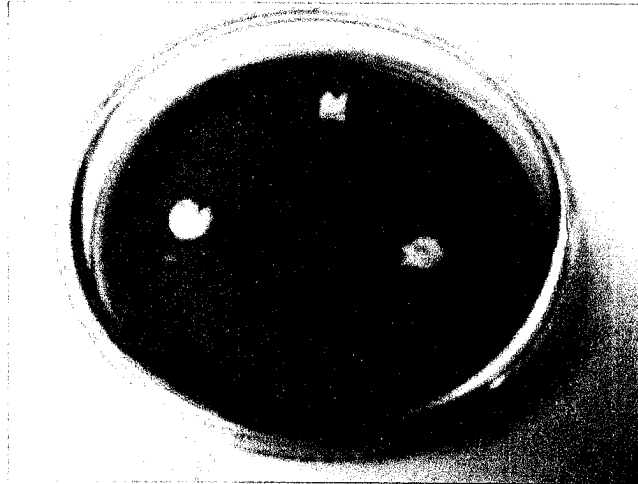


Figura 7: Obtención de cultivos poliespóricos. Poros del carpoforo orientados en sentido vertical al medio de cultivo



Figura 8. Carpoforos colocados en el secador de campo

Licencia Creative Commons:

Atribución - No Comercial - Compartir Igual 3.0 Venezuela
(CC BY-NC-SA 3.0 VE)

4.3. METODOLOGÍA DE LABORATORIO

4.3.1. Estudio e identificación de carpoforos

Para conocer las estructuras del carpoforo se hizo un estudio macro y microscópico del mismo. Se registraron las características macroscópicas siguiendo la metodología de Teixeira (1962) tales como: Tipo de fructificación, forma del píleo, radio del píleo (mm), espesor del píleo (mm), color de la superficie pileal, color del contexto, espesor del contexto (mm), color del himenio, forma del himenio, forma de los poros, número de poros por mm, longitud de poros (mm), diámetro de poros (mm), espesor del disepimento (mm) y color del carpoforo.

Los estudios microscópicos del carpoforo se realizaron siguiendo la metodología descrita por Teixeira (1962) para lo cual:

1. Se cortaron fragmentos de aproximadamente 5 x 2 mm, procurando extraer la hifa en dirección longitudinal. Las piezas se extrajeron de distintas partes del carpoforo, como se muestra en la figura 9.
2. A las piezas se les aplicó unas gotas de solución de hidróxido de potasio (KOH) al 2% con el objeto de ablandar los tejidos. Si el hongo cambia de color, es una característica taxonómica importante.
3. Se realizó la disección de los tejidos y/o las hifas con dos agujas para separar las estructuras que forman los tejidos y facilitar la observación de los mismos a través del microscopio.
4. Los tejidos se montaron en un portaobjeto y se tiñeron con floxina para su observación microscópica.

Las características microscópicas observadas en cada una de las partes arriba señaladas fueron: cambio de color en KOH, tipos de hifas, basidias, esporas, y otros elementos importantes para la identificación del hongo.

4.3.2. Descripción de la superficie pileal

Se siguió la metodología empleada por Teixeira (1962), en la cual se indican los términos para describir la superficie pileal:

Licencia Creative Commons:

1. *Dermis*: cobertura cuyas hifas tienen una dirección más o menos perpendicular a la superficie. La dermis puede ser:
 - a. *Himenodermis*: cuando sus elementos tienen aproximadamente el mismo diámetro y altura, semejando un himenio.
 - b. *Tricodermis*: cuando sus elementos se asemejan a pelos aislados o en manojos, perdiéndose la dirección anticlinal de las hifas y apareciendo un tejido denso.
 - c. *Palisodermis*: constituida por elementos libres, más o menos delgados, sin altura determinada entre himenodermis y tricodermis.
 - d. *Paradermis*: cuando sus elementos forman una estructura pseudoparenquimática; la cobertura está constituida por células de paredes finas.
2. *Cubierta himenoforal*: cobertura del píleo cuya superficie está conformada por un himenóforo estéril.
3. *Curtis*: cobertura cuyas hifas tienen una dirección más o menos paralela a la superficie, como elementos gruesos y floccosos que dan apariencia lisa y glabra en la superficie.
4. *Cortex*: cobertura formada por hifas más o menos modificadas del contexto donde no existe diferenciación entre capas sin línea definida.
5. *Costra*: cobertura formada por una capa dura y definida, sin relacionar su origen estructural.

Obtenida toda la información señalada arriba, se procedió a utilizar la bibliografía disponible donde muestra una serie de claves de identificación de hongos, hasta lograr la identificación preliminar de las especies, comparándolas luego con los especímenes del herbario particular de Otón Holmquist localizado en el LAFIFOR. Estos datos sirvieron de base para la identificación preliminar de los carpóforos, los cuales seguidamente se compararon con especímenes de la micoteca.

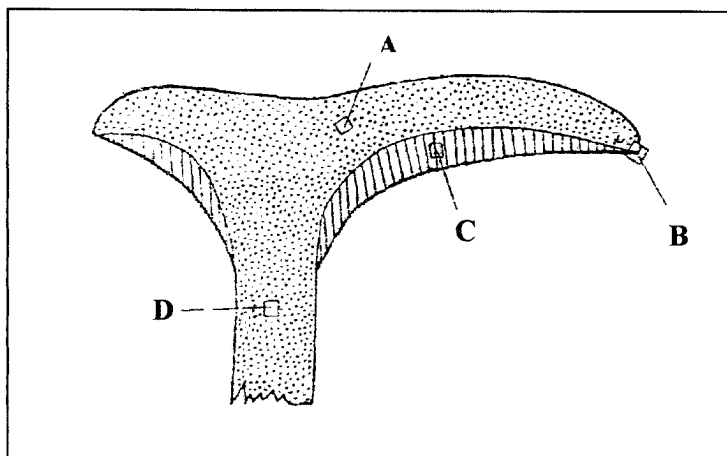


Figura 9. Extracción de piezas del carpóforo. **A:** tejido adulto del contexto, determinación del sistema hifal; **B:** tejido joven o margen de crecimiento; **C:** tejido que forma el himenio; **D:** tejido que forma el estipe. (Tomado y modificado de Teixeira, 1962).

4.3.3. Estudio del cultivo

Para estudiar los cultivos poliespóricos, se utilizó la metodología empleada por Nobles (1965). El medio de cultivo se preparó de acuerdo con la siguiente fórmula:

Difco Bacto Agar Malta (AM)	12,5 gr
Difco Bacto Agar	20,0 gr
Agua destilada	1000,00 ml

Las cápsulas de petri, conteniendo cada una 30 ml de AM, se sembraron en el centro y se incubaron por una semana para obtener el cultivo madre. Posteriormente en el borde del cultivo madre se marcaron siete círculos con un sacabocados de 3 mm, previamente esterilizado y con una aguja de disección estéril se transfirieron a siete cápsulas de petri contentivas de AM.

Las cápsulas se sellaron con una envoltura plástica e incubaron a temperatura ambiente por siete semanas (ver figura 10). Cada semana se describieron las características fisiológicas y morfológicas de cada uno de los cultivos. El procedimiento se aplicó para todos los cultivos obtenidos durante la recolección de campo.

Licencia Creative Commons:

Atribución - No Comercial - Compartir Igual 3.0 Venezuela
(CC BY-NC-SA 3.0 VE)

Las características fisiológicas descritas fueron: radio de la colonia del lado inoculado, tasa de crecimiento, forma de la zona de avance, topografía y textura de la masa micelial, pigmentación de la masa micelial, cambio de color en el agar inducido por el crecimiento del hongo y efecto sobre el medio al aplicar la prueba de oxidasa extracelular. Las características morfológicas descritas fueron: tipos de hifas y septación, clamidosporas, conidias, gloecistidias, bulbos y células cuticulares

Posteriormente, se utilizó la terminología para describir los cultivos poliespóricos empleada por Long y Harsh (1918) conjuntamente con algunos términos introducidos por Campbell (1938).

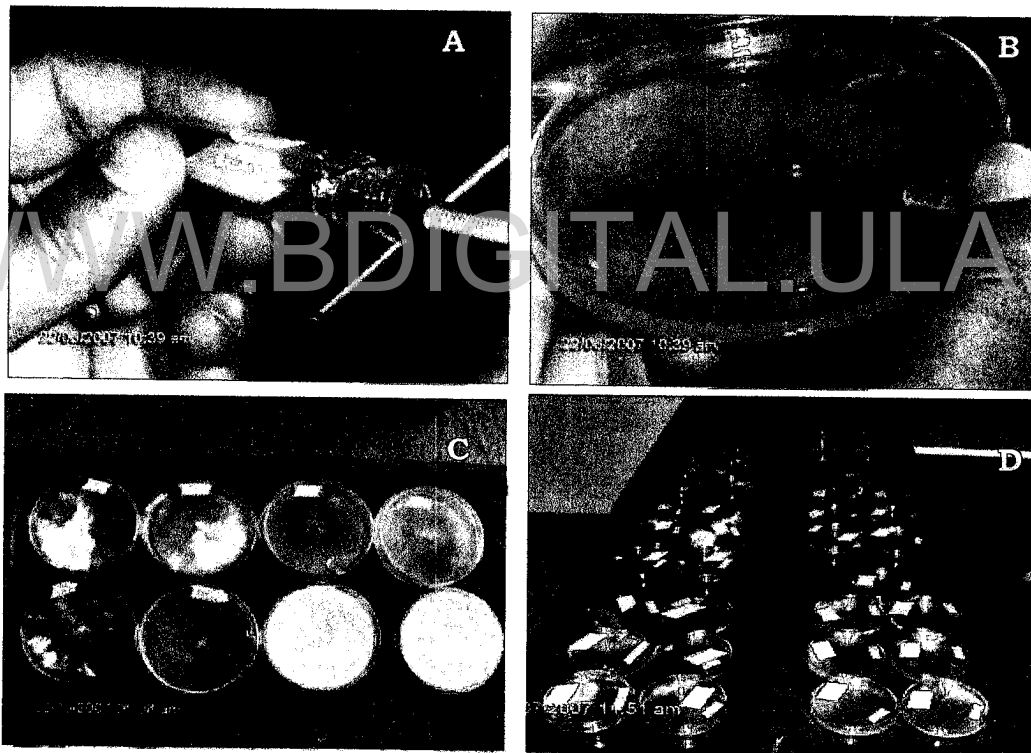


Figura 10. Fases previas para el estudio del cultivo: **A.** Cultivo obtenido en campo; **B.** Siembra del cultivo madre; **C.** Obtención de cultivos madres; **D.** Cultivos transferidos

4.3.4. Estudio de la pudrición

Para determinar el tipo de pudrición (marrón o blanca) se utilizó la Prueba de Oxidasa Extracelular y el medio de cultivo se preparó de acuerdo con la siguiente fórmula:

Licencia Creative Commons:

Medio Agar con ácido gálico

Difco Bacto Agar Malta (AM)	15 gr
Difco Bacto Agar	20 gr
Agua destilada	820 ml
Ácido gálico	5 gr

Se disuelven 5 gr de ácido gálico en 180 ml de agua destilada. La solución ácida y los 820 ml del medio AM se esterilizan por separado en una autoclave a 15 libras de vapor por 15 minutos. Luego que el medio AM y la solución ácida se han enfriado, se agrega la solución ácida al medio AM, se mezcla y luego se vierte en las cápsulas de petri previamente esterilizadas. (Gilbertson y Ryvarden, 1987).

En el centro de las cápsulas de petri, conteniendo cada una el medio AM con ácido gálico solidificado, se siembra el cultivo se sella con una envoltura plástica y se incuba a temperatura ambiente por tres semanas. A la tercera semana en el medio de cultivo se pueden observar zonas de difusión marrón, lo cual se atribuye a la acción de una oxidasa formada cuando los cultivos de ciertas especies causan pudrición blanca (ver figura 11). Cuando no se producen tales zonas, se asocia con una pudrición marrón.

El cambio de color inducido por los hongos de pudrición blanca resulta de la oxidación de colorantes por una enzima de oxidasa extracelular. Una reacción positiva en medio ácido gálico es característico de aquellas especies que causan pudrición blanca puesto que las reacciones positivas indican la presencia de lacasa, producida por hongos que causan pudrición blanca. (Nobles, 1958).

Licencia Creative Commons:

Atribución - No Comercial - Compartir Igual 3.0 Venezuela
(CC BY-NC-SA 3.0 VE)



Figura 11: Test de oxidasa extracelular indicando la zona de difusión marrón indicativo de pudrición blanca

4.3.5. Elaboración de códigos numéricos

Los códigos numéricos derivan de la descripción de las características fisiológicas y morfológicas de los cultivos poliespóricos, cada una de estas características se identifica con un código el cual proporciona de manera sintetizada una descripción completa del cultivo del hongo estudiado.

En el caso de los cultivos estudiados, se elaboró un listado de códigos numéricos, donde cada una de las estructuras identificadas se acompañó por un código numérico. La agrupación de los mismos se tomó de Nobles (1965), los cuales denotaron las características de los cultivos que constituyeron los códigos y proporcionaron una descripción completa para cada uno de ellos.

Los códigos generados para los especímenes estudiados, se compararon con los códigos numéricos citados por Nobles (1965) y Westhuizen (1971) a fin de encontrar alguna coincidencia.

V. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

Una vez aplicada la metodología previamente descrita, hacer uso de las claves de identificación y hacer las comparaciones preliminares para cada uno de las especies, se identificaron las mismas resultando 7 especies, las cuales se indican a continuación:

5.1. *Trametes maxima* (Mont.) Patouillard. Essai. Tax. Hym. 93. 1900.

SINONIMIA: Holmquist (1972) indica como sinónimos: *Polyporus meyenii* Klotzsch in Meyen, Acad. Caes. Leop. Nova Acta 19 (Suppl. 1): 236, 1843. *Polyporus scorteus* Fries, Nova Acta Soc. Sci. Upsal. 3, 1: 89, 1851. *Trametes obstinatus* Cooke, Grevillea 12: 17, 1883. *Trametes cornea* Patouillard, J. Bot. [Paris]: 4: 16, 1890. *Daedalea papyracea* Massee, Kew Bull. Misc. Inf. 1907: 124. *Polyporus meyenii* (Klotz.) var. *obstinatus* (Cke.) Bresadola, Hedwigia 53: 67, 1913.

Ryvarden y Johansen (1980), indican como sinónimos a *Cerrena meyenii* (Kl.) Hansen. Nat. Hist. Rennel Isl. 3:129, 1960. *Polyporus meyenii* Kl. Nova Acta Leop. – Carol. 19 Suppl. 1: 239, 1843. *Trametes obstinatus* Cooke. Grevillea 12: 17, 1883. *Daedalea ochracea* Kalch. in Thümen Flora 59: 362, 1876. *Daedalea drageana* Mont. Ann. Sci. Nat. Bot. Series 3, 7: 171, 1847. *Daedalea ealensis* Beeli. Bull. Soc. Bot. Belg. 62: 65, 1929. *Daedalea hobbsii* Van der Syl. S. Afr. J. Sci. 18: 287, 1922 (teste Reid 1973: 148).

Gilbertson y Ryvarden (1987), indican las siguientes sinonimias: *Trametes maxima* (Mont.) David & Rajchenberg Mycotaxon 22:315, 1985. *Irpex maximus* Mont., Ann. Aci. Nat. Bot. Ser. 2, vol. 8:364, 1837. *Cerrena maxima* (Mont.) Hansen, Nat. Hist. Rennel Isl. Br. Solomon Isl. 3:129, 1960.

CARPOFORO ESTUDIADO: 3920.

Especimen colectado sobre madera de caucho podrida en el suelo.

CARACTERÍSTICAS DEL CARPOFORO

Macroscópicas:

Basidiocarpo anual, sésil, dimidiado. Poroso, de color marrón amarillento (5D6) cuando seco. **Superficie pileal** tipo tricodermis, diferenciada del contexto. Margen ondulado de color amarillo ocre (5C7) y de 0,5 mm de espesor. Pubescente, con bandas zonales bien diferenciadas y de textura aterciopelada, bandas de colores amarillo ocre (5C6) y amarillo claro (4A4), intercaladas. Margen del píleo delgado, entero a lobulado. **Contexto** formado por una capa compacta y gruesa de 3 mm de espesor y de color naranja pálido (5A3). **Superficie himenial porosa**, de color arena (4B4) cuando seco. Himenóforo isodiamétrico, poros redondeados, pequeños a simple vista, 3-4 poros/mm y de 0,2 mm de diámetro, disepimento delgado, de 1 a 1,5 mm de espesor. Tubos de 5-6 mm de longitud, (ver figura 12).



Figura 12. *Trametes maxima* (Mont.) Patouillard.

Especimen 3920. Carpoforo: a. himenio; b. píleo.

Licencia Creative Commons:

Microscópicas:

Sistema hifal trimítico y de estructuras hialinas. Hifas esqueléticas abundantes de 5,8 μm de diámetro (ver figuras 13 y 14). Hifas generativas con fibula de 2,9 μm de diámetro, Hifas conectivas tortuosas de 2,9 μm de diámetro. El tejido se tiñe en KOH cambiando a color marrón amarillento (5D8). **Sistema himenial** de estructuras hialinas. Basidias clavadas, escasas de 5,8 μm de diámetro x 14,5 μm de longitud, con cuatro esterigmas de 2,9 μm de longitud, esporas lisas oblongo-elípticas, de 2,9 μm de diámetro x 5,8 μm de longitud.

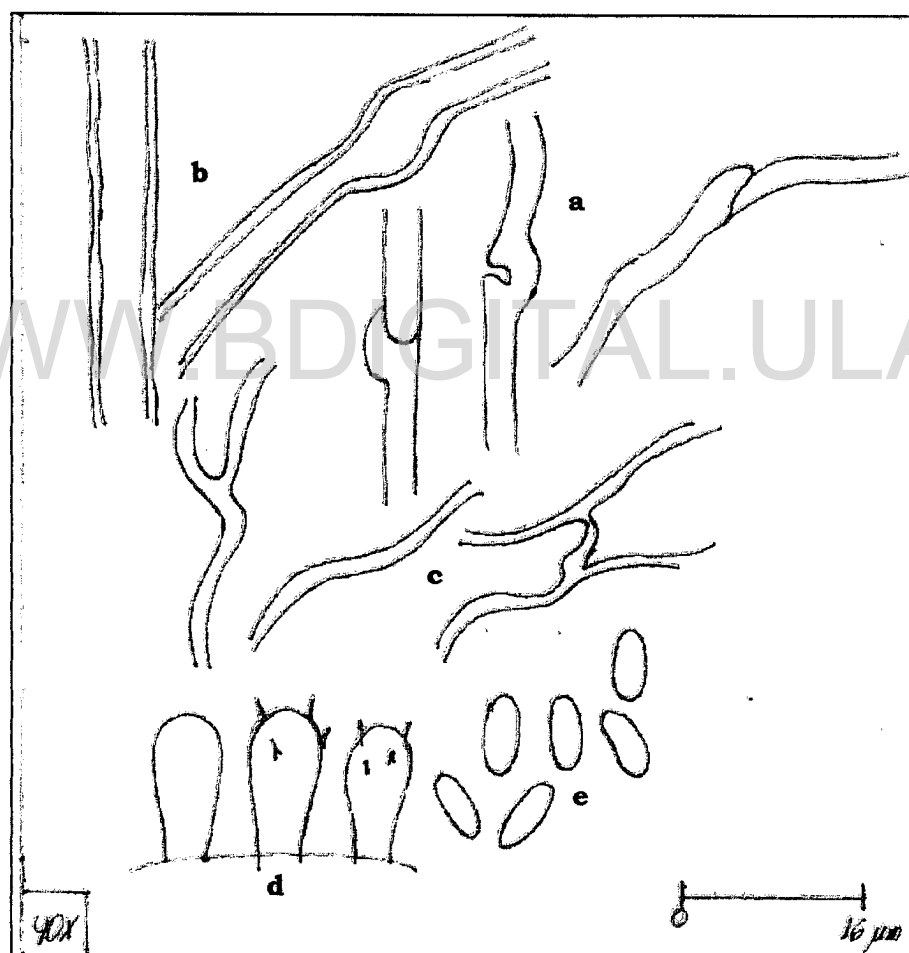


Figura 13. *Trametes maxima* (Mont.) Patouillard. Especimen 3920. Estructuras del carpóforo: **a.** hifas generativas; **b.** hifas esqueléticas; **c.** hifas conectivas; **d.** basidias y basidiolas; **e.** basidiosporas.

Licencia Creative Commons:

Atribución - No Comercial - Compartir Igual 3.0 Venezuela
(CC BY-NC-SA 3.0 VE)



Figura 14. *Trametes maxima* (Mont.) Patouillard. Especímen 3920.
Hifas esqueléticas del contexto. Objetivo 40x.

CARACTERÍSTICAS DEL CULTIVO

Crecimiento muy rápido, cápsula cubierta en 3 semanas. Radio de la colonia de 1 cm en la primera semana y en la tercera es de 8,3 cm. Zona de avance con margen disparejo y recortado, el micelio forma pequeños grumos de forma dispersa. Micelio sumergido en la semana cinco, creciendo a través del medio, haciéndose escaso en la superficie. Manto micelial blanco, conserva el mismo color hasta completar las siete semanas de crecimiento. Textura vellosa, micelio escaso esparcido sobre la superficie del medio. Sin cambio de color en el reverso de la cápsula, sin olor distintivo. Prueba de oxidasa extracelular positiva utilizando ácido gálico, se observan zonas de difusión marrón indicativo de pudrición blanca de la madera.

