



UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA DE MÉXICO

FACULTAD DE ESTUDIOS SUPERIORES IZTACALA

**COMPARACIÓN DE PRODUCTIVIDAD DE CUATRO
VARIEDADES DEL HONGO COMESTIBLE
Pleurotus ostreatus (Jacq.: Fr.) P. kummer.**

TESIS

Que para obtener el título de

BIÓLOGA

PRESENTA

BOTELLO CABRERA IVETTE SUSANA

DIRECTOR DE TESIS

M. en C. Luis Antonio Hernández González

Jardín Botánico, Laboratorio de Química Biológica y Microbiología Aplicada.
Los Reyes Iztacala, Estado de México, 201





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 esta protegido por la Ley Federal del Derecho de Autor (LFDA) de los Estados Unidos Mexicanos (México).

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



UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA DE MÉXICO
 FACULTAD DE ESTUDIOS SUPERIORES IZTACALA
 SECRETARÍA GENERAL ACADÉMICA
 CARRERA DE BIOLOGÍA

No. reg.: BIO/186/16

Los Reyes Iztacala a 19 de enero de 2017

DRA. PATRICIA D. DAVILA ARANDA
 DIRECTORA DE LA FES IZTACALA
 Presente

Atención: Lic. Eloy González Fernández
 Jefe de la Unidad de Administración Escolar

Los abajo firmantes, miembros de la Comisión Dictaminadora del trabajo de: TESIS DE INVESTIGACION
 Titulado "COMPARACIÓN DE PRODUCTIVIDAD DE CUATRO VARIETADES DEL HONGO COMESTIBLE *Pleurotus ostreatus* (Jacq.: Fr.) P. kummer."

Que presenta al (la) pasante de Biología IVETTE SUSANA BOTELLO CABRERA número de cuenta: 30218051-8 Para obtener el título de Biólogo.

Informan que después de haber revisado cuidadosamente el trabajo, consideramos que reúne las características de calidad académica que se requieren para aspirar a la obtención del título citado, razón por la cual otorgamos nuestros votos aprobatorios para la presentación del examen profesional correspondiente.

GRADO	NOMBRE	FIRMA	CARGO
MTRA.	IRENE FRUTIS MOLINA		Presidente
BIO.	MARCIAL GARCÍA PINEDA		Vocal
MTRD.	LUIS ANTONIO HERNANDEZ GONZALEZ		Secretario
BIO.	SOLEDAD CHINO VARGAS		Suplente
MTRD.	JOSE SAMUEL MERAZ MARTINEZ		Suplente

Con base en lo anterior solicito su autorización para que los profesores que otorgan los votos aprobatorios funjan como sinodales de examen profesional en el cargo anotado, y a la Administración Escolar otorgue la fecha para la Réplica Oral del trabajo presentado.

Atentamente
 'POR MI RAZA HABLARÁ EL ESPÍRITU'

UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA DE MÉXICO

JEFA DE CARRERA

DRA. CLAUDIA TZASNA HERNANDEZ DELGADO



Vo. Bo.

Dra. Patricia D. Dávila Aranda
 Directora

El hombre encuentra a Dios detrás de cada puerta que la ciencia logra abrir.

Albert Einstein

AGRADECIMIENTOS

Mis sinceros agradecimientos a mi Director de Tesis **M. en C. Luis Antonio Hernández González**. Por todo su apoyo, paciencia y comprensión. Gracias por su amistad.

Agradezco también a los revisores de Tesis: **M. en C. Irene Frutis Molina, Biol. Marcial García Pineda, Biol. Soledad Chino Vargas, Biol. Víctor Manuel Esparza Martínez y M. en C. José Samuel Meras Martínez**. Por su tiempo dedicado en la revisión de la misma y por sus valiosas observaciones.

A mis Padres: **José Botello Gallegos e Irma Cabrera González**. Porque además de darme el gran regalo de vida, me han enseñado y guiado en esta vida para ser una persona de bien y darme las armas necesarias para poder salir adelante.

A mis hermanitos: **Ma. Selene, Oliver Augusto e Ing. José Iván**. Por su gran apoyo incondicional, por sus observaciones personales oportunas y por su gran amor. Les amo.

A la **Familia Botello**, en especial a mis Tíos, **Biol. Jesús Botello, Lic. Felipe Botello** y muy especialmente a mi tía **Ing. Guillermina Botello** por ser un ejemplo a seguir en mi vida de superación y liderazgo, por su gran apoyo y ser brazo fuerte para la familia. Gracias.

A la **Familia Calzada Sosa** por brindarme su confianza y apoyo durante este duro proceso y en especial a mi marido **Gustavo Calzada Sosa** por todo el apoyo que me brinda y por todo su amor. Gracias, con amor y respeto.

A mis amigos: **Arelí JL y familia, Brenda, Martín, Biol. Martha Nicolás y mis profesores: M en C. Dení Muñoz y M. en C. Félix** Por compartir agradables momentos y por enseñarme en esta vida lo que es y vale la verdadera amistad. Gracias.

Y no por estar al último es menos importante que los demás. **A N. P. C.** Porque gracias a él soy.

DEDICATORIA

A mi hijo:

Daniel Hiram Calzada Botello

Porque además de ser mi impulso y fuerza para salir adelante, quiero ser ese pequeño y gran ejemplo a seguir en tu vida para que puedas lograr y alcanzar todas tus metas y verlas realizadas en tu vida.

Nunca olvides que te amo. La vida está llena de momentos difíciles y de momentos bellos.
"Aprende de todo lo que puedas y sé el hombre que yo sé que puedes ser"

CONTENIDO

Aprobación de tesis.....	I
Agradecimientos.....	III
Dedicatoria.....	IV
Contenido.....	V
Índice de figuras	VI
Índice de tablas.....	VII
RESUMEN.....	VIII
ABSTRACT.....	IX
1. INTRODUCCIÓN.....	1
Importancia en México.....	1
<i>Pleurotus ostreatus</i>	3
Clasificación biológica.....	6
Ciclo de vida.....	7
Valor nutritivo.....	9
Importancia medica.....	10
1.1 Antecedentes.....	11
1.2 Justificación.....	14
1.3 Objetivos.....	14
Objetivo general.....	14
Objetivos particulares.....	14
2. MATERIALES Y MÉTODOS.....	15
3. RESULTADOS Y DISCUSIÓN.....	25
4. CONCLUSIONES.....	48
5. RECOMENDACIONES.....	49
6. REFERENCIAS.....	50
7. ANEXOS.....	54
8. GLOSARIO.....	57

Índice de figuras

Figura 1. Partes del cuerpo fructífero macroscópico.....	4
Figura 2. Ciclo reproductivo de <i>Pleurotus</i>	7
Figura 3. Siembra de la cepa en cultivo sólido.....	16
Figura 4. Medición de crecimiento de micelio.....	17
Figura 5. Cultivo líquido.....	17
Figura 6. Peso fresco de micelio.....	18
Figura 7. Peso seco de micelio.....	18
Figura 8. Pesado de la semilla.....	19
Figura 9. Acomodo en autoclave.....	19
Figura 10. Siembra primaria.....	20
Figura 11. Invasión de micelio en semilla.....	20
Figura 12. Preparación de bolsa con paja.....	21
Figura 13. Aparición de primordios.....	22
Figura 14. Crecimiento del diámetro micelial promedio de las cepas de <i>Pleurotus ostreatus</i> en medio de cultivo solido agar malta.....	26
Figura 15. Representación de crecimiento micelial por día.....	27
Figura 16. Representación de crecimiento micelial total.....	27
Figura 17. Invasión total de micelio en agar-malta.....	28
Figura 18. Peso fresco promedio de micelio a los 40 días de incubación en cultivo líquido.....	32
Figura 19. Peso seco promedio de micelio de las cuatro cepas estudiadas.....	33
Figura 20. Precocidad promedio obtenida del cuerpo fructífero de cada cepa.....	37
Figura 21. Peso promedio en gramos de la Producción de cuerpo fructífero obtenido de las cepas utilizadas.....	38
Figura 22. Fructificaciones de las cepas utilizadas: A) CMIZT-03, B) CMIZT-05, C) CMIZT-09 y D) CMIZT-18.....	40
Figura 23. Tamaño promedio del píleo de las fructificaciones de las diferentes cepas (n=10).	41
Figura 24. Porcentaje medio de fructificaciones de las cepas agrupadas por tamaño de píleos desarrollados.	42
Figura 23. Porcentaje obtenido de la Eficiencia Biológica de cada cepa.....	44
Figura 24. Promedio de la Tasa de Producción de cada cepa.....	46

Índice de cuadros

Cuadro 1. Composición del hongo <i>Pleurotus ostreatus</i>	9
Cuadro 2. Cepas utilizadas.....	15
Cuadro 3. Crecimiento micelial para las cepas de <i>P. ostreatus</i> cultivadas en caja Petri.....	25
Cuadro 4. Características macroscópicas de las colonias de las cepas de <i>Pleurotus ostreatus</i> evaluadas.....	30
Cuadro 5. Productividad de micelio de las cepas de <i>P. ostreatus</i> cultivado en medio líquido.....	32
Cuadro 6. Valores obtenidos de cada cepa en TIMS, Pr, P, EB y TP.....	35

RESUMEN

En el presente trabajo se evaluaron in vitro y en condiciones de invernadero cuatro cepas de hongo comestible *Pleurotus ostreatus* (CMIZT-03, CMIZT-05, control CMIZT-09 y CMIZT-18) en medio de cultivo sólido (agar malta) y líquido (malta), con el objeto de determinar y comparar su velocidad de crecimiento y evaluar su productividad de micelio de cada cepa; así como la productividad de cuerpos fructíferos. En cuanto a los resultados obtenidos de velocidad de crecimiento micelial en medio sólido, se observó que la cepa con un mayor desarrollo fue la cepa control CMIZT-09, seguida de esta la cepa CMIZT-03; siendo CMIZT-18 la de menor velocidad de crecimiento; en cuanto a medio líquido, la productividad de micelio, aunque estadísticamente las cepas no presentan diferencias significativas, fue notorio que la cepa que mayor desarrollo presentó fue la CMIZT-03, observándose también que la cepa control CMIZT-09 se encuentra por debajo de la anterior y siendo CMIZT-18 la de menor peso. La semilla de las cuatro cepas fueron cultivadas en invernadero sobre paja de trigo, registrándose los siguientes parámetros: tiempo de la invasión del micelio en la semilla (TIMS) producción (P), precocidad (Pr), eficiencia biológica (EB), tasa de producción (TP) y tamaño de los basidiomas. Las cepas que presentaron un menor tiempo de invasión de micelio en grano de trigo, fueron la CMIZT-03 y la cepa control CMIZT-09, en cuanto a la precocidad, la cepa CMIZT-03 presentó un tiempo promedio de 26.6 días a lo contrario de la cepa 18 que fue la que tardó más tiempo en fructificar dando un promedio de 33.6 días. Las eficiencias biológicas fluctuaron entre 14,32 a 51,23% y las TP entre 0,14 a 1,88%. La mayoría de los basidiomas presentaron púleos de 5 a 10 cm (M) de diámetro. Con excepción de la cepa CMIZT-05, en la cual se observó menor productividad y tamaño de los carpóforos en su mayoría chicos (1-5 cm). Considerando así a la cepa CMIZT-03 y la cepa control CMIZT-09 las cepas con rápido desarrollo micelial y alta producción.

ABSTRACT

In the present work, four strains of edible fungus *Pleurotus ostreatus* (CMIZT-03, CMIZT-05, control CMIZT-09 and CMIZT-18) were evaluated in solid culture medium (agar malt) and liquid (malt), in order to determine and compare their growth rate and to evaluate their productivity of mycelium of each strain; As well as the productivity of fruiting bodies. As regards the results of mycelial growth rate in solid medium, it was observed that the strain with the greatest development was the control strain CMIZT-09, followed by this strain CMIZT-03; Being CMIZT-18 the one of smaller speed of growth; In terms of liquid medium, mycelial productivity, although statistically the strains did not present significant differences, it was notorious that the most developed strain was CMIZT-03, also observing that the control strain CMIZT-09 is below the And CMIZT-18 being the lowest weight. The seed of the four strains was grown in a greenhouse on wheat straw, with the following parameters: time of mycelial seed invasion (TIMS) production (P), precocity (Pr), biological efficiency (EB), Production (TP) and size of basidiomas. The CMIZT-03 strain and the CMIZT-09 control strain, in terms of precocity, showed a mean time of 26.6 days in the absence of mycelial invasion in wheat grain. Of strain 18 that was the one that took the longest to fructify giving an average of 33.6 days. Biological efficiencies ranged from 14.32 to 51.23% and TPs from 0.14 to 1.88%. Most of the basidiomas had piths of 5 to 10 cm (M) in diameter. With the exception of the strain CMIZT-05, in which it was observed lower productivity and size of carpophores, mostly boys (1-5 cm). Considering the CMIZT-03 strain and the control strain CMIZT-09, the strains with rapid mycelial development and high production.

1. INTRODUCCIÓN

El cultivo de hongos comestibles constituye un verdadero sistema de producción-consumo, el cual ha adquirido gran relevancia social, económica y ecológica a nivel mundial. Se trata de procesos biotecnológicos aplicados que pueden desarrollarse a pequeña y gran escala para producir alimento humano de buena calidad nutricional y con propiedades medicinales (anticancerígenas, antibióticas, que reducen el nivel de colesterol y la hipertensión, antitrombóticas, antidiabéticas); suplementos dietéticos y enzimas, y productos metabólicos con amplio potencial de utilización en la industria. Incluso, el substrato degradado residual, después del crecimiento del hongo, compuesto principalmente por materiales lignocelulósicos, es en realidad un subproducto que puede tener diversas aplicaciones bastante prometedoras, tales como abono orgánico para la industria hortícola y de floricultura, ya sea composteado con otros materiales orgánicos o sin compostear; substrato nematicida; y substrato para la bioremediación *in situ* de agua y suelo en regiones contaminadas por hidrocarburos o residuos orgánicos similares a la lignina. Este substrato parcialmente degradado contiene una gran variedad de enzimas extracelulares y sustancias nutritivas, las cuales al aplicarse directamente en zonas contaminadas permiten la degradación de compuestos contaminantes y favorecen el desarrollo de otros microorganismos (Chang & Miles, 2004).

Importancia en México.

México por sus raíces indígenas, es un pueblo *micófago*, es decir, “come hongos”. El conocimiento que tienen los campesinos mexicanos sobre los hongos comestibles, es una herencia del saber que tenían los diversos grupos étnicos que poblaban el país en la época prehispánica y que sigue presente quizá no con la gran diversidad y distribución, pero sí con la persistencia en el conocimiento. Por otra parte, la riqueza micológica de especies en México, debido a la gran diversidad climática motivada por su orografía singular y su posición continental, hace que los hongos tengan un lugar muy especial en el saber tradicional. Los hongos comestibles silvestres son un material de venta muy importante en los mercados populares de Mesoamérica, en donde se pueden observar cientos de especies, a su vez identificadas con otros tantos

nombres nativos. Guzmán en 1992 recopiló más de mil nombres comunes de los hongos en América Latina, de los cuales el 80% son de México, tanto en castellano como en diversas lenguas indígenas; la gran mayoría de estos nombres se adscriben a las especies comestibles (Guzmán et al., 1993).

