

03475



UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA
DE MÉXICO

FACULTAD DE CIENCIAS
DIVISIÓN DE ESTUDIOS DE POSGRADO

CARACTERIZACIÓN DE UNA CEPA DEL HONGO
COMESTIBLE *Lentinus lepideus* Y SU CULTIVO
SOBRE VIRUTA DE MADERA DE CONÍFERAS
A NIVEL DE PLANTA PILOTO

T E S I S

QUE PARA OBTENER EL GRADO ACADÉMICO DE

MAESTRO EN CIENCIAS
(BIOLOGÍA VEGETAL)

P R E S E N T A

RIGOBERTO GAITÁN HERNÁNDEZ

México, D.F.

1993

TESIS CON
FALLA DE ORIGEN



Universidad Nacional
Autónoma de México



UNAM – Dirección General de Bibliotecas Tesis Digitales Restricciones de uso

DERECHOS RESERVADOS © PROHIBIDA SU REPRODUCCIÓN TOTAL O PARCIAL

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

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

CONTENIDO

	pág.
RESUMEN	
INTRODUCCIÓN	1
ANTECEDENTES	8
OBJETIVOS	9
MATERIALES Y MÉTODOS	10
RESULTADOS	15
DISCUSIÓN Y CONCLUSIONES	34
LITERATURA CITADA	37

RESUMEN

Se estudió el crecimiento de una cepa veracruzana de *Lentinus lepideus* en los siguientes medios de cultivo: agar con dextrosa y papa, agar con extracto de malta y agar con dextrosa de Sabouraud, bajo cuatro condiciones de temperatura: 20, 22.5, 25 y 27.5 °C. El mejor crecimiento del hongo se observó a 27.5 °C en el primer medio. A nivel de planta piloto se observó el desarrollo del micelio sobre viruta de tres diferentes maderas, que fueron *Abies hickelli*, *Pinus montezumae* y *P. teocote*, obtenidas de la región del Cofre de Perote, Ver. La mayor producción de fructificaciones se obtuvo con viruta de *P. montezumae*, con una producción promedio de 82.66 g (\pm 6.76 g) de cuerpos fructíferos frescos y una eficiencia biológica de 27.55 % ; la madera de *A. hickelli* produjo 28.01 g (\pm 12.25 g) y 9.33 % de eficiencia biológica, y la mínima registrada fue en viruta de *P. teocote* con 23.71 g (\pm 7.34 g) y una eficiencia biológica de 7.9 %.

INTRODUCCIÓN

El cultivo de los hongos comestibles se ha manifestado en la actualidad como una alternativa para satisfacer, en gran medida, las necesidades proteínicas y nutricionales de la población que habita en los países subdesarrollados, en función de su bajo costo de producción y a la ventaja que hay sobre su amplia aceptación, como en mesoamérica, debido a las tradiciones que gozan estos organismos desde tiempos prehispánicos (Guzmán, 1984).

A nivel mundial, unas 25 especies de más de 2000 comestibles son ampliamente aceptadas para consumo humano (Chang, 1980), de las cuales alrededor de 15 están agrupadas en varios géneros y son cultivadas a escala comercial (Chang y Hayes, 1978). Las especies cultivadas en orden de importancia son *Agaricus bisporus* (Lange) Imbach, *Lentinus edodes* (Berk.) Sing., *Flammulina velutipes* (Curt. : Fr.) Sing., *Volvariella volvacea* (Bull. : Fr.) Sing. y *Pleurotus* spp. (Chang y Miles, 1982).

En los últimos diez años, las investigaciones sobre el cultivo de los hongos comestibles en México han tenido un gran avance debido al desarrollo de tecnologías apropiadas. Sin embargo, a pesar de la riqueza de especies fúngicas comestibles, que representan un recurso potencialmente explotable (Martínez *et al.*, 1984), son principalmente dos las especies de hongos comestibles que se cultivan en México,

Agaricus bisporus, conocido como "champiñón" y *Pleurotus ostreatus* (Jacq. : Fr.) Kumm., identificado como "oreja blanca" o "seta", aunque además se cultivan en baja escala *Agaricus bitorquis* (Quél.) Sacc., también conocido como "champiñón", y *Lentinus edodes* (Martínez *et al.*, 1984; Guzmán y Salmones, 1990; Mata *et al.*, 1990; Martínez-Carrera *et al.*, 1991).

Existen además otras especies de hongos que son susceptibles de ser cultivadas en México, como *Auricularia fuscusuccinea* (Mont.) Farlow, *Volvariella volvacea*, *Lentinus boryanus* (Berk. & Mont.) Sing. y *L. lepideus* (Fr. : Fr.) Fr. (Martínez-Carrera *et al.*, 1984; Martínez-Carrera *et al.*, 1986; Méndez y Martínez-Carrera, 1988; Pérez y Martínez-Carrera, 1988; Salmones *et al.*, 1988; Mata y Guzmán, 1989 a, 1989 b; Vela y Martínez-Carrera, 1989; Sobal *et al.*, 1989; Mata y Guzmán, 1991; Salmones, 1991).

En el presente trabajo se discute la posibilidad de sentar las bases para el cultivo del hongo comestible *Lentinus lepideus*, especie comestible susceptible de cultivarse a escala comercial a través del aprovechamiento de viruta de coníferas, con técnicas sencillas y de bajo costo.

A pesar de su factibilidad de cultivo y aceptación en el consumo popular, este hongo ha sido muy poco estudiado en México, por lo que es necesario realizar

investigaciones acerca de las condiciones en las que se desarrolla en el laboratorio, así como sus requerimientos de fructificación.

Características generales de la especie

Posición taxonómica y descripción

El hongo en estudio, *Lentinus lepideus* (Fr. : Fr.) Fr., es un basidiomiceto que clásicamente se ha identificado entre los Agaricales (Singer, 1949; Guzmán, 1977). Sin embargo, modernamente se le adscribe a los Aphylophorales (Singer, 1986; Pegler, 1983), por el sistema hifal dimitico, que lo separa de *Lentinus edodes* (Berk.) Sing. [= *Lentinula edodes* (Berk.) Pegler], que lo tiene monomítico.

Son pocos los sinónimos reconocidos para *L. lepideus*; entre ellos están *Lentinus squamosus* Karsten, *L. odor* Quélet, *Lentodium squamosum* Murrill y *Panus lepideus* (Fr.) Corner (Konrad y Maublanc, 1924-1937; Smith, 1949; Corner, 1981).

El hongo en estudio presenta las siguientes características, basándose en Murrill (1915), Gilbertson (1974), Pegler (1983), Pegler y Young (1983) y en observaciones propias.

Píleo de 3-15 (-30) cm de diámetro, carnoso, convexo, después aplanado a ligeramente cóncavo, de superficie lubricosa, liso a escuarrosa con escamas de color café canela pálido, estas últimas en un fondo blanquecino, más abundantes en el centro; margen enrollado al principio, después recto y delgado. Primordios de forma de clava o espatuliformes, de color café achocolatado oscuro a café con leche a medida que maduran. **Láminas** decurrentes, con aguda prolongación al estípite, aserradas, no anastomosadas, blancas a amarillentas pálidas, a veces transversalmente estriadas, subdistantes, se manchan irregularmente de amarillo. **Estípite** de 2-8 x 1-3 cm, central o excéntrico, cilíndrico, algunas veces con la base bulbosa, sólido, concolor con el píleo, pero de color café oscuro en la base, escamoso igual que el píleo. **Velo** en el ápice del estípite, efímero, blanco. **Contexto** blanco, carnoso, duro, con olor fúngico ligero y sabor fúngico agradable. **Basidiosporas** de 8.5-12.25 x 3-4.7 μm , subcilíndricas, con una depresión supra-apendicular, hialinas, lisas, inamiloides, con pared delgada. **Basidios** de 35-46 x 5-7 μm , tetraspóricos, claviformes. **Pleurocistidios** de 40-60 x 3-5 μm , cilíndricos, hialinos, con pared delgada, abundantes, no proyectados más allá del basidio. **Queilocistidios** de 35-150 x 2-6 μm , cilíndrico-sinuosos o subclaviformes, frecuentemente constreñidos o nodulosos, hialinos y con pared delgada. **Sistema hifal** dimítico. **Trama himenoforal** regular a subregular, con hifas generativas y esqueléticas orientadas irregularmente. **Hifas generativas** de 2.5-7 μm de diámetro, en ocasiones ligeramente más gruesas, a veces con pared gruesa, frecuentemente ramificadas con prominentes fibulas. **Hifas esqueléticas** de 3-6 μm de diámetro, cilíndricas, hialinas, no ramificadas,

con ápice obtuso, intercalares o principalmente terminales, escasas. **Capa subhimenial** pseudoparenquimatosa.