Hifas: *Micelio aéreo* en zona de avance con hifas de paredes delgadas, de numerosas ramas cortas encorvadas o entrecerradas, con nódulos o protuberancias hialinas, fibulas, menor o igual a 2,9 μm de diámetro. Hifas esqueléticas de 5,8 μm de diámetro, con septas simples. Hifas generativas de 2,9 μm de diámetro con fibula, de puntas ahusadas (ver figura 16). Hifas conectivas

Licencia Creative Commons:

menores de 2,9 μm de diámetro Hifas fibras con diámetro menor o igual a 2,9 μm . Células cuticulares acompañadas por hifas fibras. Conidias, oidias y clamidosporas presentes desde la semana 3 (ver figura 15A). *Micelio sumergido*: Hifas como en zona de avance bastante largas y delgadas, algunas hinchadas y otras con vacuolas. Hifas con fíbula de 2,9 μm . Oidias y clamidosporas escasas, observables a partir de la semana 2. Células cuticulares en la semana 5 (ver figura 15B).

CÓDIGO: 2-3-8-10-11-15-34-35-36-38-43-53-54.

COLECTOR Y LOCALIDAD: Otón Holmquist, año 2006. Campamento Trapichote, Campo Experimental Programa Caucho Natural CVG Forestal, Venezuela.

TIPO DE PUDRICIÓN: Blanca en especies maderables duras muertas (Holmquist, 1972; Gilbertson y Ryvarden, 1987; Westhuizen, 1971) y en Pino (Saccardo, 1988).

DISTRIBUCIÓN: Especie de distribución subtropical conocida en Louisiana y Florida en Estados Unidos, el Caribe y Sur de Venezuela y Colombia (Gilbertson & Ryvarden, 1987). En Venezuela ha sido colectada en San Juan de Los Morros, Parapara (Chardon & Toro, 1934) y El Caimital, estado Barinas (Holmquist, 1972).

HÁBITAT: Según Holmquist (1972), *Trametes maxima* es una especie muy común en el trópico causando pudrición blanca, se encuentra sobre maderas duras, ha sido reportada sobre Araucaria (Cunningham, 1965) y en Acacias en el sur de África (Westhuizen, 1971). En Venezuela fue reportada por vez primera por Patouillard y Heim (1928).

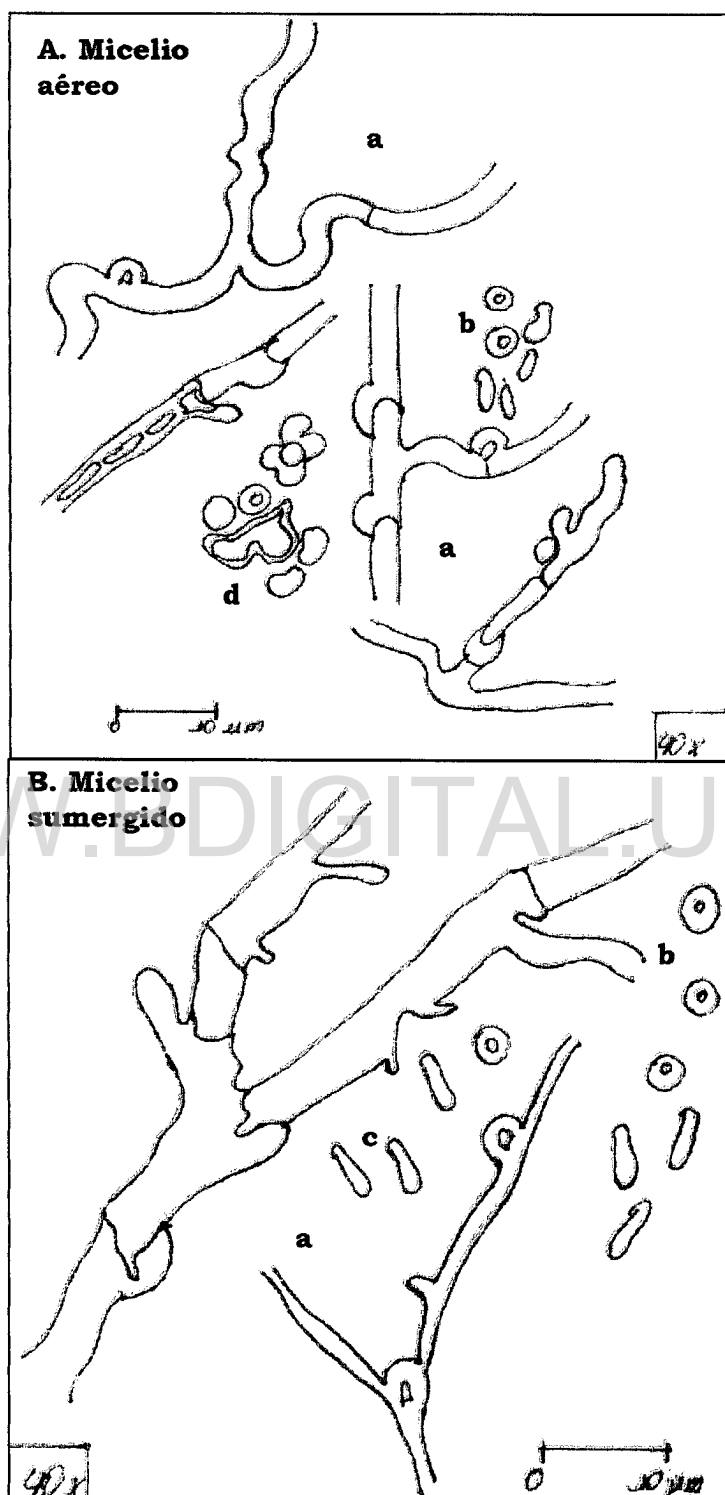


Figura 15. *Trametes maxima* (Mont.) Patouillard. Especímen 3920. Estructuras del cultivo: **a.** hifas generativas; **b.** clamidosporas; **c.** oidias; **d.** células cuticulares.

Licencia Creative Commons:

Atribución - No Comercial - Compartir Igual 3.0 Venezuela
(CC BY-NC-SA 3.0 VE)

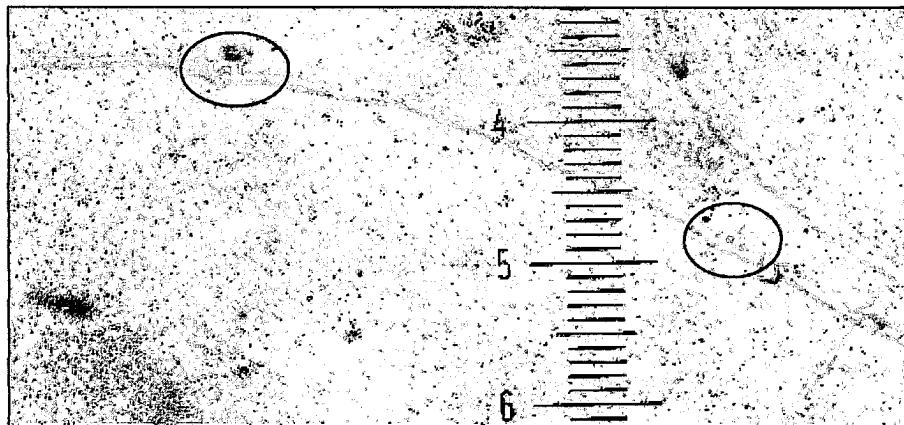


Figura 16. *Trametes maxima* (Mont.) Patouillard. Especímen 3920. Hifas con fibula observables a partir de la segunda semana de crecimiento del cultivo. Objetivo: 40x.

DISCUSIÓN: Anteriormente esta especie fue colocada dentro del género *Cerrena* debido a su superficie porosa hidnoide y el tomento lanoso bajo el cual se observa una línea oscura, estando presente también en *T. hirsuta* (Wulfen) Pilát. y *T. versicolor* (L.: Fr.) Pilát. No obstante, *T. maxima* se diferencia de la especie tipo del género *Cerrena* por la forma de sus esporas, siendo cilíndricas en las especies de *Trametes* mencionadas arriba, mientras que para especies tipo del género *Cerrena* las esporas son cilíndricas a elipsoides (Gilbertson y Ryvarden, 1987).

En lo que respecta a la taxonomía y sinónimos de esta especie, ha causado controversia poco tiempo después de su descripción original (Holmquist, 1972). En este sentido, Montagne (1838) consideró a *Trametes maxima* como sinónimo de *Polyporus labyrinthicus* Fries, nuevo nombre dado por Fries basado en *Sistotrema spongiosum* Schweinitz. Murrill (1904), consideró a *Polyporus meyenii* Klotzsch. y *P. obstinatus* Cke., como sinónimos de *T. maxima*. Holmquist, (1972) indica que *T. pavonia* (Hook.), presente en Venezuela, es microscópicamente similar excepto por los poros más pequeños (5 a 7 por mm) con diseptamiento entero a denticulado y la ausencia de la línea oscura que separa el contexto de la superficie pileal.

El espécimen estudiado fue comparado con el identificado con el código 2736: *Polyporus maximus* (Mont.) Overh., colectado en septiembre de 1950 por Homestead e identificado por Lowe, tiene características microscópicas que coinciden con el material estudiado, no obstante se presentan variaciones en cuanto al color, que este último presenta una superficie himenial color topacio (5C5) y pileal color marrón mostaza (5E7).

De acuerdo con las descripciones realizadas por Westhuizen (1971), Gilbertson y Ryvarden (1987), Holmquist (1972), Paredes (1987) y Vivero (1995), se presentan características similares con las descritas para el espécimen estudiado, salvo algunas diferencias: En el material estudiado se observaron poros redondeados, no obstante Westhuizen (1971) señala poros elongados, sinuosos a laberintiformes. Gilbertson y Ryvarden (1987), indican que el tamaño de basidias oscila entre 18 y 25 μm x 5 y 7 μm , basidiosporas cilíndricas, de 4,5 a 5,5 μm x 2 a 2,5 μm . No obstante, en el espécimen estudiado se observaron basidias de 14,5 μm x 5,8 μm , longitudes inferiores a las indicadas por tales autores. Igualmente, se observaron esporas oblongo-elípticas de 5,8 μm x 2,9 μm , superando este último valor al indicado por Gilbertson y Ryvarden.

Holmquist (1972), indica que el tamaño de las basidias oscila entre 8 a 11 μm x 4,5 a 5 μm , esporas hialinas, lisas, ovoide-apiculadas a fusiforme-elípticas, de 4 a 6,5 μm x 2 a 2,5 μm . Sin embargo, los valores indicados en este estudio superan el rango reportado por el autor. Caso similar ocurre con el rango de tamaño de las esporas observadas por Paredes (1987), que oscila entre 4 a 5 μm x 2,5 μm por lo tanto, el tamaño de las esporas observadas en este estudio superan tal rango.

En cuanto al sistema hifal, Vivero (1995) señala hifas generativas entre 4,35 y 5,8 μm de diámetro e hifas conectivas entre 2,9 y 4,35 μm de diámetro. Sin embargo, en el espécimen estudiado estos dos tipos de hifas presentan tamaños menores (2,9 μm); las hifas esqueléticas coinciden con el rango indicado por el autor (2,9 a

5,8 μm). Asimismo, el autor observa la presencia de setas acuminadas, las cuales no se observaron en el espécimen estudiado.

En lo que respecta a las características del cultivo, se observan algunas diferencias: la presencia de oidias se observó en el material estudiado, lo cual coincide con Westhuizen (1971) quien reporta oidias numerosas, hialinas, ovoides a cilíndricas de 2 a 3 μm x 3 a 6 μm . En este estudio se observaron clamidosporas, no obstante Holmquist (1972) y Westhuizen (1971) no las reportan. Por otra parte, no se observaron basidiosporas en el presente estudio, lo cual coincide con Holmquist (1972), más no con Westhuizen (1971), este último observó basidiosporas hialinas, lisas, elipsoide-cilíndrica a cilíndrica, oblicuamente apiculada, de 4,5 a 6 μm x 2 a 2,5 μm .

Por su parte, Paredes (1987) reporta la presencia de bulbos y gloecistidias, así como también un cambio de color en el reverso de la cápsula, tornándose blanco naranja con manchas negras; tales estructuras y características no se reportan en este estudio. El autor no reporta la presencia de células cuticulares, conidias ni clamidosporas, no obstante en este estudio si se reportan.

En general, a pesar de las diferencias encontradas en el espécimen estudiado con relación a otros autores, los especímenes son catalogados como *T. maxima*. Algunas estructuras microscópicas pueden variar en los especímenes, estando presentes o no, bien sea porque no han sido reportadas o simplemente porque no se observan.

5.2. *Trametes elegans* (Spreng. :Fr.) Fr. Epicr. Syst. Mycol. 492. 1838.

SINONIMIA: Fidalgo y Fidalgo (1966) señala como sinónimos: *Daedalea elegans* Spreng., K. Svenska Veteusk. Akad. Hadl. 1820:51, 1820. *Lenzites elegans* (Spreng. ex Fr.) Pat., Essai. Taxon. Hyménom. 89, 1900. *Whitfordia elegans* (Spreng. ex Fr.) Sing., Lilloa 22:401, 1951. *Daedalea amanitoides* (P. Beauv.), Fl. Oware 1:44-45. pl.25. (1804-1805). *Lenzites amanitoides* (P. Beauv.) ex Har., Bull. Soc. Mycol. 7:206, 1891. *Daedalea amanitoides* (P. Beauv. Har.) Murr., Bull. Torrey Bot. Cl. 34(9): 480, 1907. *Cellularia amanitoides* (P. Beauv. Har.) Kuntze, Rev. Gen. Pl. 3 (3): 451, 1898. *Daedalea palisoti* Fr., Syst., Mycol. 1:335, 1821. *Lenzites palisoti* (Fr.) Fr., Epicr. Syst. Mycol. 404, 1838. *Trametes palisoti* (Fr.) Imaz., Bull. Tokyo Sci. Mus. 6:73, 1943. *Boletus aesculi-flavae* Schw., Schr. Naturfges. Leipzig 1:96, 1822. *Polyporus aesculi* Fr. Elench. Fung. 1:99-100, 1828. *Agaricus aesculi* (Fr.) Murr., Bull. Torrey Bot. Cl. 32(2):89, 1905. *Daedalea repanda* Pers. in Gaudich., Bot. Voy. Freyc. Uranie. 168, 1827. *Lenzites repanda* (Pers. in Gaudich) Fr. Epicr. Syst. Mycol. 404, 1838. *Cellularia repanda* (Pers. in Gaudich) Kuntze, Rev. Gen. Pl. 3(3):452, 1898. *Daedalea deplanata* Link in Fr., Linnea 5:513-514, 1830. *Lenzites deplanata* (Link. Fr.) Fr. Epicr. Syst. Mycol. 404, 1838. *Cellularia deplanata* Kuntze, (Link in Fr.) Kuntze, Rev. Gen. Pl. 3(3):452, 1898. *Agaricus deplanatus* (Link in Fr.) Murr., Bull. Torrey Bot. Cl. 32(2):91-93, 1905. *Daedalea polita* Fr., Linnea 5:514, 1830. *Lenzites polita* (Fr.) Fr. Epicr. Syst. Mycol. 404, 1838. *Cellularia polita* (Fr.) Kuntze, Rev. Gen. Pl. 3(3):452, 1898. *Daedalea applanata* Klotzsch, Linnea 8:481, 1833. *Lenzites applanata* (Klotzsch) Fr., Epicr. Syst. Mycol. 404, 1838. *Cellularia applanata* (Klotzsch) Kuntze, Rev. Gen. Pl. 3 (3): 452, 1898. *Daedalea indica* Jungh., Fl. Crypt. Jav 14, 1838. *Lenzites pallida* Berk., Hook. Lond. J. Bot. 1:146, 1842. *Cellularia pallida* (Berk.) Kuntze, Rev. Gen. Pl. 3 (3): 452, 1898. *Daedalea rubicunda* Klotzsch in Meyen, Nova Acta Leep. Carol. 19(1): 234-235, 1843. *Lenzites platypoda* Lév., Ann. Sci. Nat. Bot. Ser III, 2:180, 1844. *Cellularia platypoda* (Lév.) Kuntze, Rev. Gen. Pl. 3 (3): 452, 1898. *Trametes incana* Berk., Hook. Lond. J. Bot. 4:305, 1845. *Trametes lactea* Berk., Hook. Lond. J. Bot. 6322, 1847. *Trametes berkeleyi* Cke. in Sacc., Syll. Fung. 9:194-195, 1891.

Licencia Creative Commons:

Daedalea ambigua Berk., Hook Lond. J. Bot. 4: 305-306, 1845. *Coriolus ambiguus* (Berk.) G. H: Cunn. Proc. Linn. Soc. IV So. Wallea 75(3-4): 216, 1950. *Lenzites tenuis* Lév., Ann. Sci. Nat. Bot., Ser., III, 5:122, 1846. *Cellularia tenuis* (Lév.), Kuntze, Rev. Gen. Pl. 3 (3): 452, 1898. *Daedalea pallidofulva* Berk., Hook Lond. J. Bot. 6:322-23, 1847. *Sesia pallidofulva* (Berk.), Murr., Bull. Torrey Bot. Cl. 31(11):605, 1904. *Gloeophyllum pallidofulvum* (Berk.) Murr., Bull. Torrey Bot. Cl. 32(7): 370, 1905. *Trametes centralis* Fr. Nova Acta Soc. Sci. Upsal., Ser III, 1 (3):34, 1872. *Cellularia glaberrima* (Berk. & Curt.) Kuntze, Rev. Gen. Pl. 3 (3): 452, 1898. *Daedalea glaberrima* Berk. & Curt., Grevillea 1(5): 67, 1872. *Lenzites alborepanda* Lloyd, Mycol. Writ. 7 (Mycol. Nat. 70): 1224, Pl. 254, 1923.

Holmquist (1972) reporta como sinónimos *Daedalea elegans* Spreng, K. Svenska Vet. Akad. Handl. 1820:51; *Daedalea amanitoides* P. Beauvois, Fl., Oware 1: 44, 1804. Type from Nigeria (sec. Murrill 1908: 127; Cunningham 1965: 180; Fidalgo & Fidalgo 1966: 866). *Daedalea palisoti* Fries, Syst. Mycol. 1:335, 1821. (Based on *D. amanitoides* P. Beauv.); *Daedalea levis* Hooker in Kunth, Synop. Pl. 1:9, 1822. Type from Colombia (sec. Murrill loc. cit.; Fidalgo & Fidalgo loc. cit.); *Boletus aesculi-flavae* Schweinitz, Schr. Natur. Ges. Leipzig 1:96, 1822. Type from North Carolina (sec. Murrill 1908: 126; Overholts 1953: 126; Cunningham loc. cit.; Fidalgo & Fidalgo loc. cit. See also Lloyd Myc. Writ. 2, Letter 10:2. 1906, and 4, Letter 52: 3. 1914); *Polyporus aesculi* Fries, Elench. Fung. 1:99, 1828. (based on *Boletus aesculi-flavae* Schw.); *Daedalea repanda* Persoon in Gaudichaud, Bot. Voy. Freyc. Uranie 168, 1827. Type from Island (See Murrill 1908: 127; Lloyd, Myc. Writ. 5, Letter 62: 7. 1916; Overholts 1953: 127; Cunningham loc. cit.; Fidalgo & Fidalgo 1966: 867). *Daedalea deplanata* Link. ex Fries, Linnaea 5: 513: 1830. Type from Brasil (sec. Murrill 1908: 127; Cunningham loc. cit.; Fidalgo & Fidalgo 1966: 867); *Daedalea polita* Fries, Linnaea 5: 514, 1830. Type from Reunion Isl. (sec. Cunningham loc. cit.; Fidalgo & Fidalgo 1966: 867). *Daedalea applanata* Klotzsc, Linnaea 8: 481: 1833. Type from Mauritius Isl. (sec. Murrill 1908: 127; Cunningham loc. cit.; Fidalgo & Fidalgo 1966: 867). *Daedalea indica* Junghuhn, Fl. Crypt. Javae 74: 1839. Type from Java (sec. Montagne 1838-1842: 382; Fidalgo & Fidalgo 1966: 867); *Lenzites pallida* Berkeley, Lond. J. Bot. : 146,

Licencia Creative Commons:

1842. Type from Philippines (sec. Ingham loc. cit.; Fidalgo & Fidalgo 1966: 867); *Daedalea rubicunda* Klotzsch in Meyen, Acad. Caes. Leop. Nova Acta 19 (suppl. 1): 234. 1843. Type from Brazil (sec. Fidalgo & Fidalgo 1966: 867); *Lenzites platypoda* Lévillé, Ann. Sci. Natur. Bot. 3, 2: 180, 1844. Type from Philippines (sec. Murrill 1908: 192; Fidalgo & Fidalgo 1966: 867); *Trametes incana* Berkeley, Lond. J. Bot. 4: 305, 1845. Type from Ohio (sec. Murrill 1908: 126; Fidalgo & Fidalgo 1966: 868); *Daedalea ambigua* Berkeley, Lond. J. Bot. 4: 305, 1845. Type from Ohio (sec. Murrill 1908: 126; Cunningham loc. cit.; Fidalgo & Fidalgo 1966: 868); *Lenzites tenuis* Lévillé Ann. Sci. Natur. Bot. 3, 5: 122, 1846. Type from Guadalupe (sec. Fidalgo & Fidalgo 1966: 868); *Daedalea pallidofulva* Berkeley, Lond. J. Bot. 6: 322, 1848. Type from Ohio (sec. Fidalgo & Fidalgo 1966: 868); *Trametes lactea* Berkeley, Lond. J. Bot. 6: 322, 1847. (Based on *Trametes incana* Berk.); *Trametes centralis* Fries, Nova Acta Soc. Sci. Upsal. 3, 1: 95. 1851. Type from Central America (sec. Murrill 1908: 127; Fidalgo & Fidalgo 1966: 868); *Trametes lactea* Fries, Nova Acta Soc. Sci. Upsal. 3, 1: 96, 1851. Type from Carolina, USA (Sec. Murrill 1908: 126; Lloyd, Myc. Writ. 5, Letter 62:7. 1916); *Lenzites glaberrima* Berkeley & Curtis, Grevillea 1: 34, 1872. Type from South Carolina (Sec. Murrill 1908:126; Fidalgo & Fidalgo 1966: 868). *Trametes berkeleyi* Cooke in Saccardo, Syll. Fung. 9: 194, 1891. (Based on *Trametes incana* Berk.); *Daedalea mulleri* Berkeley ex Cooke, Grevillea 19: 93, 1891. (sec. Cunningham loc. cit.), non *Trametes mulleri* Berk., 1868. *Trametes guatemalensis* Lloyd, Myc., Writ. 6: 1091, 1921. Type from Guatemala (BPI). *Daedalea maculata* Lloyd Myc. Writ. 7: 1155, 1922. Type from Philippines. Variant spelling *D. maculosa*. (sec. Cunningham loc. cit.); *Daedalea alborepanda* Lloyd Myc. Writ. 7: 1224, 1923. Type from South Africa (sec. Fidalgo & Fidalgo 1966: 868).