En México en particular, el cultivo de hongos comestibles inició en el año de 1933, en un rancho cercano a Texcoco, Estado de México, propiedad del Sr. José Leben Zdravie (Sierra, 2011). Esto convirtió al país en el tercer lugar de América, donde se emprendía dicho cultivo, sólo antecedido por E.U.A. (1880) y Canadá (1912). Actualmente, la producción comercial de hongos comestibles en nuestro país ofrece notables ventajas sociales, económicas y ecológicas (Mora & Martínez-Carrera, 2007). Sin embargo, a partir de 1974 se empezó con las "orejas blancas" o "setas" (*Pleurotus ostreatus*). Los hongos del género *Pleurotus* son conocidos además de estos nombres comunes en el país como "orejas de palo, orejas de patancán, orejas de cacahuete y orejas de izote", pero la Compañía Hongos de México, S.A., lanzó al mercado su producto con el nombre de "seta". Las orejas blancas han llamado la atención de los cultivadores, dadas las ventajas de estos hongos de crecer sobre materiales baratos, como esquilmos y residuos agro-industriales. Teniendo México las fuertes raíces étnicas relacionadas con los hongos, resulta práctico cultivar los hongos silvestres no micorrízicos comunes como son las especies de *Pleurotus*, altamente apreciadas por los campesinos, siguiendo tecnologías de fácil adaptación. Cultivar hongos comestibles en residuos agro-industriales o esquilmos, ha demostrado sus bondades tanto en países altamente industrializados como en los subdesarrollados del sureste de Asia y siendo México un país esencialmente agrícola, en el que se producen millones de toneladas anuales de esquilmos y residuos agrícola-industriales, cuenta con un potencial enorme para el cultivo de los hongos en tales desechos (Guzmán et al., 1993).

Se estima que la producción comercial en fresco es de aproximadamente 47,468 toneladas anuales. La importancia ecológica de esta actividad económica radica en la utilización y reciclaje de más de 474,000 toneladas anuales de subproductos agrícolas, agroindustriales y forestales. El cultivo de hongos en México ha evolucionado, es importante señalar que las setas, como se les conoce comercialmente a los hongos del género *Pleurotus*, sólo representan cerca del 4.62% de la producción comercial de hongos comestibles en México. Su cultivo es de hecho bastante reciente, ya que empezó en 1974 en Cuajimalpa, Ciudad de México, dentro de las instalaciones de "Hongos de México, S. A. de C. V." En 1990, la producción anual estimada de setas en México fue de 356 Ton. A partir de este año, la producción comercial de setas se

incrementó notablemente, alcanzando alrededor de 1,825 Ton en 1997, lo que representó un incremento del 413% durante este período. Esta tendencia se mantuvo, alcanzando una producción nacional estimada de 2,190 Ton en el 2005 (Mora & Martínez-Carrera, 2007), 2,920 Ton en el 2009 a unas 3,000 Ton para el 2011 (Martínez-Carrera et al., 2010).

Pleurotus ostreatus (Jacq.: Fr.) P. Kummer

Pleurotus tiene su origen de la palabra griega “Pleuro” que significa formado lateralmente o posición lateral del tallo (Chauhan y Varma, 2009). Su morfología se indica en la Figura 1. El píleo va de (4-) 6- 15 (-25) cm ancho, convexo, espatulado, con concha a mejillón, margen involuto al principio a casi plano en edad y solamente ligeramente involuto, finamente blanco pubescente a pubescente sobre el punto lateral de la conexión a él estípite, liso sobre el resto de la superficie, húmedo cuando es joven pero nunca viscoso, pronto seco, blanquecino, amarillo, amarillo pálido al amarillo grisáceo, también pardos, canela pardo claro, canela pardo, canela claro pardusco, a pardo claro cerca del margen, con algunas individuos en su mayoría canela-rosa pálido (Vilgalys et al., 1992). Píleo de 65 × 80 mm cuando está seco; cespitoso, margen involuto liso en un primer momento, amarillo pardusco sólido (Lechner and Wright, 2004).

Lamelas adnato a la mayor parte de decurrente en el estipe lateral, estrechas, ancho (0.5 - 1.5 cm), con dos filas de lamélulas, formando a veces un retículo cerca del punto de adhesión, blanquecino opaco liso al principio, erosionado en edad (Vilgalys et al., 1992), amarillo pálido, márgenes enteros (Lechner and Wright, 2004). Estipite 15-20 × 11-15 mm, excéntrico-lateral, corto, superficie lisa seco (Lechner and Wright, 2004), blanco pubescente a estrigoso en la base. Carne firme, de 1 ó 2 cm de espesor, algo fibrosa, sólida, blanca. Olor agradable y parecido a anís, convirtiéndose en fúngico y desagradable en edad. Gusto suave y agradable en especímenes frescos (Vilgalys et al., 1992).

Pileipellis variable, según las colecciones (Lechner and Wright, 2004), a mixtocutis de 240-370 µm de ancho, compuesto de hifas filamentosas de paredes delgadas estrechamente entretrejidas con conexiones de abrazadera, diámetro de (2,5-)3,4-8,5 µm, intercalados con oleíferos dispersos hifas con contenido amarillo (Vilgalys et al., 1992). Monomitico (Lechner and Wright, 2004) Las hifas son septadas bien desarrolladas que crecen a través del sustrato y absorben el alimento.

Individualmente, las hifas son microscópicas, pero se pueden ver claramente en masa, como micelio (Alexopoulos et al., 1996).



Figura 1. Partes de un cuerpo fructífero macroscópico *Pleurotus ostreatus* (Jacq.: Fr.) P. Kummer, ejemplar perteneciente a la cepa CMIZT-05.

Píleo trama similar a pileipellis, sólo más flojamente entretrejido. Trama laminar compuesto de hifas filamentosas ramificadas regulares (2,5 -) 3,4 - 14 μm de diámetro (Vilgalys et al., 1992). Trama Hymenoforal no completamente irregular, con hifas esclerificado. En algunas colecciones de 4.7 a 10.4 micras de diámetro, o de pared delgada, 2.5 a 4.2 micras de diámetro. Hifas oleíferas no observadas (Lechner and Wright, 2004). Subhymenium de hifas firmemente enrolladas, flexible de 3 - 8 x 3 - 4.5 μm de diámetro (Vilgalys et al., 1992), de 20-23 μm de ancho (Lechner and Wright, 2004), de paredes delgadas, hialinas, con conexiones de abrazadera (Vilgalys et al.,

1992). Basidia 24-36 x 5 -7 μm de diámetro, estrechamente clavada, de paredes delgadas, cuatro esporas, hialina. (Vilgalys et al., 1992). Cheilocystidia y pleurocystidia ausente o similar a basidioles. 23-30 x 5-6 μm . (Lechner and Wright, 2004), 14-30 x 3.5 -8 μm , clavate-capitate, paredes delgadas, hialinas, poco frecuentes a numerosas, más a menudo en el borde branquial. Conexión de la abrazadera presente en todos los tejidos (Vilgalys et al., 1992). Basidiosporas 7.5 -9.5 x 3.2 -4 μm de diámetro, estrechamente elípticas, de paredes delgadas, con un pequeño apículo, hialino. Espora imprime lila a gris lila (Vilgalys et al., 1992). No amiloides, lisa (Lechner and Wright, 2004). Las hifas de contexto ramificado 2.6 a 6.2 micras. Las hifas de estípite de diámetro 3.1-5.2 micras de paredes delgadas, ligeras y ramificada de diámetro constante a esclerificado 5.2-7 micras de diámetro (Lechner and Wright, 2004).

Características en cultivo.

Micelio hialino, de crecimiento plumoso, con zonas aracnoides blanquecinas cerca del inóculo; en la segunda semana aumento del micelio aéreo y es más algodonoso. Margen irregular. Zonas blanqueadas al reverso del agar. El olor no es distinto. El micelio cubre la cajas de Petri entre 1 y 2 semanas. Se observan primordios de los cuerpos fructíferos (Lechner and Wright, 2004).

Avanzando el micelio con hifas generativas, fijadas, hialinas, regularmente ramificadas 1.0-2.5 μm de diámetro. En el centro de la colonia las hifas son generativas, sujetas, de paredes delgadas, regularmente ramificadas, 1,0-5,0 μm de diámetro. Micelio cerca del inóculo con hifas generativas de pared delgada, regularmente ramificadas y de diámetro hifal variable 1,5-5,2 μm diámetro. Microgotas 1,5-2,0 μm de diámetro (Lechner and Wright, 2004).

Esta seta en ambiente natural, es un hongo lignocelulósico que degrada la madera para obtener nutrientes que le permite tener sus fructificaciones, así, crece sobre una superficie horizontal, o en grupo en forma de repisas laterales superpuestas sobre un costado de los árboles (Barbado, 2004). Se encuentran aisladamente, o más usualmente en grandes grupos imbricados a los lados de tocones, troncos y ramas de árboles caducifolios, menos comúnmente en coníferas (Pinus y Abies). Ampliamente distribuido; Fructifica durante el tiempo fresco dondequiera que se encuentren los huéspedes deciduos. Es especialmente aficionado a los hábitats ribereños (Vilgalys et al., 1992).

Clasificación biológica de *Pleurotus ostreatus*.

Grupo: Fungi

Phylum: Basidiomycota

Clase: Agaricomycetes

Orden: Agaricales

Familia: Pleurotaceae

Género: *Pleurotus*

Especie: *P. ostreatus*

Actualmente, los taxónomos han encontrado problemas para clasificar a las especies del género *Pleurotus*, inicialmente se basaron en las características morfológicas de sus cuerpos fructíferos (color, forma, tamaño, etc.) no obstante, la influencia que ejercen los factores ambientales hicieron de estas características fenotípicas, parámetros insuficientes para la determinación taxonómica. La importancia de determinar la identidad taxonómica de los organismos pertenecientes al género *Pleurotus*, radica en que ello facilitará el establecimiento de las condiciones óptimas de manipulación, ya sea con fines de conservación o transformación y para su cultivo a nivel industrial (Maldonado, 2007).

Ciclo de vida.

En la figura 2 aparece la representación esquemática del ciclo de vida para hongos del género *Pleurotus*.

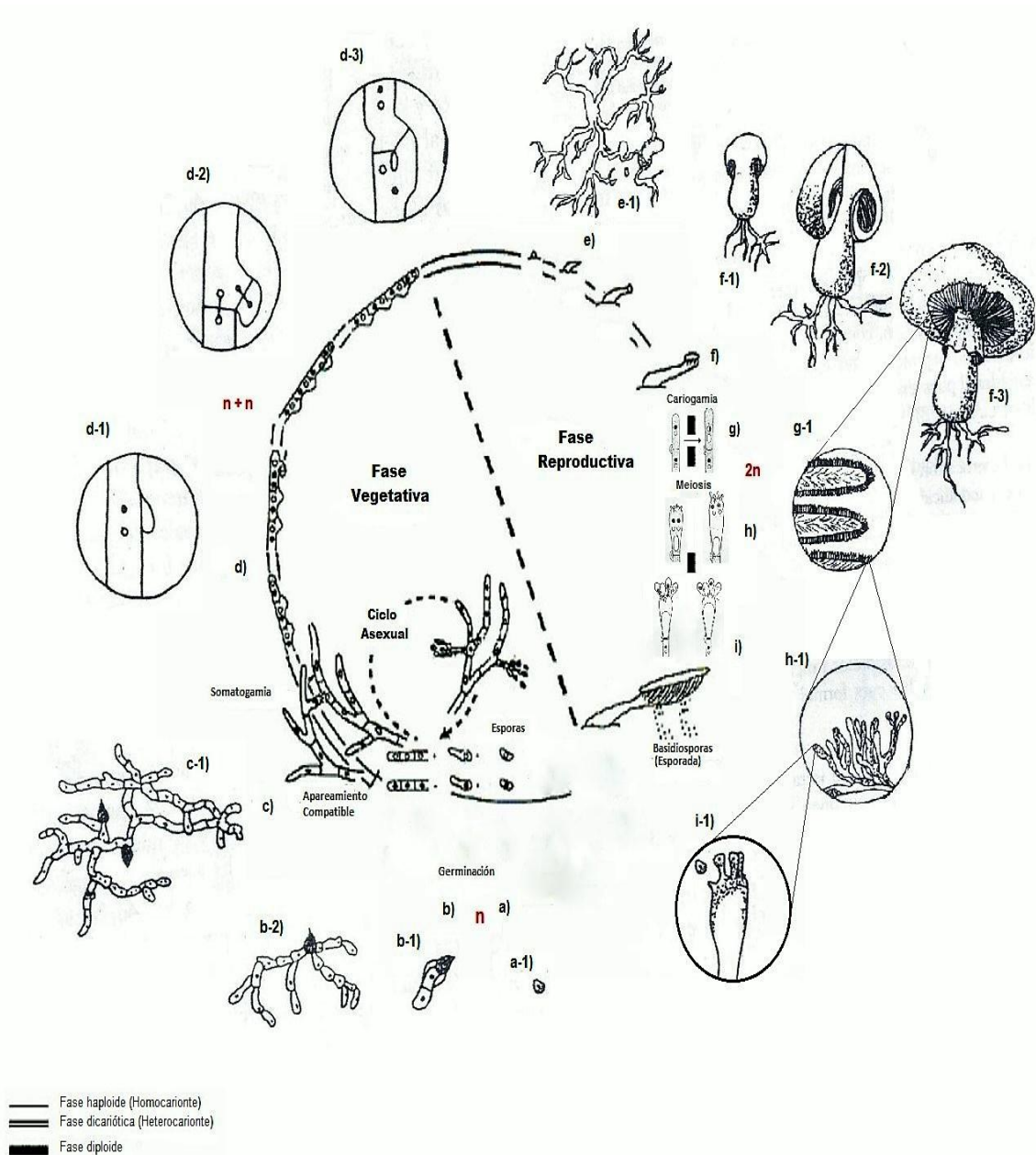


Figura 2. Ciclo reproductivo de *Pleurotus*: a) basidiospora; b) germinación y formación del micelio homocariónico; c) fusión de dos micelios homocariónicos compatibles; d) formación del micelio dicariónico; e) formación de primordios; f) desarrollo del carpóforo; g) himenio; h) formación de basidias; i) basidia diferenciada y basidiosporas (Con base en esquemas de Thania Cazares en Sánchez y Roysse, 2002; y adaptaciones de Valencia del Toro, 2002; con base en Eger-Hummel, 1980; Li, 1980; Raper, 1978 y Burnet, 1975).

El ciclo de vida de los hongos está dividido en dos fases (ver Figura 2), la fase vegetativa y la fase reproductiva (Valencia del Toro, 2002). La fase vegetativa se lleva a cabo a partir de la germinación de una basidiospora dando lugar a una masa de hifas filamentosas monocarióticas denominada micelio, el cual da origen a esporas asexuales por división mitótica llamadas oidios u artrosporas (reproducción asexual), esta fase en laboratorio se desarrolla a partir de fragmentación del micelio, la cual permite mantener las características de la cepa que se está cultivando. En la fase reproductiva o sexual, se lleva a cabo el desarrollo de cuerpos fructíferos, la cual culmina con la producción del basidio portador de basidiosporas haploides (Alexopoulos et al., 1996; Sánchez y Royse, 2002).

El micelio pasa por tres fases distintas de desarrollo antes de que el hongo complete su ciclo de vida: la fase haploide (el micelio primario u homocarión) se origina de la germinación de una basidiospora y está constituido por hifas de células generalmente uninucleadas o monocarióticas y haploides (n). La fase dicariótica (el micelio secundario o heterocarión) deriva del micelio primario y está constituido por hifas de células binucleadas o dicarióticas ($n + n$) (Valencia del Toro, 2002), mediante la fusión de dos células uninucleadas de micelios homocarióticos compatibles (somatogamia), se forma una célula binucleada y a partir de esta célula se desarrolla el micelio secundario o dicariótico (Alexopoulos et al., 1996) (ver inciso "d" de la Figura 2). Ambas fases de desarrollo de micelio forman parte de la fase vegetativa del ciclo de vida; para así llegar a la fase diploide (el micelio terciario), el cual surge a partir del micelio secundario y es característico de la fase de la reproducción sexual de los hongos, en donde el micelio secundario se organiza en tejidos especializados para formar cuerpos fructíferos. La cariogamia (fusión de núcleos) que genera una célula diploide ($2n$) y la meiosis que da lugar nuevamente a células haploides (n) ocurren únicamente en los basidios (ver fase vegetativa inciso "g" y "h" de Figura 2), los cuales son producidos por las laminillas (himenio) localizadas en la parte inferior del píleo. Los núcleos haploides, producto de la meiosis emigran dentro de una tétrada de basidiosporas (ver inciso "i" Figura 2) en la parte externa del basidio en donde finalmente las esporas son liberadas del cuerpo fructífero una vez que este ha madurado, empezando de nuevo el ciclo. (Valencia del Toro, 2002; Sánchez y Royse, 2002).