Hábitat y distribución

Lentinus lepideus es común en zonas templadas con bosques o plantaciones de pinos, tanto en Europa, como en Asia y América del Norte (Murrill, 1911; Smith, 1949; Pegler, 1983). Es común en México (Guzmán, 1977). Crece siempre sobre madera de pino en troncos y tocones, pocas veces en árboles vivos (Guzmán y Vela-Gálvez, 1959; Guzmán, 1966; Guzmán, 1972; Welden y Guzmán, 1978; Guzmán-Dávalos y Guzmán, 1979; Mapes *et al.*, 1981; Guzmán-Dávalos *et al.*, 1983; Ayala y Guzmán, 1984; Gispert *et al.*, 1984; López *et al.*, 1985; Zarco, 1986; Villarreal, 1987; Villarreal y Pérez-Moreno, 1989). En el extranjero se le ha encontrado sobre durmientes de ferrocarril hechos de *Pinus* (Suominen, 1973; Clark y Setliff, 1985) y a veces sobre madera de *Betula* (Clark y Setliff, 1985), *Abies*, *Picea* (Weir, 1918; Pegler, 1983; Farr *et al.*, 1989; Duncan y Lombard, 1965), *Larix* (Duncan y Lombard, 1965; Suominen, 1973; Pegler, 1983; Farr *et al.*, 1989), *Arbutus* (Duncan y Lombard, 1965), en troncos caídos de *Sequoia* y *Ulmus* (Pegler, 1983), *Calocedrus*, *Liquidambar*, *Pseudotsuga*, *Thuja* y *Tsuga* (Farr *et al.*, 1989), y en postes de *Quercus* (Pegler, 1983; Smith, 1949; Zeller, 1929).

Importancia económica

Deterioro de la madera

El hongo en discusión produce pudrición de tipo cúbica oscura, que destruye la celulosa del duramen, dejando intacta la lignina (Gómez-Nava *et al.*, 1969). Con relativa frecuencia se le encuentra sobre madera de construcción mal tratada y que está en permanente contacto con el suelo. Ocasionalmente produce pudriciones en el duramen de los pinos vivos (Zeller, 1929; Cooke, 1955). Su tolerancia a concentraciones relativamente altas a la creosota y la circunstancia de que el hongo se localiza principalmente en el duramen, dan a *Lentinus lepideus* una importancia especial como agente de pudrición en madera de uso económico (Kollmann, 1959; Duncan y Lombard, 1965; Nobles, 1965; Gómez-Nava *et al.*, 1969; Suominen, 1973; Dickinson, 1979). La pudrición de *L. lepideus* en un principio no causa alteraciones visibles en la madera; se inicia por una decoloración amarillenta a de color café pálida, que en etapas más avanzadas llega a tornarse más oscura, hasta adquirir tintes rojizos y una consistencia pastosa (Buller, 1909; Gómez-Nava *et al.*, 1969).

Comestibilidad

Lentinus lepideus es ampliamente aceptado en México como hongo comestible. Se le conoce con los nombres populares de cuaresmeño, pechuga de pollo, hongo de pino u hongo de ocote (Herrera y Guzmán, 1961; Guzmán, 1977; Gispert *et al.*, 1984; Guzmán, 1992) e iarín, que en purépecha significa "corazón de pino" (Mapes *et al.*, 1981). Es comercializado en los mercados populares de algunas regiones de México (Villarreal y Pérez-Moreno, 1989).

ANTECEDENTES

No existen estudios sobre el cultivo comercial de *Lentinus lepideus* a pesar de su factibilidad de cultivo. En México solamente están los trabajos sobre caracterización de cepas, realizados por Méndez y Martínez-Carrera (1988) y Sobal *et al.* (1989). Algunos de los trabajos que se han realizado en el extranjero son los de Snell (1922), Badcock (1941, 1942) y Nobles (1965), en donde determinaron algunas condiciones ambientales que favorecen el crecimiento del micelio de *L. lepideus*.

OBJETIVOS

Para la realización del presente trabajo se plantearon los siguientes objetivos:

- 1) Caracterización de una cepa de *Lentinus lepideus* en diferentes medios de cultivo en el laboratorio
- 2) Desarrollo del micelio en viruta de diferentes maderas de coníferas a nivel de planta piloto
- 3) Obtención de fructificaciones y evaluación de la eficiencia biológica a nivel de planta piloto

MATERIALES Y MÉTODOS

Cepa empleada

La cepa de estudio en este trabajo está depositada en el Cepario de Hongos Comestibles del Instituto de Ecología, registrada como IE-133; fue aislada de ejemplares silvestres que crecían en un madero de pino, tratado con creosota, de una construcción en la región de Xalapa, Ver.

Caracterización de la cepa

La cepa se estudió en tres medios de cultivo sólidos: agar con dextrosa y papa (ADP), agar con extracto de malta (AEM) y agar con dextrosa de Sabouraud (ADS), todos de la marca Bioxon. El medio de cultivo se esterilizó durante 15 min a 121 °C, posteriormente se colocó en cajas de Petri de 90 mm de diámetro. La cepa se sembró por quintuplicado en los diferentes medios de cultivo en condiciones de esterilidad, con un inóculo de 0.8 cm de diámetro de la cepa madre, y las muestras se incubaron en series de 20, 22.5, 25 y 27.5°C en obscuridad.

Se midió el diámetro del micelio cada tercer día para estimar la velocidad de crecimiento. En ese estudio se tomaron en cuenta características macro y microscópicas.

Macroscópicamente se consideró el color del micelio, la textura, la densidad y el tipo de crecimiento. En la asignación del color se utilizó la carta del Royal Botanical Garden Edinburgh (1969) y para la asignación de la textura se usó la terminología de Stalpers (1978). Se realizaron preparaciones en KOH al 5 % para observar el diámetro de las hifas, la fibulación y el tipo de ramificación, en la que se usó la terminología de Dubovoy y Herrera (1967).

Los datos de la velocidad de crecimiento en las diferentes temperaturas fueron estudiados con un programa de cómputo (BMDP4V), que permitió realizar un análisis multivariado de la varianza, el cual puede establecer diferencias entre estas variables y los medios de cultivo empleados. Además, se utilizó el método de comparaciones múltiples de Bonferroni (Dunn y Clark, 1974) para determinar al 5 % de significancia la similitud de las medias de crecimiento en cada una de las condiciones probadas, el cual fue también seguido por Mata (1990) para los cultivos de *Lentinus boryanus*.

Maderas utilizadas

Para el cultivo de *Lentinus lepideus* se consiguieron troncos de tres especies de pináceas de la región del Cofre de Perote, Ver., de Atopa, a 1.9 km al O de Tembladeras, Ejido Ingenio el Rosario, Mpio. de Xico, las cuales fueron *Abies hickelii* Flous & Gausen, *Pinus montezumae* Lamb. y *P. teocote* Schlechtendal & Cham. Las especies se

identificaron con los ejemplares de herbario colectados en cada uno de los árboles y fueron corroboradas por especialistas del Herbario XAL del Instituto de Ecología, en donde se depositaron. Además, se incorporaron muestras de la madera en la Xiloteca XALw, del mismo Instituto.

Los troncos, de aproximadamente 1 m de largo, se procesaron en una canteadora eléctrica para transformarlos en viruta, la cual se sometió a un período de secado a la sombra durante 15 días. Otra parte de la madera se procesó para fabricar piezas de madera (taquetes), de aproximadamente 1.5 cm de largo por 1.0 cm de diámetro. Estos taquetes se utilizaron en la producción del inóculo para el substrato.