Gilbertson y Ryvarden (1987) reportan como sinónimos: *Daedalea elegans* Spreng.: Fr., Syst. Mycol. 1: 335, 1821. *Daedalea elegans* Spreng., Sv. Vetensk. Akad Handl. 1820: 51, 1820 (homonymum of the former). *Daedalea levis* Hook. in Kunth, Syn. Pl. 1:9, 1822. *Daedalea deplanata* Fr., Linnaea 5: 513, 1830. *Boletus aesculi-flavae* Schw., Schr. Naturges. Leipzig 1: 96, 1822. *Polyporus aesculi* Fr., Elench. Fung. 1: 99, 1828. *Daedalea repanda* Pers. in Gaudich., Bot. Voy. Freg.

Licencia Creative Commons:

Uranie p. 168, 1827. *Daedalea palisoti* Fr., Mycol. 1: 335, 1821. *Daedalea polita* Fr., Linnaea 5: 515, 1830. *Daedalea applanata* Kl., Linnaea 8: 481, 1833. *Lenzites pallida* Berk., Hook. Lond. J. Bot. 1: 146, 1842.

CARPOFOROS ESTUDIADOS: 3918 y 3922

ESPECÍMEN 3918

Especímen muy común. Colectado sobre madera de caucho muerta, en el suelo.

CARACTERÍSTICAS DEL CARPOFORO.

Macroscópicas:

Basidiocarpo anual, sésil, dimidiado a irregular, lamelado, suave y semiresistente cuando seco. Margen ondulado, menor de 0,1 mm de espesor.

Superficie pileal de color crema (4A2) cuando seco, glabra, con bandas gruesas y anchas. Capa tipo cortex. **Contexto** concoloro con superficie himenial, de 4,8 mm de espesor, tiñe en contacto con KOH. **Superficie himenial** champagne (4A4) cuando seca, lamelada, 4 a 5 lamelas/mm, de 1 mm de espesor y margen ondulado; tubos de 4 a 8 mm de profundidad, estratificados (ver figura 17).

Microscópicas:

Sistema hifal trimítico, hialino: hifas generativas de paredes delgadas y 2,9 μm de diámetro, con fibulas difíciles de observar; hifas esqueléticas de paredes gruesas y bordes de color verde olivo, algunas septadas, de 5,8 μm de diámetro; hifas conectivas de paredes delgadas, sin septas, bastante ramificadas y sinuosas, de 2,9 μm de diámetro. **Sistema himenial** formado por una capa de basidias clavadas de 3 μm x 5,8 μm de tamaño. No se observaron esporas ni otras estructuras (ver figura 18).



Figura 17. *Trametes elegans* (Spreng.:Fr.) Fr. Esoecimen 3918. Carpoforo: a. himenio; b. píleo

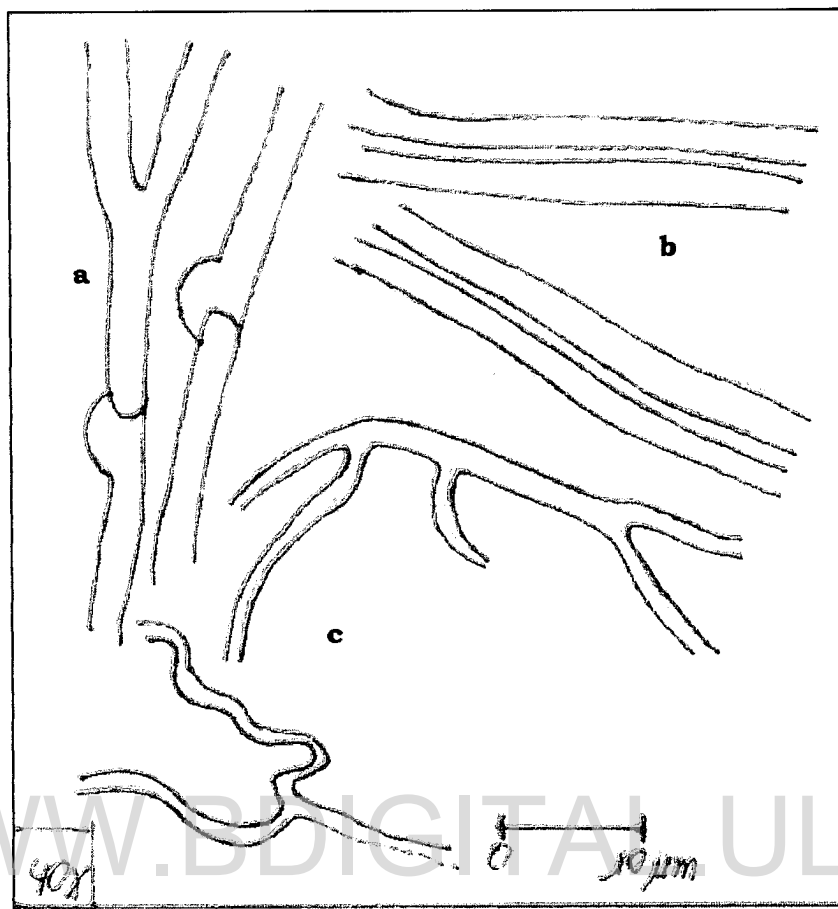


Figura 18. *Trametes elegans* (Spreng.:Fr.) Fr. Especimen 3918. Estructuras del carpoforo: **a.** hifas generativas; **b.** hifas esqueléticas; **c.** hifas conectivas.

CARACTERÍSTICAS DEL CULTIVO

Crecimiento intermedio, cápsula cubierta en 4 semanas. En la primera semana el crecimiento del radio es de 1,5 cm, para la semana 4 el radio es de 8,2 cm. En las primeras tres semanas se observan un margen dentado y algo elevado. Para la cuarta semana se observan diminutas burbujas en la superficie del micelio. Margen disparejo y recortado. Manto micelial blanco leche, conserva el mismo color hasta completar las siete semanas de crecimiento. Micelio pegajoso. Textura algodonosa, el micelio se extiende en todas las direcciones. Micelio blanco y sin cambio de color en el reverso de la cápsula, sin olor distintivo (ver figura 19). Prueba de oxidasa extracelular positiva utilizando ácido gálico, se observan zonas de difusión marrón, indicativo de pudrición blanca de la madera.

Licencia Creative Commons:

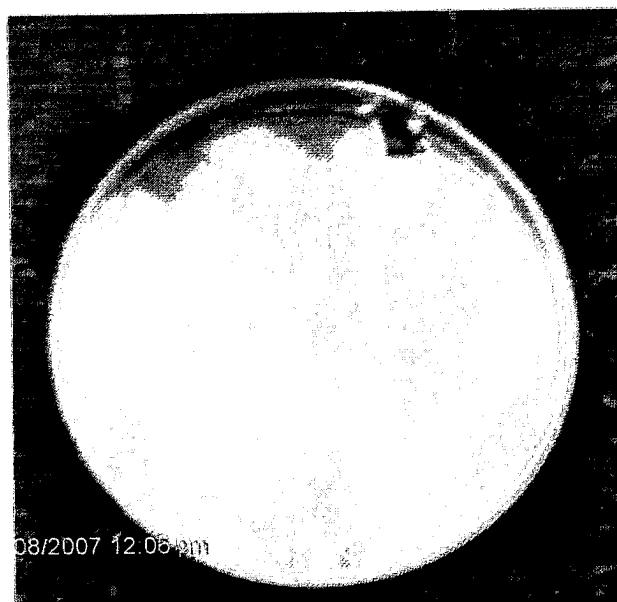


Figura 19. *Trametes elegans* (Spreng.:Fr.) Fr. Especímen 3918.
Cultivo en la semana 5 de crecimiento

Micelio aéreo pegajoso. Hifas difíciles de separar, hialinas, ramificadas, delgadas y ahusadas, menores o igual a $2,9\ \mu\text{m}$ de diámetro, con septas simples y ramificadas. Hifas fibras de $2,9\ \mu\text{m}$ de diámetro, hifas con vacuolas de $2,9\ \mu\text{m}$ de diámetro. Hifas esqueléticas de $2,9\ \mu\text{m}$ de diámetro, hifas conectivas abundantes, de paredes delgadas, menores de $2,9\ \mu\text{m}$ de diámetro. Oidias abundantes a partir de la semana 3 y clamidosporas abundantes a partir de la semana 4. *Micelio sumergido* con hifas como en zona de avance, bastante largas y delgadas, algunas hinchadas y otras con vacuolas (ver figura 20).

CÓDIGO: 2-4-6-8-10-11-34-35-36-38-44-53-54.

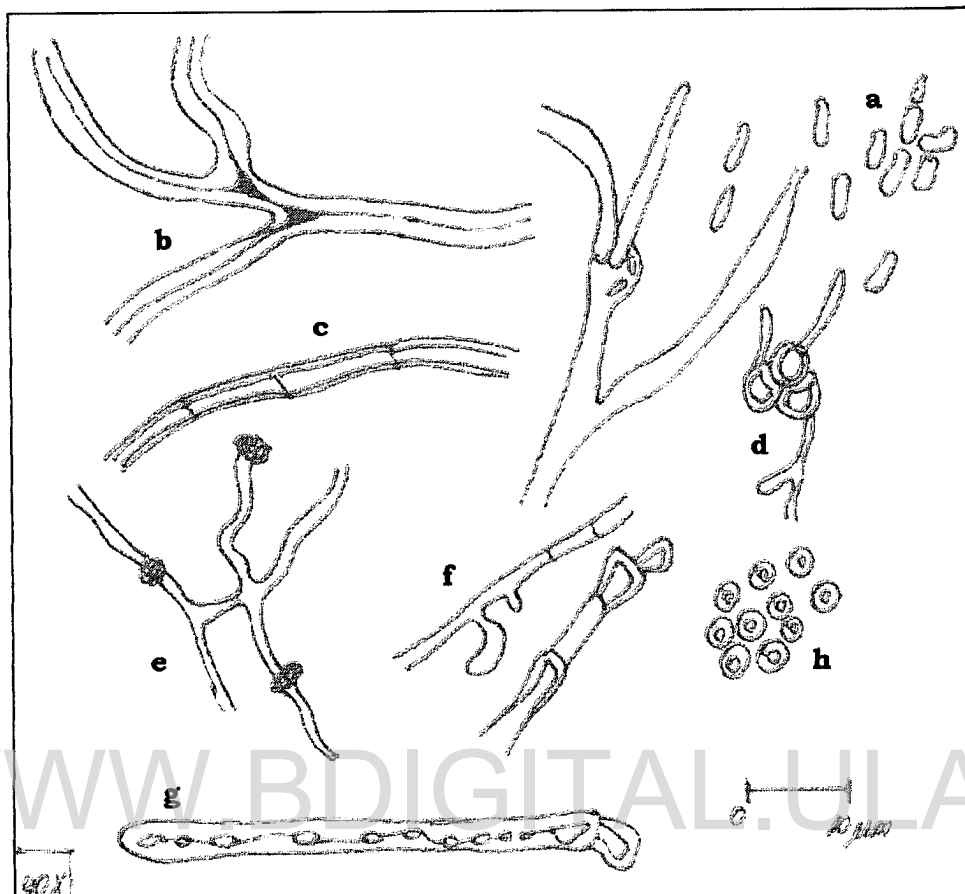


Figura 20. *Trametes elegans* (Spreng.:Fr.) Fr. Especimen 3918. Estructuras del cultivo: a. oidias; b. hifa fibra; c. hifa esquelética; d. células cuticulares; e. hifa ramificada; f. hifa ramificada de ramas cortas; g. hifa con vacuolas; h. clamidosporas.

ESPECÍMEN 3922

Especimen muy común. Colectado sobre madera de caucho podrida, en el suelo. Con frecuencia se observa el himenio destruido por insectos.

CARACTERÍSTICAS DEL CARPOFORO

Macroscópicas:

Basidiocarpo anual, sésil, subestipitado, en forma de copa, costroso, de 5,2 cm de largo y estipe de 5 cm de largo; margen ondulado, lamelado y de color amarillo claro (4A4). **Superficie pileal** glabra, con líneas concéntricas, tipo cortex, color amarillo pálido (2A2), menor de 1 mm de espesor y con estrías observables a

Licencia Creative Commons:

simple vista. **Contexto** formado por una capa compacta de 1 mm de espesor de color amarillo claro (4A4), concoloro con superficie himenial. El tejido se tiñe en contacto con KOH cambiando a color amarillo naranja (4B8). **Superficie himenial** lamelada, de color amarillo claro (4A4). Lamelas de 5 a 9 mm de longitud, estratificadas, de margen ondulado y de 1 mm de espesor, 7 a 8 lamelas/mm (ver figura 21).



Figura 21. *Trametes elegans* (Spreng.:Fr.) Fr. Especimen 3922.
Carpoforo: a. himenio; b. píleo.

Microscópicas

Sistema hifal trimítico y de estructuras hialinas. Las hifas generativas con fibula, de 2,9 μm de diámetro y de paredes delgadas. Hifas esqueléticas de 5,8 μm de diámetro. Las Hifas conectivas son delgadas, menores de 2,9 μm de diámetro, difíciles de observar. **Sistema himenial** de estructuras hialinas. Las basidias son clavadas de 5,8 μm de diámetro x 8,7 μm de longitud, con cuatro esterigmas esporas dextrinoides, lisas, cilíndricas a oblongo-elipsoides, de 2,9 μm de diámetro x 5,8 μm de longitud (ver figura 22).

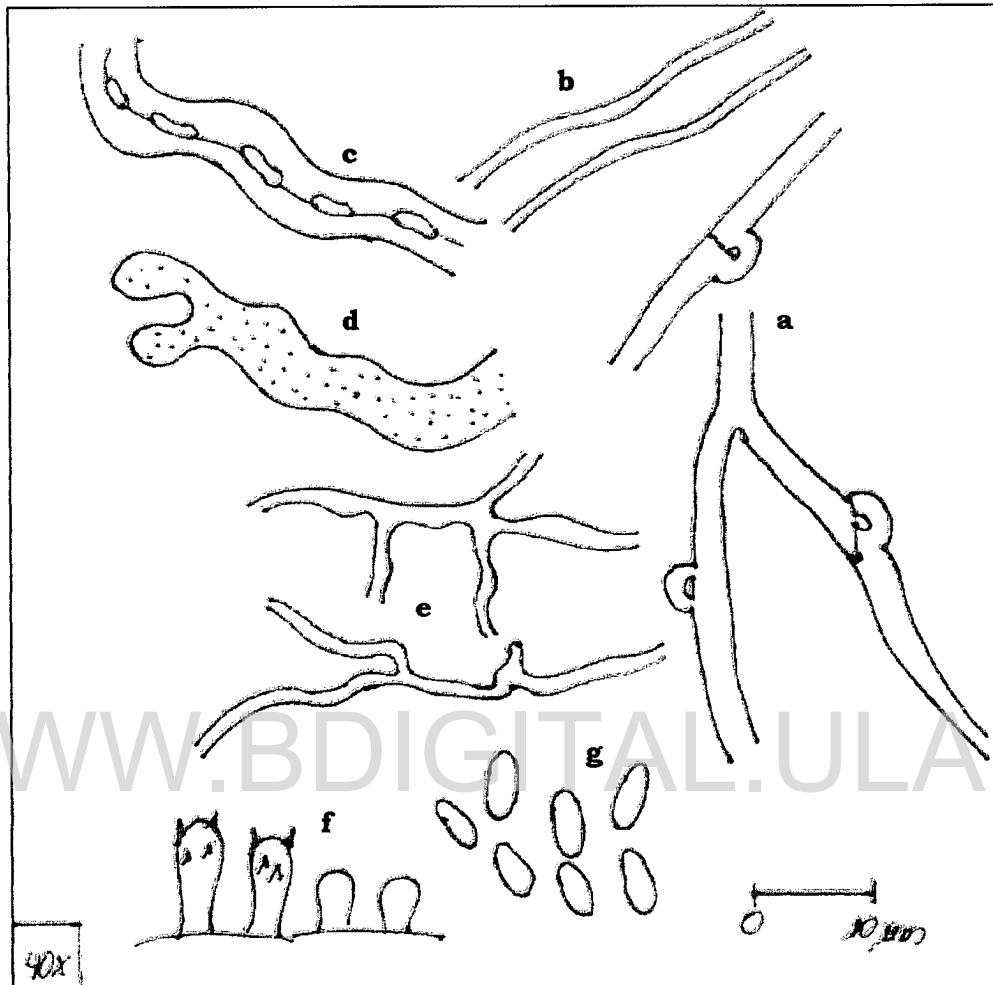


Figura 22. *Trametes elegans* (Spreng.:Fr.) Fr. Especimen 3922. Estructuras del carpoforo: **a.** hifas generativas; **b.** hifa esquelética; **c.** hifa con vacuolas; **d.** dendrohifidia, **e.** hifas conectivas; **f.** basidias y basidiolas; **g.** basidiosporas

CARACTERÍSTICAS DEL CULTIVO

Crecimiento lento, cápsula cubierta en la semana siete. Radio de la colonia de 2 cm en la primera semana, en la semana tres es de 6,3 cm y en la siete es de 8,5 cm. *Zona de avance* con margen parejo, ondulado a partir de la semana 4, el micelio crece sobre la superficie del medio. En la semana 7 el micelio se hace escaso y se agrupa en pequeños puntos sobre la superficie del medio, la mayoría sumergido (ver figura 23). Manto micelial blanco, conserva el mismo color hasta

Licencia Creative Commons:

completar las siete semanas de crecimiento. Textura vellosa, pelos muy finos y escasos esparcidos sobre la superficie del medio. Sin cambio de color en el reverso de la cápsula y sin olor distintivo. Prueba de oxidasa extracelular positiva utilizando ácido gálico, se observan zonas de difusión marrón indicativo de pudrición blanca de la madera.



Figura 23. *Trametes elegans* (Spreng.:Fr.) Fr. Especimen 3922. Cultivo en la semana 7 de crecimiento

Hifas de la zona avance de paredes delgadas, hialinas y nodoso-septadas. *Micelio aéreo*: hifas diferenciadas por presentar numerosas ramas cortas encorvadas o entrecruzadas, con nódulos o protuberancias. Hifas esqueléticas de paredes gruesas de 2,9 μm de diámetro, septadas. Hifas conectivas abundantes con fibula, de 2,9 μm de diámetro, algunas con septas y vacuolas. Hifas fibra de 2,9 μm de diámetro. Gloeocistitidas presentes. Oidias y clamidosporas observables a partir de la semana 2, de 2,9 μm de diámetro. Artrosporas escasas observables en la semana 1. *Micelio sumergido* conformado por hifas como en la zona de avance, delgadas, algunas hinchadas, otras con vacuolas (ver figura 24).

CÓDIGO: 2-3-8-11-33-34-35-36-38-47-53-54.