Valor nutritivo

La importancia de los hongos en la alimentación humana reside en su valor dietético (bajo contenido en carbohidratos y grasas), significativo contenido de proteínas y vitaminas, que los coloca por arriba de la mayoría de vegetales, frutas y verduras. Adicionalmente resultan ser complementos deliciosos en las comidas por sus propiedades organolépticas (Ardón, 2007).

Las setas, son un alimento sabroso, nutritivo y bajo en calorías constituyendo una excelente opción alimentaria. Su composición nutricional se indica en el Cuadro 1. Contienen entre el 20 - 40% de proteínas en base seca, mayores al de la mayoría de los vegetales, estas proteínas son de alta calidad debido a que contienen a todos los aminoácidos esenciales, tales como, lisina, leucina, valina, isoleucina, entre otros. El hongo ostra es rico en carbohidratos, vitaminas, fibra y minerales; y, posee un bajo contenido de grasas. Las vitaminas son especialmente del complejo B, tales como vitamina B1 (tiamina), vitamina B2 (riboflavina), vitamina B3 (ácido pantoténico), vitamina B12 (cobalamina); además de vitaminas C (ácido ascórbico) H (biotina) y D (calciferol). Los hongos son también una fuente de minerales tales como hierro (Fe), calcio (Ca), sodio (Na), fósforo (P) y potasio (K). (Aguinaga, 2012; Gaitán et al., 2006; Sánchez & Royse, 2002).

Cuadro 1. Composición del hongo *Pleurotus ostreatus* de acuerdo con distintas fuentes.

Referencia	Humedad (Nx4.38)	Proteína cruda	Carbohidratos		Fibra cruda	Ceniza	Fósforo	Calcio	Hierro	Grasa cruda	Valor energético (Kcal/g.)
			Totales	N-libres							
Gaitán et al. 2006	-	26	57-71	-	11.9	-	1.4	0.02	0.02	0.9-1.8	367
Chang & Miles, 2004	73.7-90.8	10.5-30.4	57.6-81.8	48.9-74.3	7.5-8.7	6.1-9.8	-	-	-	1.6-2.2	345-367
Salsas et al. 2004	88.5-90	22-24.32	43.67-48.1	-	10.45	6.45	5.4	0.037	0.016	1.8-2.4	-
Bautista, 1997	88.54	.28.05	54.01	-	11.22	8.05	0.24	0.46	-	1.8	314.94

Importancia médica

Se ha reportado que el *Pleurotus ostreatus* tiene ciertas propiedades medicinales, como reducir el nivel de colesterol con una ingesta durante 15 días, es antiviral, posee propiedades anticancerígenas, fortalece el sistema cardiovascular es antibacterial y antitumoral (Aguinaga, 2012).

P. ostreatus produce la mayor cantidad de lovastatina en su cuerpo fructífero, especialmente en las lamelas. Se ha sugerido que puedan ser recomendadas como disminuidores naturales de colesterol dentro de la dieta humana; además, se sabe que el género *Pleurotus*, produce una gran cantidad de glucanos, entre ellos β -D-Glucanos, son hidratos de carbono que por lo general, constituyen la pared del hongo, junto con la quitina y proteínas. La producción de glucanos son importantes debido a su potente acción antitumoral, dentro de los cuales varios glucanos lineales ((1,3)- β -glucanos) y ramificados son ampliamente conocidos, ya que a nivel genético presentan una poderosa inhibición de mutaciones, lo que permiten su potencial uso en tratamiento contra leucocitopenias. Dentro de éstos glucanos se encuentra el Pleuran, que posee una actividad antibacteriana y es producido por *P. ostreatus* (Suárez, 2010, Sánchez & Royse, 2002).

Carbajal (2010), menciona sobre el efecto antioxidante, ya que el género *Pleurotus* poseen sustancias con propiedades antioxidantes como la vitamina C, cuya utilidad es retrasar el proceso de envejecimiento combatiendo la degeneración y muerte de las células que provocan los radicales libres.

1.1. ANTECEDENTES

Gutiérrez-Cerón en 1994 evaluó 10 cepas de *Pleurotus* (5 cepas de *Pleurotus ostreatus* y 5 cepas de *Pleurotus cornucopiae*) en base a su velocidad de crecimiento radial sobre diferentes medios de cultivo en caja Petri, de las cuales se seleccionaron las cepas IE-8 y la UAM-1 (ambas *Pleurotus ostreatus*) que presentaron las velocidades de crecimiento más altas en todos los medios de cultivo estudiados. Estas cepas fueron cultivadas sobre paja de avena, donde la cepa UAM-1 fue la que presentó una mayor eficiencia biológica, lo cual la hace una cepa susceptible de ser utilizada en el cultivo comercial de setas sobre paja de avena.

Rodríguez en 1996 estudió el comportamiento de tres cepas de *Pleurotus* spp. sobre tres medios de cultivo sólido a nivel laboratorio: agar con extracto de malta (EMA), agar con dextrosa y papa (PDA); y agar con harina integral de trigo y dextrosa (HIT) resultando el medio de cultivo más adecuado HIT. Cultivaron en tres diferentes substratos lignocelulósicos obteniendo mejores resultados en paja de pasto con mayor producción de carpóforo y eficiencia biológica (EB) de las tres cepas, seguido por el rastrojo de maíz y rastrojo de sorgo.

En el 2006 Pérez Roldan caracterizó macroscópicamente ocho cepas de *Pleurotus* (*Pleurotus levis*, *P. ostreatus*, *P. djamor* var. *djamor*, y *P. djamor* var. *roseus*) en tres medios de cultivo (PDA, ASD y AEM) y temperaturas estudiadas (18, 24 y 26°C), aisladas en Guatemala. Se describen las características coloniales de cada una de ellas. También se evaluó la tasa radial de crecimiento se determinó que existe diferencia significativa cuando se comparan las cepas, el medio de cultivo y la temperatura ($p < 0.05$) de cada una de las especies evaluadas; a excepción de las cepas de *P. djamor* var. *djamor* 70.2003 y 138.2001 en las cuales no existió diferencia significativa ($p > 0.05$). La producción de biomasa al comparar los resultados obtenidos en los diferentes medios de cultivo y temperaturas no tuvo una diferencia estadísticamente significativa ($p > 0.05$).

Maldonado en el 2007 obtuvo cepas híbridas de *Pleurotus* spp. y las caracterizó desde el punto de vista morfológico y de productividad, para ello reactivaron 12 cepas de diferentes especies del género *Pleurotus*, de las cuales eligieron 3 (RP, IE200 y ECS127R). Dichas cepas fueron sometidas al proceso de descariotización química utilizando dos soluciones peptona glucosa (PPG) y glicina glucosa (GG), realizando la recuperación asimétrica de los neohaplontes (Nhs) para cada una de las cepas. Se determinó la morfología micelial y velocidad de crecimiento de los Nhs y las cepas parentales obtuvieron dos híbridos a partir de los Nhs de las cepas parentales IE200 y ECS127R. Las eficiencias biológicas (%EB) de las cepas híbridas IE2001x ECS127Ra (24.91%) e IE2001x ECS127Rf (19.98%) fueron mayores con respecto a las cepas parentales IE200 (19.2%) y ECS127R (14.5%) en cuanto a la morfología de los cuerpos fructíferos, los híbridos presentaron color blanco para los primordios, carpóforos y esporadas, similar a la cepa parental IE200 así como, la forma de las láminas subdecurrente y del píleo (pétalo de flor). Obtuvieron carpóforos con diámetro de píleo entre 10 y 15 cm, para las cepas híbridas, lo que se considera como cepas fúngicas con alto potencial para el cultivo comercial de setas. Finalmente el método de extracción de ácidos nucleicos utilizado, permitió obtener ADN genómico de buena calidad, mismo que puede ser posteriormente utilizado para estudios genéticos de las cepas híbridas obtenidas.

Aguilar (2007) evaluó la obtención de semilla a partir de micelio crecido tanto en medio sólido como en medio líquido de cinco cepas. Se determinaron los parámetros de crecimiento en medio líquido, utilizando diferentes medios de cultivo a partir de los resultados obtenidos, se seleccionó la cepa con mayores rendimientos para la determinación de los parámetros cinéticos. Para la fructificación de la cepa se llevó a cabo la invasión del micelio en trigo. Los tiempos de cultivo para la fructificación para la cepa en sustrato no presentó diferencias significativas en la disminución de tres días en la producción de semilla representando un ahorro de tiempo para la producción comercial.

En el 2009 Arriaga y Morales evaluaron la tasa de crecimiento de cepas, así como el peso y diámetro de carpóforos de *Pleurotus ostreatus* (Jacq.: Fr.) Kumm., variedades horalia, estado de México, florida y *P. djamor* rosa. La propagación del micelio se realizó en el medio nutritivo HAA (Harina de trigo integral-Azúcar-Agar). Para semilla e inóculo primario utilizaron el grano de trigo y como sustrato paja de trigo. En donde

Pleurotus ostreatus variedad estado de México presentó el mayor diámetro y peso de carpóforos, mientras *P. djamor* rosa tuvo el menor diámetro y peso de carpóforos. La tasa de crecimiento de las cepas fluctuó de 0.85 y 0.47 cm. por día.

Hernández-González (2009) caracterizó y relacionó genéticamente distintas cepas con base en la secuencia de la región ITS1-5.8-ITS2 del DNA ribosomal, región que ha sido reconocida por el apoyo que brinda en el reconocimiento de especies. Analizando 14 cepas de *Pleurotus* spp. en los que se reconocen tres conjuntos, dos de los cuales se encuentran muy cerca de *Pleurotus pulmonarius* y *P. colombinus*, estos dos a su vez, muy cerca del conjunto afín a *Pleurotus ostreatus* y las cuatro restantes muy cercanos a *P. djamor*, obteniendo cinco grupos de color, que fueron: arena-marfil, gris, naranja grisáceo, rosa y blanco.

Suárez en el 2010 realizó un estudio en el cual se desarrollaron varias metodologías para producir micelio de Shiitake (*Lentinula edodes*) y Orellanas (*Pleurotus ostreatus* y *Pleurotus pulmonarius*) a partir de cuerpos fructíferos para la producción de semilla. Al igual, se evaluaron diferentes medios de cultivo sintéticos y diferentes tipos de semillas de cereales para la producción de micelio y semilla, para la iniciación de los cultivos de setas. El mejor medio de cultivo para la producción de micelio fue PDA (Papa, dextrosa y agar) y el mejor cereal para la producción de semilla fue el trigo.

Aguinaga en el 2012 realizó una evaluación para determinar la mejor alternativa de sustrato para el cultivo de hongo comestible *Pleurotus ostreatus* en rendimiento y en costos de producción. Los cuatro tratamientos de sustrato fueron: bagazo de caña de azúcar, paja de trigo, aserrín y mezcla forrajera con tres repeticiones cada una. Las variables de estudio fueron: el peso fresco del hongo, el diámetro del carpóforo, el porcentaje de eficiencia biológica y el rendimiento de producción. Obteniendo los mejores resultados en bagazo de caña en todas las variables estudiadas.

1.2. JUSTIFICACIÓN

Debido a la alta demanda de alimentos que contribuyan en la salud del consumidor, se busca la selección de cepas que de alguna manera muestren mejores rendimientos, cepas que presenten una producción más alta en un menor tiempo.

1.3. OBJETIVOS

OBJETIVO GENERAL

Evaluar la producción de micelio y de cuerpos fructíferos de cuatro cepas comerciales de *Pleurotus ostreatus*.

Para cumplir el objetivo general se presentan los siguientes objetivos particulares.

OBJETIVOS PARTICULARES

- * Comparar la velocidad de crecimiento del micelio en medio sólido de cuatro cepas de *P. ostreatus*.
- * Evaluar la productividad de micelio en medio líquido de cada cepa.
- * Determinar tiempo de invasión de micelio en grano trigo de las cuatro cepas de *P. ostreatus*.
- * Determinar los parámetros de productividad, como son la precocidad, la eficiencia biológica y la tasa de producción de las cuatro cepas.

2. MATERIALES Y MÉTODOS

El presente trabajo se desarrolló en dos etapas: Laboratorio e invernadero; ambas en la Facultad de Estudios Superiores Iztacala de la Universidad Nacional Autónoma de México en la Ciudad de México.

La etapa de laboratorio se llevó a cabo en el Laboratorio de Microbiología Aplicada “cabecera L-421”, consistió en la preparación del medio nutritivo, la propagación del micelio de las diferentes cepas de *Pleurotus ostreatus* así como la preparación e hidratación del sustrato, y la preparación de la semilla o inóculo e inoculación en el sustrato.

La etapa de invernadero se realizó en el invernadero de Microbiología Aplicada de Jardín Botánico de la FES-I, consistió en la incubación, fructificación y cosecha de los carpóforos de las diferentes variedades de *Pleurotus ostreatus*.

CEPA FÚNGICA

Para el presente trabajo se utilizaron cuatro cepas comerciales de *Pleurotus ostreatus* denominadas CMIZT-03, CMIZT-05, CMIZT-09 (control) y CMIZT-18 (Colección Microbiológica de Iztacala, del Laboratorio de Microbiología Aplicada cabecera L-421) proporcionadas por el Laboratorio de Química Biológica y Microbiología Aplicada de FES-I en cajas de Petri cada una con cultivo sólido agar malta.

Cuadro 2. Cepas del Laboratorio de Química Biológica y Microbiología Aplicada de la Facultad de Estudios Superiores Iztacala y su procedencia de acuerdo a los datos del estudio realizado por Hernández-González (2009).

Cepas	Especies reportadas	Información de Procedencia		Color de píleo
		Cepario	Nom.	
CMIZT-03	<i>Pleurotus ostreatus</i>	U. de Puebla, Méx.	UAP-9	Marfil
CMIZT-05	<i>Pleurotus ostreatus</i>	Fac. de Química, UNAM	IAP	Marfil
CMIZT-09	<i>Pleurotus ostreatus</i>	CINVESTAV, Méx.	CDBB-H-302	Arena
CMIZT-18	<i>Pleurotus ostreatus</i>	Cepa comercial		Gris

PROPAGACIÓN VEGETATIVA

Medio de cultivo sólido.

Se disolvió extracto de malta (1.5%) y agar (2%) en agua destilada y una vez hidratado el agar se esterilizó en autoclave a 121°C por 20 minutos luego se vertieron 20 mililitros del medio estéril en cajas Petri desechables estériles. Las cajas Petri con el medio sólido se incubaron a 25°C por 2 días para verificar la esterilidad del medio. (Ramírez et al., 2007).

Para la realización de la resiembra y propagación, se inocularon con implantes de 0.25 cm² con micelio desarrollado de cada cepa; se realizaron cinco replicas por cepa. Posteriormente las cajas inoculadas se incubaron a 25°C durante 12 días. Durante el periodo de incubación, se midió con un vernier el diámetro micelial (cm) cada tercer día; para ello se trazaron dos ejes cartesianos sobre la tapa de la caja, tomado como intersección el centro del implante (Figura 3 y 4). Las variables cualitativas (color, textura, presencia de micelio aéreo y densidad) fueron tomadas una vez que el micelio cubrió la superficie del medio de cultivo en las cajas Petri de acuerdo a Rodríguez (1996) (Anexo 1).