Elaboración del inóculo

El inóculo se preparó en cajas de Petri de 90 mm, con los taquetes de madera mencionados en el párrafo anterior, de acuerdo al sistema utilizado por Mata *et al.* (1990). Las cajas de Petri, con aproximadamente 27 taquetes, se esterilizaron en autoclave a 15 lb durante 90 minutos y posteriormente, en condiciones asépticas, se inocularon con micelio de *L. lepideus* en pequeños fragmentos de agar de 1 cm². Las condiciones de incubación fueron en completa oscuridad, a 27 ± 1 °C.

Preparación del sustrato

La viruta seca de cada una de las maderas se colocó en bolsas de polipapel de 25 x 35 cm, en cantidades de 300 g en peso seco por bolsa, a razón de quince réplicas por sustrato. El contenido de humedad de cada sustrato fue de 80 %. Las muestras se esterilizaron en autoclave a 15 lb durante 90 minutos. Cada bolsa se inoculó con 6 taquetes, los cuales se distribuyeron uniformemente en la parte central y en la superficie del sustrato. A dichas bolsas inoculadas se les colocó un tapón de algodón previamente esterilizado, para favorecer la aireación. La incubación fue en la oscuridad, a 27 ± 1 °C.

Una vez que el micelio cubrió completamente el sustrato, se retiró la bolsa de polipapel de cada una de las muestras y dicho sustrato colonizado se colocó en la planta piloto con iluminación artificial y condiciones adecuadas de humedad y temperatura para la fructificación. Los cuerpos fructíferos obtenidos se clasificaron en dos grupos, en cuanto al diámetro del píleo, a saber: grupo 1, menores de 4.9 cm y grupo 2, mayores de 5.0 cm, modificación del método seguido por Mata (1991). Esto sirvió para evaluar la producción a través del tamaño promedio de las fructificaciones en los diferentes sustratos. La eficiencia biológica se determinó expresando en porcentaje la relación entre peso fresco de las fructificaciones de los hongos producidos y el peso seco del sustrato, siguiendo el método de Tchierpe y Hartman (1977).

Los datos de producción de cuerpos fructíferos en las diferentes maderas fueron analizados con el método de rangos múltiples de Tukey, para determinar, al 5 % de significancia, la similitud de las medias de producción en cada uno de los sustratos empleados.

RESULTADOS

Caracterización de la cepa

De acuerdo al análisis estadístico de los resultados obtenidos, surgieron dos hipótesis nulas. La primera (H_{0a}), la cual se refiere a que no hay interacción entre los factores, y la segunda (H_{0b}) que indica que no existe diferencia al interior de cada factor, es decir, que el crecimiento del micelio es igual en todas las temperaturas y medios de cultivo. Los resultados obtenidos bajo la suposición de validez de H_{0a} corresponden a una probabilidad de ocurrencia sumamente baja, por lo que se rechazó, y se aceptó la hipótesis alternativa (H_{1a}). Por otra parte, la H_{0b} también se rechazó por la misma razón que la anterior, aceptándose la hipótesis alternativa (H_{1b}). Los resultados del método de comparaciones múltiples de Bonferroni se observan en las tablas 1 y 2.

Influencia de la temperatura

Temperatura 20°C. En ADP el micelio fue blanco, con textura lanosa, no uniforme, con agregaciones hifales a manera de gránulos. Después de que cubrió toda el área de agar en la caja, se formaron pequeños primordios blancos, tornándose después color durazno (N° 46). En AEM el micelio fue blanco a gris (N° 34), con textura pelicular, uniforme, postrado y sin hifas aéreas. Después de que el micelio cubrió todo el agar se

notó un cambio en el color del medio a amarillo rojizo (N° 12). En ADS el micelio en una de las cajas presentó una densidad regular, blanco y de textura lanosa, uniforme, sin hifas aéreas, con agregaciones hifales a manera de gránulos; en las otras cajas la densidad fue escasa, de color blanco a siena (N° 11), con textura pelicular, uniforme, postrado, sin hifas aéreas; el color del medio cambió a amarillo mostaza (N° 9-H) hasta color ladrillo (N° 19). A los 12 días la superficie promedio de los micelios fue de 45.28 cm² en ADP, 44.53 cm² en AEM y 34.23 cm² en ADS (figs. 1, 5; tablas 1, 3).

Temperatura 22.5°C. En ADP el micelio fue blanco y de una textura lanosa, no uniforme; en algunas regiones fue postrado, de escaso crecimiento aéreo, con agregaciones hifales a manera de gránulos. Al cubrir el micelio la caja formó pequeños primordios blancos que se tornaron de color durazno (N° 46); formó pequeñas gotitas de color amarillo claro (N° 8-G) sobre la superficie de estos primordios. En AEM y ADS el micelio también fue blanco, con textuta pelicular, uniforme, postrado sin hifas aéreas. En AEM el micelio se tornó gris (N° 34) y en ADS color siena (N° 11). Al cubrir el área de la caja se notó un cambio de color del medio a amarillo rojizo (N° 12) en AEM y a amarillo mostaza (N° 9-H), hasta color ladrillo (N° 19), en ADS. A los 12 días la superficie promedio de los micelios fue de 53.86 cm² en ADP, 51.92 cm² en AEM y 39.32 cm² en ADS (figs. 2, 5; tablas 1, 3).

Temperatura 25°C. En ADP el micelio fue blanco, con textura lanosa, no uniforme; en algunas regiones fue postrado de escaso crecimiento aéreo, con agregaciones hifales a manera de gránulos. Después de que cubrió el área de la caja formó pequeños primordios blancos a de color durazno (Nº 46), con pequeñas gotitas de color amarillo claro (Nº 8-G) en la superficie. En AEM y ADS el micelio también fue blanco, con textura pelicular, uniforme, postrado, sin hifas aéreas. En AEM el micelio fue gris (Nº 34) y en ADS de color siena (Nº 11). Después de que cubrió el agar se notó un cambio en el color del medio a amarillo rojizo (Nº 12) en AEM y a amarillo mostaza (Nº 9-H), hasta color ladrillo (Nº 19), en ADS; en este medio, después de que cubrió el agar, se empezaron a formar agregaciones hifales a manera de grumos de color amarillo claro (Nº 8-G) a amarillo mostaza (Nº 9-H). Se observaron pequeñas gotitas de color ladrillo oscuro (Nº 20) en el borde de la caja. A los 12 días la superficie promedio de los micelios fue de 56.89 cm² en ADP, 58.12 cm² en AEM y 53.59 cm² en ADS (figs. 3, 5; tablas 1, 3).

Temperatura 27.5°C. En los tres medios el micelio fue blanco, cambiando a color salmón (Nº 43) en ADP, a gris (Nº 34) en AEM, y siena (Nº 11) en ADS, postrado y sin hifas aéreas. En ADP y ADS fue de una textura lanosa, densidad regular y no completamente uniforme. En ADP presentó una mayor densidad hacia el centro de la caja, con una zona concéntrica bien marcada; en ADS aparecieron círculos concéntricos irregulares bien marcados, de diferente coloración, de pardo oscuro (Nº 18), verde

pistache (N° 68) a color vináceo (N° 76). En AEM presentó textura pelicular; cuando cubrió el agar en la caja de Petri, se notó un cambio en el color del medio a amarillo rojizo (N° 12). En ADP formó primordios blancos a salmón (N° 43) o blanco amarillento (N° 6-F), o se tornaron de color pardo oscuro (N° 18). En ADS el micelio cambió el color del medio a amarillo mostaza (N° 9-H) hasta color ladrillo (N° 19); se empezaron a formar primordios que iban de color amarillo claro (N° 8-G) a amarillo mostaza (N° 9-H), con pequeñas gotitas de color ladrillo oscuro (N° 20) en el borde de la caja. A los 12 días la superficie promedio de los micelios fue de 60.84 cm² en ADP, 54.63 cm² en AEM y 60.55 cm² en ADS (figs. 4, 5; tablas 1, 3).