Licencia Creative Commons:

Atribución - No Comercial - Compartir Igual 3.0 Venezuela
(CC BY-NC-SA 3.0 VE)

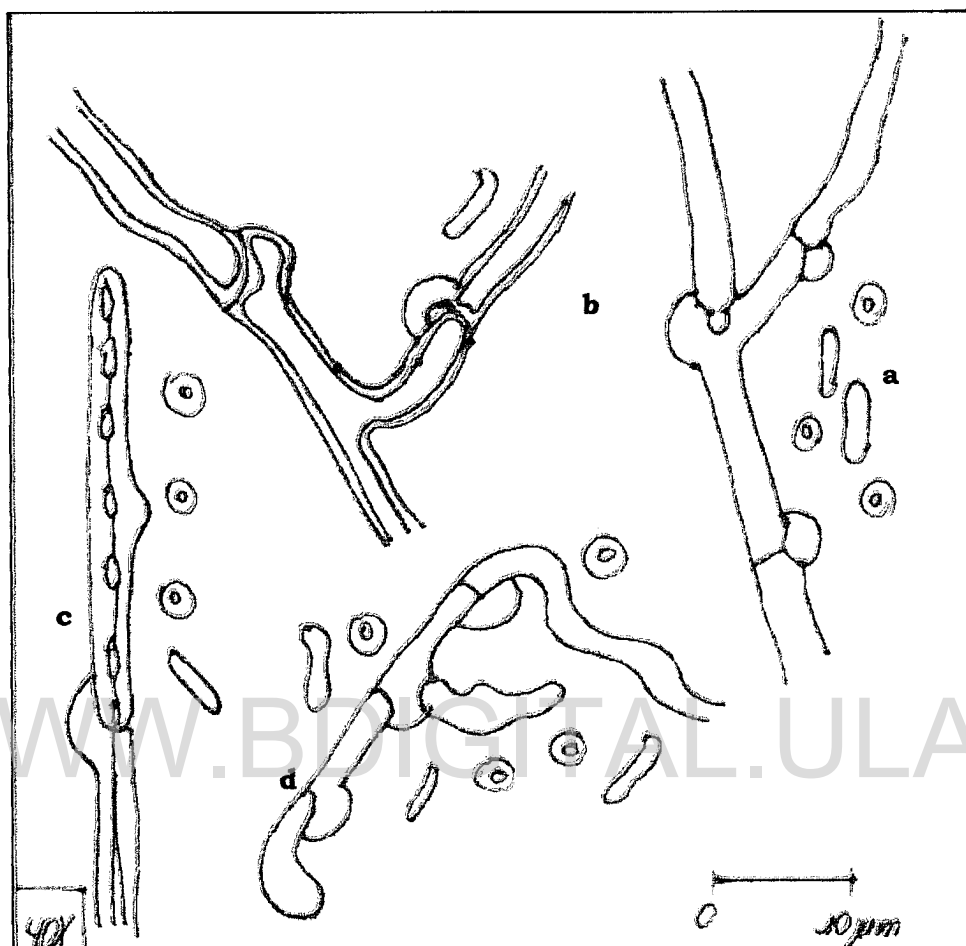


Figura 24. *Trametes elegans* (Spreng.:Fr.) Fr. Especimen 3922.
Estructuras del cultivo: a. oidias y clamidosporas; b. hifas generativas
c. hifas generativas con vacuolas.
d. hifas generativas de ramas cortas.

COLECTOR Y LOCALIDAD: Los especímenes 3918 y 3922 fueron colectados por Otón Holmquist en el año 2006. Campamento Trapichote, Campo Experimental Programa Caucho Natural CVG Forestal, Venezuela.

TIPO DE PUDRICIÓN: Especímenes asociados con pudrición blanca en especies maderables duras muertas (Gilbertson y Ryvarden, 1987; Chardon y Toro, 1934).

DISTRIBUCIÓN: Especie ampliamente distribuida en el trópico, siendo una de las más comunes en Suramérica (Venezuela), Centroamérica (Costa Rica), Norteamérica (estados meridionales de Estados Unidos y México), India Occidental, este de África (desde Etiopía hasta Malawi), Asia Meridional, Tasmania, Nueva Zelanda, Australia (Saccardo, 1888; Cunnighan, 1965; Ryvarden y Johansen, 1980).

HÁBITAT: Ha sido reportada con varios sinónimos, creciendo sobre diversas especies tropicales. De acuerdo con Saccardo (1888), se reporta la especie sobre leño muerto en Cuba, Australia, Brasilia, Costa Rica y México, sobre troncos o leño semipodridos. Por su parte, Cooke (1885) reporta a *Lenzites appplanata* Fr. en los Andes peruanos. Fue reportado por primera vez en Venezuela por Patouillard y Heim (1928) como *Lenzites repanda* (Pers. in Gaudich) Fr.

Por su parte, Wolf (1949) lo reporta como *Daedalea elegans* Spreng. en Rancho Grande (estado Aragua). Dennis (1970), estudió un espécimen proveniente del Lote Boscoso San Pedro (Supamo), estado Bolívar. Entre algunos de los hospederos se pueden citar: *Andira inermis* (W. Wright) Kunth ex DC. *Ficus tobagensis* Urb., *Enterolobium cyclocarpum* (Jacq.) Griseb., *Acer*, *Allantus*, *Celtis*, *Diospyrus*, *Magnolia*, *Nyssa*, *Populus*, *Quercus*, *Salix*, *Ulmus*, *Junglans*, *Gomphrena globosa* L., *Ficus elastica* Roxb., *Intsia bijuga* (Colebr.) Kuntze (Baker y Dale, 1951; Overholts, 1953).

DISCUSIÓN: Según Holmquist (1972), *T. elegans* fue reportado por primera vez en Venezuela por Patouillard y Heim (1928) como *Lenzites repanda*, asimismo, el autor indica que la alta variabilidad de especies explica la extensa lista de sinónimos a la cual agrega *T. guatemalensis* como espécimen estrictamente poroide, estudiando además las especies descritas por Murrill, para colocar a *Trametes elegans* como sinónimo de *Lenzites earlei*. Igualmente, Bracamonte (1992) coincide con lo indicado por Holmquist (1972), cuando señala que *Trametes elegans* presenta una lista de sinónimos indicativo de la alta variabilidad de esta especie, que van de estrictamente lameladas a estrictamente

Licencia Creative Commons:

poroides, pasando a especies daedaloides, pudiendo estar las tres condiciones en el mismo espécimen.

En este sentido, se presenta un caso similar con los especímenes estudiados aquí, cuyos carpoforos a simple vista presentan características diferentes. En el caso del espécimen denotado con el código 3918, se caracteriza por presentar un carpoforo donde se combinan poros y lamelas, caso contrario al espécimen identificado con el código 3922 el cual presenta un carpoforo estrictamente lamelado. No ocurre lo mismo al describir las características macroscópicas de ambos, las cuales coinciden con la características básicas para ser catalogados como *Trametes elegans*.

Las características macro y microscópicas de *T. elegans* estudiadas aquí guardan relación con las indicadas por Vivero (1995) cuando señala al basidiocarpo con una superficie himenial de poros redondeados, angulares, daedaloides con tabiques transversales o laminados; en el caso de los especímenes identificados se caracterizan porque la mayoría del carpoforo presenta lamelas. El autor también indica que el espesor del contexto es de 2 mm lo que difiere del reportado aquí, siendo de 4,8 mm para el caso del espécimen 3918 y 1 mm para el espécimen 3922, presentándose la misma situación en los espesores medidos por Holmquist (1972) y Maza (1988) cuyo rangos oscilan entre 1,4 y 1,5mm.

Se comparó el espécimen 3918 con el identificado por el código 3345: *Daedalea elegans* Spreng. ex. Fr., colectado por W. A. Archer sobre *Acacia* en abril de 1951 e identificado posteriormente por Stevenson, difiere del 3918 por el color de la superficie himenial y pileal: marrón roble (5D6) y naranja pálido (5A3), respectivamente.

Asimismo, el espécimen 3922 se comparó con *Trametes elegans* Spreng ex. Fr., identificado con el código 3349, colectado sobre Caucho por Lorenz en diciembre de 1940 e identificado posteriormente por Stevenson. La mayoría de las

características del espécimen 3349 coinciden con el estudiado aquí, excepto por el color de la superficie himenial y pileal: rubio dorado (5C4), en los dos casos.

El tamaño de las esporas del espécimen estudiado aquí coinciden con los indicados por Holmquist (1972) y Maza (1988) quienes reportan esporas cilíndricas entre 5,8-8,7 μm x 2,9-3,48 μm de tamaño. Por su parte, Vivero (1995) reporta basidiosporas oblongo-elípticas de 5,8 x 2,9 μm de tamaño.

En cuanto al tipo de cubierta pileal, la misma coincide con la reportada por Bracamonte (1992), cubierta tipo Cortex, caso contrario al indicado por Vivero (1995), el cual observó una cubierta pileal tipo himenodermis. Los diámetros de las hifas que componen el sistema hifal estudiado aquí, difieren un poco con los reportados por varios autores. Los valores indicados por Vivero (1995) resultan ser un poco más altos que los reportados en este estudio, donde se acercan más a los señalados por Bracamonte (1992).

En lo que respecta al estudio del cultivo, los mismos presentan similitudes a las indicadas por Bracamonte (1992), salvo algunas diferencias: el crecimiento del micelio fue similar comparado con el estudiado por Bracamonte, quien indica un crecimiento intermedio donde las cápsulas resultaron cubiertas por completo a la tercera semana de crecimiento, mientras que para el cultivo de los especímenes estudiados, las cápsulas resultaron cubiertas entre la cuarta y la séptima semana de crecimiento.

El cultivo estudiado por Holmquist (1972) presenta algunas diferencias con respecto a este estudio: el autor indica la presencia de protuberancias sobre las hifas, presencia de oidios y ausencia de clamidosporas; no se observaron tales características en el espécimen 3918, a diferencia del espécimen 3922 donde además de observarse oidias se observaron clamidosporas.

Por su parte (Paredes, 1987) indica que la prueba de oxidasa extracelular resultó negativa, lo cual no coincide con esta investigación donde la prueba resultó

Licencia Creative Commons:

positiva. Igualmente, reporta que el micelio cubre la cápsula en 2 semanas o menos, sin embargo en este estudio se indica un crecimiento lento, donde el micelio cubre la cápsula en 7 semanas.

En general y como se indica en párrafos anteriores *Trametes elegans* abarca una amplia gama de especímenes, con carpóforos desde lamelados a poroides, pasando a daedaloides, pudiendo estar las tres condiciones en el mismo espécimen. Tales especímenes varían principalmente en sus características morfológicas de acuerdo al tipo de carpóforo; no obstante las estructuras himeniales y del contexto son muy similares, variando generalmente en el tamaño de las mismas.

WWW.BDIGITAL.ULA.VE

5.3. *Rigidoporus vinctus* (Berk.) Ryv. Norw. J. Bot. 19: 139. 1972

SINONIMIA: Lowe (1966) señala como sinónimos: *Poria vincta* (Berk.) Cooke Grevillea 14:110, 1886. *Polyporus vinctus* Berk., Ann. and Mag. Nat. Hist. 2, 9:196, 1852 (K; BPI; FH; NY). *Polyporus carneopallens* Berk., Hooker's Jour. Bot. 8:235, 1856.

Gilbertson y Ryvarden (1987) reportan como sinónimos: *Poria vincta* Berk., Ann. and Mag. Nat. Hist. 2, 9: 196, 1852. *Polyporus carneopallens* Berk., Hook. J. Bot. 8:235, 1856. *Polyporus hyposclera* Berk., Grevillea 10: 102, 1882. *Polyporus porphyrophaea* Brés. Hedwigia 56: 296, 1915. *Polyporus benetostus* J. Linn. Soc. Bot. 16: 52, 1877.

CARPOFORO ESTUDIADO: 3915.

Especímen colectado sobre madera de caucho podrida, en el suelo. Carpóforo totalmente resupinado, color en fresco crema (4A3) con borde blanquecino (1A2).

CARACTERÍSTICAS DEL CARPOFORO

Macroscópicas:

Basidiocarpo anual, sésil, resupinado y de consistencia ligeramente suave, fácil de separar del sustrato. Color crema (4A3) y margen de color blanco amarillento (4A2). **Contexto** formado por una capa compacta de 0,1 mm de espesor y de color naranja pálido (5A3). Tejido tiñe en KOH cambiando a color marrón amarillento (5C7). **Superficie himenial** porosa de color crema (4A3) cuando seco, himenóforo isodiamétrico de poros pequeños algo redondeados y de 0,1 mm de diámetro, invisibles a simple vista y distribuidos en forma de escamas, 9 a 10 poros/mm. Tubos de hasta 0,9 mm de longitud, concoloros con el contexto y superficie himenial. Disepimiento delgado menor de 0,1 mm de espesor (ver figura 25).

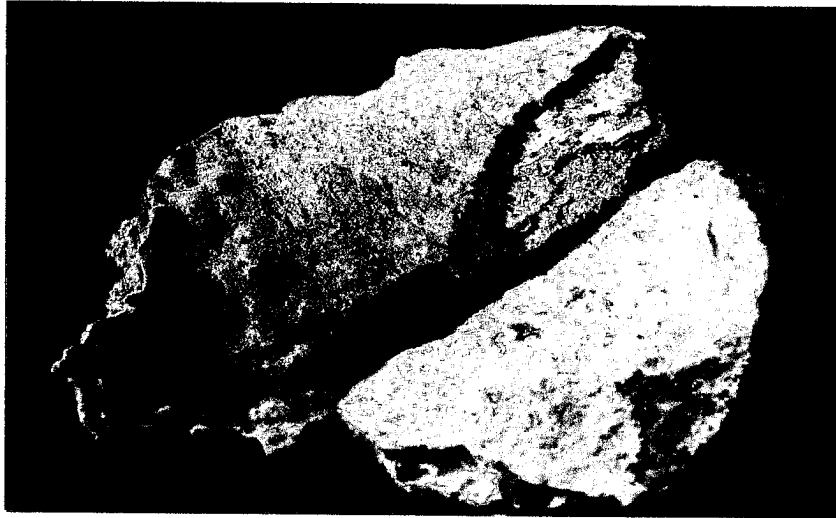


Figura 25. *Rigidoporus vinctus* (Berk.) Ryv. Especimen 3915. Carpofores

Microscópicas:

Sistema hifal dimítico, de estructuras hialinas. Hifas esqueléticas sin septos, de hasta 5,8 μm de diámetro. Hifas generativas de 2,9 μm de diámetro, con fibulas. **Sistema himenial** de estructuras hialinas, basidias clavadas, escasas, de paredes delgadas, de 5,8 μm de longitud x 3,35 μm de ancho. Esterigmas de 2,9 μm de longitud, esporas, globosas a subglobosas, de paredes lisas, hialinas de 2,9 μm x 2,9 μm . Cistidiolas presentes, de 5,8 μm de diámetro x 11,6 μm de longitud. Cistidas de 2,9 μm de diámetro x 17,4 μm de longitud. Cistidas incrustadas de 2,9 μm de diámetro hasta 11,6 μm de longitud ubicadas en los bordes de los poros (ver figura 26).

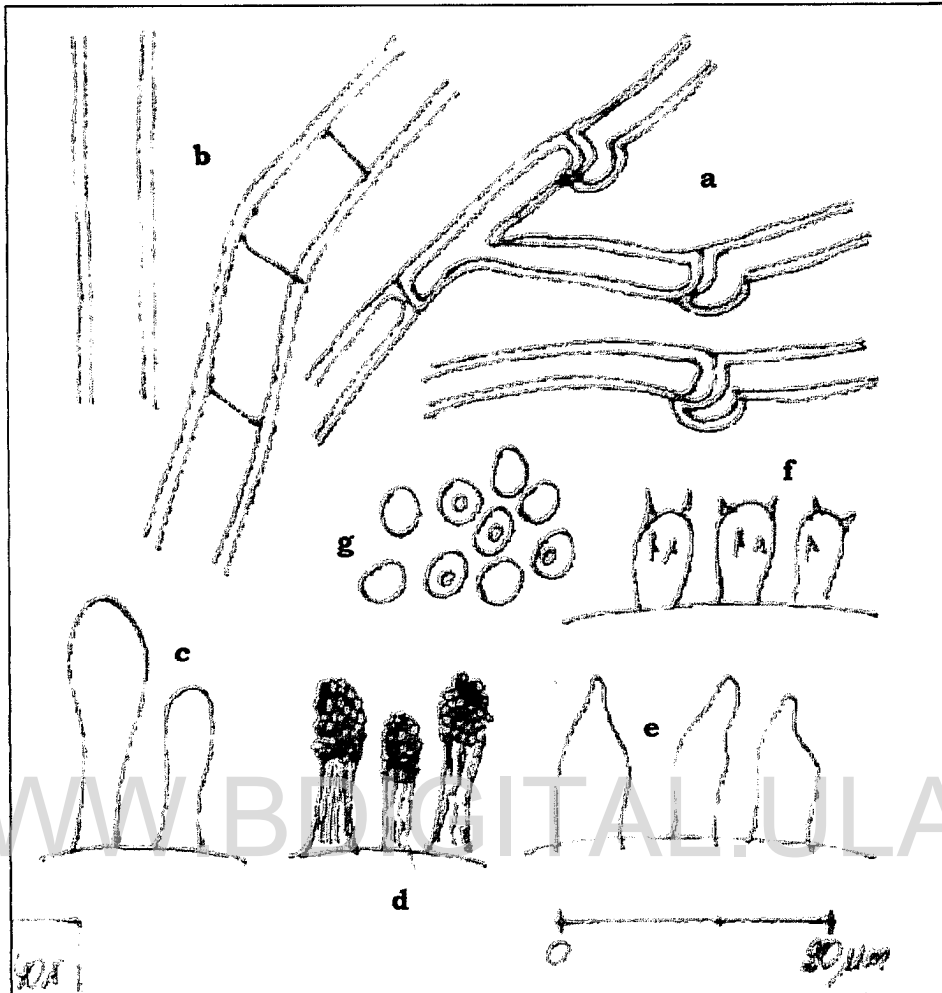


Figura 26. *Rigidoporus vinctus* (Berk.) Ryv. Especimen 3915.
Estructuras del carpoforo: **a.** hifas generativas; **b.** hifas esqueléticas; **c.** cistidias; **d.** cistidias incrustadas; **e.** cistidiolas; **f.** basidias; **g.** esporas.

CARACTERÍSTICAS DEL CULTIVO

Crecimiento: lento, cápsula cubierta en 6 semanas, en la primera semana el radio de la colonia es de 0,9 cm, creciendo a razón de 1 cm semanal aproximadamente hasta la semana 5 y luego crece en zonas (ver figura 27). Textura vellosa con pelos finos y escasos esparcidos sobre la superficie del medio. Zona de avance caracterizada por un margen aplanado y disparejo, extendido sobre la superficie del medio; a partir de la semana 3 el micelio está sumergido creciendo a través del agar. Manto micelial blanco pálido que se confunde con el

Licencia Creative Commons:

medio, conserva el mismo color hasta completar las siete semanas de crecimiento. Sin cambio de color en el agar observado en el reverso de la cápsula. Sin olor distintivo. Prueba de oxidasa extracelular positiva utilizando ácido gálico, se observan zonas de difusión marrón.

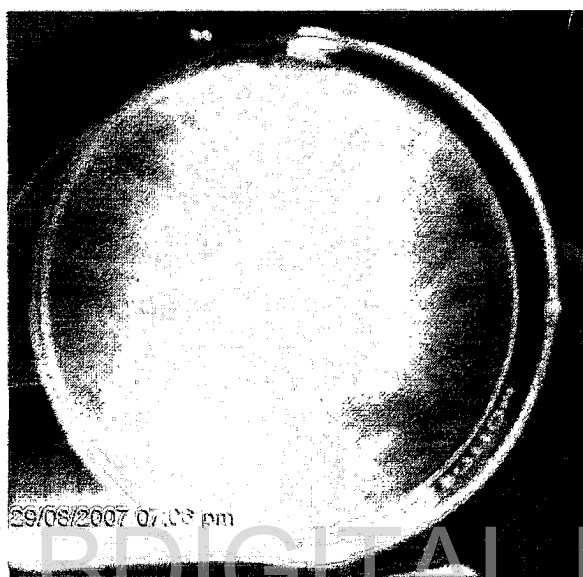


Figura 27. *Rigidoporus vinctus* (Berk.) Ryv. Especimen 3915.
Cultivo en la semana 6 de crecimiento.

Hifas: Zona de avance caracterizada por la presencia de hifas bastante largas y de puntas ahusadas. Hifas generativas de paredes delgadas, hialinas, ramificadas y sinuosas, de hasta 2,9 μm de diámetro, con abundantes fibulas, otras con septas simples. Hifas esqueléticas de 2,9 μm de diámetro. Hifas fibras de 2,9 μm de diámetro a partir de la semana 1. Se observan algunas hifas con vacuolas. Oidias menores de 2,9 μm de diámetro, observables a partir de la semana 3; clamidosporas de 2,9 μm de diámetro observables desde la semana 1. Micelio sumergido: Hifas delgadas, más abundantes y más ramificadas que en la zona de avance, hifas como en el micelio aéreo, abundantes, bastante tortuosas algunas hinchadas y otras con vacuolas (ver figura 28).

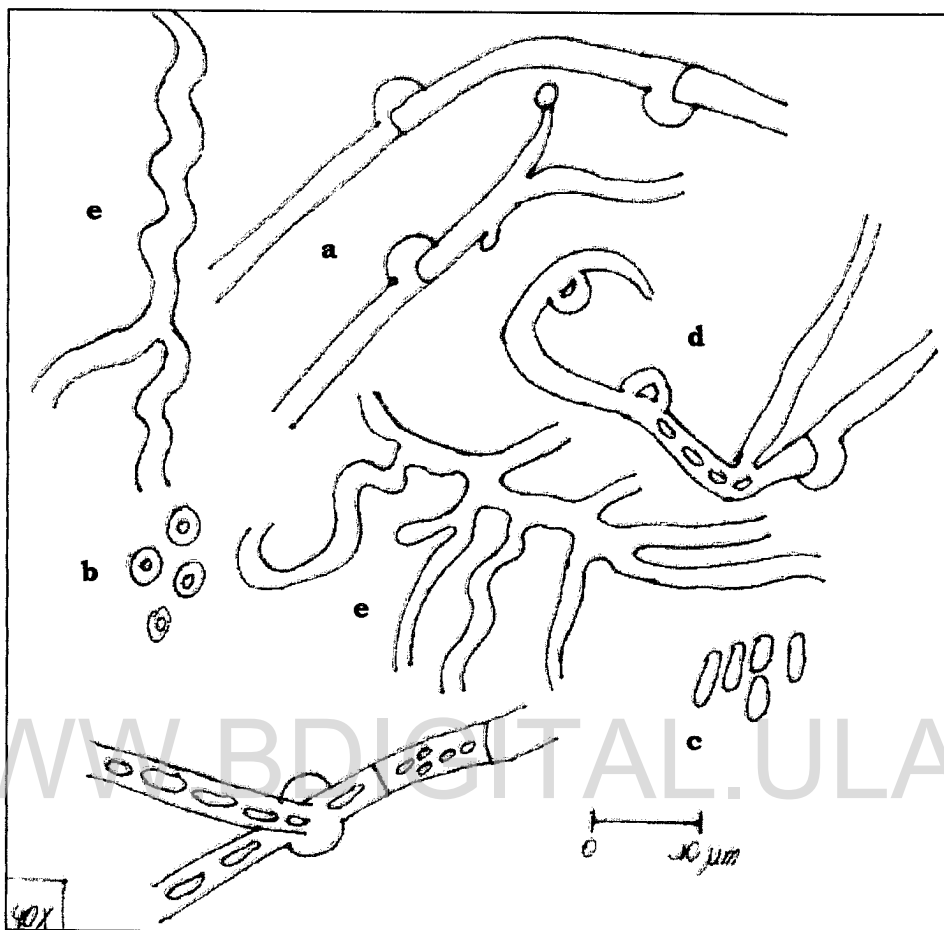


Figura 28. *Rigidoporus vinctus* (Berk.) Ryv .Estructuras del cultivo: a. hifas generativas; b. clamidoporas; c. oidias; d. hifas generativas con vacuolas; e. hifas conectivas.