Para calcular la velocidad de crecimiento se utilizó la fórmula de Sinclair y Cantero (1989). Velocidad de crecimiento = $(Df - Di) / (Tf - Ti)$ Donde: Df = Diámetro final de crecimiento; Di = Diámetro inicial de crecimiento; Tf - Ti = Días de crecimiento micelial (Huerta & cols., 2009) resuelto por el método de aproximación matemática de solver (Excel 2003) (Anexo 2, Ecuación 1).

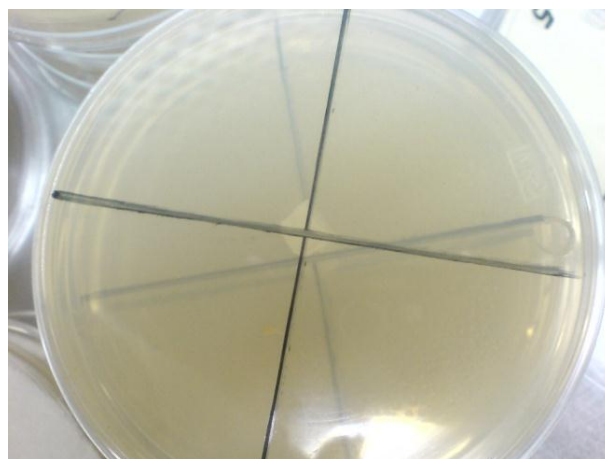


Figura 3. Siembra de cepa en cultivo sólido

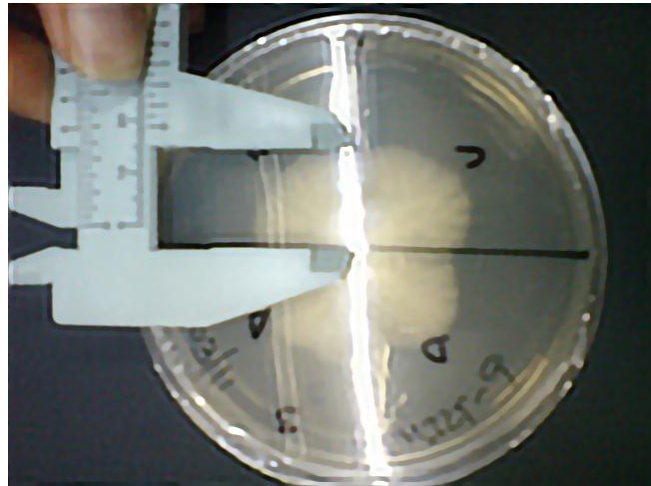


Figura 4. Medición de crecimiento de micelio

Medio de cultivo líquido.

Se disolvió extracto de malta (1.5%) en agua destilada y se esterilizó en autoclave a 121°C por 30 minutos luego se vertieron 50 mililitros del medio estéril en frascos estériles. Los frascos con el medio líquido se incubaron a 25°C por 2 días para verificar la esterilidad del medio (Ramírez et al., 2007). El medio estéril se utilizó para la resiembra de las cepas (Figura 5).



Figura 5. Cultivo líquido

Posteriormente se obtuvo un cuadro de 0.25 cm² de micelio de cada cepa y se colocaron en frascos con cultivo líquido previamente esterilizados, después de 40 días se extrajo el micelio del medio de cultivo, se filtró y se pesó. Se dejó secar el micelio en una estufa a 60°C por 8 días y se obtuvo de esta forma el peso seco. Se realizó la

comparación de peso fresco (Figura 6) y seco (Figura 7) del micelio para la evaluación de producción. Con estos datos se realizaron los cálculos de humedad de micelio obtenido en medio líquido restando el peso seco al peso fresco, dividiéndolo el resultado por el peso fresco y multiplicando por 100 (Gutiérrez 1994 tomado de Saucedo 1991) (Anexo 2, Ecuación 2).



Figura 6. Peso fresco de micelio

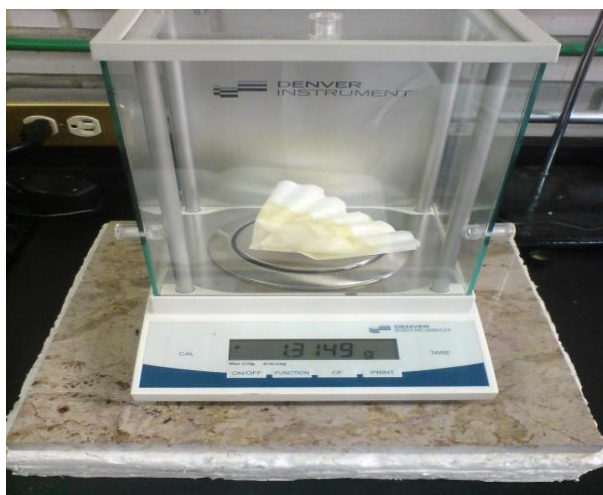


Figura 7. Peso seco de micelio

PREPARACIÓN DE INÓCULO EN GRANO

Para preparar la semilla en grano se utilizó trigo, el cual se lavó y dejó remojar un día; se enjuagó con agua corriente drenando el exceso de agua. Posteriormente se introdujeron 250 gramos de semilla en bolsas de polietileno resistente a altas

temperaturas (Figura 8). Una vez selladas se colocaron en la autoclave y se esterilizaron a 121°C por 30 minutos (Figura 9). Transcurrido el tiempo de esterilización se dejaron enfriar para incubarse. Este proceso se realizó para la semilla primaria, secundaria y terciaria.



Figura 8. Pesado de la semilla



Figura 9. Acomodo en autoclave

Para la siembra primaria se inoculó cada bolsa de grano de trigo con la mitad de contenido de micelio de una caja Petri, utilizando dos cajas Petri de cada cepa

(CMIZT-3, 5, 9 y 18) y se incubaron por 15 días a una temperatura de 27°C (Figura 10).



Figura 10. Siembra primaria



Figura 11. Invasión de micelio en semilla

Para la siembra secundaria de semilla se inoculó otra bolsa de semilla previamente esterilizada con una bolsa completa de siembra primaria de cada cepa (CMIZT-3, 5, 9 y 18) y se incubaron por 15 días a una temperatura de 27°C

En la siembra terciaria se inoculó otra bolsa de semilla previamente esterilizada con la mitad de bolsa de siembra secundaria de cada cepa (CMIZT-3, 5, 9 y 18), y se incubaron por 15 días a una temperatura de 27°C.

PREPARACIÓN DEL SUSTRATO

Para la producción de fructificaciones se utilizaron 20 kilos de paja. Fue hidratada por inmersión en agua durante un día. Posteriormente se pasteurizó en una vaporera por 1 hora. Una vez terminada la pasteurización se dejó enfriar la paja y fue colocada en bolsas de polietileno transparentes de 35 x 45 cm,

INOCULACIÓN DEL SUSTRATO

En cada bolsa el peso equivalente a 500 g. de paja fue inoculada con 300 gramos de semilla de cada cepa (CMIZT-3, 5, 9 y 18) (Figura 11 y 12).



Figura 12. Preparación de bolsas con paja

FASE OSCURA Y FASE DE LUZ

La paja inoculada fue incubada 20 días en oscuridad. A los 7 días de inoculada, el micelio del hongo empezó a invadir el sustrato y a cada bolsa se le realizaron perforaciones para permitir el intercambio gaseoso y favorecer el crecimiento del micelio (Gaitán-Hernández, et al., 2009). A la aparición de los primordios (Figura 13), las bolsas se abrieron y se pasaron al invernadero para su fructificación.

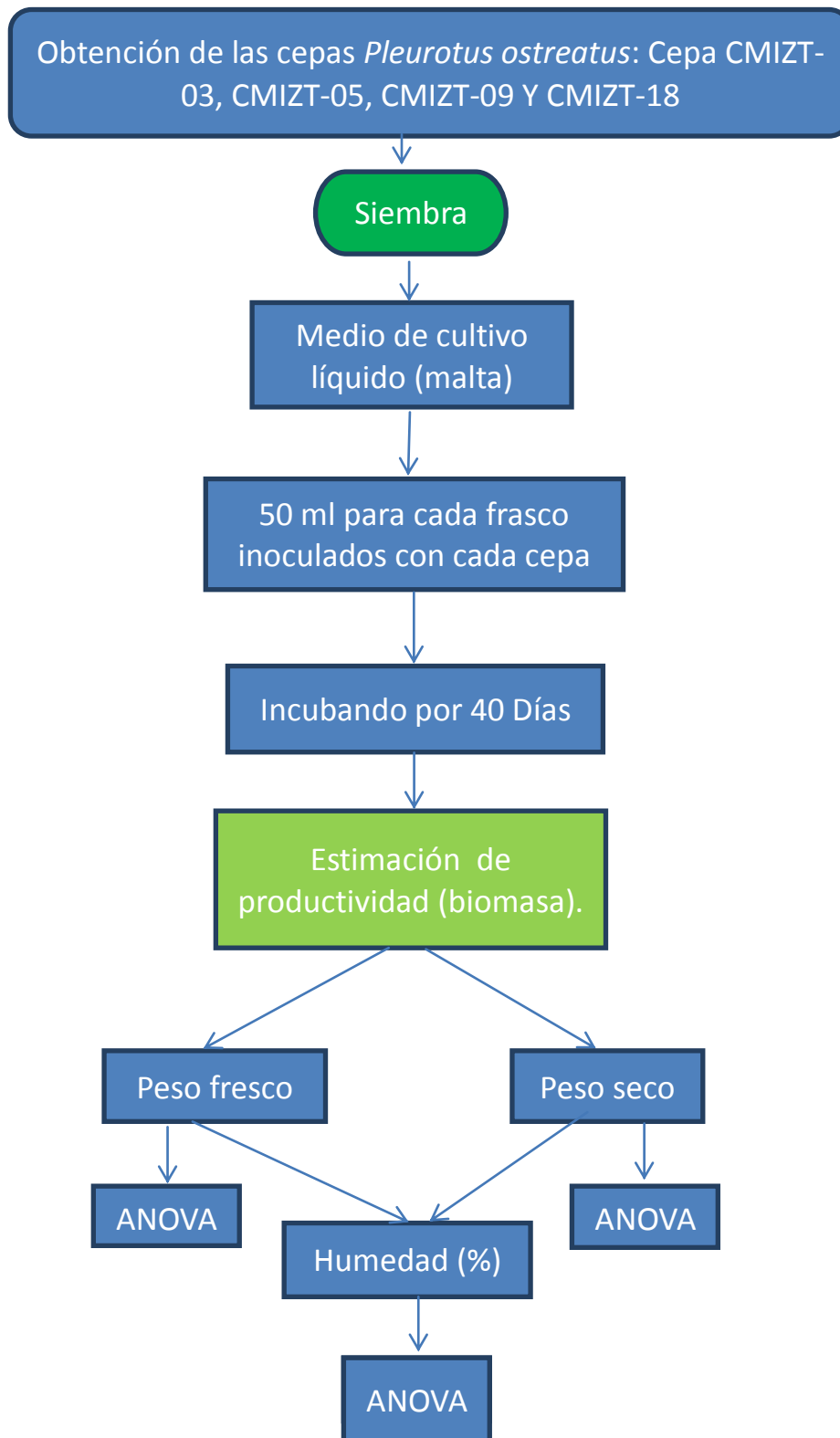


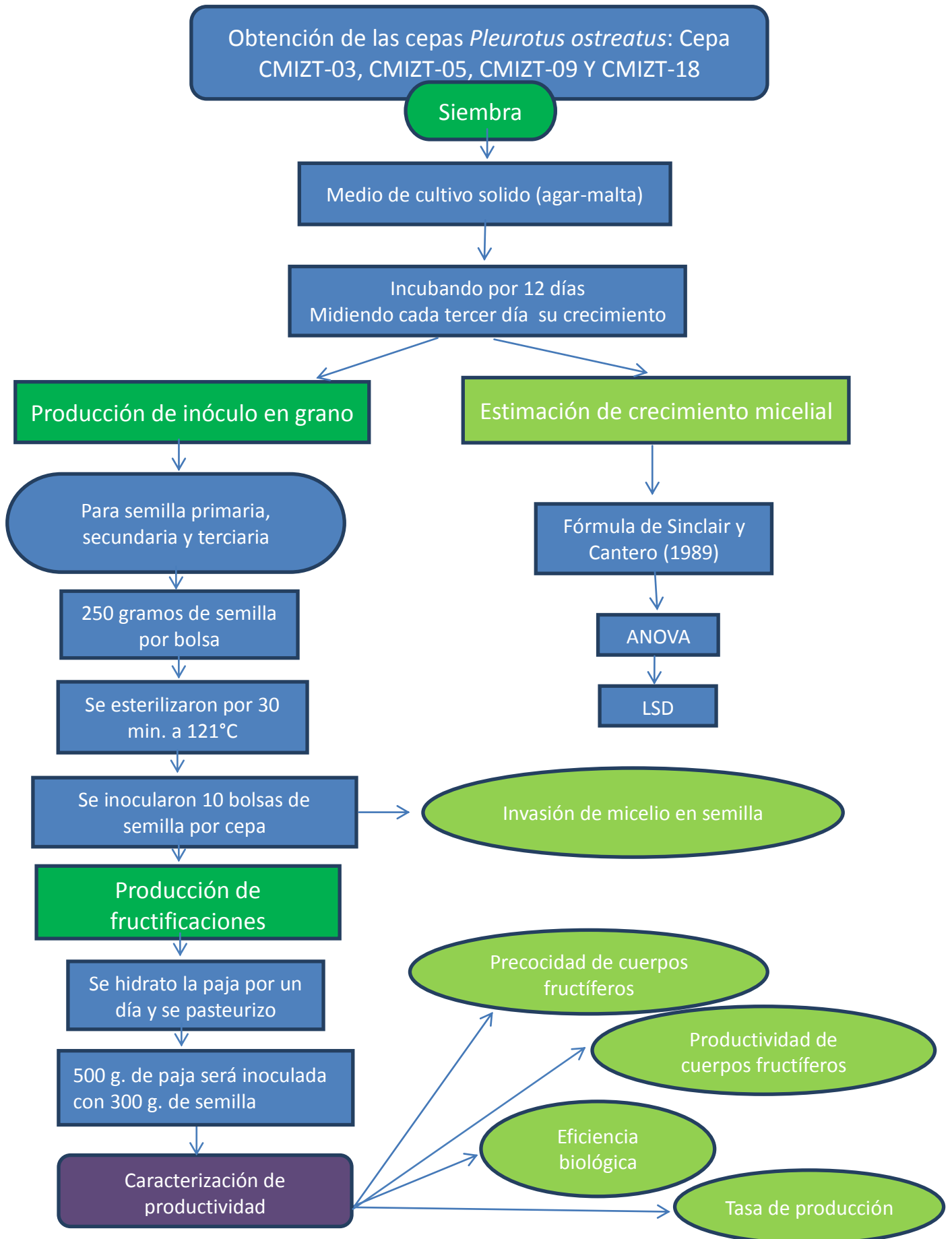
Figura 13. Aparición de primordios

La producción de hongo se evaluó con base a la eficiencia biológica (EB) (Anexo 2, Ecuación 4) (Gaitán-Hernández, et al., 2009), la Precocidad (Pr) Se midió como número de días transcurridos desde el inicio de la incubación en condiciones de fructificación hasta la primer cosecha de cuerpos fructíferos maduros en cada una de las bolsas (Anexo 2, Ecuación 3) (Aguilar, 2007), y la Tasa de Producción (TP) = (EB) / (el tiempo requerido desde la siembra hasta el último corte) (Anexo 2, Ecuación 5) (Ríos et al., 2010).