Tabla 1. Tamaño promedio de los micelios en cm² de la cepa de *Lentinus lepideus* a los 12 días en los medios de cultivo y temperaturas probados

TEMPERATURA (°C)	MEDIO DE CULTIVO					
	ADP		AEM		ADS	
	\bar{x}	σ	\bar{x}	σ	\bar{x}	σ
20	45.28	3.13 a	44.53	0.79 a	34.23	4.48 a
22.5	53.86	2.54 b	51.92	1.54 b	39.32	3.67 a
25	56.89	2.23 b	58.12	3.41 c	53.59	1.24 b
27.5	60.84	2.59 c	54.63	8.16 bc	60.55	1.81 c

* Las diferentes letras en las columnas indican diferencias significativas al 95 % de Probabilidad con la prueba de comparaciones múltiples de Bonferroni.

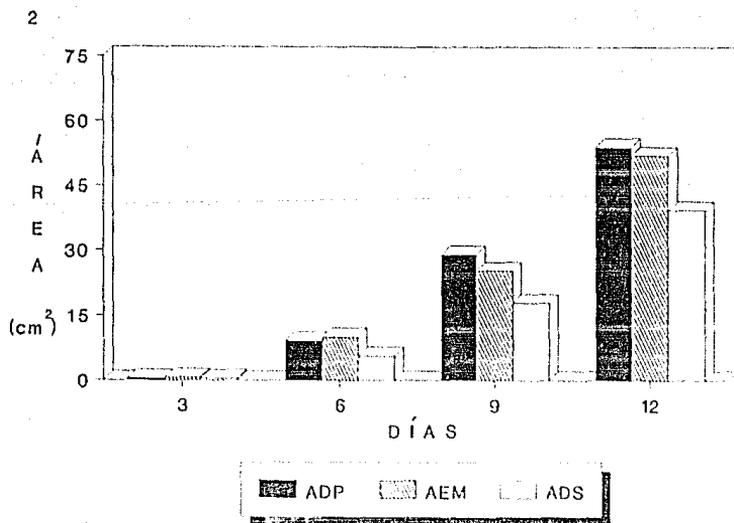
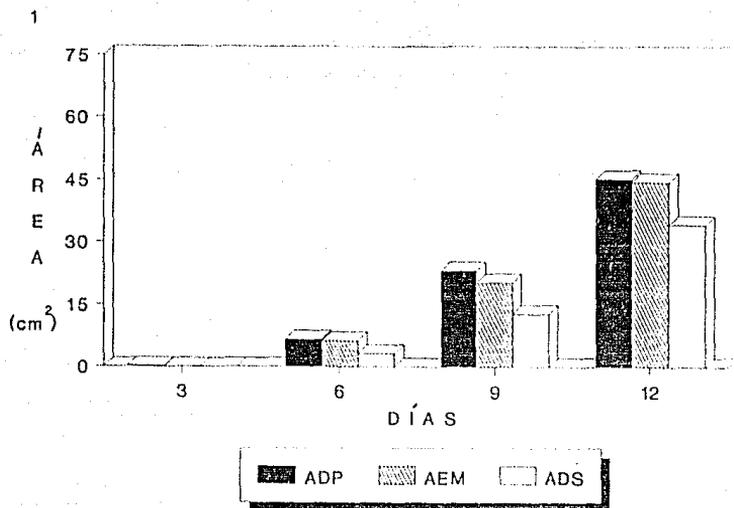
Tabla 2. Comparaciones entre la media de crecimiento de la cepa estudiada en los medios de cultivo para cada temperatura probada

MEDIO DE CULTIVO	TEMPERATURA (°C)			
	20	22.5	25	27.5
ADP	b	b	b	a
AEM	b	b	b	a
ADS	a	a	a	a

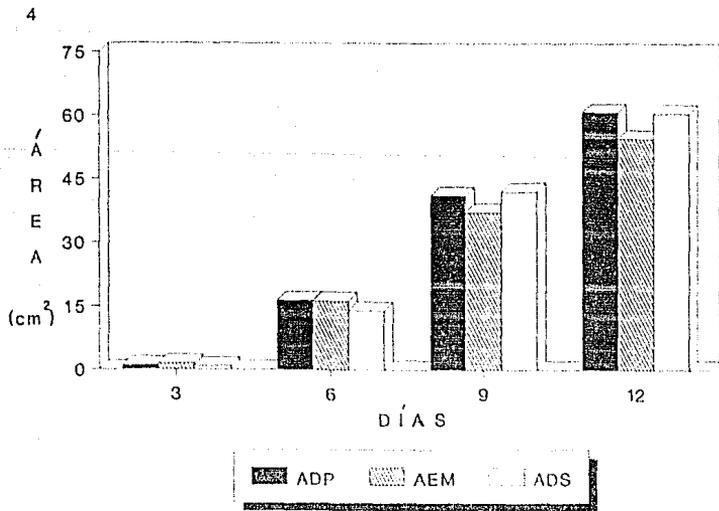
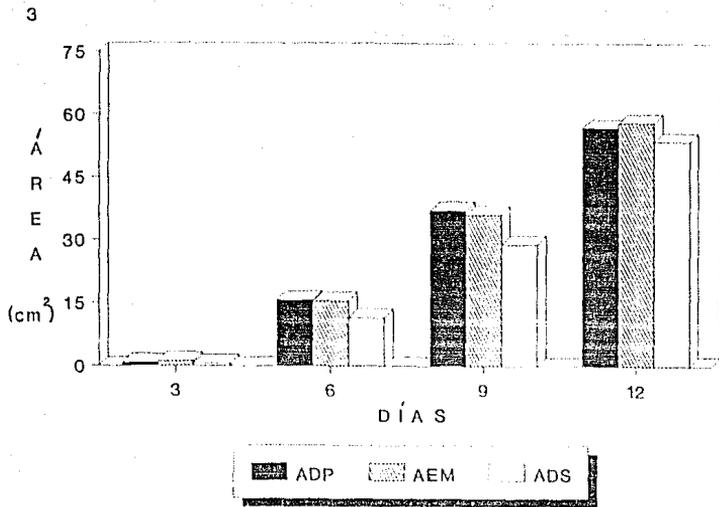
* Las diferentes letras en las columnas indican diferencias significativas al 95 % de Probabilidad con la prueba de comparaciones múltiples de Bonferroni.

Tabla 3. Comportamiento de la cepa de *Lentinus lepideus* en los diferentes medios de cultivo y temperaturas probadas

Medio de cultivo	Temperatura (°C)	Aspecto del micelio		Días en cubrir el diámetro de la caja de Petri	Cambio de color en el medio	Primordios
		Densidad	Textura			
ADP	20	Regular	Lanosa	15	Ausente	Presentes
	22.5	Regular	Lanosa	15	Ausente	Presentes
	25	Regular	Lanosa	15	Ausente	Presentes
	27.5	Regular	Lanosa	15	Ausente	Presentes
AEM	20	Escasa	Pelicular	15	Presente	Auserites
	22.5	Escasa	Pelicular	15	Presente	Auserites
	25	Escasa	Pelicular	15	Presente	Auserites
	27.5	Escasa	Pelicular	15	Presente	Auserites
ADS	20	Regular	Pelicular a Lanosa	18	Presente	Auserites
	22.5	Escasa	Pelicular	21	Presente	Auserites
	25	Escasa	Pelicular	15	Presente	Auserites
	27.5	Regular	Lanosa	15	Presente	Presentes



Figs. 1-2. Área promedio de los micelios de *Lentinus lepideus* en los tres medios de cultivo probados, 1: incubación a 20 °C, 2: incubación a 22.5 °C.



Figs. 3-4. Área promedio de los micelios de *Lentinus lepideus* en los tres medios de cultivo probados, 3: incubación a 25 °C, 4: incubación a 27.5 °C.