CÓDIGO: 2-3-8-11-15-26-34-35-36-38-46-53-54.

COLECTOR Y LOCALIDAD: Otón Holmquist, año 2006. Campamento Trapichote, Campo Experimental Programa Caucho Natural CVG Forestal, Venezuela.

TIPO DE PUDRICIÓN: Especie asociada con pudrición blanca.

HÁBITAT: Saccardo (1888), Spegazzini (1899), Chardon y Toro (1934) y Lowe (1966) señalan la especie sobre madera muerta de latifoliadas y podrida y Farr et

Licencia Creative Commons:

Atribución - No Comercial - Compartir Igual 3.0 Venezuela
(CC BY-NC-SA 3.0 VE)

al. (1989) la reportan como especie común sobre *Magnolia*, *Pinus*, *Acacia*, *Fraxinus* y *Quercus*. Por su parte, Rodríguez (1992) indica que ha sido colectada sobre troncos podridos de Leche Cochino [*Alexa imperatricis* (R.H. Schomb.) Baill] y Valverde (1982) reporta la especie sobre *Cecropia*.

DISTRIBUCIÓN: Saccardo (1888), Lowe (1966) y Dennis (1970) reportan la especie en México, Honduras, Costa Rica, Panamá, Cuba, Brasil, Guayana Francesa (Trinidad, Guiana), Venezuela, República Dominicana, Jamaica, Puerto Rico y probablemente distribuida en los trópicos. Gilbertson y Ryvardeen (1987) señalan que la especie se distribuye en las Costas del Golfo y Hawai, y es de amplia distribución en la zona tropical.

En Venezuela, Chardon y Toro (1934) localizan la especie en el norte de San Pablo, estado Yaracuy. También ha sido reportada en el Lote Boscoso San Pedro (Sopapo), estado Bolívar y en la Reserva Forestal de Caparo, estado Barinas (Rodríguez, 1992; Valverde, 1982). Dennis (1960), la reporta en el Distrito Federal como *Poria vincta* (Berk.) Cke., y la señala además para Trinidad, Nueva Guinea y Panamá. Setliff (1984) la reporta en Chichiriviche, estado Falcón y Distrito Federal.

DISCUSIÓN: Según Setliff (1984), *Poria vincta* puede ser colocado en *Rigidoporus*, sin embargo, presenta hifas gloeopleuras y cistidias mamiladas, característica ausente en los miembros de este género.

El espécimen estudiado se comparó con el identificado con el código 1953: *Poria vincta* (Berk.). Cke., colectado en 1934 por Chardon y Toro en Yaracuy, Venezuela en septiembre de 1952 e identificado por Overholts. Las coincidencias de los especímenes 3915 y 1953 en cuanto a las características macro y microscópicas son similares, excepto por el color de la superficie himenial que en el último caso es de color amarillo miel (5D6) y margen de color naranja claro (5A4).

Rigidoporus vinctus se caracteriza por su carpoforo resupinado y cistidias largas e incrustadas, colores marcadamente variables, pudiéndose encontrar en el campo basidiocarpos de colores rosáceos a ocre, cambiando a gris a casi negro cuando secos; en otros casos el color ocre a amarillo puede cambiar un poco (Gilbertson y Ryarden, 1987).

En general, las características registradas aquí son similares a las indicadas por Rodríguez (1992), salvo algunas diferencias: la autora señala basidias de 4,35-5,8 μm x 8,7-10 μm , con basidiosporas ovoides a subglobosas de 2,9-4,35 μm x 2-3,35 μm y cistidias incrustadas de 7,25-14,54 μm x 5,8-17,4 μm ; tales valores se acercan más a los señalados en este estudio que a los registrados por otros autores.

Gilbertson y Ryarden (1987) indican basidias cortas, clavadas de 12 a 15 μm x 6 a 9 μm , con basidiosporas ovoides a subglobosas, de 4 a 5,5 μm x 3 a 4 μm . No obstante, en el espécimen estudiado se observaron basidias de 3,35 μm de x 5,8 μm , tamaños menores a los señalados por tales autores. Igualmente, se observaron esporas globosas a subglobosas, más pequeñas que las señaladas arriba.

El tamaño de las cistidiolas identificadas aquí son de 5,8 μm de diámetro x 11,6 μm de longitud, sin embargo, Gilbertson y Ryarden (1987) reportan tamaños que oscilan entre 20-25 μm x 6-7,5 μm , es decir, más grandes que las encontradas en el estudio, al igual que las dimensiones de las cistidias incrustadas señaladas por tales autores (20-70 μm x 8-18 μm).

Caso similar ocurre con los valores mencionados por Lowe (1969), en cuanto al tamaño de las cistidias y cistidiolas, los cuales se asemejan más a los reportados por Gilbertson y Ryarden (1987) que los señalados en este estudio; no obstante, el tamaño de las esporas registradas por Lowe (1966): (3-5 μm x 2-3,35 μm) y Valverde (1982): (4-5 μm x 2,5-3,3 μm) se acercan más al registrado en este

estudio (2,9 μm x 2,9 μm). Cabe destacar que Valverde (1982) indica la presencia de cristales y en este estudio no se observaron tales estructuras.

En lo que respecta a las características del cultivo descrito por Rodríguez (1992) y el descrito en este estudio, se observan algunas diferencias: Rodríguez indica un crecimiento intermedio, cubriendo la cápsula en cuatro semanas, en el presente estudio se observó un crecimiento lento y la cápsula se cubrió en 6 semanas. La autora no observó clamidosporas ni oidias, caso contrario al espécimen estudiado aquí, donde se observaron tales estructuras a partir de la semana uno y tres respectivamente.

En general, las características macro y microscópicas del espécimen estudiado aquí son muy similares a las reportadas por los autores mencionados arriba, salvo las diferencias en cuanto al tamaño de algunas estructuras himeniales. A pesar de tales diferencias y la presencia o no de algunas estructuras, siguen identificándose como *Trametes elegans*.

5.4. *Panus strigellus* (Berk. & M.A. Curtis) Overh., Journal of the Department of Agriculture, Porto Rico 14 (1930)

SINONIMIA: *Lentinus strigellus* Berk., in Berkeley & M.A. Curtis, J. Linn. Soc., Bot. 10(no. 45): 302 (1868).

CARPOFORO ESTUDIADO: 3924

Especímen colectado sobre madera de caucho podrida en el suelo.

CARACTERÍSTICAS DEL CARPOFORO

Macroscópicas:

Basidiocarpo anual, pileado, pubescente y de trama homoiómera; estipe central. Lamelas decurrentes con borde entero, blanco amarillentas (4A2). **Superficie pileal** tipo himenodermis, de color marrón naranja (6C6), corrugada y algo pilosa, menor de 1 mm de espesor. **Contexto** formado por una capa compacta de 2 mm de espesor, blanco amarillenta (4A2) en seco, cambiando a color amarillo claro (4A4) en contacto con KOH. **Superficie himenial** lamelada, blanco amarillenta (4A2), lamelas de margen liso, concoloras con el contexto, visibles a simple vista, 4 a 5 lamelas/mm de 0,1 mm de espesor y 0,1 a 0,5 mm de longitud. Unión de lamelas arqueadas; (ver figura 29).



Figura 29. *Panus strigellus* (Berk. & M.A. Curtis) Overh.
Carpoforo: a. himenio; b. píleo

Licencia Creative Commons:

Microscópicas: **Sistema hifal** monomítico y de estructuras hialinas. Hifas generativas con fibula, de $2,9\ \mu\text{m}$ de diámetro. Tejido tiñe en KOH cambiando a color marrón naranja (6C6). **Sistema himenial:** trama lamelar irregular metuloides de $5,8\ \mu\text{m}$ diámetro x $2,9$ hasta $37,7\ \mu\text{m}$ de longitud; basidias clavadas, de $5,8\ \mu\text{m}$ de diámetro y longitud, esterigmas de $2,9\ \mu\text{m}$ de longitud; basidiosporas dextrinoides, escasas y lisas, cilíndricas a oblongo-elipsoides, de $2,9\ \mu\text{m}$ de diámetro x $5,8\ \mu\text{m}$ de longitud (ver figura 30).

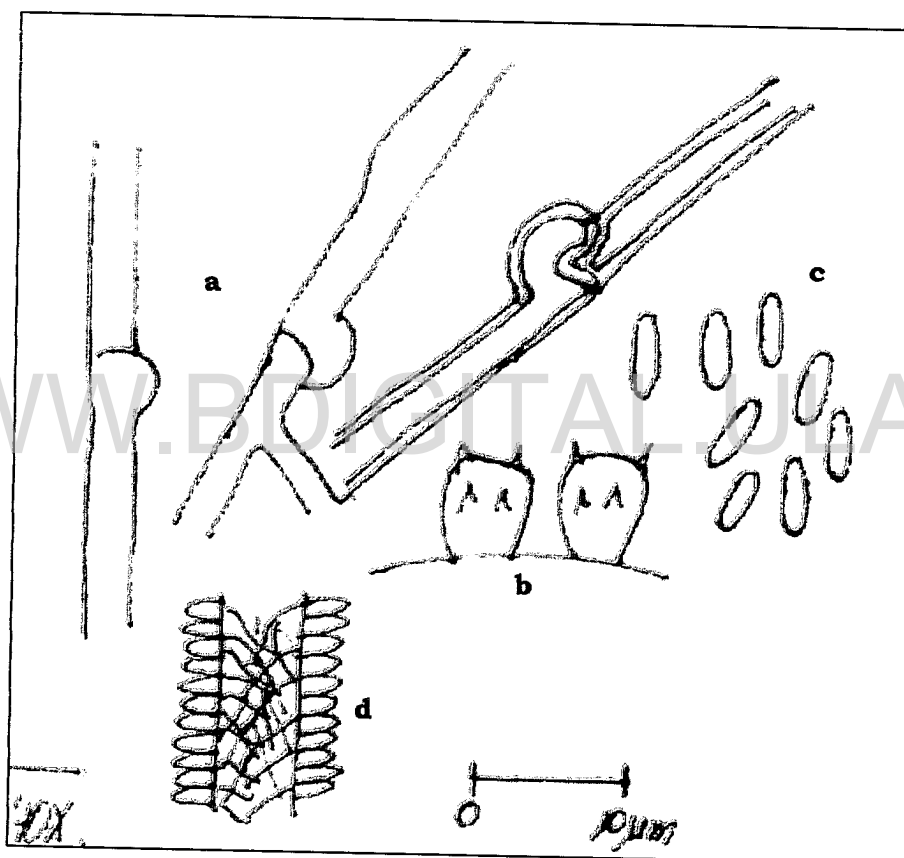


Figura 30. *Panus strigellus* (Berk. & M.A. Curtis) Overh. Estructuras del carpoforo: **a.** hifas generativas; **b.** basidias; **c.** basidiosporas; **d.** trama lamelar irregular.

COLECTOR Y LOCALIDAD: Otón Holmquist, año 2006. Campamento Trapichote, Campo Experimental Programa Caucho Natural CVG Forestal, Venezuela.

TIPO DE PUDRICIÓN: Especie asociada con pudrición blanca.

Licencia Creative Commons:

Atribución - No Comercial - Compartir Igual 3.0 Venezuela
(CC BY-NC-SA 3.0 VE)

DISTRIBUCIÓN: Especies de zonas tropicales (Singer, 1975). También se ha reportado en Cuba, Guadeloupe, Martinica, Puerto Rico, Islas Vírgenes (Minter et. al, 2001; Stevenson, 1975). En Venezuela fue reportada por Chardon y Toro en Rubio, estado Táchira (Chardon y Toro, 1934).

HÁBITAT: El género *Panus* se compone de especies caracterizadas por ser muy activas descomponiendo maderas (Singer, 1975). *P. strigellus* (Berk. & M.A. Curtis) Overh., ha sido reportado sobre madera de *Alchornea latifolia* e *Inga* sp. (USDA, 2009).

DISCUSIÓN: Las características macro y microscópicas del género *Panus*, en su mayoría son similares a las descritas por Singer (1975). El autor indica esporas cilíndricas no mayores a 8 μm de longitud, en el caso de las esporas observadas aquí, las mismas pueden variar de cilíndricas a oblongo-elipsoides, de 2,9 μm de diámetro x 5,8 μm de longitud. Asimismo, el autor indica la presencia de “hiphal pegs” las cuales pueden estar o no presentes en el himenio, tales estructuras no se observaron en este estudio. De acuerdo con Singer (1975), el borde de las lamelas puede variar de lacerado, denticulado, crenulado a entero, en este caso, las lamelas presentan margen entero.

Conforme a las secciones de especies presentadas por Singer (1975), *Panus*, se corresponde con la sección 2: CRINITI, caracterizada por la presencia de cistidias, píleo a menudo piloso y estriado, hifas de la trama himenoforal filamentosas moderadamente delgadas, borde de lamelas entero y sistema hifal dimítico (hifas generativas y conectivas). En el caso del espécimen estudiado, tales características coinciden, excepto por la presencia del sistema hifal monomítico que en algunos casos puede llegar a ser dimítico.

El espécimen estudiado aquí se comparó con el identificado con el código 652: *Panus strigellus* B. & C., colectado por Chardon en septiembre de 1932 e identificado posteriormente por Overholts, cuyas características microscópicas coinciden con el material estudiado, no obstante se presentan variaciones en

Licencia Creative Commons:

cuanto al color, que en el caso de espécimen 652 presenta una superficie himenial color crema (4A2) y pileal color marrón dorado (5D7).

A pesar de las diferencias citadas por Singer (1975) para describir el género *Panus*, el espécimen identificado cumple con las características para ser catalogado como *Panus strigellus*.

WWW.BDIGITAL.ULA.VE

5.5. *Corioloopsis caperata* (Berk.) Murr. N. Am. Fl. 9:77, 1908.

SINONIMIA: Fidalgo y Fidalgo (1966) indican como sinónimos: *Polystictus caperatus* (Berk.) Fr., Nova Acta Soc. Sci. Upsal. II. 1:92, 1851. *Microporus caperatus* (Berk.) Kuntze, Rev. Gen. Pl. 3(3):495, 1898. Pat. Bull. Soc. Mycol. Fr. 8:53-54, 1982. *Microporus phocinus* (Berk. & Br.) Kuntze, Rev. Gen. Pl. 3(3):497, 1898. *Polystictus purpureobadius* (Pat.) Sacc., Syll. Fung. 11:92, 1895. *Microporus purpureobadius* (Pat.) Kuntze, Rev. Gen. Pl. 3(3): 497, 1898. *Coriolus puspureobadius* (Pat.) Pat., Essai Taxon. Hyménom. 94, 1900. *Coriolus caperatus* (Berk.) Pat., Essai Taxon. Hyménom. 94, 1900. *Polystictus subglabrescens* (Murr.) Sacc. & Trott., in Sacc. Syll. Fung. 21:323-324, 1912. *Polyporus subglabrescens* (Murr.) Overh., Sci. Surv. P. R. & Virgin. Is. 8:166, 1926. *Trametes caperata* (Berk.) Rick., Broteria Ci. Nat. 6:154, 1937.

Ryvarden y Johansen (1980), señalan las siguientes sinonimias: *Polyporus caperatus* Berk. Ann. Mag. Nat. Hist. Ser. 1, vol. 3:391, 1839. *Polyporus phocinus* Berk. & Br. J. Linn. Soc. 14:52, 1873. *Trametes dibapha* Berk. in Warm. Vidensk. Meddel. 31-32, 1880. *Polyporus purpureobadius* Pat. Bull. Soc. Mycol. Fr. 8:53, 1982. (teste Bres. 1916:226). *Polystictus ekudensis* Henn. Engl. Bot. Jahrb. 22:91, 1897. *Polystictus fischeri* Henn. Ibid. 23:546, 1897. *Polystictus griseo-brunneus* Henn. Ex Sacc. & Syd., Syll. Fung. 14: 187, 1908. *Corioloopsis subglabrescens* Murr. N. Am. Fl. 9:77. 1908

CARPOFORO ESTUDIADO: 3916.

Especímen colectado sobre madera de caucho podrida en el suelo. Carpóforo efuso-reflejado.

CARACTERÍSTICAS DEL CARPOFORO

Macroscópicas: **Basidiocarpo** anual, sésil, dimidiado, de textura coriácea, poroso. **Superficie pileal** tipo himenodermis, aterciopelado, con bandas zonales concéntricas de color café (5E7) y marrón oscuro (5F5), intercaladas; espesor de 0,2 mm. **Contexto** formado por una capa compacta de color marrón (6E7)

Licencia Creative Commons:

cambiando a color gris parduzco (7F2) y de 0,7 a 0,9 mm de espesor. **Superficie himenial porosa** de color crema (4A2) cuando seco, cambiando a color entre rubio rojizo (5C3) y marrón naranja al contacto con KOH. Himenóforo isodiamétrico, poros pequeños aunque visibles a simple vista, de hasta 0,2 mm de diámetro, de 6 a 9 poros/mm (ver figura 31). Tubos de 0,4 a 0,5 mm de longitud, concoloros con la superficie himenial. Disepimento de 0,1 mm de espesor.

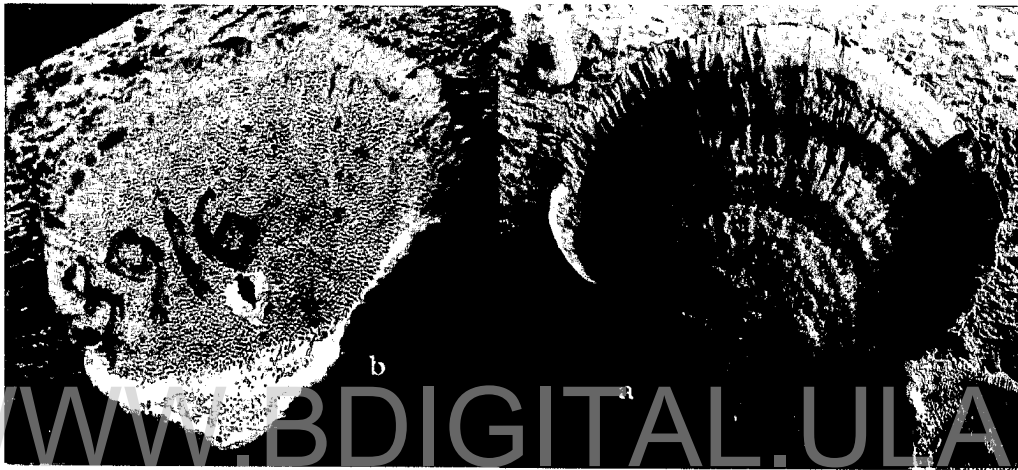


Figura 31. *Corioloopsis caperata* (Berk.) Murr.:
Carpoforo: a. himenio; b. píleo

Microscópicas:

Sistema hifal trimítico de color marrón. Hifas esqueléticas abundantes, septadas y no septadas, de 5,8 μm de diámetro. Hifas generativas con fibulas, de 2,9 μm de diámetro. Hifas conectivas escasas, ramificadas y algo tortuosas, de hasta 2,9 μm de diámetro. **Sistema himenial** de estructuras hialinas con basidias clavadas, grandes, de 11,6 μm de longitud x 5,8 μm de diámetro, con cuatro esterigmas de hasta 5,8 μm de longitud, basidiosporas dextrinoides cilíndricas a oblongo-elipsoides, de 5,8 a 8,7 μm de longitud x 2,9 μm diámetro (ver figuras 32, 33 y 34).

COLECTOR Y LOCALIDAD: Otón Holmquist, año 2006. Campamento Trapichote, Campo Experimental Programa Caucho Natural CVG Forestal, Venezuela.