También se realizó la evaluación de producción por grupo de tamaño, que consistió en el tamaño de los hongos producidos, esto último con base en el diámetro del píleo: Chicos (Ch): <5 cm, Medianos (M): 5–10 cm y Grandes (G): >10 cm.

Diagrama de Flujo. Fase experimental.





3. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

Velocidad de crecimiento

La tasa de crecimiento es una característica muy importante de cada hongo, que varía con las condiciones del medio y que sirve para hacer comparaciones o predicciones sobre el comportamiento de cepas o sustratos diferentes (Sánchez y Royse, 2001), en el caso de esta investigación se comparó la producción de micelio de las cuatro cepas.

Con las mediciones realizadas cada tercer día de cada cepa en medio de cultivo sólido agar malta, se aplicó la fórmula de velocidad de crecimiento de Sinclair y Cantero (1989), (Figura 16). Los resultados obtenidos se evaluaron mediante el estadístico ANOVA, en las cuales se obtuvieron diferencias estadísticas significativas con una probabilidad de 0.05. Se aplicó la prueba de LSD, donde se observa que entre las cepas se forman dos grupos, agrupando a las cepas CMIZT-03, CMIZT-05 y el grupo control CMIZT-09 en el grupo “a” y a la cepa CMIZT-18 en el grupo “b” debido a que en ambas pruebas las cepas CMIZT-03, CMIZT-05 y el grupo control CMIZT-09 (grupo “a”) presentaron mayor crecimiento que la cepa CMIZT-18 (grupo “b”) (Cuadro 3).

Los resultados obtenidos de la velocidad de crecimiento logrado por las cuatro cepas en medio sólido, se presentan en el Cuadro 3 y se determinó gráficamente la tasa diametral de crecimiento del hongo con respecto al tiempo (cm/día) (Figura 14).

Cuadro 3. Crecimiento micelial para las cepas de *P. ostreatus* cultivadas en caja Petri.

Cepa	Velocidad de crecimiento (cm/día)	Velocidad de crecimiento promedio (cm)
CMIZT-03	0.591 ± 0.042 ^a	8.15 ± 0.56 ^a
CMIZT-05	0.593 ± 0.004 ^a	8.18 ± 0.05 ^a
CMIZT-09	0.605 ± 0.010 ^a	8.34 ± 0.14 ^a
CMIZT-18	0.488 ± 0.103 ^b	6.73 ± 1.47 ^b

Media ± desviación estándar (DE) para 5 repeticiones, letras diferentes indican diferencias significativas (LSD, $p \leq 0.05$) Medias con misma letras son estadísticamente iguales.

El crecimiento de un hongo varía según si se da en un medio sólido o en un medio líquido. Sánchez y Royse (2002), mencionan que cuando el crecimiento de un hongo se da en medio sólido se presenta un crecimiento de forma lineal como se muestra en la Figura 14; esto debido a que el crecimiento solo se da en la parte apical de una hifa, la cual tiene la capacidad de elongarse alejándose del centro de la colonia.

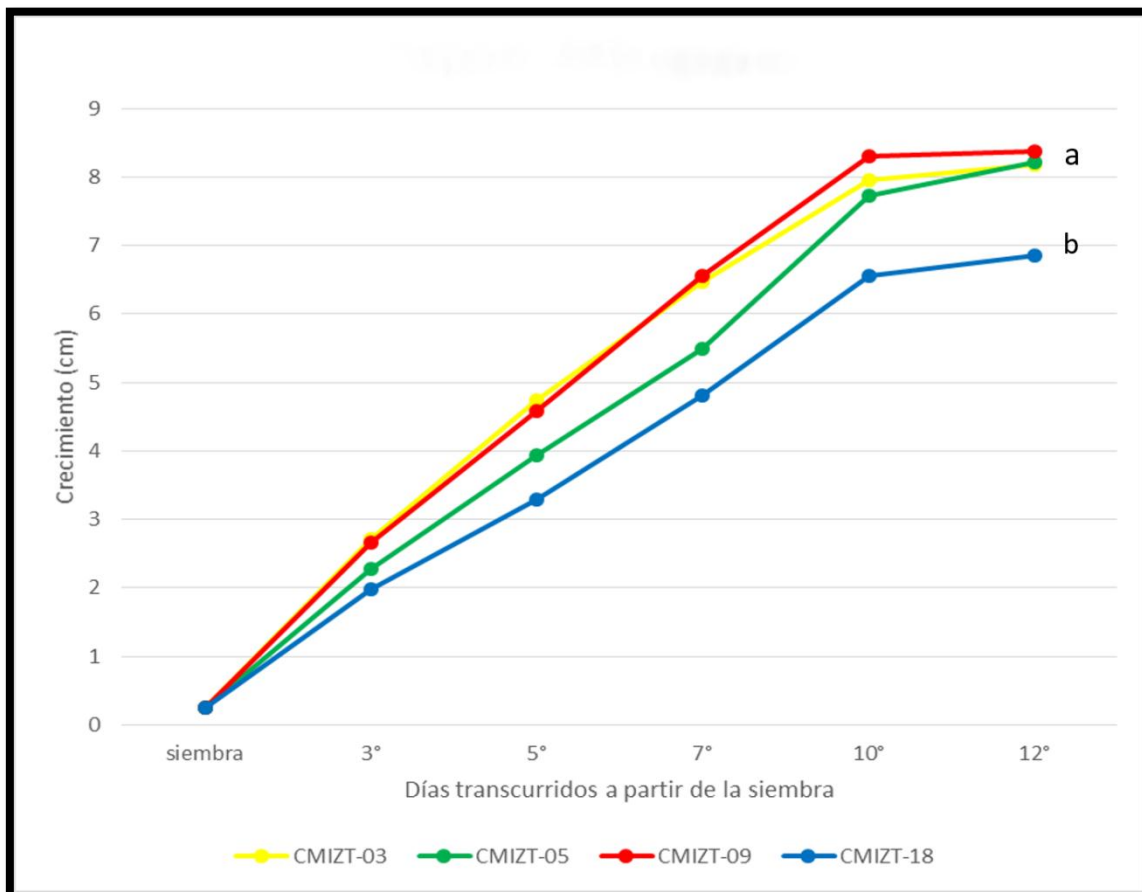


Figura 14. Crecimiento diametral micelial promedio de las cepas de *Pleurotus ostreatus* en medio de cultivo sólido agar malta, letras diferentes indican diferencias significativas (LSD, $p \leq 0.05$).

En esta figura se observa un diámetro mayor de la cepa CMIZT-09 al doceavo día de incubación con un desarrollo promedio de 8.34 cm de diámetro (Figura 17) y con una tasa de crecimiento micelial de 0.605 cm/día (Figura 15) distinto a las demás cepas (Tabla 3). En el mismo periodo de incubación, la cepa CMIZT-03 y CMIZT-05 tuvo un crecimiento similar con un diámetro micelial promedio de 8.15 cm y 8.18 cm (Figura 16), con una velocidad de crecimiento de 0.591 y 0.593 cm/día, respectivamente (Figura 15), y a la cepa CMIZT-18 que obtuvo un diámetro micelial promedio de 6.73 y una velocidad de crecimiento de 0.488, ambos valores por debajo de las demás cepas (Tabla 3).

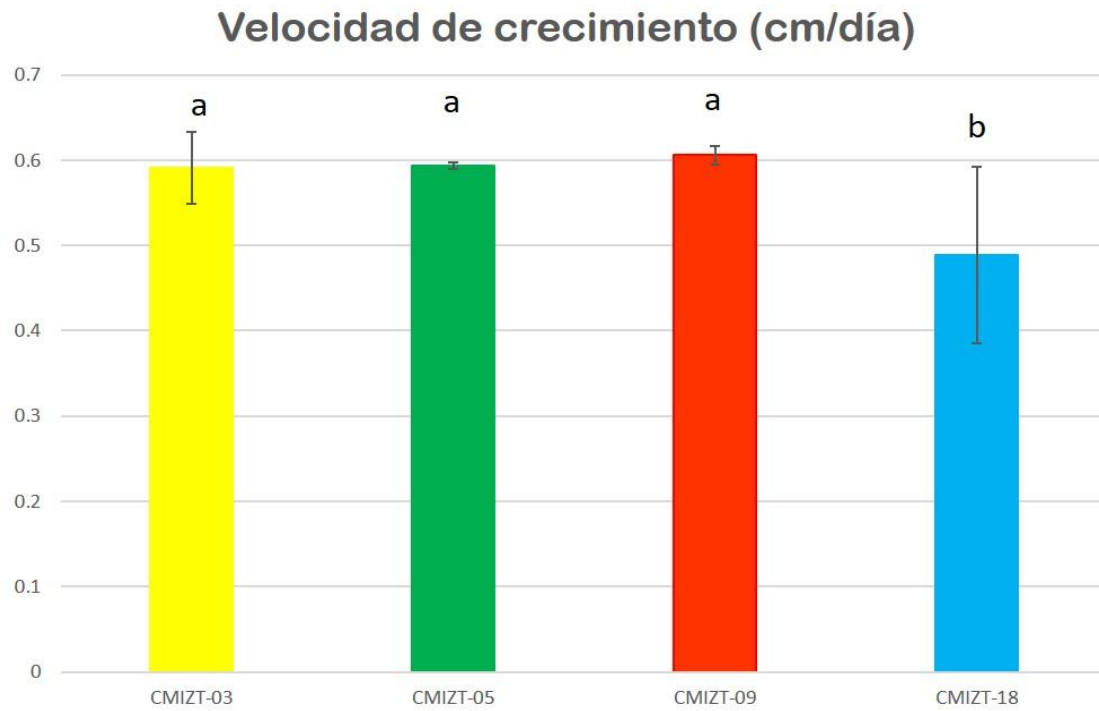


Figura 15. Representación de crecimiento micelial por día, letras diferentes indica diferencias significativas (LSD, $p \leq 0.05$).

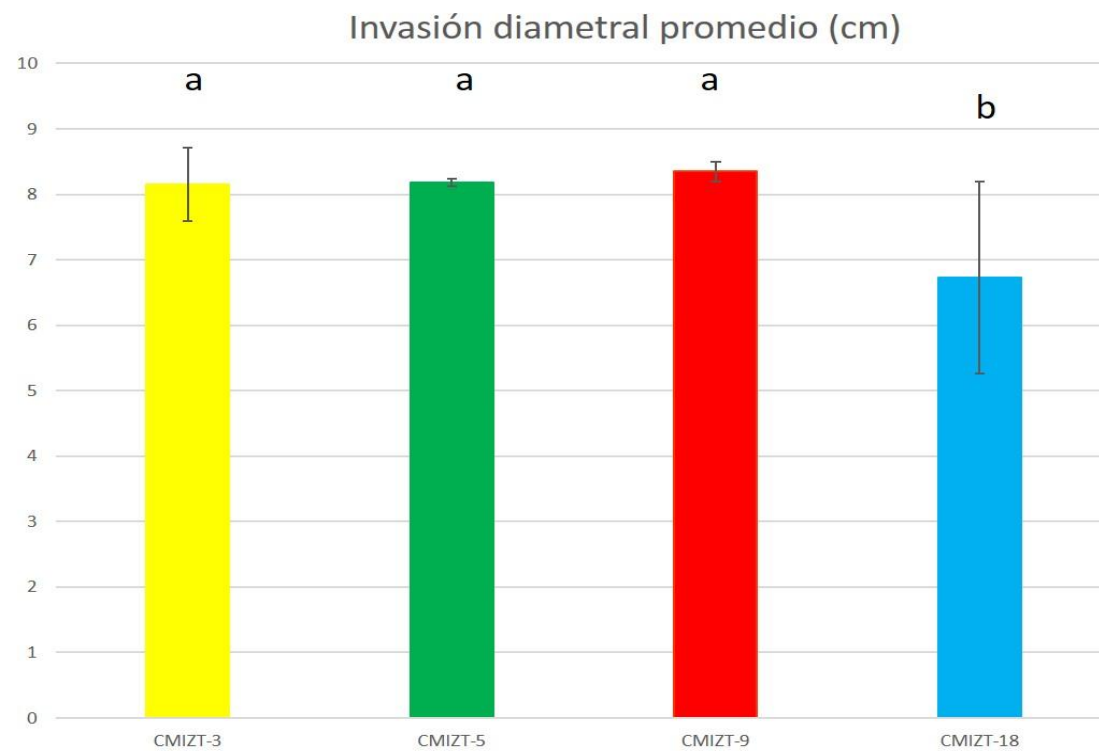


Figura 16. Representación de crecimiento micelial promedio de cada cepa, letras diferentes indica diferencias significativas (LSD, $p \leq 0.05$).

Los valores reportados por Arriaga y Morales (2009) en cuanto a tasa de crecimiento en medio nutritivo HAA (Harina de trigo integral-Azúcar-Agar) fluctuaron entre los 0.47 y 0.85 cm de diámetro, *Pleurotus ostreatus* variedad estado de México con 0.62 cm. Las cepas que presentaron una menor tasa de crecimiento fueron *Pleurotus ostreatus* variedad horalia y *Pleurotus ostreatus* variedad florida con 0.51 y 0.47 respectivamente quedando nuestras cepas dentro de estos valores. Por otro lado, Rodríguez (1996), reporta un crecimiento de 1cm/día para la cepa de *Pleurotus ostreatus* en el medio EMA y 0.61 cm/día en medio PDA; Gutiérrez-Cerón (1994), reporta un crecimiento apical de 0.909 y 0.968 cm/día en dos cepas de *Pleurotus ostreatus* (IE-8 y UAM-1) concluye que la velocidad de crecimiento apical es un parámetro adecuado para evaluar el crecimiento de un microorganismo sobre un sustrato dado y de esta forma evaluar el efecto que tiene el tipo de inóculo sobre la producción de micelio del hongo.



Figura 17. Invasión total de micelio en agar-malta al 10º día de incubación.

Pérez (2006), reporta un crecimiento de 0.654 cm/día en medio PDA y ASD y 0.66 cm/día en una cepa de *Pleurotus ostreatus* en medio EMA a 24°C superiores a los datos obtenidos en este trabajo, cabe mencionar, que estos datos superiores a los del presente trabajo pueden deberse a que ya eran cepas que se habían activado previamente para ser seleccionadas para probarlos en una segunda ronda ya que Gutiérrez-Cerón (1994), menciona que en resiembra, el inóculo secundario que se obtiene es de consistencia fuerte, además de que se obtiene una gran cantidad de inóculo en un lapso de tiempo corto, concluyendo que existe una disminución en el tiempo de producción del inóculo secundario con respecto al inóculo primario. Esto

debido a que el hongo se encuentra adaptado al sustrato en el cual se está propagando, tal y como lo demuestra en su investigación observando un aumento en la de velocidad de crecimiento (de 0.96 a 1.52 y 0.909 a 1.47 cm/día de la cepa UAM-1 IE-8 respectivamente) al realizar su inóculo secundario.

Se obtuvo el registro del lleno total de cepa control CMIZT-09 y la cepa CMIZT-05 a los 10 días de incubación en medio sólido agar malta y la cepa CMIZT-03 presentó el lleno total de las cajas a los 15 días de incubación a excepción de la cepa CMIZT-18 con solo el 65% después de los 15 días. López y colaboradores (2011), reportan el lleno total a los 12 días de incubación en medio sólido quedando dentro del rango entre los 10 y 15 días que presentaron nuestras cepas. Los valores obtenidos al octavo día de medición el menor diámetro fue de la cepa CMIZT-18 con un diámetro promedio de 6.55 y la mayor fue la cepa control CMIZT-09 con 8.28. Además, Salmones et al., (1997), argumentan que *P. ostreatus* requirieron de 14 a 18 días de incubación para los dicariones y que en promedio los parentales requirieron de 10 a 12 días, estando también dentro de estos rangos nuestras cepas.