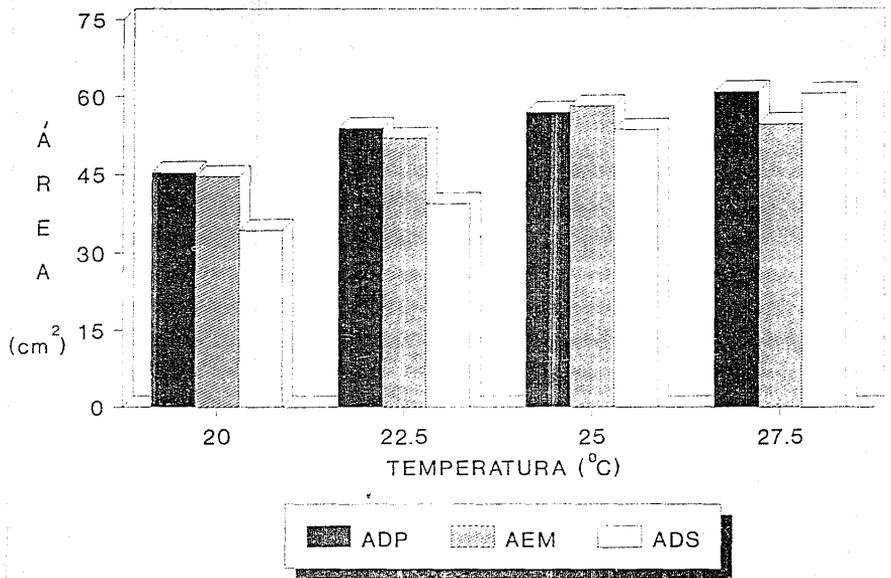


Fig. 5. Área promedio de los micelios de *Lentinus lepideus* a los 12 días de incubación en 3 medios de cultivo y 4 temperaturas.

Morfología del micelio

En las cuatro temperaturas probadas, la morfología de los micelios fue muy similar en los diferentes medios de cultivo. En ADP, AEM y ADS las hifas fueron de (1.2-)1.6-4(-4.8) μm , regulares, de pared delgada, con ramificación dicotómica y acremoniforme, con anastomosis en H, hialinas en ADP y AEM, y amarillento rojizo (Nº 14) o amarillo rojizo (Nº 12) en ADS. En ADP y ADS con septación hifal y fibulación escasa pero abundante en AEM. Hifas sinuosas en los tres medios, irregulares y varicosas, y algunas precursoras de fíbulas en AEM y ADS. Con receptáculos intercalares fusiformes en ADS; con clamidosporas de 9.6-10.4 x 12.8 μm , terminales, de pared gruesa, ovoides, de color amarillo rojizo (Nº 12).

Crecimiento micelial y fructificación en los diferentes tipos de maderas

De acuerdo al análisis estadístico de los resultados obtenidos, surgió una hipótesis nula (H_0), la cual se refiere a que no hay diferencias significativas entre cada una de las maderas empleadas en cuanto a la producción, y una hipótesis alternativa (H_1), la que indica que al menos una de las maderas es diferente. De acuerdo al análisis de varianza de los datos de producción, se aceptó la H_1 y se rechazó la H_0 , y mediante la prueba de rangos múltiples de Tukey se determinaron las diferencias significativas entre cada uno de los sustratos (tabla 4).

Tabla 4. Comparación de medias de producción (g) por sustrato

Substrato	Número de Muestras	\bar{x}	*	σ
1	15	28.01	a	12.25
2	8	82.66	b	6.76
3	9	23.71	a	7.34

1: *Abies hickelii*

2: *Pinus montezumae*

3: *Pinus teocote*

* Las diferentes letras en las columnas indican diferencias significativas al 95% de Probabilidad, de acuerdo a la prueba de rangos múltiples de Tukey.

El micelio cubrió completamente el sustrato en las bolsas con viruta después de 32-35 días de incubación en la madera de *Abies hickelii* (1), de 30-33 días en la de *Pinus montezumae* (2) y de 32-35 días en la de *P. teocote* (3). Los cuerpos fructíferos aparecieron a los 65-75 días después de la inoculación en la madera 1, a los 60-70 días en la 2 y a los 50-60 días en la 3.

El rendimiento total de las fructificaciones producidas por bolsa en los sustratos evaluados se muestran en las tablas 5-7. Se obtuvieron tres cosechas y la producción promedio de hongos frescos en las mismas fue de 28.01 g (\pm 12.25 g) en la madera 1, de 82.66 g (\pm 6.76 g) en la madera 2 y de 23.71 g (\pm 7.34 g) en la 3. De las 15 réplicas de cada sustrato, las de la madera 1 formaron todas cuerpos fructíferos, 8 en la 2 y 9 en la madera 3.

La producción más alta se obtuvo en viruta de *P. montezumae* (fig. 6), con 82.66 g de cuerpos fructíferos frescos en promedio y una eficiencia biológica de 27.55 %. En la viruta de *A. hickelii* (fig. 7) con 28.01 g y 9.33 % de eficiencia biológica, y en viruta de *P. teocote* (fig. 8) la producción fue de 23.71 g y una eficiencia biológica de 7.9 % (tablas 5-8). Los cuerpos fructíferos cosechados en las tres maderas fueron de los dos grupos, con diámetros del píleo menores de 4.9 cm (grupo 1) y mayores de 5.0 cm (grupo 2) (fig. 9).

Los parámetros medioambientales registrados, que influyeron en el crecimiento del hongo durante el período de fructificación, de enero a junio, se observan en la figura 10, en donde el intervalo máximo de temperatura osciló entre 16-28 °C, el mínimo entre 11-22 °C y una humedad de 73-95 %. Los datos en la gráfica son promedios de cada 5 días.

Tabla 5. Producción de carpóforos (g) de *Lentinus lepideus* en madera de *Abies hickellii*

Muestra	1a Cosecha		2a Cosecha		3a Cosecha		Total
	G1*	G2	G1	G2	G1	G2	
1	2.2		1.9	9.6			13.7
2	0.3	30.2	5.5		2.2		38.2
3		5.0	7.2		5.1	9.6	26.9
4	7.3						7.3
5	15.8		9.1		4.3		29.2
6	3.9	20.8		13.3	4.0		42.0
7	8.0	10.9		9.7	2.1		30.7
8	21.6		4.1		2.9		28.6
9	6.8	27.1	5.1				39.0
10		22.2	2.4	10.1			34.7
11		24.9		12.5	1.4		38.8
12	6.7	26.0	4.9				37.6
13	17.3	14.0	0.5				31.8
14	1.3						1.3
15	10.3	10.1					20.4
Total	101.5	191.2	40.7	55.2	22.0	9.6	420.2
\bar{x}	6.76	12.74	2.71	3.68	1.46	0.64	28.01
E.B.**							9.33(\pm 4.08)

* Grupos de tamaño con diámetros del píleo menores de 4.9 cm (G1) y mayores de 5.0 cm (G2).

** Eficiencia biológica en % .

Tabla 6. Producción de carpóforos (g) de *Lentinus lepideus* en madera de *Pinus montezumae*

Muestra	1a Cosecha		2a Cosecha		3a Cosecha		Total
	G1*	G2	G1	G2	G1	G2	
1	1.0	54.9	2.4	10.0	1.8		70.1
2	0.5	65.0		10.8	1.9		78.2
3	9.5	71.4					80.9
4	6.4	75.8	4.6				86.8
5	17.5	27.7		26.4		9.4	81.0
6	6.4	71.6	8.2				86.2
7	2.2	67.7		20.6	2.1		92.6
8		76.8	6.1		2.6		85.5
Total	43.5	510.9	21.3	67.8	8.4	9.4	661.3
\bar{x}	5.43	63.86	2.66	3.43	1.05	1.17	82.66
E.B.**							27.55(\pm 2.25)

* Grupos de tamaño con diámetros del píleo menores de 4.9 cm (G1) y mayores de 5.0 cm (G2).

** Eficiencia biológica en % .

Tabla 7. Producción de carpóforos (g) de *Lentinus lepideus* en madera de *Pinus teocote*

Muestra	1a Cosecha		2a Cosecha		3a Cosecha		Total
	G1*	G2	G1	G2	G1	G2	
1	15.5	10.5	2.7				28.7
2	4.0		0.5	13.8			18.3
3	6.3	17.7	3.0				27.0
4	5.2			20.1			25.3
5	7.6			16.8	2.6		27.0
6	4.6		0.5	18.1	4.2		27.4
7	15.0		3.7		5.8		24.5
8	3.7		5.1	15.5	4.8		29.1
9	2.5		3.6				6.1
Total	64.4	28.2	19.1	84.3	17.4		213.4
\bar{x}	7.15	3.13	2.12	9.36	1.93		23.71
E.B.**							7.9(\pm 2.44)

* Grupos de tamaño con diámetros del píleo menores de 4.9 cm (G1) y mayores de 5.0 cm (G2).