Licencia Creative Commons:

Atribución - No Comercial - Compartir Igual 3.0 Venezuela
(CC BY-NC-SA 3.0 VE)

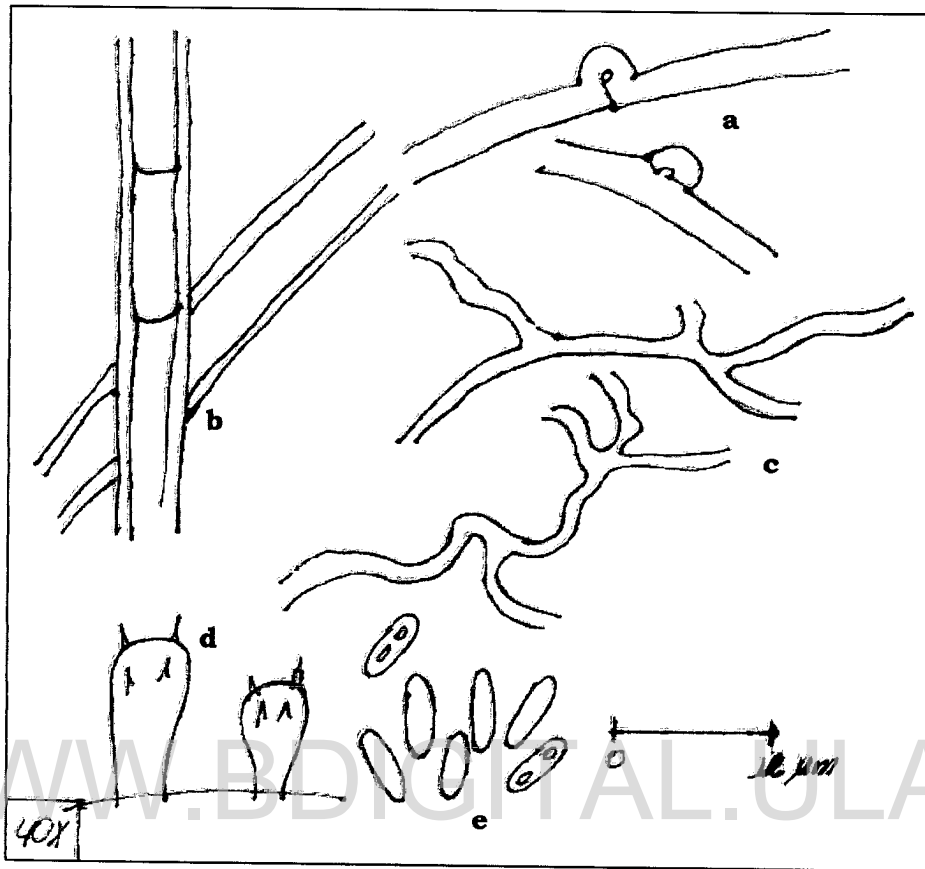


Figura 32. *Coriolopsis caperata* (Berk.) Murr. Estructuras del carpoforo: **a.** hifas generativas; **b.** hifas esqueléticas; **c.** hifas conectivas; **d.** basidia; **e.** basidiosporas.

TIPO DE PUDRICIÓN: Especie asociada con pudrición blanca.

DISTRIBUCIÓN: Rodríguez (1992), señala que esta especie se distribuye en regiones tropicales del mundo, especialmente en América, Centroamérica y el Oeste de las Indias; poco común en Asia y África. Por su parte, Saccardo (1888) la reporta en India, Filipinas, Cuba., Martinica, Brasilia. En Venezuela, Chardon y Toro (1934), localizaron la especie en Uverito, estado Guárico, La Granja, estado Táchira y San Pablo, estado Yaracuy.

HÁBITAT: *Coriolopsis caperata* se localiza sobre angiospermas (Ryvarden y Johansen, 1980). Fidalgo y Fidalgo (1966), señalan que la especie generalmente

Licencia Creative Commons:

ocasiona pudrición de tallo, ramas y tocones caídos o muertos, preferiblemente sobre madera dura y Saccardo (1888) la reporta sobre madera muerta.

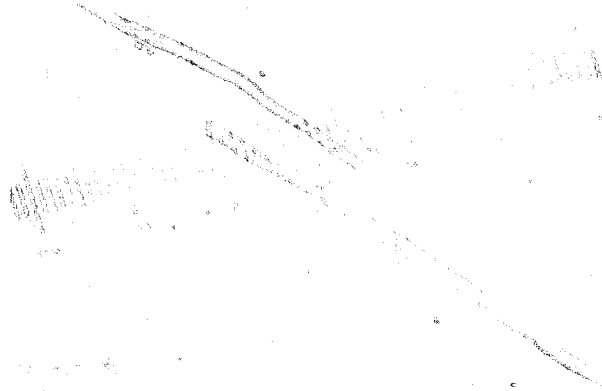


Figura 33. *Coriolopsis caperata* (Berk.) Murr. Especimen 3916. Hifas esqueléticas del contexto. Objetivo 40x.



Figura 34. *Coriolopsis caperata* (Berk.) Murr. Especimen 3916. Basidias y basidiosporas. Objetivo 40x.

DISCUSIÓN: El género *Coriolopsis* Murr., está estrechamente relacionado con *Hexagonia* el cual tiene el mismo tipo de sistema hifal y de esporas, aunque en promedio son mayores en *Hexagonia* que en *Coriolopsis* y también para los poros. Además *Coriolopsis* se relaciona con *Trametes*, su principal diferencia es el color de las hifas vegetativas las cuales son hialinas en *Trametes* (Ryvarden y Johansen, 1980). El espécimen es fácilmente reconocido por la cubierta y color del píleo, además de sus numerosas y estrechas zonas velutinadas a tomentosas. Otra característica resaltante es su textura coriácea y dura. La superficie

himenial porosa se caracteriza por presentar un margen de color más claro que el resto de la superficie.

De acuerdo con las descripciones realizadas por varios autores en cuanto a la morfología y estructuras macro y microscópicas del carpoforo, existen ciertas semejanzas salvo algunas diferencias, a saber: Rodríguez (1992) observó estructuras del tipo “hifal pegs” en las paredes de los poros, en el espécimen estudiado no se observaron tales estructuras. La autora reporta en la superficie pileal una capa de tipo tricotodermis, no obstante, en este caso se observó una capa de tipo himenodermis.

Fidalgo y Fidalgo (1966) indican himenio de estructuras hialinas con basidias clavadas de 10 a 14 μm x 3,5 a 4,5 μm , esporas cilíndricas de (5) a 6 μm a 8 (10) μm de longitud x 2 μm a 4 μm de diámetro. Las basidias observadas en el espécimen estudiado presentaron diámetros mayores llegando hasta 5,8 μm de diámetro. Las esporas cilíndricas a oblongo-elipsoides de 5,8 a 8,7 μm de longitud x 2,9 μm diámetro, entran en el rango indicado por los autores. Por su parte, Ryvarden y Johansen, (1980) describen el himenio con poros medianos a pequeños, redondos a angulares, 3 a 5 poros/mm no obstante, en el espécimen estudiado se observó el himenio con 6 a 9 poros/mm.

El espécimen estudiado aquí se comparó con el identificado con el código 727: *Polyporus caperatus* Berk., colectado por Stanley y Valerio en junio de 1926 e identificado posteriormente por Stevenson, cuyas características microscópicas coinciden con el material estudiado, no obstante se presentan variaciones en cuanto al color, que en el caso del espécimen 727 presenta una superficie himenial color naranja claro (5C5) y pileal color marrón amarillento (5D8).

Al igual que en casos anteriores, se presentan diferencias en cuanto a la presencia de o no de algunas estructuras miceliales al igual que en el tamaño de las mismas con respecto a los reportes dados por otros autores. Sin embargo, el espécimen identificado es catalogado con *Coriolopsis caperata*.

Licencia Creative Commons:

5.6. *Pycnoporus sanguineus* (L. ex Fr.) Murr., Torrev Bot. Club. Bull. 31:421. 1904.

SINONIMIA: Bressadola (1890), señala como sinónimos a *Polyporus puniceus* Kalchbr., Revue Muc. 4:95, 188. Por su parte, Murrill (1904), señala: *Boletus sanguineus* L., Sp. Pl. Ed. 2.2, 1646. *Xylometrum sanguineum* Paul., Icon. Champ. pl. f. 3,4, 1793. *Polystictus sanguineus* Fr., Nov. Symb. 75, 1853.

Cunningham (1965) reporta las siguientes sinonimias: *Boletus cinnabarina* (Jacq. Fl. Austr. 4:2, 1776. *Boletus sanguineus* L. Sp. Plant., 2d ed., p. 1946, 1763. *Boletus sanguineus* Jacq., Fl. Austr. 4:2, 1776. *Polyporus cinnabarinus* (Jacq. ex Fr.) Fr., Syst. Mycol. 1:371, 1821. *Trametes cinnabarina* (Jacq. ex Fr.) Fr. Ep. Syst. Mycol. Sue Synopsis Hymenomycetum, p.473, 1838. *Polyporus coccineus* Fr., Nova Acta, III, 67, 1851. *Polyporus puniceus* Kalch., Rev. Mycol. 4:95, 1882. *Polystictus sanguineus* (Fr.) Cke., Grevillea. 14:79, 1886. *Polystictus cinnabarinus* (Jacq. ex Fr.) Cke., Grevillea. 14:82, 1886. *Phellinus cinnabarinus* (Jacq. ex Fr.) Quél., Fl. Mycol. Fr., p. 395, 1888. *Pycnoporus cinnabarinus* (Jacq. ex Fr.) Karst., Rev. Mycol 3:18, 1891. *Microporus sanguineus* (Fr.) Pat., Essai. Tax. Hymen., p. 83. *Coriolus cinnabarinus* (Jacq. ex Fr.) G. H. Cunn., N.Z.D.S.I.R. Pl. Dis. Div. Bull. 75:8, 1948. *Coriolus sanguineus* (Fr.) G. H. Cunn. N. Z.D.S.I.R. Pl. Dis. Div. Bull. 81: 17, 1949.

Fidalgo (1968) señala: *Xylomentron sanguineum* (L.) Paulét, Traité Champ., Pl. 3, 1812. *Polyporus sanguineus* (L.) G. Meyer., Fl. Essen. p. 304, 1818. *Polyporus sanguineus* (L.) G. Meyer ex Fr., Syst. Mycol. 1:371, 1821. *Polystictus sanguineus* (L.) G. Meyer ex Fr., Nova Acta Soc. Sci. Upsal., ser III, 1:75, 1851. Sydow. Ann. Mycol. 28(1-2): 32 1930 Dennis, Kew Bull. 19(2): 236, 1965. *Microporus sanguineus* (L.) G. Meyer ex Fr. Kuntze, Ver. Gen. Pl. 3(3): 497, 1898. Pat & Heim, Ann. Crypt. Exot. 1(3): 268, 1928. *Petaloides sanguineus* (L.) G. Meyer ex Fr. Torred. Broteria, Ser. Bot., 21, 32-33, 1924. *Coriolus sanguineus* (L.) G. Meyer ex Fr. Cunn., Bull. Pl. Dis. Div. Dept. Sci. Industr. Res. N.Z. 81:17, 1949.

CARPOFORO ESTUDIADO: 3925

Especímen colectado sobre rama de caucho.

CARACTERÍSTICAS DEL CARPÓFORO**Macroscópicas:**

Basidiocarpo anual, coriáceo, dimidiado, reniforme. **Superficie pileal** de 0,2 mm de espesor, color naranja quemado (7D8) cambiando a marrón oscuro (8F7) al contacto con KOH. Tipo palisodermis. **Contexto** formado por una capa compacta de 1 a 2 mm de espesor; color naranja grisáceo (6B6) cambiando a marrón oscuro (8F7). **Superficie himenial** porosa, de color terracota a rojo ladrillo (7D7) cambiando a marrón oscuro (8F7) al contacto con KOH. Himenóforo isodiamétrico, poros de 0,1 a 0,3 mm de diámetro, 4 a 5 poros/mm; espesor del disepimiento entre 0,05 y 0,08 mm (ver figura 35).

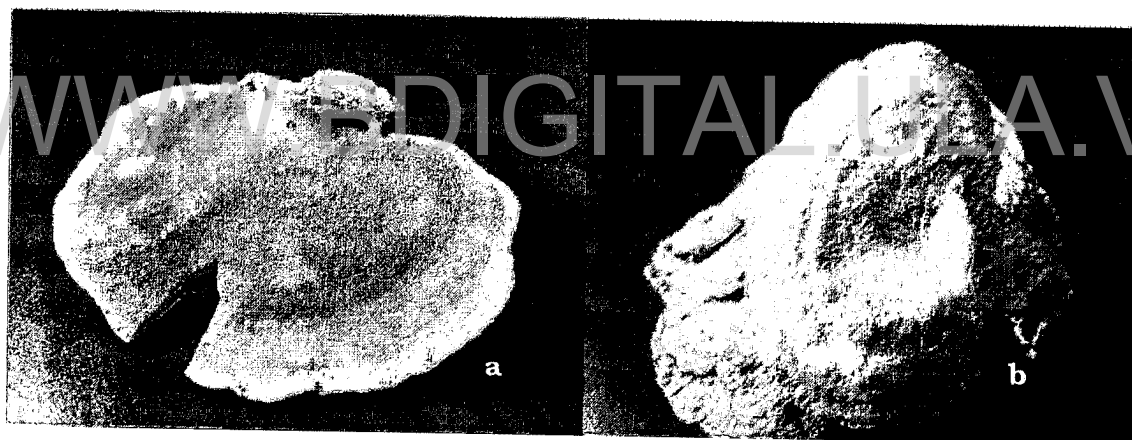


Figura 35. *Pycnoporus sanguineus* (L. ex Fr.) Murr. Especímen 3925. Carpoforo: a. himenio b. píleo

Microscópicas:

Sistema hifal trimítico y de estructuras hialinas. Hifas generativas con fibula, de 2,9 μm de diámetro. Hifas esqueléticas de 2,9 μm de diámetro. Hifas conectivas delgadas y de puntas ahusadas, algunas tortuosas, menores de 2,9 μm de diámetro. **Sistema himenial** hialino, basidiolas de 8,7 μm de diámetro x 23,2 μm de longitud; basidias clavadas, de 2,9 a 4,35 μm de diámetro x 5,8 μm de longitud.

Licencia Creative Commons:

Atribución - No Comercial - Compartir Igual 3.0 Venezuela
(CC BY-NC-SA 3.0 VE)

con cuatro esterigmas. Basidiosporas dextrinoides, lisas, cilíndricas a ovaladas, de 2,9 μm de diámetro y hasta 4,3 μm de longitud (ver figura 36).

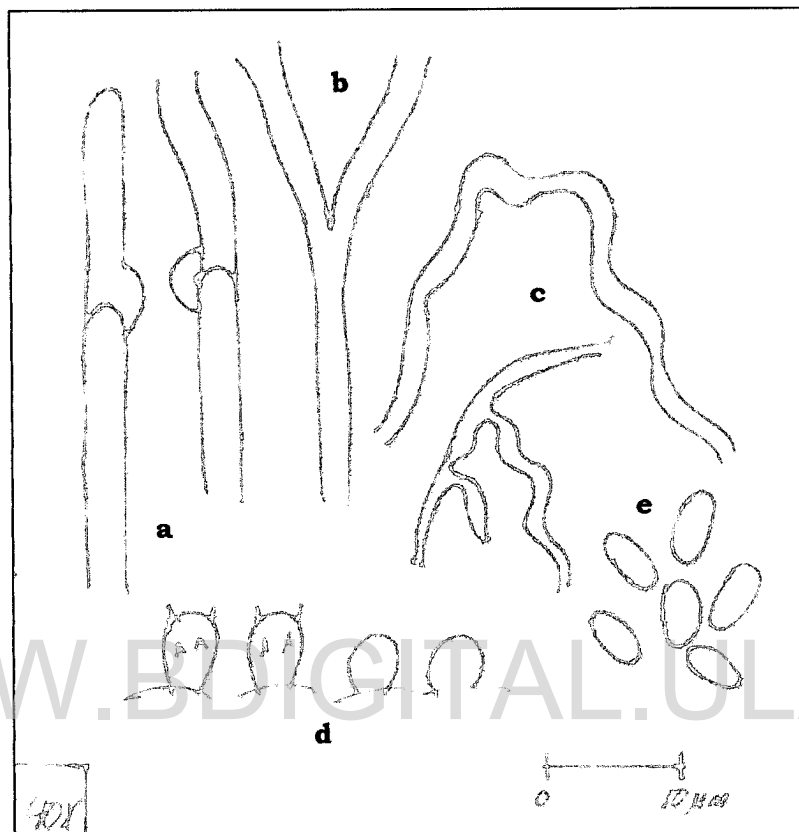


Figura 36. *Pycnoporus sanguineus* (L. ex Fr.) Murr. Especimen 3925. Estructuras del carpóforo: **a.** hifas generativas; **b.** hifas esqueléticas; **c.** hifas conectivas; **d.** basidias y basidiolas; **e.** basidiosporas.

COLECTOR Y LOCALIDAD: Otón Holmquist, año 2006. Campamento Trapichote, Campo Experimental Programa Caucho Natural CVG Forestal, Venezuela.

TIPO DE PUDRICIÓN: Especie asociada con pudrición blanca en especies maderables duras muertas (Gilbertson and Ryvarden, 1987).

DISTRIBUCIÓN: Especie pantropical de amplia distribución en el este de África (Ryvarden y Johansen, 1980). Murrill (1915) la señala como una especie cosmopolita en regiones tropicales y subtropicales, pocas especies han sido vistas

Licencia Creative Commons:

desde México y las Bahamas las cuales presentan gran similitud con *P. cinnabarinus* (Jacq.) Fr. Asimismo Saccardo (1888) la señala para la India, Java, Filipinas, Borneo, Malasia, Sumatra, América Latina, África, Nueva Zelanda, Tasmania e Islas del Pacífico. Cunningham (1965) la reporta como *Trametes cinnabarina* (Jacq.) Fr. sobre madera con y sin corteza de ramas y troncos y sobre raíces expuestas.

En Venezuela ha sido ampliamente reportado: Chardon y Toro (1934) lo reportan en San Cristóbal y La Granja del estado Táchira, San Pablo y San Felipe del estado Yaracuy; Wolf (1949) en Caracas, Sucre y Barinas sobre troncos muertos y Dennis (1970) en Guatopo, estado Miranda; Rodríguez (1992) en el Lote Boscoso San Pedro, estado Bolívar.

HÁBITAT: Teng (1939) reportó la especie con el nombre de *Polyporus sanguineus* sobre madera muerta de árboles decíduos y sobre *Pinus* L. Igualmente ha sido reportado en zonas templadas y cálidas en Argentina, Chile, Uruguay, Paraguay y Brasil con el nombre de *Polystictus sanguineus* Fr. donde es común sobre troncos muertos y madera labrada podrida (Spegazzini, 1926). Murrill (1947) y Chardon y Toro (1934), señalan que la especie se encuentra sobre madera muerta de varias latifoliadas y siempreverdes en regiones pantropicales del mundo.

Algunas especies arbóreas cuyas maderas han sido atacadas por este hongo son *Pinus radiata* D. Don, *Dacrydium cupressinum* Soland. ex Forst. f., *Leptospermum ericoides* A. Rich, *Agathis australis* (D. Don) Loudon, *Myrica* L., *Prunus* L., *Quercus* L., *Bambusa* Schreb., entre otros (Bracamonte, 1992; Farr et al., 1989; Rodríguez, 1992).

DISCUSIÓN: Una de las características principales para la identificación rápida de esta especie es el basidiocarpo delgado de color naranja intenso. A simple vista se presentan confusiones entre *Pycnoporus sanguineus* y *P. cinnabarina*, pudiéndose diferenciar en el tamaño de las esporas, que tienden a ser más pequeñas en *P. sanguineus*.

Licencia Creative Commons:

Nobles et. al., (1957) señalan que Fries en 1831 validó los nombres de dos políporos rojos: *Polyporus sanguineus*, localidad tipo Surinam, y *P. cinnabarinus*, siendo Austria la localidad tipo; posteriormente, en 1851 separa las especies cuando publica las nuevas combinaciones en *Polystictus sanguineus* y *Trametes cinnabarina*.

Newman (1914; citado por Guillén, 1994), indica que *Polystictus sanguineus* es la única especie similar a *P. cinnabarinus* sólo que el píleo de *P. sanguineus* es más delgado y pubescente, presenta poros pequeños y es subestipitado. Asimismo, Murrill (1915), diferencia ambas especies: *Pycnopus cinnabarinus* caracterizado por un píleo grueso, liso, opaco y abundante en regiones templadas, a diferencia de *P. sanguineus* caracterizado por presentar un píleo delgado, a menudo zonado, rojo brillante y abundante en regiones tropicales.

Por su parte, Overholts (1953), señala que la principal diferencia entre ambas especies es el aspecto del píleo y su grosor, debido a que microscópicamente ambas son muy similares; el autor denota que el píleo de *P. cinnabarinus* es algo rugoso e irregular mientras que el de *P. sanguineus* es liso, uniforme y muy delgado.

No obstante, Nobles et. al. (1962), señalan que Cunnighan consideró que *P. sanguineus* y *P. cinnabarinus* no son específicamente diferentes, por lo tanto deberían estar juntas bajo *Coriolus sanguineus* (Fr.). Posteriormente el mismo autor señala que *Trametes cinnabarina* no puede ser separada de *Polyporus sanguineus* por ninguna característica morfológica constante (Cunnigham, 1965).

De acuerdo con las descripciones realizadas por diferentes autores, se presentan características similares a las descritas para el espécimen estudiado, salvo algunas diferencias. El sistema hifal trimítico coincide con los descritos por Bracamonte (1992), Rodríguez (1992) y Gilbertson y Ryvarden (1987), caso contrario con el descrito por Ryvarden y Johansen (1980) quienes lo reportan como un sistema hifal dimítico.

Licencia Creative Commons:

75

Atribución - No Comercial - Compartir Igual 3.0 Venezuela
(CC BY-NC-SA 3.0 VE)

La capa que forma la superficie pileal en el espécimen estudiado es de tipo Palisodermis caracterizada por la presencia de elementos libres sin altura determinada, no obstante, Rodríguez (1992) señala una superficie pileal, tipo Cortex, formada por hifas más o menos modificadas del contexto donde no existe diferenciación entre capas.

En el espécimen estudiado se observaron basidiosporas lisas, cilíndricas a ovaladas, de 2,9 μm de diámetro y hasta 4,3 μm de longitud. Tales valores coinciden con los registrados por Murrill (1915), Bracamonte (1992), Rodríguez (1992), Gilbertson y Ryvarden (1987) y Ryvarden y Johansen (1980), que en general oscilan entre 1 y 3 μm de diámetro y 3 a 6 μm de longitud.