Maldonado (2007) reporta el tiempo medio de invasión micelial de las cepas de *Pleurotus* spp. y ubicadas como *Pleurotus ostreatus* en la investigación realizada por Hernández- González (2009), utilizadas en el presente trabajo UAP-9 (CMIZT-03) de 5 días, considerada la más vigorosa, ya que invadió con mayor rapidez el medio de cultivo sólido agar malta, y a la cepa IAP (CMIZT-05) con 8.3 días; las cepas de *Pleurotus* spp ECS127R y RP con 5.6 y 5 días respectivamente y IE200 de *Pleurotus djamur* con 5.3 días de tiempo medio, siendo estas tres últimas las seleccionadas para continuar con su investigación. Al comparar los resultados reportados por Maldonado (2007), con los datos obtenidos en el presente trabajo, se puede observar que aunque hay discrepancias en cuanto al término utilizado para nombrarlo, el tiempo medio de invasión micelial así como el crecimiento micelial acumulado, son parámetros de fácil medición que son útiles para comparar el comportamiento micelial y fenotípico de las cepas así como para dilucidar, de una manera indirecta, el rendimiento del cultivo de dichas cepas. De esta forma como Clark y Anderson (2004) citados por Maldonado (2007) concluye, las colonias más grandes y de rápido crecimiento tienen el potencial de producir un mayor número de cuerpos fructíferos y esporas que las colonias más pequeñas, además de contribuir con un mayor número de gametos y de genes visibles para la producción de estos organismos. Por el contrario, Pérez (2006), menciona que es importante considerar que si bien la tasa de crecimiento no se relaciona con la productividad de las cepas, favorece la formación y desarrollo de primordios en menor

tiempo y reduce los ciclos de cultivo cuando se evalúan las cepas en planta piloto bajo las mismas condiciones ambientales.

Biomasa.

Morfología micelial de las cepas de *Pleurotus ostreatus* utilizadas

Se determinó la morfología a nivel de micelio entre las cepas y como se puede observar en el Cuadro 4, la mayoría de las cepas mostraron morfología de tipo algodonosa (CMIZT-05, CMZT.09 y CMIZT-18) y solo las cepas CMIZT-03, presentó fenotipo transparente; con respecto a la abundancia, el micelio exuberante predominó sobre el micelio con abundancia regular, siendo la cepa CMIZT-18 quien desplegó la morfología con esta última abundancia.

Cuadro 4. Características macroscópicas de las colonias de las cepas de *Pleurotus ostreatus* evaluadas.

Cepa	Color	Densidad	Textura	Crecimiento
CMIZT-03	Hialina	Alta	Hialina (algodonosa transparente)	Regular
CMIZT-05	Blanco	Alta	Algodonosa leve	Regular
CMIZT-09	Blanco	Muy Alta	Algodonosa compacta	Acelerado
CMIZT-18	Blanco	Regular	Algodonosa	Lento

El fenotipo micelial observado en el presente trabajo, es muy similar al que reporta Rodríguez (1996), de la cepa *Pleurotus ostreatus* en medio EMA con una textura micelial algodonosa, Pérez (2006) para las cepas de *Pleurotus ostreatus* con textura algodonosa y densidad regular en diferentes medios (PDA, AEM y ASD), y temperaturas evaluadas (18, 24 y 26°C), Arriaga y Morales (2009), en donde las cuatro variedades de *Pleurotus ostreatus* (Jacq.: ex Fr.) Kummer presentaron textura algodonosa; y Maldonado (2007), en la mayoría de las cepas mostró una morfología algodonosa con una abundancia de micelio exuberante (IAP, UAP-9, RP) y las cepas

que presentaron morfología filamentosa fueron de abundancia regular (ECS127R) al igual que Arriaga (2007) con las mismas cepas (RP, ECS127R y PCM).

Productividad de micelio en medio líquido

Cuando el crecimiento de este hongo se da en medio líquido Sánchez y Royse (2002), mencionan que el hongo crece solo sobre la superficie cuando el líquido está en reposo, como fue el caso de esta investigación. Esto debido a que un hongo crece en medio líquido una vez que se ha adaptado al medio de cultivo y está en capacidad de aprovechar al máximo las condiciones que este le ofrece. Durante esta etapa el hongo alcanzara la tasa máxima que el substrato sobre el que crece le permite. En este trabajo se utilizó el medio líquido con malta, con la finalidad de conocer que cepa produce mayor cantidad de biomasa.

En cuanto a los resultados obtenidos de biomasa de micelio en medio de cultivo líquido malta (Cuadro 5), se realizó una comparación de la producción del peso fresco (Figura 18) y el peso seco (Figura 19). Se observa que la cepa CMIZT-18 fue la que menor peso fresco de micelio obtuvo (1.45 g.) y que en peso seco (0.21 g.) fue la que mayor humedad presentó (84%); siendo la cepa CMIZT-05 la que mayor pérdida de humedad presentó (76.81%) y menor peso fresco obtuvo (1.43 g.), la cepa CMIZT-03 obtuvo los valores en peso seco de 0.25 g con un peso fresco de 2 g presentando un humedad de 78.92% seguida de la cepa CMIZT-09 con un peso fresco de 1.6 g, un peso seco de 0.24 g y una humedad de 84.075%.

Fueron analizados los valores del peso fresco con el estadístico ANOVA en la cual, mostró que no existen diferencias estadísticas significativas en la biomasa del micelio de las cepas estudiadas, con tratamientos a 40 días de incubación (Figura 18). Una vez que se secó el micelio de las diferentes cepas, se obtuvo el peso seco de cada una (Figura 19), con estos datos se realizó de igual manera el estadístico ANOVA no mostrando diferencias estadísticas significativas con una probabilidad de 0.05. Siendo la cepa CMIZT-18 la que mayor porcentaje de humedad presentó, seguido las cepas control CMIZT-09 y la cepa CMIZT-03 que tuvieron un porcentaje de humedad similares y con menor porcentaje la cepa CMIZT-05 (Cuadro 5). No mostrando diferencias estadísticas significativas mediante el estadístico ANOVA.

Cuadro 5. Productividad de micelio de las cepas de *P. ostreatus* cultivado en medio líquido.

Cepa	Real obtenido (40 días)		Ajuste (g/L)		Ajuste 15 días	Ajuste 8 días	Humedad (%)
	Peso fresco (g.)	Peso seco (g.)	Peso fresco (g./L.)	Peso seco (g./L.)	Peso seco (g./L.)	Peso seco (g./L.)	
CMIZT-03	2.00 ± 1.10	0.25 ± 0.13	40 ± 22.14	5.06 ± 2.69	1.9	1.01	78.92
CMIZT-05	1.43 ± 0.42	0.28 ± 0.11	25.44 ± 5.88	5.79 ± 2.2	2.17	1.15	76.81
CMIZT-09	1.60 ± 0.83	0.24 ± 0.09	32.16 ± 16.6	4.86 ± 1.88	1.82	0.97	81.99
CMIZT-18	1.45 ± 0.21	0.21 ± 0.06	26.2 ± 4.66	4.21 ± 1.23	1.58	0.84	84.075

Media ± desviación estándar (DE) para 5 repeticiones.

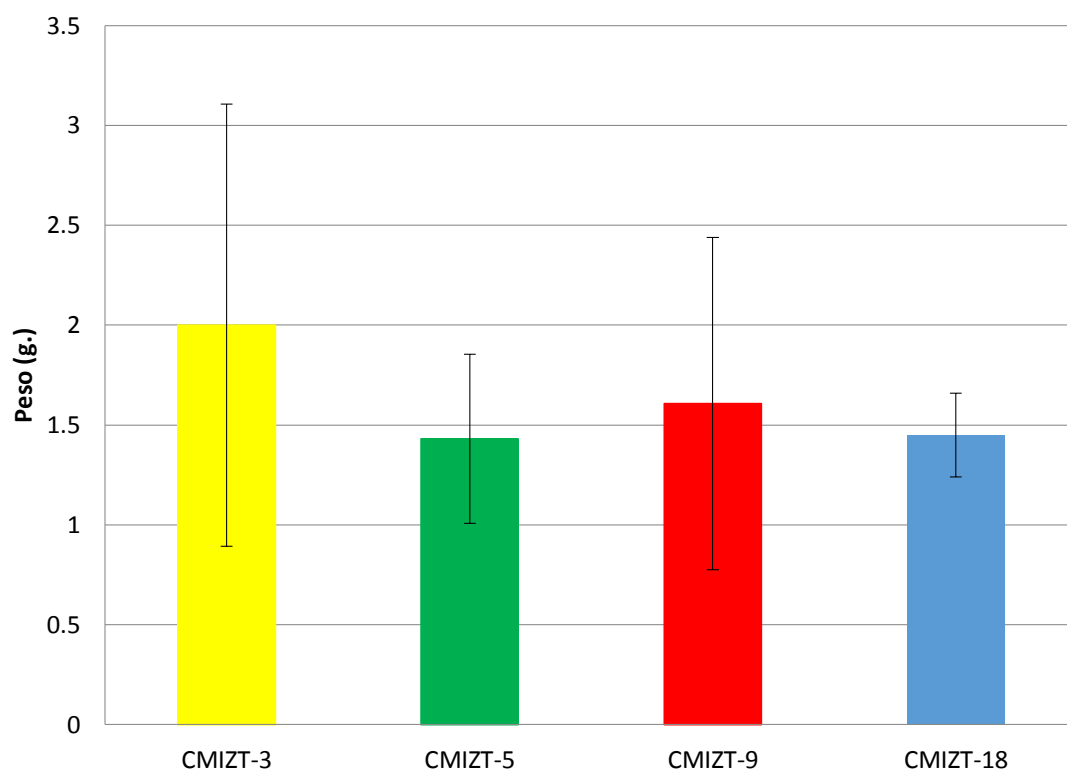


Figura 18. Peso fresco promedio de micelio a los 40 días de incubación en cultivo líquido.

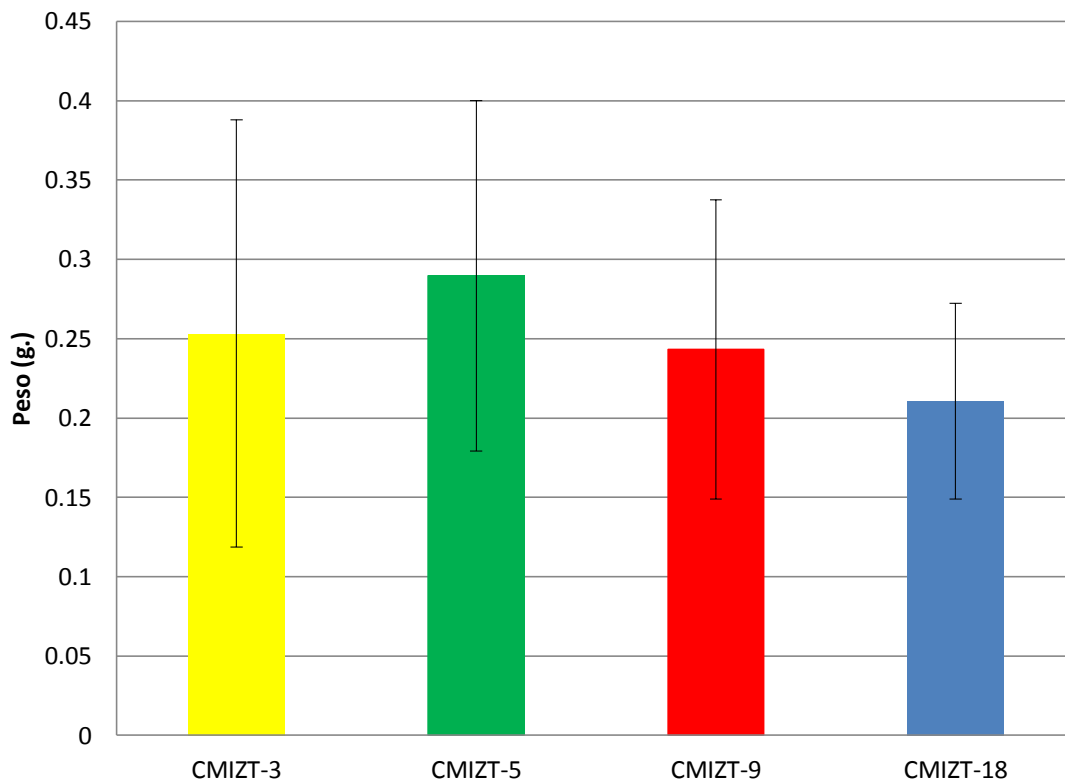


Figura 19. Peso seco promedio de micelio de las cuatro cepas estudiadas.

Se obtuvo un peso promedio de biomasa de 2.00 g. de la CMIZT 03 y seguido de la cepa control CMIZT-09 con un valor de 1.60 g. y la cepa CMIZT-18 1.45 g. y la CMIZT-05 con un promedio de 1.43 g. a los 40 días de incubación sin agitación. Aguilar (2007) reporta un crecimiento en diferentes medios líquidos en el cual la biomasa obtenida con medio líquido malta obtuvo 4.18 g/L los 15 días de incubación similar a los obtenidos en proporción a los resultados obtenidos en peso seco (Cuadro 5). Es importante mencionar que la cepa fue distinta, y las cantidades de medio líquido fueron diferentes; en cuanto a él volumen, es una característica que tiene una influencia importante en la producción de la biomasa además de saber si al incubar el medio fue agitado o estuvo en reposo.

Con respecto a la biomasa en gramos producida, Pérez (2006), reporta para cada una de las cepas de *Pleurotus ostreatus* evaluadas sobre medio de cultivo AEM y diferentes temperatura (cepa 9.2003 a 18°C con 0.167 g, cepa 6.2003 a 18°C con 0.262 g, cepa 9.2003 a 24°C con 0.288 g, cepa 6.2003 a 24°C con 0.236 g, cepa 9.2003 a 26°C con 0.174 g y cepa 6.2003 a 26°C con 0.274 g), cada una a los 8 días de incubación todas ellas por debajo de los valores obtenidos en el presente trabajo en medio líquido de peso seco; al igual que Pérez (2006). Al comparar las cepas tanto en

la producción de biomasa como en la tasa radial de crecimiento entre las cepas pertenecientes a la misma especie o variedad, se comprobó que algunas cepas son mejores que otras.

Por otro lado, Gutiérrez-Cerón (1994) reporta valores en medio líquido de extracto de malta, cabe señalar que fue sembrado el micelio en medio líquido dos veces (cuatro días en cada siembra) y la segunda se mantuvo en movimiento (diferente al realizado en el presente trabajo que fue estático) alcanzando un total de invasión de micelio en 200 g de medio líquido, demostrando que el inóculo líquido es el método que tiene una mayor productividad, siguiendo en orden descendente el inóculo sólido, concluyendo que el inóculo líquido, es un método fácil de seguir y el inóculo secundario que se obtiene es de consistencia fuerte, además de que se obtiene una gran cantidad de inóculo en un lapso de tiempo corto.

Invasión de micelio en grano de trigo.

Una de las etapas primordiales en la producción comercial de setas es la generación de inóculo-grano ("semilla"), El tiempo de incubación de las cepas para la producción de inóculo en grano es una etapa muy importante, debido a que es muy propensa a contaminarse por diversos factores (condiciones de la resiembra, humedad relativa, temperatura, cantidad de oxígeno, etc.). Además de que la reducción del tiempo de invasión en esta etapa crucial del cultivo de hongo del género *Pleurotus* permite incrementar la rentabilidad de los cultivos a nivel comercial (Aguilar, 2007). Es por ello que en este trabajo se evaluó la obtención de "semilla" a partir de micelio crecido en medio sólido agar-malta. El sustrato se eligió de acuerdo a antecedentes consultados, ya que Ardón (2007) menciona que las cepas de *Pleurotus ostreatus* crecen de manera aceptable en diversos sustratos lignocelulósicos, además de que existe una interrelación cepa-sustrato que debe respetarse para obtener rendimientos óptimos. Cada cepa tiene sus capacidades y requerimientos propios por lo que una vez que se han definido los componentes óptimos del sustrato, deben evitarse los cambios, a menos que hayan sido investigados previamente. De acuerdo a Suárez (2010) se eligió el uso de grano de trigo, debido a que se menciona que el trigo es el mejor cereal para la producción de semilla en todos los géneros de hongos.