** Eficiencia biológica en % .

Tabla 8. Producción promedio de carpóforos (g) de *Lentinus lepideus* en las tres diferentes maderas empleadas

Substrato	P.S./M.*	1a Cosecha		2a Cosecha		3a Cosecha		Producción	E.B.***
		G1**	G2	G1	G2	G1	G2		
1	300	6.76	12.74	2.71	3.68	1.46	0.64	28.01	9.33(±4.08)
2	300	5.43	63.86	2.66	8.43	1.05	1.17	82.66	27.55(±2.25)
3	300	7.15	3.13	2.12	9.36	1.93		23.71	7.9(±2.44)

1: *Abies hickelii*

2: *Pinus montezumae*

3: *Pinus teocote*

* Peso seco/muestra.

** Grupos de tamaño con diámetros del pileo menores de 4.9 cm (G1) y mayores de 5.0 cm (G2).

*** Eficiencia biológica en % .



Figs. 6-8. Cuerpos fructíferos de *Lentinus lepideus*, 6: en madera de *Pinus montezumae*, 7: en madera de *Abies hickelii*, 8: en madera de *Pinus teocote*.

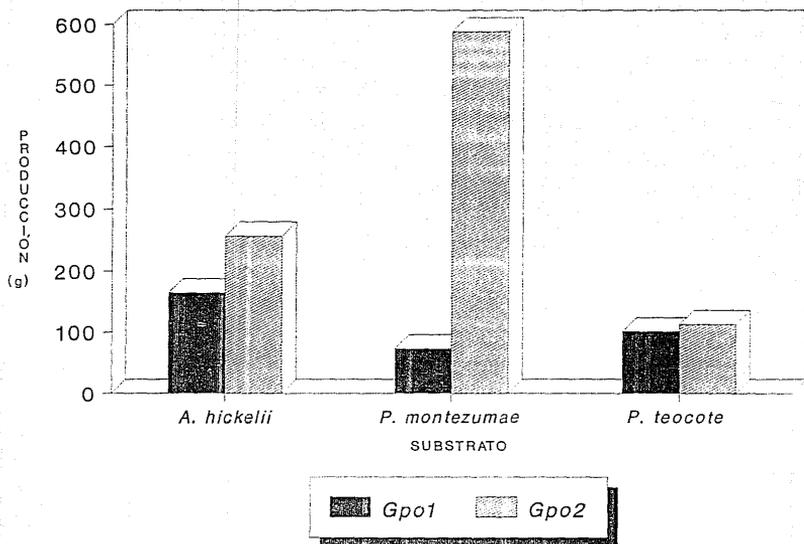


Fig. 9 . Producción total de carpóforos de *Lentinus lepideus* en las tres diferentes maderas probadas.

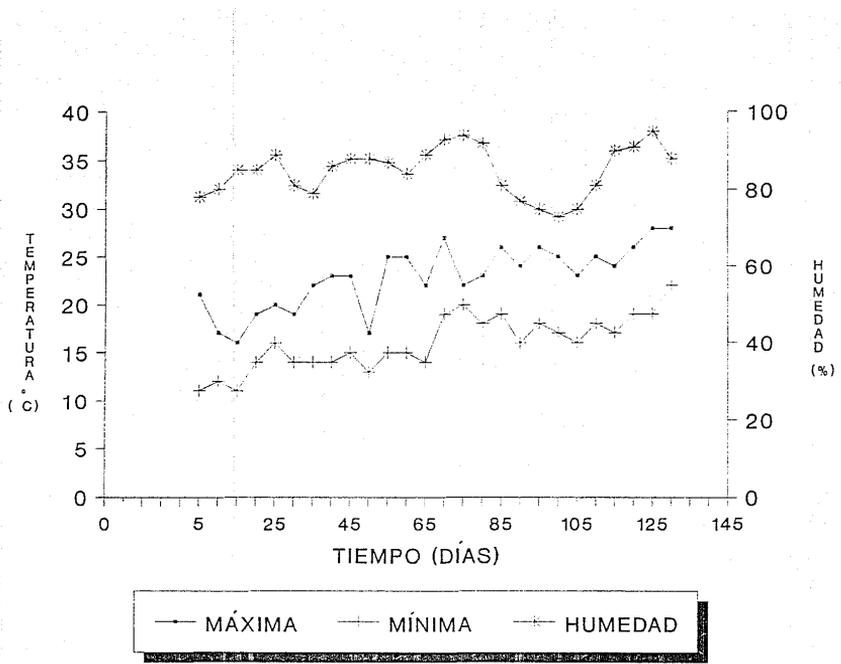


Fig. 10. Temperatura y humedad registradas durante la fase de fructificación de *Lentinus lepideus*.

DISCUSIÓN Y CONCLUSIONES

Caracterización de la cepa

La cepa estudiada no presentó diferencias significativas entre las temperaturas 22.5 y 25 °C en ADP, entre 22.5 y 27.5 °C en AEM, y entre 20 y 22.5 °C en ADS; el mayor crecimiento micelial se presentó a 27.5 °C en ADP y ADS, y a 25 °C en AEM (fig. 5). La temperatura óptima de crecimiento concuerda con la temperatura citada en la literatura para esta especie (Snell, 1922; Gómez-Nava *et al.*, 1969; Kollmann, 1959; Suominen, 1973). En AEM el intervalo de crecimiento óptimo fue más amplio, de 22.5 a 27.5 °C (tabla 1). Entre los medios de cultivo no hubo diferencias significativas a 27.5 °C (tabla 2).

Referente al desarrollo de la cepa en los medios de cultivo, en cuanto a textura y densidad, los mejores fueron ADP y AEM. El cambio de color en los medios AEM y ADS fue llamativo; Nobles (1965) no citó esta característica y Cartwright (1938) la describió en medio de malta agar. Otra característica fue el olor dulce que el hongo desprende en los tres medios de cultivo probados, lo cual coincide con lo encontrado por Badcock (1939). En ADP hubo la formación de primordios, lo que concuerda con lo encontrado por Nobles (1965) y Obregón-Arceo y Echenique-Manrique (1974); éstos son semejantes a los que describe Findlay (1951) creciendo en forma natural. En ADS se presentaron escasos.

Con respecto al estudio microscópico, se observaron algunas diferencias entre los medios de cultivo pero no entre las temperaturas. Una característica importante fue la formación de clamidosporas en ADS, pero no en los otros medios, lo que concuerda con Snell (1922), Nobles (1965) y Obregón-Arceo y Echenique-Manrique (1974). La fibulación varió en cantidad de un medio a otro, aunque Cartwright (1938) mencionó que la presencia de fibulas es escasa en los medios de cultivo, pero no en la madera atacada por el hongo.

Crecimiento micelial y fructificación

Se presentaron diferencias significativas en la producción entre la madera de *Pinus montezumae* y las de *Abies hickelii* y *Pinus teocote*, pero no entre las dos últimas (tabla 4). La mayor eficiencia biológica obtenida fue baja, sin embargo, al compararse con los resultados experimentales de otras especies cultivadas en otros substratos, se observó que la eficiencia biológica toma valores muy diversos, por ejemplo: en *Pleurotus ostreatus*, se han alcanzado cifras, en pulpa de café fermentada, que van de 17.51 a 138.13 % dependiendo de la cepa empleada (Martínez-Carrera *et al.*, 1988), de 14.15 a 49.08 % en bagazo de caña de azúcar fermentada (Guzmán-Dávalos *et al.*, 1987), en el mismo substrato sin fermentar, de 14.15 % (Martínez-Carrera *et al.*, 1990) y de 26 % en viruta de *Quercus* sp. (Gaitán-Hernández y Castillo, 1991). Por otra parte, los valores de eficiencia biológica alcanzados en este trabajo son menores que los

registrados para *L. edodes* en México en diferentes maderas, los cuales van de 53.79 a 87.5 % (Morales y Martínez-Carrera, 1990; Mata *et al.*, 1990).