Una vez realizadas las respectivas comparaciones entre el espécimen estudiado y los registros descriptivos de otros autores para esta especie, se tiene que a pesar de ciertas diferencias en las estructuras miceliales y pileales, es catalogado como *Pycnoporus sanguineus*.

5.7. *Trametes nivosa* (Berk.) Murr. North Am. Fl. 9: 42, 1907.

SINONIMIA: Holmquist, (1972) reporta como sinónimos: *Polyporus nivosus* Berkeley, Hook. J. Bot. & Kew Misc. 8: 196, 1856. *Polyporus flavescens* Montagne, Ann. Sci. Natur. Bot. 4, 5: 368, 1856. Type from Brazil (BPI-isotype).

Por su parte, Gilbertson y Ryvarden (1987) señala como sinónimo a *Fomitopsis nivosa* (Berk.) Gilbn. & Ryv. comb. nov.

CARPOFORO ESTUDIADO: 3913

Especímen colectado sobre madera de caucho podrida en el suelo. Carpóforo efuso-reflejado de himenio blanco (4A1).

CARACTERÍSTICAS DEL CARPÓFORO

Macroscópicas:

Basidiocarpo anual, sésil, efuso-reflejado, de consistencia gruesa, poroso. **Superficie pileal** tipo himenodermis, glabra y diferenciado del contexto, de 0,3 mm de espesor, de color crema (4A2). **Contexto** formado por una capa compacta y gruesa de 3 mm de espesor y de color naranja pálido (5A3). **Superficie himenial** porosa de color rubio dorado (5C4) cuando seco; himenóforo isodiamétrico de poros ovalados y visibles a simple vista, de 5 a 6 poros/mm y de 0,1 a 0,3 mm de diámetro, concoloros con superficie himenial; tubos de 0,3 mm de longitud, concoloros con el contexto. Disepimiento delgado, de 0,1 mm de espesor (ver figura 37).

Microscópicas: **Sistema hifal** hialino, trimítico: hifas generativas escasas, con fíbula, de 2,9 μm de diámetro; hifas conectivas abundantes, tortuosas y menor o igual a 2,9 μm de diámetro; hifas esqueléticas abundantes, de paredes gruesas, no septadas, de hasta 5,8 μm de diámetro. Tejido tiñe en KOH cambiando a color marrón (7E8). **Sistema himenial** de estructuras hialinas. Basidias clavadas, de 8,7 μm de longitud x 5,8 μm de ancho, esterigmas de hasta 2,9 μm de longitud.

Basidiosporas hialinas, cilíndricas a oblongo-elipsoides, de 2,9 μm de ancho x 5,8 μm de longitud (ver figura 38).



**Figura 37. *Trametes nivosa* (Berk.) Murr.
Especimen 3913. Carpoforo.**

COLECTOR Y LOCALIDAD: Otón Holmquist, año 2006. Campamento Trapichote, Campo Experimental Programa Caucho Natural CVG Forestal, Venezuela.

TIPO DE PUDRICIÓN: Pudrición marrón cúbica (Holmquist, 1972).

DISTRIBUCIÓN: La especie presenta amplia distribución mundial, ubicada desde el oeste de la India hasta Brasil (Murril, 1915). Saccardo (1888) la reporta en Cuba, Centroamérica y Brasilia; Torrend (1938) la reporta en Brasil sobre troncos en descomposición de varias latifoliadas. Por su parte, Holmquist (1972) reporta a la especie en Barrancas, estado Barinas, sobre madera aserrada de *Anacardium rhinocarpus* (Kunth) DC. (Mijao) y *Trichilia* P. Browne. (Cedro dulce). Lowe (1975) la reporta como *Polyporus nivosus* Berk., procedente de las Islas del Caribe y Suramérica. Igualmente, Gilbertson y Ryvarden (1987) indican como especie como de amplia distribución en Sur y Centroamérica y de esta especie sólo existe una colección procedente de la costa de África.

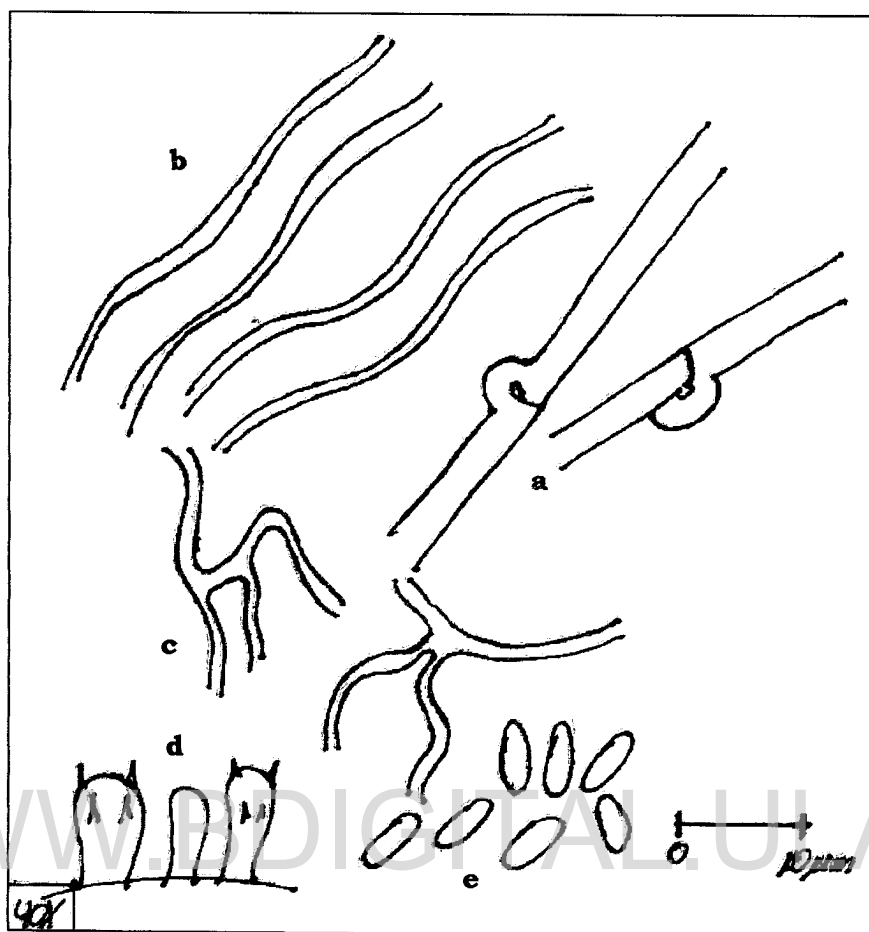


Figura 38. *Trametes nivosa* (Berk.) Murr. Estructuras del carpóforo:
a. hifas generativas; b. hifas esqueléticas; c. hifas conectivas; d. basidias y basidiolas; e. basidiosporas.

HÁBITAT: Saccardo (1888) y Ryvarden y Johansen (1980) registraron la especie sobre madera muerta de varias especies de latifoliadas. Murril (1915) la reporta sobre madera muerta en el oeste de la India y Suramérica. Gil (1994) la reporta sobre árbol caído de *Cupressus lusitanica* Mill., en Mérida, Venezuela.

DISCUSIÓN: *Polyporus nivosus* fue descrito por primera vez en Julio de 1856 y reportado en Venezuela por primera vez por Holmquist en 1972 producto de estudios realizados a diferentes políporos, cuando en el estado Barinas, se reportó la presencia de un hongo que formaba un manto blanco sobre tableros de Mijao días después de haber sido aserrados; tal hongo se aisló y se comparó con

Licencia Creative Commons:

cultivos de *Polyporus* obtenidos para la identificación, concluyendo que *T. nivosa* era el organismo causal de tal pudrición.

Ryvarden y Johansen (1980) señalan que macroscópicamente *P. nivosus* es similar a *Tyromyces* por su color blanco y consistencia algo carnosa cuando fresco, sin embargo el sistema hifal trimítico se acerca más a *Trametes*; indican además que las colecciones africanas luego de comparadas macro y microscópicamente con las americanas, resultaron ser idénticas.

De acuerdo con las descripciones realizadas por diferentes autores, se presentan características similares a las descritas para el espécimen estudiado, salvo algunas diferencias: Vivero (1995) indicó que la capa del píleo observada fue de tipo tricodermis, no obstante, en el espécimen estudiado aquí, se observó una capa de tipo himenodermis.

Holmquist (1972) indicó que el tejido del contexto en contacto con KOH no cambia de color, a diferencia del espécimen estudiado aquí, cambiando los tejidos de color naranja pálido (5A3) a marrón (7E8). En cuanto al número de poros por mm, Murril (1915) reporta hasta 5 por mm, a diferencia de este estudio, donde se observaron entre 5 y 7 poros/ mm.

Respecto al sistema hifal, se observan algunas diferencias como las reportadas por Holmquist (1972), donde las hifas generativas, frecuentemente ramificadas, presentan doble fibula terminal a manera de gancho, con fibula en la base de las ramificaciones y diámetros entre 2 y 4,5 μm , hifas conectivas de paredes gruesas hasta sólidas, hifas esqueléticas de paredes dobles sin septos, de hasta 8,7 μm de diámetro. Tales características no se observaron en este estudio.

Finalmente, Holmquist (1972) indica la presencia de basidias clavadas de 10-17 x 6-7 μm , con esporas cilíndricas de 7-10 x 2-4 μm a diferencia de este estudio, donde se observan tales basidias pero con tamaños de 8,7 μm x 5,8 μm y basidiosporas cilíndricas a oblongo-elipsoides, de 2,9 μm x 5,8 μm .

Licencia Creative Commons:

El espécimen estudiado aquí fue comparado con el identificado con el código 402: *Polyporus nivosus* Berk., colectado e identificado en agosto de 1923 por Weir, cuyas características microscópicas coinciden con el material estudiado, no obstante se presentan variaciones en cuanto al color, que este último la superficie himenial y pileal es de color rubio dorado (5C4).

De acuerdo con los reportes y comparaciones realizadas entre el espécimen estudiado con el de otros autores, se denota que se presentan pequeñas diferencias macroscópicas y microscópicas, no obstante y a pesar de tales diferencias se identificó el hongo como *Trametes nivosus*.

WWW.BDIGITAL.ULA.VE

5.8. Clave de identificación de carpóforos de hongos xilófagos asociados a la pudrición de la madera del caucho en Venezuela.

- 1a. Basidiocarpos centralmente estipitados, sistema hifal monomítico e himenio lamelado.....*Panus strigellus*
- 1b. Basidiocarpos subestipitados a sésiles, sistema hifal dimítico a trimítico, himenio lamelado a poroso.....2
- 2a. Basidiocarpos resupinados, sistema hifal dimítico, cistidias incrustadas abundantes..... *Rigidoporus vinctus*
- 2b. Basidiocarpos pileados a efuso-reflejados, sistema hifal trimítico, cistidias incrustadas ausentes.....3
- 3a. Basidiocarpos subestipitado, dimidiados, superficie pileal tipo cortex, himenio poroide a lamelado: 4-7 lamelas/mm.....*Trametes elegans*
- 3b. Basidiocarpos sésiles, superficial pileal tipo dermis, himenio siempre poroso.....4
- 4a. Basidiocarpos de colores rojizos, superficie pileal tipo palisodermis, esporas cilíndricas a ovaladas de 2,9 μm x 4,3 μm*Pycnoporus sanguineus*
- 4b. Basidiocarpos de colores claros, superficie pileal nunca como arriba, esporas cilíndricas a oblongo-elipsoides.....5
- 5a. Superficie pileal tipo tricodermis, himenio concoloro con el contexto; de 3 a 4 poros/mm.....*Trametes maxima*
- 5b. Superficie pileal tipo himenodermis, himenio diferenciado del contexto, de 5-9 poros/mm.....6
- 6a. Superficie pileal marcadamente zonada, tomentosa, de 6 a 9 poros/mm.....*Coriolopsis caperata*
- 6b. Superficie pileal zonada o no, glabra, de 5-6 poros/mm.....*Trametes nivosa*

5.9. Clave de identificación de cultivos de hongos xilófagos asociados a la pudrición de la madera del caucho en Venezuela.

Hospedero	Color	Reacción	Septación de hifas	Estructuras especiales	Clamidoporas	Conidias	Oidias	Tasa de crecimiento	Fructificación	Efectos agar	
2	1	1	1	1,5,6	1	2	1	2	2	2	 <i>Trametes maxima</i>
2	1	1	2,3	5	1	1,2	1	3	2	2	 <i>Trametes elegans</i>
2	1	1	1	6	1	2	1	3	2	2	 <i>Rigidoporus vinctus</i>

Significado de los dígitos usados en cada una de las columnas (Tomado y modificado de Nobles, 1948):

Primera columna: Hospedero

1. Latifoliadas.
2. Coníferas.

Segunda columna: Color del micelio

1. Micelio blanco, amarillo pálido o rosado durante seis semanas.
2. Micelio amarillo o marrón, al menos cuando maduro.

Tercera columna: Reacción a la prueba de oxidasa extracelular

1. Zonas de difusión presentes, reacción positiva.
2. Zonas de difusión ausentes, reacción negativa.

Cuarta columna: Septación de hifas

1. Hifas fibulas presentes en todo el micelio, hifas fibra presentes o no.
2. Hifas con septas simples.
3. Hifas de la zona de avance con septas simples, en aquellas partes más viejas del micelio, con fibulas.

Licencia Creative Commons:

Quinta columna: Estructuras especiales

1. Cistidias o gloecistidias presentes.
5. Células cuticulares presentes.
6. Hifas con numerosas proyecciones cortas.

Sexta columna: Clamidosporas

1. Presentes.
2. Ausentes.

Séptima columna: Conidias

1. Presentes.
2. Ausentes.

Octava columna: Oidias

1. Presentes.
2. Ausentes.

Novena columna: Tasa de crecimiento

2. Moderadamente rápida, cápsulas cubiertas en tres a cuatro semanas.
3. Lenta, cápsulas cubiertas en cinco a seis semanas.

Décima columna: Fructificación

1. Antes de finalizar las seis semanas.
2. Sin fructificación.

Onceava columna: Efecto sobre el agar

1. Reverso de la cápsula marrón, al menos en partes, antes de las seis semanas.
2. Sin cambio de color en el reverso de la cápsula, o no más oscuro que la miel en seis semanas.
3. Reverso de la cápsula blanquecina, al menos en partes, antes de las seis semanas.

5.10. Especificidad

Uno de los objetivos planteados en esta investigación estuvo dirigido a conocer la especificidad de los hongos reportados en la madera del caucho. Algunas de las especies que componen este estudio fueron reportadas anteriormente sobre el caucho: *Trametes elegans* (Spreng.:Fr.) Fr., reportado por Chipp (1921) como *Lenzites repanda* Pers. y por Weir (1938) como *Daedalea repanda* Pers.; *Rigidoporus vinctus* (Berk.) Ryv. reportado como *Poria vincta* Berk. por Petch en 1911 (Sharples, 1936).

A medida que se llevaba a cabo la identificación y discusión de los especímenes colectados en caucho, es notorio que cada uno de ellos no sólo tienen como hospederos esta madera, los mismos han sido reportados en diferentes maderas de latifoliadas en incluso de coníferas, como en el caso de las especies del género *Trametes*.

Trametes nivosa (Berk.) Murr., localizada en el oeste de la India, Brasil, Cuba, Centroamérica, Venezuela, Islas del Caribe (Saccardo, 1888; Murril, 1915; Holmquist, 1972; Gilbertson y Ryvarden, 1987), está asociado a la pudrición de madera de *Cupressus lusitanica* (Cupresaceae) y a otras maderas de latifoliadas como *Anacardium rhinocarpus* (Mijao) y *Trichillia* sp. (Meliaceae).

Asimismo, *Trametes maxima* (Mont.) Patouillard, localizada en Estados Unidos, Venezuela y Colombia (Holmquist, 1972; Chardon & Toro, 1934; Gilbertson & Ryvarden, 1987), además de encontrarse sobre maderas duras, se reporta también sobre *Araucaria* (Araucariaceae).

No ocurre lo mismo con *Trametes elegans* (Spreng.: Fr.) Fr., el cual se asocia con la pudrición de maderas de latifoliadas tales como *Andira inermis* (Leguminosae), *Ficus tobagensis* (Moraceae), *Enterolobium cyclocarpum* (Leguminosae), *Acer* (Aceraceae), *Magnolia* (Magnoliaceae), *Quercus* (Fagaceae), *Salix* (Salicaceae), *Ulmus* (Ulmaceae), *Gomphrena globosa* (Amaranthaceae), *Ficus elastica* (Moraceae),

Licencia Creative Commons:

Intsia bijuga (Fabaceae). *T. elegans* ha sido reportado en Venezuela, Costa Rica, Estados Unidos, India Occidental, México, Tasmania, Nueva Zelanda y Australia (Saccardo, 1888; Cunnighan, 1965; Ryvarden y Johansen, 1980).

Pycnopus sanguineus (L. ex Fr.), localizado India, Java, Filipinas, Borneo, Malasia, Sumatra, América Latina, África, Nueva Zelanda, Tasmania e Islas del Pacífico y Venezuela (Saccardo, 1888; Wolf, 1949; Rodríguez, (1992); se asocia con diversos hospederos, reportados sobre dicotiledoneas y monotiledoneas. En el último caso, ha sido reportado sobre *Pinus radiata* (Pinaceae), *Dacrydium cupressinum* (Podocarpaceae) y *Agathis australis* (Araucariaceae). En el caso de maderas de angiospermas, tiene como hospederos *Leptospermum ericoides* (Myrtaceae), *Myrica* (Myricaceae), *Prunus* (Rosaceae), *Quercus* (Fagaceae) y *Bambusa* (Bambusaceae).

Por otra parte, *Panus* Fr. se compone de especies de zonas tropicales (Singer, 1975). *Panus strigellus* (Berk. & M.A. Curtis) Overh., localizada en Cuba, Guadalupe, Martinica, Puerto Rico, Islas Vírgenes (Minter et. al, 2001; Stevenson, 1975) y Venezuela en el estado Táchira (Chardon y Toro, 1934), se caracteriza por ser muy activa descomponiendo maderas (Singer, 1975). *P. strigellus* fue reportado sobre madera de *Alchornea latifolia* e *Inga* sp. (USDA, 2009).

Con respecto a *Coriolopsis caperata* (Berk.) Murr., se ha reportado sobre maderas de angiospermas ocasionando pudrición de tallo, ramas y tocones caídos o muertos, preferiblemente sobre madera dura. La especie se distribuye Centroamérica, India, Filipinas, Cuba, Martinica, Brasilia y Venezuela (Saccardo, 1888; Chardon y Toro, 1934; Rodríguez, 1992).

Rigidoporus vinctus (Berk.) Ryv. al igual que las especies anteriores, tiene como hospederos tanto a maderas de coníferas como de latifoliadas, a saber: *Magnolia*, *Pinus*, *Acacia*, *Fraxinus*, *Quercus*, *Alexa* y *Cecropia*. Se distribuye en México, Honduras, Costa Rica, Panamá, Cuba, Brasil, Trinidad, Guiana, Venezuela,

República Dominicana, Jamaica, Puerto Rico y Nueva Guinea (Saccardo, 1888; Chardon y Toro, 1934; Dennis, 1960; Lowe 1966; Dennis, 1970; Setliff, 1984).

En general, la mayoría de las especies estudiadas aquí además de presentar como hospedero la madera del Caucho, han sido reportadas atacando gran variedad de especies maderables, tanto de latifoliadas como de coníferas, indicativo de que no existe especificidad alguna entre los hongos estudiados con la madera del Caucho ya que atacan varios hospederos, específicamente sobre maderas muertas.

WWW.BDIGITAL.ULA.VE

VI. CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES

6.1. Se identificaron 7 especies de hongos xilófagos: *Trametes maxima* (Mont.) Patouillard, *Trametes elegans* (Spreng.:Fr.) Fr., *Rigidoporus vinctus* (Berk.) Ryv., *Panus strigellus* (Berk. & M.A. Curtis) Overh., *Coriolopsis caperata* (Berk.) Murr., *Pycnoporus sanguineus* (L. ex Fr.) Murr. y *Trametes nivosa* (Berk.) Murr.

6.2. *Trametes maxima*, *Rigidoporus vinctus*, *Coriolopsis caperata*, *Pycnoporus sanguineus* y *Trametes nivosa*, se caracterizan por presentar cuerpos fructíferos de himenio poroso, representando el 71% del total de las especies. *Trametes elegans* y *Panus strigellus* se caracterizan por presentar cuerpos fructíferos de himenio lamelado, representando el 29% restante.

6.3. El 86% de las especies descritas causan pudrición blanca, ocasionando que la madera se vuelva fibrosa y se desintegre fácilmente; estas son: *Trametes maxima*, *Trametes elegans*, *Panus strigellus*, *Pycnoporus sanguineus*, *Rigidoporus vinctus* y *Coriolopsis caperata*. El 14% restante está asociado a la pudrición marrón, *Trametes nivosa*.

6.4. Se obtuvieron cultivos poliespóricos de *Trametes maxima*, *Trametes elegans* y *Rigidoporus vinctus*, representando el 43% del total de las especies estudiadas.

6.5. Las especies descritas presentan una amplia distribución mundial: Brasil Venezuela, México, Colombia, Argentina, Uruguay, Chile, Costa Rica. También pueden localizarse en algunos países del continente asiático: India, Nepal, Kenya, Malasia.

6.6. No existe especificidad asociada a la madera del caucho, los hongos descritos causan pudrición tanto en madera de caucho como en otras latifoliadas y algunas coníferas.