La producción de inóculo en grano fue observado durante su periodo de incubación y el tiempo registrado de invasión total para la cepa CMIZT-09 a los 7 y 8 días, la cepa CMIZT-03 a los 7 y 10 días y la cepa CMIZT-05 y la cepa CMIZT-18 presentaron una

invasión total a los 15 y 18 días respectivamente; siendo así la cepa que en menor tiempo invadieron la semilla con un intervalo de tiempo corto fue la cepa CMIZT-09 y seguido de esta la cepa CMIZT-03 (Cuadro 6).

Cuadro 6. Se muestran los valores obtenidos de productividad de cada cepa siendo **TIMS** el tiempo de la invasión del micelio en la semilla, **Pr** el promedio de la precocidad en días, **P** el peso promedio obtenido de la producción de las cepas, **EB** el porcentaje promedio de la Eficiencia biológica calculado y **TP** la tasa de producción tanto los intervalos de esta como el promedio porcentual obtenido.

CEPA	TIMS (días)	Pr (días)	P (g.)	EB (%)	TP (intervalo)	TP (%)
CMIZT-03	7 – 10	26.6 ± 2.75 ^b	138.13 ± 79.03 ^a	48.13 ± 27.53 ^a	0.36 a 1.88	0.86 ± 0.46 ^a
CMIZT-05	15	30.86 ± 5.2 ^a	41.10 ± 10.24 ^b	14.32 ± 3.56 ^b	0.14 a 0.56	0.28 ± 0.14 ^b
CMIZT-09	7 – 8	31.5 ± 3.4 ^a	147.3 ± 52.73 ^a	51.23 ± 18.37 ^a	0.40 a 1.40	0.90 ± 0.28 ^a
CMIZT-18	18	33.6 ± 6.11 ^a	83.6 ± 36.28 ^b	28.94 ± 12.64 ^b	0.33 a 1.0	0.30 ± 0.29 ^b

Media ± desviación estándar (DE) para 10 repeticiones letras diferentes indican diferencias significativas de acuerdo a LSD ($p \leq 0.05$). Medias con misma letra son estadísticamente iguales.

Durante esta etapa se pudo observar la invasión del trigo inoculado con micelio para las cuatro cepas, determinando así el tiempo de invasión mínima de 7 días (cepas CMIZT-09 y CMIZT-03) a un máximo de 18 días (en el caso de la cepa CMIZT-18). Aguilar (2007) reporta una invasión total a los 9 y 12 días en trigo inoculado con micelio crecido en medio sólido con diferentes cepas de *Pleurotus spp.* Además, Arriaga y Morales (2009) reportan una invasión del micelio entre 8 y 16 días para cuatro variedades de *P. ostreatus* y Maldonado (2007) su cepa de *Pleurotus spp.* ECS127R de 13.5 a 13.8 días similares a los obtenidos en el presente trabajo, siendo a su vez un tiempo menor por los reportados por Ríos y cols. (2010) para el cual su tiempo aproximado de invasión total fue de 20 días. Siendo para este estudio las cepas que presentaron un menor tiempo de invasión del micelio la cepa CMIZT-03 y la cepa control CMIZT-09 mostrando así una propagación eficiente. Según los resultados obtenidos por Suárez (2010) concluyó que el trigo es el mejor cereal para la

producción de semilla en todos los géneros de hongos debido a que se dio una rápida y homogénea infección de los granos. En dos semanas, los frascos fueron completamente infectados y el micelio era denso, así como también se pudo observar en el presente trabajo. Esto se da por la cantidad de agua que los granos pueden absorber y también al contenido de almidones de fácil rompimiento, contenido de lignina, celulosa, etc.

Precocidad

La precocidad se midió como el número de días transcurridos desde el inicio de la incubación en condiciones de fructificación, hasta la primera cosecha de cuerpos fructíferos maduros en cada una de las bolsas. En la Figura 20 se muestra la precocidad que presentaron los cuerpos fructíferos de las diferentes cepas estudiadas (CMIZT-03, CMIZT-05, CMIZT-09 y CMIZT-18), dando como resultado la cepa CMIZT-03 con una precocidad promedio de 26.6 días, seguido de la cepa CMIZT-05 de 30.86 días, la cepa control CMIZT-09 de 31.5 días y por último la cepa CMIZT-18 de 33.6 días (Cuadro 6). Siendo así las cepas la CMIZT-03 y la cepa control CMIZT-09 las que en menor tiempo comenzaron a producir cuerpos fructíferos. Con base en los datos observados se realizó el estadístico ANOVA mostrando diferencias estadísticas significativas, en la cual la prueba LSD clasificó dichas diferencias en dos grupos, siendo el grupo "b" la cepa CMIZT-03 presentó un tiempo promedio menor en obtener fructificaciones, quedando las cepas CMIZT-05, la cepa control CMIZT-09 y CMIZT-18 en el grupo "a" ya que fueron las cepas que tardaron más tiempo en fructificar.

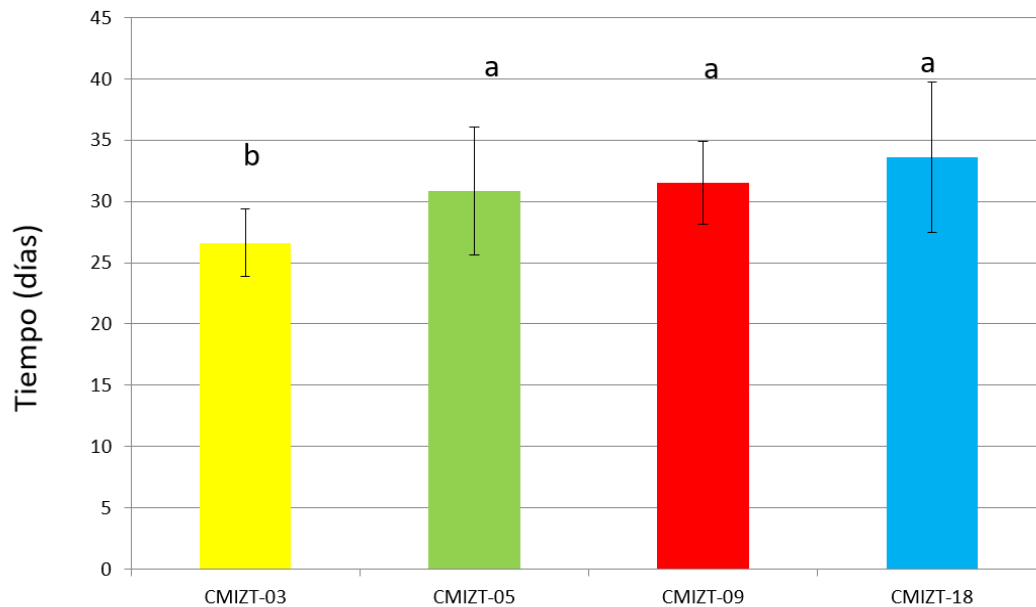


Figura 20. Precocidad promedio obtenida del cuerpo fructífero de cada cepa), letras diferentes indican diferencias significativas (LSD, $p \leq 0.05$).

En cuanto a los tiempos de formación de primordios y primer cosecha en la literatura se observa que en el presente trabajo fueron similares a los reportados por Aguilar (2007) para una de sus cepas su primer cosecha que se encuentra entre los 22.1 hasta los 35.9 días; y Gutiérrez-Cerón (1994) en donde a aparición de los primordios de fructificación varió entre 20 y 25 días, después de la inoculación del sustrato. Por su parte el desarrollo de los cuerpos fructíferos tomó lugar entre 5 y 10 días después de la aparición de los primordios de fructificación. Y mayores a los reportados por Maldonado (2007), en donde el menor tiempo de su primer cosecha fue a los 20.5 días con presencia de primordios a los 14.8-15.6 días. Por otro lado, Arriaga y Morales (2009) reportan su valor de precocidad hasta la aparición de primordios de cuatro variedades de *Pleurotus ostreatus* de 15 a 26 días, no mencionando el tiempo para su primer cosecha de cuerpos fructíferos. Sin embargo, Maldonado (2007) menciona que todas estas diferencias se pueden atribuir al tipo y vigorosidad de las cepas así como a las condiciones del cultivo. Por otro lado, menciona que las cepas más precoces (menor valor numérico de precocidad) generalmente presentan mayores rendimientos de cuerpos fructíferos y dicha observación también se hizo evidente en el presente trabajo ya que los análisis estadísticos mostraron diferencias significativas en la precocidad de la cepa CMIZT-03 y a su vez la cepa más precoz produjo los mayores niveles de productividad, además de la cepa control CMIZT-09.

Producción

En cuanto a la fructificación (Figura 22), el resultado del peso fresco promedio de los carpóforos cosechados se pudo observar un mayor promedio entre las cepas CMIZT-03 con 138.13 g. y la cepa control CMIZT-09 con 147.03 g. a comparación de la cepa CMIZT-05 con 41.10 g. y la cepa CMIZT-18 con 83.06 g. como se muestra en la Tabla 5. Se utilizaron los promedios de los pesos obtenidos de cada cepa para la aplicación del estadístico ANOVA, se encontraron diferencias estadísticas significativas entre las medias. Para determinar cuál par de medias son las que difieren significativamente se aplicó la prueba de LSD quedando una marcada división entre las cepas. En primer lugar el grupo "a" las cepas CMIZT-03 y CMIZT-09 con una mayor producción y las que tuvieron una menor producción como el grupo "b" (CMIZT-18 y CMIZT-05) (Figura 21).

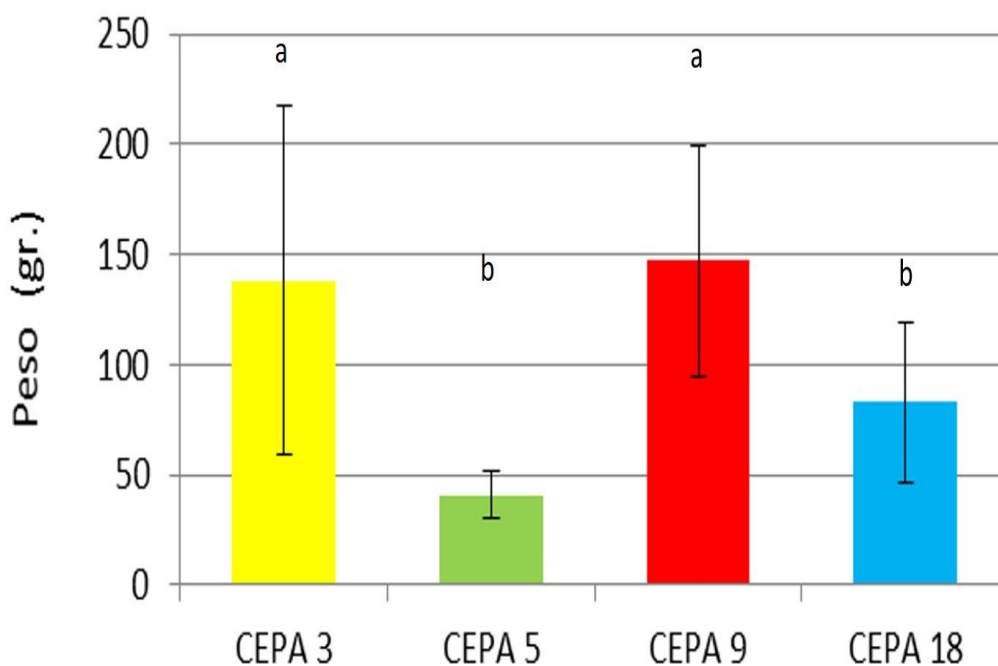


Figura 21. Peso promedio en gramos de la Producción de cuerpo fructífero obtenido de las cepas utilizadas, letras diferentes indican diferencias estadísticas significativas (LSD, $p \leq 0.05$).

La producción de cuerpos fructíferos medida en este trabajo se encuentran dentro de los valores reportadas por Gutiérrez-Cerón (1994) que presentó la mayor producción de cuerpos fructíferos de la cepa de *Pleurotus ostreatus* UAM-I sobre paja de avena con 59.78 g durante 2 cosechas. Maldonado (2007) reporta las cepas IE200 y ECS127R con un peso fresco de 80.13 y 85.46 g respectivamente, ambas dentro de

las obtenidas en el presente trabajo. Arriaga y Morales (2009) obtuvieron un peso de carpóforos para las cuatro variedades de *Pleurotus ostreatus* en donde la variedad Estado de México presento una media de 202.300 g, variedad florida 177.250 g, por encima de las obtenidas en el presente trabajo y variedad horalia 130.050 g y variedad djamour rosa 96.500 g que se encuentran dentro de los rangos obtenidos en el presente trabajo. Por otro lado, Aguinaga (2012) presenta un peso fresco de *Pleurotus ostreatus* crecido en paja de trigo reportando un peso fructificaciones de 103.7 g, similares a las obtenidas en este trabajo; un peso de 531.4 g sobre gabazo de caña, 209.13 g sobre aserrín superiores a los obtenidos y un peso de 1.1 g obtenido en mezcla forrajera describiendo así uno de los sustratos menos recomendados para la obtención de fructificaciones.



Figura 22. Fructificaciones de las cepas utilizadas: A) CMIZT-03, B) CMIZT-05, C) CMIZT-09 y D) CMIZT-18

Características morfológicas de los cuerpos fructíferos

Para evaluar este parámetro se tomó como base el diámetro del píleo. Los basidiomicetos de las cepas fructificadas fueron clasificados dentro de 3 grupos: CH = chicos (menores de 5 cm), M = medianos (entre 5 y 9 cm) y G = grandes (entre 10 y 14.9 cm). Como se puede observar en la Figura 23, se tomaron al azar 10 cuerpos fructíferos de cada cepa mostrando mediante el estadístico ANOVA diferencias estadísticas significativas dividiendo a las cepas en dos grupos, las cepas CMIZT-03 y CMIZT-09 en el grupo “a” y las cepas CMIZT-05 y CMIZT-18 en el grupo “b” (Figura 23).

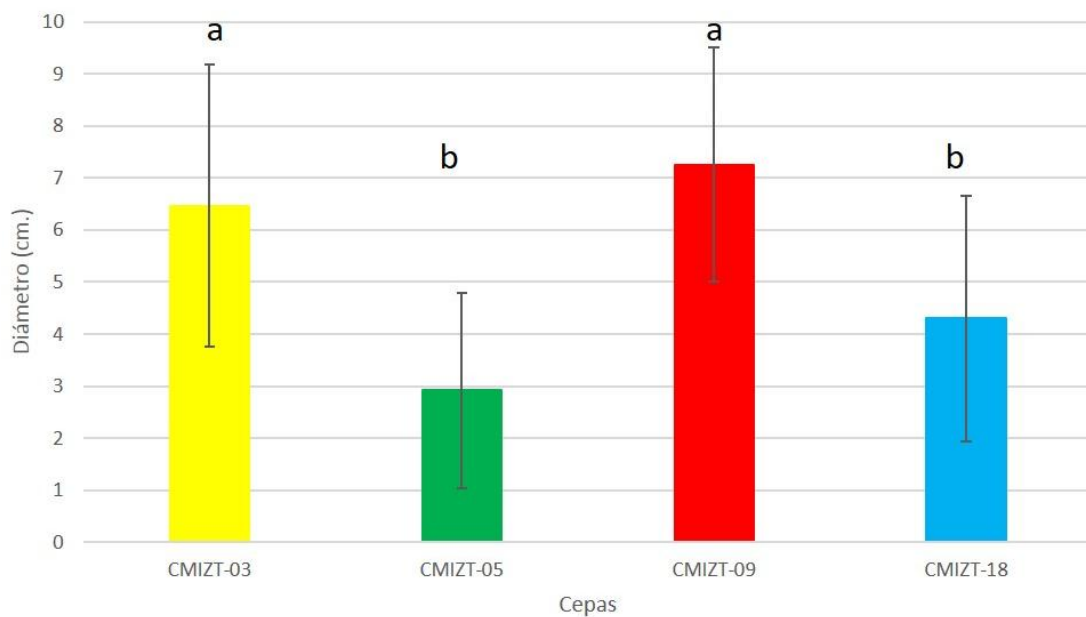


Figura 23. Tamaño promedio del píleo de las fructificaciones de las diferentes cepas (n=10). , letras diferentes indican diferencias significativas (LSD, $p \leq 0.05$).