El presente estudio mostró que la viruta de *P. montezumae* es el sustrato más aceptable para la producción de *L. lepideus*, respecto a los otros dos usados, *A. hickelii* y *P. teocote*, los cuales presentaron bajos rendimientos. La diferencia observada en la producción del hongo podrá deberse posiblemente a las diferentes propiedades fisicomecánicas de cada una de las maderas.

Los resultados obtenidos revelan la posibilidad de iniciar el cultivo comercial de *L. lepideus* en México, usando desechos forestales a base de madera de pino, no sin antes hacer más pruebas con otras especies de *Pinus* de las muchas que hay en el país. Hay que tomar en cuenta la enorme potencialidad que tiene el cultivo de este hongo, ya que en el país se producen más de 4,408,103 ton de residuos forestales de pino, a los cuales no se les da un uso adecuado (Mata y Martínez-Carrera, 1988), además de que, como se ha mencionado anteriormente, el hongo aquí experimentado es de amplia aceptación entre la población rural del país. Referente al crecimiento natural de *L. lepideus* en México, sólo se ha encontrado en madera en descomposición y de construcciones de pino, sin tenerse datos de las especies de *Pinus* en las que crece.

L I T E R A T U R A C I T A D A

- Ayala, N. y G. Guzmán, 1984. Los hongos de la Península de Baja California, I. Las especies conocidas. *Bol. Soc. Mex. Mic.* **19**: 73-91.
- Badcock, E.C., 1939. Preliminary account of the odour of wood-destroying fungi in culture. *Trans. Brit. Myc. Soc.* **23**: 188-198.
- Badcock, E.C., 1941. New methods for the cultivation of wood-rotting fungi. *Trans. Brit. Myc. Soc.* **25**: 200-205.
- Badcock, E.C., 1942. New methods for obtaining fructifications of wood-rotting fungi in culture. *Trans. Brit. Myc. Soc.* **26**: 127-132.
- Buller, A.H.R., 1909. The destruction of wood by fungi. *Sci. Prog.* **11**: 1-18.
- Cartwright, K.G., 1938. The relation between field and laboratory work in mycology. *Trans. Brit. Myc. Soc.* **22**: 222-238.
- Clark, J.E. y E.C. Setliff, 1985. *Culture Collection of wood-inhabiting Fungi*. Forintek Canada Corp, Vancouver.
- Colour Identification Chart, 1969. Royal Botanical Garden Edinburgh. *Flora of British Fungi*, ed. Her Majesty's Stationary Office, Londres.
- Cooke, W.B., 1955. Fungi of Mount Shasta. *In. Syd. Ann. Mycol.* Editi in Notitiam Scientiae mycologicae universalis **9**: 1-6.
- Corner, E.J.H., 1981. *The Agaric Genera Lentinus, Panus, and Pleurotus*. Cramer, Vaduz.
- Chang, S.T., 1980. Mushrooms as human food. *BioScience* **30**: 399-401.
- Chang, S.T. y W.A. Hayes, 1978. *The Biology and Cultivation of Edible Mushrooms*. Academic Press, Nueva York.
- Chang, S.T. y P.G. Miles, 1982. Introduction to mushroom science. *In*: Chang, S.T. y T.H. Quimio (eds.), *Tropical Mushrooms. Biological Nature and Cultivation Methods*. The Chinese University Press, Hong Kong.

- Dickinson, D.J., 1979. The decay of commercial timbers. *In*. Frankland, J.C., J.N. Hedger y M.S. Swift (eds.), *Decomposer basidiomycetes: their biology and ecology*. Cambridge University Press, Cambridge.
- Dubovoy, C. y T. Herrera, 1967. Estudio morfológico de los micelios de *Psilocybe caerulescens* Murrill en diversos medios líquidos de cultivo. *Anales Inst. Biol. Univ. Nac. Autón. México, Ser. Bot.* 39: 45-79.
- Duncan, C.G. y F.F. Lombard, 1965. *Fungi Associated with Principal Decays in Wood Products in the United States*. Department of Agriculture, Washington, D.C.
- Dunn, O.J. y V.A. Clark, 1974. *Applied Statistics Analysis of Variance and Regression*. John Wiley and Sons, Nueva York.
- Farr, D.F., G.F. Bills, G.P. Chamuris y A.Y. Rossman, 1989. *Fungi on Plants and Plant Products in the United States*. APS Press, Minnesota.
- Findlay, W.P.K., 1951. A note on the fungi of less common occurrence in houses. *Trans. Brit. Myc. Soc.* 34: 35-37.
- Gaitán-Hernández, R. y J. Castillo, 1991. Cultivo de *Pleurotus ostreatus* en zacate buffel, viruta de encino y bagazo de henequén. *IV Congreso Nacional de Micología* (Resúmenes), Tlaxcala.
- Gilbertson, R.L., 1974. *Fungi that Decay Ponderosa Pine*. The University of Arizona Press, Tucson.
- Gispert, M., O. Nava y J. Cifuentes, 1984. Estudio comparativo del saber tradicional de los hongos en dos comunidades de la Sierra del Ajusco. *Bol. Soc. Mex. Mic.* 19: 253-264.
- Gómez-Nava, M.S., R. Echenique-Manrique y R. Salinas-Quinard, 1969. Índices de laboratorio sobre resistencia de la madera a la pudrición de once especies forestales mexicanas. *Bol. Téc. Inst. Nac. Invest. For. México* 31.
- Guzmán, G., 1966. Hongos (macromicetos) comunes en la ruta Amecameca-Tlamacas (Volcán Popocatepetl), México. *Guía de excursiones, III. Congreso Mexicano de Botánica*, México, D.F.
- Guzmán, G., 1972. Algunos macromicetos, líquenes y mixomicetos importantes en la zona del Volcán Popocatepetl (Amecameca-Tlamacas, Mex.). *Guías de Excursiones en México, I Congreso Latinoamericano de Botánica. Soc. Bot. Mex.*, México, D.F.

- Guzmán, G., 1977. *Identificación de los hongos comestibles, venenosos, alucinantes y destructores de la madera*. Limusa, México, D.F.
- Guzmán, G., 1984. El uso de los hongos en Mesoamérica. *Ciencia y Desarrollo* 59: 17-27.
- Guzmán, G., 1992. *Sinonimia vulgar y científica de los hongos en América Latina*. ENEP-IZTACALA, UNAM, México, D.F. (en prensa).
- Guzmán, G. y D. Salmones, 1990. *El cultivo de los hongos comestibles en México. Recopilación de los trabajos publicados, presentados en congresos o tesis desde 1966 a 1989*. Instituto de Ecología, Xalapa.
- Guzmán, G. y L. Vela-Gálvez, 1959. Contribución al conocimiento de la vegetación del Suroeste del Estado de Zacatecas. *Bol. Soc. Bot. Mex.* 25: 46-61.
- Guzmán-Dávalos, L. y G. Guzmán, 1979. Estudio ecológico comparativo entre los hongos (macromicetos) de los bosques tropicales y los de coníferas del sureste de México. *Bol. Soc. Mex. Mic.* 13: 89-125.
- Guzmán-Dávalos, L., G. Nieves y G. Guzmán, 1983. Hongos del Estado de Jalisco, II. Especímenes depositados en el herbario ENCB, 1a. Parte. *Bol. Soc. Mex. Mic.* 18: 165-181.
- Guzmán-Dávalos, L., C. Soto y D. Martínez-Carrera, 1987. El bagazo de caña de azúcar como sustrato para la producción de *Pleurotus* en Jalisco. *Rev. Mex. Mic.* 3: 79-82
- Herrera, T. y G. Guzmán, 1961. Taxonomía y ecología de los principales hongos comestibles de diversos lugares de México. *Anales Inst. Biol. Univ. Nac. Autón. México* 32: 33-135.
- Kollmann, F., 1959. *Tecnología de la madera y sus aplicaciones. Tomo 1*. Instituto Forestal de Investigaciones y Experiencias y Servicio de la Madera, Madrid.
- Konrad, P. y A. Maublanc, 1924-1937. *Révision des Hyménomycètes de France et des pays limitrophes*. Ed. Lechevalier, París.
- López, L., V.M. Mora, E. Montiel y G. Guzmán, 1985. Nuevos registros de los Agaricales del Estado de Morelos. *Rev. Mex. Mic.* 1: 269-284.