6.7 Debido a que no se logró obtener los cultivos poliespóricos para todas las especies identificadas, se recomienda coleccionar nuevamente las mismas especies a

Licencia Creative Commons.

fin de obtener sus cultivos, cuya descripción sirve de complemento a la descripción del carpóforo y a su vez es de utilidad para identificar de forma más precisa la especie.

6.8. La identificación de los hongos descritos aquí asociados a la madera del caucho, es tan solo una pequeña contribución al tema, por lo tanto se recomienda profundizar tales estudios con la finalidad contribuir con el campo de investigación de las diferentes especies asociadas a la pudrición de la madera del caucho y así aplicar los métodos de control necesarios para la preservación de esta madera.

6.9. Ampliar el conocimiento biogeográfico de las especies de hongos xilófagos asociados a la madera del caucho en el trópico, a fin de conocer mejor la variabilidad morfológica de las especies y el papel que puedan ejercer las diferencias ecológicas en la descripción de las especies.

WWW.BDIGITAL.ULA.VE

VII. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Agrios, G. 1999. **Fitopatología**. Editorial Limusa, 3° ed. México. 838 p.
- Alexopoulos, C. 1979. **Introductory Mycology**. 3°. ed. John Wiley & Sons. New York. 632 p.
- Anacafé. 2004. **Cultivo de Hule**. Disponible en línea:
<http://portal.anacafe.org/Portal/Documents/Documents/2004-12/33/8/Cultivo%20de%20Hule.pdf>. Consultado en enero de 2008.
- Arakaki, E.; Da Silva, M.; Santana, M. y M. de Sousa. 2002.
Durabilidades Natural de Madeira Sólida, de Chapas Aglomeradas e de Chapas de Cimento - Madeira de Hevea brasiliensis. Brasil Florestal, 73: 39 – 46.
- Arellano, R. 1980. **Estudio Anatómico de algunas especies del género Trametes (polyporaceas, Basidiomycetes) de la Reserva Forestal de Caparo**. Universidad de Los Andes. Facultad de Ciencias Forestales. Escuela de Ingeniería Forestal. Mérida, Venezuela. Tesis Pregrado. 61 p.
- Baker, C. 1919. **Hevea versus fungi**. Gards. Bull. S.S. 11: 109.
- Baker, R. E. D. and W. T. Dale. 1951. **Fungi of Trinidad and Tobago**. Mycologia 33:71-83.
- Bracamonte, L. 1992. **Macromicetos Xilófagos de las Plantaciones de Pino en el Oriente de Venezuela**. Universidad Centro Occidental "Lisandro Alvarado". Facultad Agronomía. Barquisimeto, Venezuela. Tesis Msc. 115 p.
- Bressadola, J. 1890. **Fungi Kamerrunenses**. Bulletin de La Societe Mycologique de France. 6(1): 32-52.
- CAB International, 2005. **Hevea brasiliensis**. Forestry Compendium. Wallingford, UK: CAB International.
- Campbell, W. 1938. **The cultural characteristics of the species of Fomes**. Bull. Torrey. Club, 65: 31-69.
- Cañizales, O. 1991. **Productividad del Caucho Natural (Hevea sp.) en el campo comparativo de clones de Trapichote. Territorio Federal Amazonas**. Universidad de Los Andes. Facultad de Ciencias Forestales y Ambientales. Escuela de Ingeniería Forestal. Mérida, Venezuela. Tesis Pregrado. 78 p.

Licencia Creative Commons:

Atribución - No Comercial - Compartir Igual 3.0 Venezuela
 (CC BY-NC-SA 3.0 VE)

- Chardon, C. E. and Toro, R.A. 1934. **Mycological Explorations of Venezuela**. University of Puerto Rico. 440p.
- Chipp, T. F. 1921. **A list of the Fungi of the Malay Peninsula**. Gards. Bull. S.S. 11: 9-11.
- Cooke, M. 1885. **Praecursores ad Monographia Polyporum**. Grevillea 15: 19-27 and 50-60.
- Cunningham, G. 1965. **Polyporaceae of New Zealand**. New Zealand, D.S.I. R. Bull. 164. 304 p.
- CVG. 1987. **Estudio detallado de Suelos, Sector Los Pozos**, Proyecto Caucho Natural. San Fernando de Atabapo. Territorio Federal Amazonas. Corporación Venezolana de Guayana. 160p
- CVG. 1988. **Levantamiento Topográfico de Vegetación, Geología y Fauna en un área de 3000 ha en la zona del Proyecto Cauchero de San Fernando de Atabapo, T.F. Amazonas**. Corporación Venezolana de Guayana, Técnica Minera, C.A. 138 p.
- CVG. 2003. **Informe Técnico para registro de Plantación**. Proyecto Caucho Natural. Corporación Venezolana de Guayana. Vicepresidencia Corporativa de Desarrollo Agrícola. Ciudad Guayana, 28p.
- Dennis, R. W. G. 1970. **Fungus flora of Venezuela and adjacent countries**. Kew Bull. Add. Ser. III: I-XXX iv. Bot. Gdns Kew. 531 p.
- Dennis, R. 1960. **Fungi Venezuelani. III**. Kew. Bulletin 14:418-458.
- Duke, J. 1983. **Hevea brasiliensis (Willd.) Muell.-Arg**. Disponible en línea: http://www.hort.purdue.edu/newcrop/duke_energy/Hevea_brasiliensis.html. Consultado en junio de 2007.
- Eaton, R. and M. Hale. 1993. **Wood. Decay, Pests And Protection**. Chapman Hall, London. 546 p.
- Encarta. 2007. **Caucho**. Disponible en línea: http://es.encarta.msn.com/encyclopedia_761556347/Caucho.html. Consultado en enero de 2008.
- Eriksson, K. E.; Blanchette, R. A. y P. Ander. 1990. **Microbial and Enzymatic Degradation Of Wood And Wood Components**. Springer-Verlag New York. 416 p.
- Farr, D.; Bill, G.; Chamuris, G. and A. Rossman. 1989. **Fungi on plants and products in the United States**. APS. Press. St. Paul. Minnesota.

- Fidalgo, O. y M., Fidalgo. 1966. **Polyporaceae from Trinidad y Tobago I.** *Micology* 58: 862-904.
- Fidalgo, O. 1968. **Polyporaceae from Venezuela.** New York Botanical Garden. 17: 1-34.
- Florence, E.; Gnanaharan, R.; Adya, P. and J. Sharma. 2002. **Weight loss and cell wall degradation in rubberwood caused by sapstain fungus *Botryodiplodia theobromae*.** *Holzforschung (Holzforschung)*, 56 (3): 225-228.
- Flores, J. 2005. **Evaluación nutricional (Foliar – Edáfica) en plantaciones de *Hevea brasiliensis*, sector El Pozo, San Fernando de Atabapo, Estado Amazonas, Venezuela.** Universidad de Los Andes. Facultad de Ciencias Forestales y Ambientales. Escuela de Ingeniería Forestal. Mérida, Venezuela. Tesis Pregrado. 57p.
- Garay, D.; Moreno, P.; Durán, J.; Valero, S. y Sh. Trejo. 2004. **Factibilidad de Uso de la Madera *Hevea brasiliensis* (Caucho) en la Fabricación de Tableros con Pajilla y Cemento.** *Rev. For. Lat.* 36: 45 – 58
- Gil, S. 1994. **Contribución al Estudio de Hongos Xilófagos en Madera de *Cupressus lusitanica* Miller del Bosque Experimental “Emilio Menotti Sposito” en la Facultad de Ciencias Forestales, Mérida – Venezuela.** Universidad de Los Andes. Facultad de Ciencias Forestales. Escuela de Ingeniería Forestal. Mérida, Venezuela. Tesis Pregrado. 40p.
- Gilbertson, R. L. and L. Ryvarden. 1987. **North American Polypores.** Vol I y II. & II. *Fungiflora.* Oslo, Norway.
- Guillén, J. 1994. **Determinación de la o las especies de *Pycnoporus* (Polyporaceae, Basidiomycetes), presentes en Durmientes de Madera importados del Metro de Caracas.** Universidad de Los Andes. Facultad de Ciencias Forestales. Centro de Estudios Forestales de Postgrado. Mérida, Venezuela. Tesis Msc. 77p.
- Gómez, R. 1992. **Algunos xilófagos sobre madera de coníferas provenientes de plantaciones de la zona alta de los alrededores de Mérida, Venezuela.** Universidad de Los Andes. Facultad de Ciencias Forestales. Escuela de Ingeniería Forestal. Tesis pregrado. 74p.
- Harrington, T. 2004. ***Ceratocystis fimbriata*.** CABI. Crop Protection Compendium. Disponible en línea: <http://www.public.iastate.edu/%7Eetcharrin/CABIinfo.html>. Consultado en diciembre de 2007.

- Hernández, D.; Garay, D; Reyes E. y S. Valero. 2004. **Determinación de las propiedades físicas y mecánicas de la especie *Hevea* sp. (Caucho) de 25 años edad proveniente de plantaciones de CVG, estado Amazonas, Venezuela. Alternativas posibles usos.** Universidad de los andes. Facultad de Ciencias Forestales y Ambientales. Laboratorio Nacional de Productos Forestales (LNPF). Mérida, Venezuela. 87p.
- Hoi, W. 1987. **Fuelwood trees for rural industries.** Paper presented at Seminar on Multi-purpose tree Species, December, 14 Dec. Forest Research Institute Malaysia.
- Holmquist, O. 1972. **On some Venezuelan Polypores important in Wood Decay.** Ph.D. Thesis. Suny College of Environmental Science and Forestry at Syracuse. Diss. Abst. Internat. Bot. 33:4149B. 1973.
- Hoyos, J. 1985. **Flora Emblemática del Venezuela.** Ernesto Armitano Editor. 217p.
- Killman, W. y L., Hong. 2000. **El caucho, el éxito de un sub producto agrícola.** Unasyva, 201 (51): 12
- Kornerup, A & Wanscher, J. 1967. **Methuen Handbook of colour.** Methuen & Co. Ltd. London.
- Lim, W. 1974. **Stem Galls of *Hevea brasiliensis*.** J. Rubb. Res. Inst, Malaysia, 24 (1): 15-25.
- Long, W. and R. Harsch. 1918. **Pure cultures of Wood-rotting fungi on artificial media.** J. Agr. Res. 12: 33-82.
- Lowe, J. L. 1966. **Polyporaceae of North America. The Genus *Poria*.** S.U. Coll. Of For. Tech. Publ. N° 90. Syracuse, 183 p.
- Lowe, J. L. 1975. **Polyporaceae of North America.** Mycotaxon 1:208.
- Luley, Ch. 2006. **Identificación del Tipo de Pudrición de la Madera y Hongos Xilófagos en Árboles Urbanos.** Disponible en línea <http://www.isahispana.com/pubs/decay-fungi.htm>. Consultado en junio de 2007.
- MAG, 2001. **El caucho, el éxito de un subproducto agrícola.** Disponible en línea: <http://www.sica.gov.ec/agronegocios/biblioteca/Ing%20Rizzo/forestacion/EL%20CAUCHO.htm>. Consultado en septiembre de 2007.

- Mckay, H. 1959. **Cultural basis for Maintaining *Polyporus cinnabarina* and *Polyporus sanguineus* as two Distinct Species**. Mycologia, 51: 465-472.
- Martin, W. 1949. **Moldy rot of tapping panels of Hevea rubber trees**. USDA Circular, No. 798.
- Maza, H. 1988. **Hongos xilófagos de Pino de las plantaciones de la Zona Alta de Mérida**. Universidad de Los Andes. Facultad de Ciencias Forestales. Centro de Estudios Forestales de Postgrado. Tesis Msc. 86p.
- Minter, D.; Rodríguez, G; Hernández, M. and J., Portales. 2001. **Fungi of the Caribbean: an annotated checklist**. PDMS Publishing, 946 p.
- Mohd, A. and A. Why. 1988. **Rubberwood: A New Timber Resource**. The Malaysian Forester. 51 (3):155-163.
- Montagne, C. 1838-1842. **Plantes Cellulaires**. In Ramón de la Sagra, Historie Physique, Politique el Naturelle de L' Ile de Cuba. Arthus Bertrand, Paris.
- Morales, R. 2006. **Medios de Cultivo Líquidos para el Desarrollo de Inóculos de Hongos de Pudrición Blanca Aplicables en Biopulpaje Kraft**. Disponible en línea http://www.cybertesis.cl/tesis/uchile/2006/morales_r/sources/morales_r.pdf. Consultado en marzo de 2009.
- Murrill, W. 1904. **Polyporaceae of North America-VIII. *Haploptius*, *Pycnoporus* and New Monotypic Genera**. Bulletin of the Torrey Botanical Club. 31: 415-428.
- Murrill, W. 1915. **Tropical polypores**. Published by the author. New York.
- Murrill, W. 1947. **Florida Polyporus**. Lloydia. 10 (4): 242-280.
- Newman. J. 1914. **The Polyporaceae of Winconsin**. Madison. Wis. 207p.
- Nicole, M. Geiger, P. and D. Nandris. 1985. **Ultrastructure of Laticifers Modifications in *Hevea brasiliensis* Infected with Root Rot Fungi**. Phytopathology 116: 259-268 (1986).
- Nobles, M. 1965. **Identification of Cultures of Wood - Inhabilitating Hymenomycetes**. Can. J. Bot. 43: 1097 - 1139.
- Nobles, M. 1958. **Rapid test for extracelullar oxidase in cultures of Word-inhabiting hymenomycetes**. Can. J. Bot. 36. 91-99.

Licencia Creative Commons:

- Nobles, M. 1948. **Studies in forest pathology. VI. Identification of cultures of wood-rooting fungi.** Can. J. Res., C 26: 281-431.
- Nobles, M. and B., Frew. 1962. **Studies in Wood inhabitin Hymenomycetes V. The Genus *Pycnoporus* Karst.** Can J. Bot. 40: 987-1016.
- Nobles, M., Macrae, R. and B. Tomlim. 1957. **Results of Infertility Test on Some of Hymenomycetes.** Can. J. Bot. 35: 377-387.
- Overholts, L. 1953. **Polyporaceae of United States, Alaska and Canada.** Uni. Michigan Press. Ann. Arbor. 466 p.
- Pandey, K. and C. Nagveni. 2007. **Rapid characterization of brown and white rot degraded chir pine and rubberwood by FTIR spectroscopy** Holz als Roh- und Werkstoff. 65 (6): 477 - 481
- Paredes, M. 1987. **Descripción y Clave para la Identificación de Cultivos de Hongos Poliporaceos.** Universidad de Los Andes. Facultad de Ciencias Forestales. Centro de Estudios Forestales de Postgrado. Mérida, Venezuela. Tesis Msc. 120p.
- Patouillard, N. and R., Heim. 1928. **Champignons du Venezuela el principalement de la region du Haul Orenoque recoltés en 1887.** par M. A. Gaillard. Soc. Mycol. France Bull. 4: 7-46 and 82-129.
- Pérez, R. 1992. **Identificación de Algunos Hongos Xilófagos de la Guayana Venezolana.** Universidad de Los Andes. Facultad de Ciencias Forestales. Escuela de Ingeniería Forestal. Tesis Pregrado. 68p.
- Puentes. Y. 2003. **El género *Poria* sensu lato (Basidiomycetes – Polyporaceae) del Bajo Apure.** Universidad de Los Andes. Facultad de Ciencias Forestales y Ambientales. Escuela de Ingeniería Forestal. Tesis pregrado. 66p.
- Rangel, R., Reyes G., Holmquist, O. 2007. ***Botryodiplodia theobromae*, AGENTE CAUSAL DEL CANCER DE TRONCO EN CAUCHO, AMAZONAS, VENEZUELA.** VI Congreso Latinoamericano de Micología (CLAM). 10 al 14 de noviembre de 2008.
- Rincón, O. 1996. **Manual para el Cultivo de Caucho.** Corporación para la Diversificación del Ingreso Cafetero (CORDICAFE). Santa Fe de Bogotá, D.C. Colombia, 195 p.

- Ripanti, F. 1989. **Identificación y taxonomía del hongo descomponedor de tocones de *Pinus caribaea* en las plantaciones del Programa Uverito, Venezuela.** Universidad de Los Andes, Facultad de Ciencias Forestales y Ambientales. Centro de Estudios Forestales y Ambientales de Postgrado. Tesis Msc. 72p.
- Rodríguez, C. 1992. **Estudio etiológico de la podredumbre del duramen en los árboles de importancia forestal en el lote boscoso San Pedro, estado Bolívar.** Universidad Centro Occidental "Lisandro Alvarado". Facultad de Agronomía. Barquisimeto, Venezuela. Tesis Msc. 325p.
- Rodríguez, J. 1998. **Patología de la madera.** Escuela Técnica Superior de Ingenieros de Montes. Fundación Conde del Valle Salazar. 339p.
- Ryvarden, L. and I. Johansen. 1980. **A Preliminary Polypore Flora** of East Africa. Fungiflora. Oslo. Norway. 628p.
- Saccardo, P. 1888. **Syloge fungorum.** VI. Patavil. Reprint by Edward Bro. Inc. Michigan. 6: 928p.
- Santaromita, J. 2001. **Algunas técnicas de producción de material vegetal en caucho natural (*Hevea brasiliensis*), Sector El Pozo, San Fernando de Atabapo, Estado Amazonas, Venezuela.** Universidad de Los Andes. Facultad de Ciencias Forestales y Ambientales. Escuela de Ingeniería Forestal. Mérida, Venezuela. Tesis Pregrado. 43p.
- SEDESA, 2009. **Pudrición de la madera.** Disponible en línea. http://www.sedesa.com/es_pudricion_de_madera.html. Consultado en diciembre de 2008.
- Sharpley, A. 1936. **Diseased And Pest Of The Rubber Tree.** Late Head of the Pathological Division, Rubber Research Institute of Malaya, and Formerly Government Mycologist, Department of Agriculture, S.S. and F.M.S. London. 480p.
- Setliff, E. 1984. **Flora Neotropica. I. some Lignicolous Polypores from Venezuela.** Mycotaxon. XIX: 213-217.
- Silveira, A.; Oliveira, D.; Cardoso, R.; Neto, F.; Ortolani, A. y Jr. Godoy. (1994). **Caracterização do prejuízo provocado pelo mofo cinzento (*Ceratocystis fimbriata*) em painéis de seringueira (*Hevea brasiliensis*).** Summa Phytopathologica, 20:196-199
- Singer, 1975. **Agaricales in Northern Taxonomy.** Germany.
- Spegazzini, C. 1899. **Fungi Argentini.** Museo Nacional de Buenos Aires. Tomo VI. Ser. 2º ed.

- Spegazzini, C. 1926. **Observaciones y ediciones a la Micología Argentina**. Academia Nacional de Ciencias. Tomo XXVII, (3º y 4º ed.): 267-406.
- Sripathi, B. 1975. **Maladies of Hevea in Malaysia**. Rubber Research Institute of Malaysia. Kuala Lumpur, Malaysia, 107p.
- Stevenson, J. A. 1975. **Fungi of Puerto Rico and the American Virgin Islands**. Contr. Reed Herb. 23: 743.
- Teixeira, A. 1962. **The Taxonomy of The Polyporaceae**. Biol. Rev. 37: 51 - 81.
- Teng, J. 1939. **A contribution to our knowledge of the Higher Fungi of China**. National Institute of Zoology & Botany. Acad. Sinica.
- Torrend, S. 1938. **As Polyporaceae de Bahia e Estados Unidos Limitrofes**. An. 1ra. Reun. Sul. Amer. Bot. Rio de Janeiro, 2: 325-341.
- USDA, 2009. **Panus strigellus**. Disponible en línea: http://nt.ars-grin.gov/fungalatabases/new_allViewgenBank.cfm?whichone=all&thisName=Panus%20strigellus&organismtype=Fungus&fromAllCount=yes. Consultado en marzo de 2009.
- Westhuizen, V. 1971. **Cultural characters and carpophore construction of some poroid Hymenomycetes**. Bothalia 10: 137-328.
- Valverde, L. 1982. **Estudio anatómico de algunas especies de Poria (Basidiomycetes. Polyporaceae) de la Reserva Forestal de Caparo**. Universidad de Los Andes. Facultad de Ciencias Forestales. Escuela de Ingeniería Forestal. Mérida, Venezuela. Tesis Pregrado. 64p.
- Vivero, T. 1995. **Microestructura en Políporos Venezolanos del Género Trametes (Polyporaceae, Basidiomycetes)**. Universidad de Los Andes Facultad de Ciencias Forestales y Ambientales. Mérida, Venezuela. Tesis Msc. 167p.
- Weir, J. R. 1938. **A pathological survey of The Para Rubber Tree (Hevea brasiliensis) in The Amazon Valley**. Ann. Rep. Path. Div. Rub. Res. Inst. of Mal. 70p.
- Wolf, F. A. 1949. **Notes on Venezuelan Fungi**. Lloydia 12: 208-219.
- Zanni, E. 2008. **Patología de la Madera. Degradación y rehabilitación de estructuras del patrimonio arquitectónico**. Disponible en línea: http://books.google.co.ve/books?id=tmGpBJ2S3lUC&printsec=frontcover&source=gbbs_summary_r&cad=0#PPP1,M1. Consultado en marzo de 2009.

Zerpa, J. 2004. **Potencial papelero del caucho (*Hevea brasiliensis*)**.
Universidad de Los Andes, Facultad de Ciencias Forestales y
Ambientales. Escuela de Ingeniería Forestal. Mérida, Venezuela. Tesis
Pregrado. 101p.

WWW.BDIGITAL.ULA.VE

Licencia Creative Commons:

98

Atribución - No Comercial - Compartir Igual 3.0 Venezuela
(CC BY-NC-SA 3.0 VE)