- Mapes, C., G. Guzmán y J. Caballero, 1981. *Etnomicología purépecha. El conocimiento y uso de los hongos en la cuenca de Pátzcuaro, Michoacán*. Etnomicología 2, Dir. Gral. Culturas Populares (SEP), Soc. Mex. Mic. y UNAM, México, D.F.
- Martínez-Carrera, D., R. Leben, P. Morales, M. Sobal y A. Larqué-Saavedra, 1991. Historia del cultivo comercial de hongos comestibles en México. *Ciencia y Desarrollo* 96: 33-43.
- Martínez-Carrera, D., P. Morales y M. Sobal, 1988. Cultivo de diversas cepas mexicanas de *Pleurotus ostreatus* sobre pulpa de café y paja de cebada. *Rev. Mex. Mic.* 4: 153-160.
- Martínez-Carrera, D., P. Morales y M. Sobal, 1990. Cultivo de *Pleurotus ostreatus* sobre bagazo de caña enriquecido con pulpa de café o paja de cebada. *Micol. Neotrop. Apl.* 3: 49-52.
- Martínez-Carrera, D., M. Quirarte, M. Sobal y G. Guzmán, 1986. Estudio comparativo entre cepas mexicanas de *Volvariella bakeri* y una extranjera de *Volvariella volvacea*. *Rev. Mex. Mic.* 2: 145-155.
- Martínez, D., M. Quirarte, C. Soto, D. Salmones y G. Guzmán, 1984. Perspectivas sobre el cultivo de hongos comestibles en residuos agro-industriales en México. *Bol. Soc. Mex. Mic.* 19: 207-219.
- Mata, G. 1990. *Cultivo del hongo comestible Lentinus boryanus en el laboratorio y su comparación con el shiitake japonés Lentinus edodes*. Facultad de Ciencias, UNAM, México, D.F., Tesis de Maestría.
- Mata, G., 1991. Cultivo masivo de *Lentinus edodes* en troncos de encino en México. *IV Congreso Nacional de Micología* (Resúmenes), Tlaxcala.
- Mata, G. y G. Guzmán, 1989 a. Hibridación entre una cepa mexicana de *Lentinus boryanus* y una asiática de *Lentinus edodes*. *Rev. Mex. Mic.* 5: 77-80.
- Mata, G. y G. Guzmán, 1989 b. Caracterización de cepas del hongo comestible *Lentinus boryanus* y determinación de su patrón de sexualidad. *Rev. Mex. Mic.* 5: 81-95.
- Mata, G. y G. Guzmán, 1991. Cultivo de *Lentinus boryanus* en bolsas con viruta de madera. *IV Congreso Nacional de Micología* (Resúmenes), Tlaxcala.

- Mata, G. y D. Martínez-Carrera, 1988. Estimación de la producción anual de residuos agroindustriales potencialmente utilizables para el cultivo de hongos comestibles en México. *Rev. Mex. Mic.* **4**: 287-296.
- Mata, G., D. Salmones y G. Guzmán, 1990. Cultivo del shiitake japonés, *Lentinus edodes*, en bolsas con viruta de madera. *Rev. Mex. Mic.* **6**: 245-251.
- Méndez, L. y D. Martínez-Carrera, 1988. Cultivo y determinación del patrón genético de sexualidad de cepas mexicanas de *Lentinus lepideus*. *III Congreso Nacional de Micología* (Resúmenes), Cd. Victoria.
- Morales, P. y D. Martínez-Carrera, 1990. Cultivation of *Lentinula edodes* in México. *Micol. Neotrop. Apl.* **3**: 13-17.
- Murrill, W.A., 1911. The agaricaceae of tropical North America-I. *Mycologia* **3**: 23-36.
- Murrill, W.A., 1915. Illustration of fungi-XX. *Mycologia* **7**: 115-120.
- Nobles, M., 1965. Identification of cultures of wood-inhabiting Hymenomycetes. *Can. J. Botany* **43**: 1097-1139.
- Obregón-Arceo, M.C. y R. Echenique-Manrique, 1974. Identificación de los hongos habitantes en postes de madera. *Anales Inst. Biol. Univ. Nac. Autón. México* **45**: 11-20.
- Pegler, D.N., 1983. *The genus Lentinus. A World Monograph*. Kew. Bull. Addl. Ser. X, ed. Her Majesty's Stationary Office, Londres.
- Pegler, D.N. y T.W.K. Young, 1983. Anatomy of the *Lentinus* hymenophore. *Trans. Br. Mycol. Soc.* **80**: 469-482.
- Pérez, R. y D. Martínez-Carrera, 1988. Cultivo y determinación del patrón de sexualidad de cepas mexicanas de *Auricularia fuscusuccinea*. *III Congreso Nacional de Micología* (Resúmenes), Cd. Victoria.
- Salmones, D., 1991. Cultivo de *Volvariella volvacea* sobre desechos agrícolas. *IV Congreso Nacional de Micología* (Resúmenes). Tlaxcala.
- Salmones, D., D. Martínez-Carrera y G. Guzmán, 1988. Estudio comparativo sobre el cultivo de *Volvariella bakeri* y *Volvariella bombycina* en diferentes desechos agro-industriales. *Biotica* **13**: 7-16.

- Singer, R., 1949. The Agaricales (mushrooms) in Modern Taxonomy. *Lilloa* 22: 5-832.
- Singer, R., 1986. *The Agaricales in Modern Taxonomy*, 4a. ed., Koeltz Sc. Books, Koenigstein.
- Smith, A.H., 1949. *Mushrooms in their Natural Habitats*. Afner Press, Nueva York.
- Snell, W., 1922. Studies of certain fungi of economic importance in the decay of building timbers. *Bull. U.S. Dept. Agric.* 1053: 1-47.
- Sobal, M., P. Morales y D. Martínez-Carrera, 1989. Efecto del pH sobre el crecimiento de diversas cepas mexicanas y extranjeras de hongos comestibles en el laboratorio. *Micol. Neotrop. Apl.* 2: 19-39.
- Stalpers, J.A., 1978. Identification of wood-inhabiting Aphylophorales in pure culture. *Stud. Mycol.* 16: 1-248.
- Suominen, J., 1973. On the occurrence of the fungus *Lentinus lepideus* Fr. on railway sleepers in Finland. *Karstenia* 13: 40-43.
- Tchierpe, H.J. y K. Hartman, 1977. A comparison of different growing methods. *Mush. J.* 60: 404-416.
- Vela, R.M. y D. Martínez-Carrera, 1989. Cultivation of *Volvariella bakeri* and *V. volvacea* in Mexico: A comparative study. *Mush. J. Tropics* 9: 99-108.
- Villarreal, L., 1987. Producción de los hongos comestibles silvestres en los bosques de México (Parte 4). *Rev. Mex. Mic.* 3: 265-282.
- Villarreal, L. y J. Pérez-Moreno, 1989. Los hongos comestibles silvestres de México, un enfoque integral. *Micol. Neotrop. Apl.* 2: 77-114.
- Weir, J.R., 1918. Notes on the altitudinal range of forest fungi. *Mycologia* 10: 4-14.
- Welden, A.L. y G. Guzmán, 1978. Lista preliminar de los hongos, líquenes y mixomicetos de las regiones de Uxpanapa, Coatzacoalcos, Los Tuxtlas, Papaloapan y Xalapa (Parte de los Estados de Veracruz y Oaxaca). *Bol. Soc. Mex. Mic.* 12: 59-102.
- Zarco, J., 1986. Estudio de la distribución ecológica de los hongos (Principalmente macromicetos) en el Valle de México, basado en los especímenes depositados en el Herbario ENCB. *Rev. Mex. Mic.* 2: 41-72.

Zeller, S.M., 1929. Contribution to our knowledge of Oregon fungi-III. *Mycologia* 21: 97-111.