Según los datos obtenidos y como se puede observar en la Figura 23, los carpóforos de la cepa control CMIZT- 09 lograron el mayor diámetro, obteniendo un promedio de 7.26 cm, seguido de la cepa CMIZT-03 con un promedio de 6.47, los carpóforos de la cepa CMIZT-18 alcanzaron un promedio de 4.3 y por último la cepa CMIZT-05 que presento un promedio de 2.92 cm. Aguinaga (2012) obtuvo carpóforos de *Pleurotus ostreatus* en paja de trigo que alcanzaron un diámetro entre 2.3 y 3.4 cm similares a los obtenidos por la cepa CMIZT-05 que fue la que menor diámetro promedio presento. Arriaga y Morales (2009) en la comparación de medias de cuatro variedades de

Pleurotus ostreatus el mayor diámetro de carpóforos para la variedad estado de México 7.79 cm seguido de la variedad florida con 7.7 cm, la variedad horalia con 6.88 cm y la de menor diámetro fue djamor rosa con 5.45 cm estando dentro de los promedios obtenidos en el presente trabajo.

Durante la cosecha de los cuerpos fructíferos, los carpóforos pertenecientes al grupo CH fueron los predominantes en todas las cepas (53.6%), seguido por un 41.7% del grupo M y un 4.7% donde la cepa CMIZT-05 presento una dominancia de carpóforos del grupo CH (64.15%) y un 3.8% del grupo G similar a la cepa CMIZT-03 con un 57.8% de CH y un 3.15% de G (Figura 24); siendo la cepa control CMIZT-09 quien presento mayor cantidad de fructificaciones con píleos G (10.9%) y menor cantidad de fructificaciones CH (42.7%). Por otro lado, la cepa CMIZT-18 presento igual cantidad en fructificaciones con píleos CH y M (49.6 en ambas) y menor cantidad de fructificaciones G (0.8). Al fructificar cepas de *Pleurotus spp.*, Maldonado (2007) reporta en su primer cosecha carpóforos pertenecientes al grupo M que fueron los predominantes en todas las cepas donde solo la cepa IE200 presento carpóforos CH; por otro lado, observó una disminución de los diámetros de los cuerpos fructíferos de todas las cepas en la segunda cosecha, por lo que el grupo CH predomino sobre M en dicho brote.

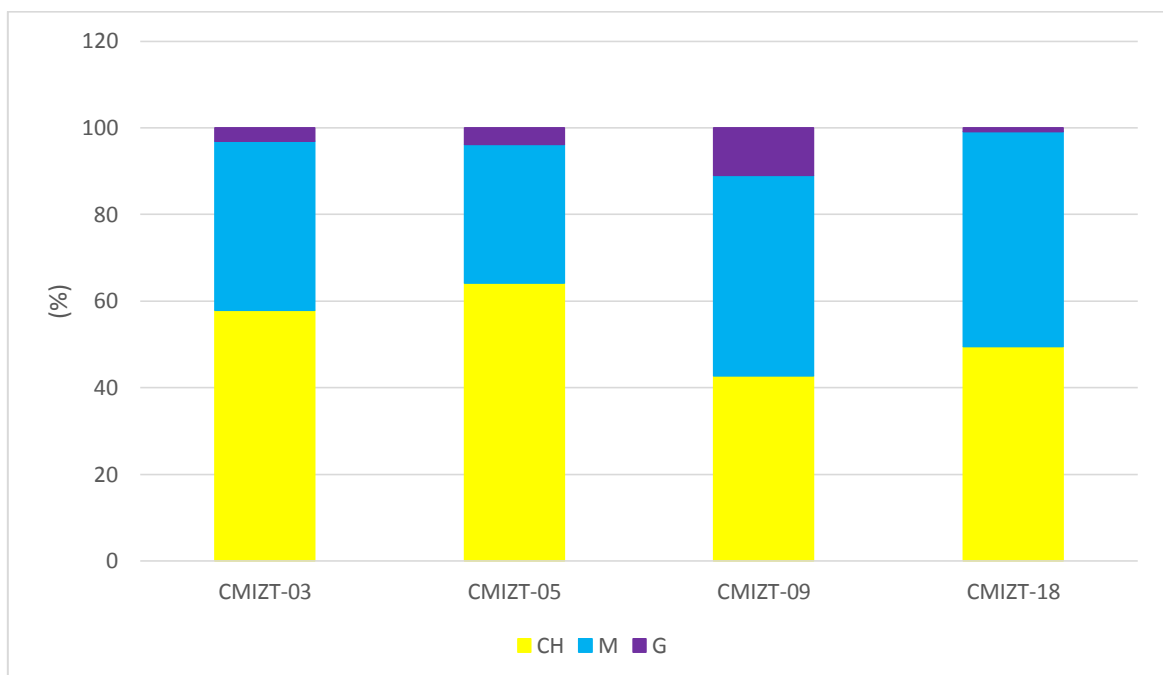


Figura 24. Porcentaje medio de fructificaciones de las cepas agrupadas por tamaño de píleos desarrollados.

Arriaga y Morales (2009) mencionan que los resultados obtenidos en cada una de las variedades de *Pleurotus ostreatus* debe ser considerada de acuerdo la preferencia del consumidor o bien al destino que se le dé al producto. Martínez (2000) citado por Arriaga y Morales (2009) comenta que la industria determina el tamaño de carpóforo que va a emplear en sus productos, dependiendo del destino que se le dé y la preferencia del consumidor, por lo regular procesa una gran diversidad de tamaños tanto de estípite como el sombrero que en ocasiones lo hace por separado.

Eficiencia Biológica

Para expresar el grado de producción de biomasa fúngica a partir de la biodegradación del substrato, el concepto generalmente aceptado es la eficiencia biológica (EB) (Figura 25), dando como resultado en el presente trabajo la cepa control CMIZT-09 los valores 51.23% y la cepa CMIZT-03 48.13% mientras que las que dieron una Eficiencia Biológica baja fueron las cepas CMIZT-05 y CMIZT-18 mostraron valores menores 14.32% y 28.94% respectivamente (Cuadro 6), siendo la más baja la cepa CMIZT-05 mostrando valores muy por debajo de la cepa CMIZT-18. Con dichos valores se aplicó el estadístico ANOVA en el cual evidencio que si existen diferencias estadísticas significativas y la prueba LSD clasifico dichas diferencias en dos grupos, en donde el primero ("a") estuvo conformado por la cepa control CMIZT-09 y la cepa CMIZT-03 quien presento los mayores valores comparada con las cepas CMIZT-05 y CMIZT-18 quienes se localizaron en el segundo grupo ("b") alcanzando valores menores de EB.

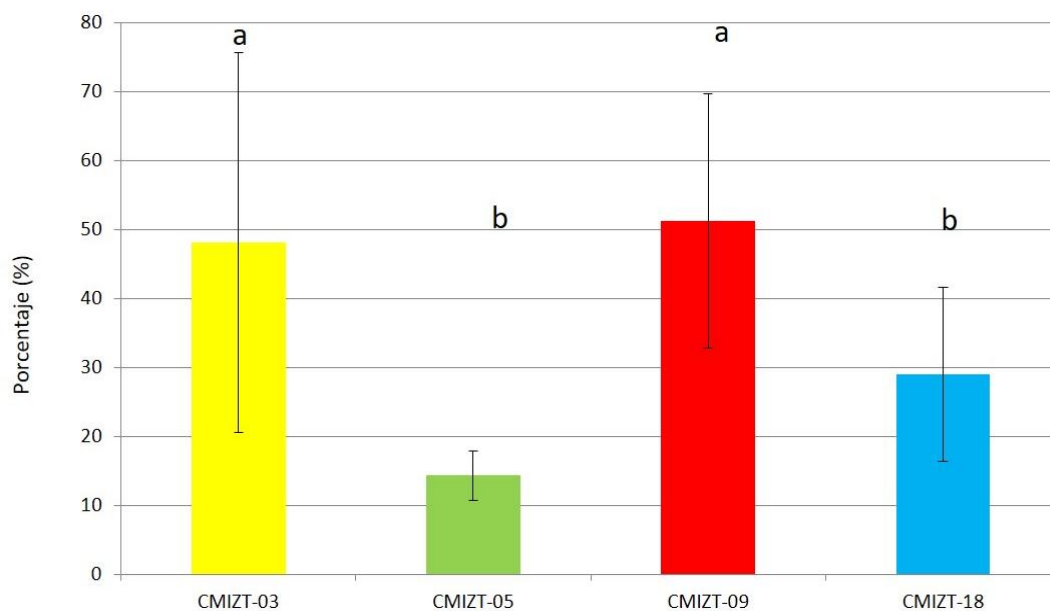


Figura 25. Porcentaje obtenido de la Eficiencia Biológica de cada cepa, letras diferentes indican diferencias significativas (LSD, $p \leq 0.05$).

De acuerdo a la literatura, a este respecto, Maldonado (2007) reporta un comportamiento similar en estudios realizados con cepas de *Pleurotus spp.* IE200 y ECS127R EB con eficiencias biológicas de 57.7 y 60.13% respectivamente. Por otro lado, Gutiérrez-Cerón (1994) reporta una eficiencia biológica de 93.4 % de la cepa de *Pleurotus ostreatus* UAM-1 sobre paja de avena superiores a los obtenidos en el presente trabajo. Aguilar (2007) reporta valores de EB obtenida para la cepa IE200 de *Pleurotus spp.*, en el sustrato inoculado con semilla generada en micelio en medio sólido (33.2 %), comparada con la semilla obtenida de micelio crecido en medio líquido (23.59%) mencionando que la formación de cuerpos fructíferos no se ve afectada por el tipo micelio utilizado para producir el inóculo-grano estando sus datos dentro de las cepas del grupo b del presente trabajo. Salmones et al., (1997) reporta las eficiencias biológicas en base húmeda (sobre paja de cebada y semilla de sorgo) fluctuaron entre de 16,8 a 71,9% para *P. ostreatus* similares a los obtenidos en el presente trabajo. Cardona (2001) menciona que la eficiencia biológica de *P. ostreatus* en un sustrato determinado depende de la especie y aún de las cepas utilizadas

Se reporta que el valor mínimo de Eficiencia biológica como referencia para cultivos comerciales de *Pleurotus ostreatus* es del 40%, por cuanto se dice que a partir de este valor un cultivo de hongo empieza a ser económicamente rentable (Ríos et al., 2010),

obteniendo una eficiencia biológica mayor al reportado por las cepas CMIZT-03 y la cepa control CMIZT-09 los valores 48.13% y 51.23% respectivamente pudiéndose considerar de acuerdo a Ríos et al., (2010) económicamente rentables, a lo contrario con las cepas CMIZT-05 y CMIZT-18 debido a que mostraron valores menores a el mínimo reportado (14.32% y 28.94% respectivamente) (Figura 25). Según Cardona (2001) los bajos índices de eficiencia biológica se atribuyen a la forma en que cada cepa los asimilo, así como también a la procedencia de la semilla, factores que influyen directamente sobre la producción del carpóforo.

Tasa de Producción

La Tasa de Producción (TP) se evaluó dividiendo la EB sobre el tiempo requerido desde la siembra hasta el último corte. En la Figura 26 se presenta la Tasa de Producción de los cuerpos fructíferos de las diferentes cepas estudiadas obteniendo como resultado de la cepa CMIZT-03 un promedio de 0.86 % con intervalos de 0.36 a 1.88 %, para la cepa CMIZT-05 un promedio de 0.28 % con intervalos de 0.14 a 0.56 %, para la cepa CMIZT-09 un promedio de 0.90 % con intervalos de 0.40 y 1.40 % y para la cepa control CMIZT-18 un promedio de 0.30 % con intervalos de 0.33 y 1.0 % (Tabla 5). Al determinar la tasa de producción (TP) entre las cepas, el ANOVA de una vía mostro diferencias significativas entre ellas (Cuadro 6) la prueba de LSD revelo la formación de 2 grupos, en donde el primer grupo ("a") estuvo formado por las cepas CMIZT-03 y la cepa control CMIZT-09 quienes presentaron la mayor tasa de producción TP y localizadas en el grupo "b" las cepas que menor tasa de producción (TP) presentaron CMIZT-05 y CMIZT-18.

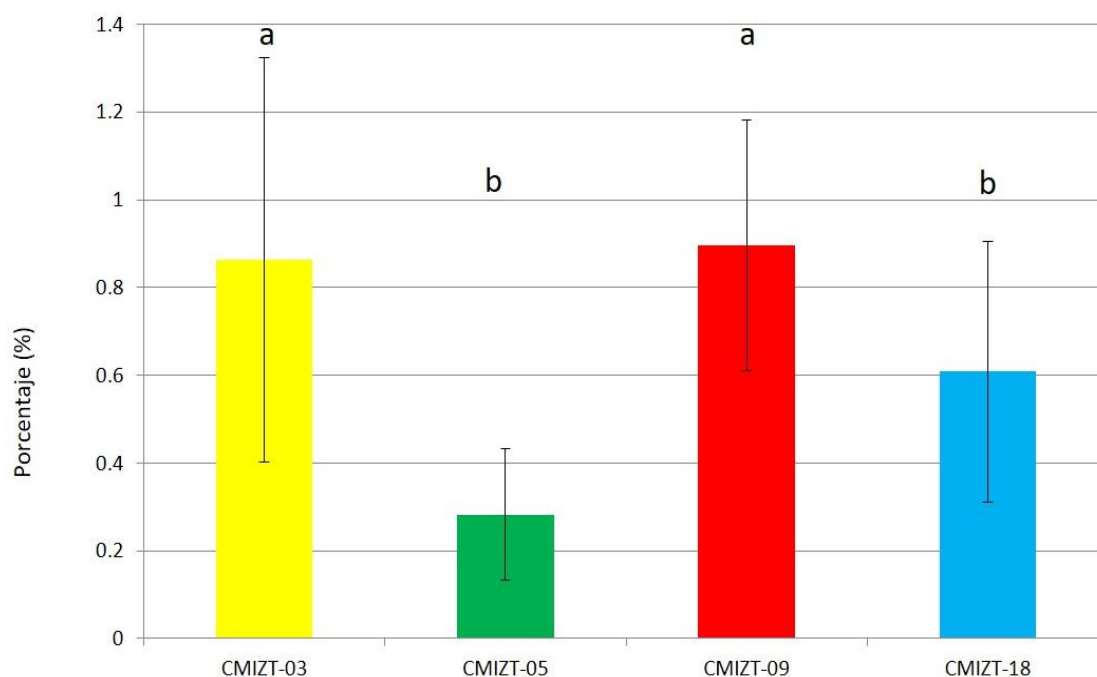


Figura 26. Promedio de la Tasa de Producción de cada cepa, letras diferentes indican diferencias significativas (LSD, $p \leq 0.05$).

Los valores de la tasa de producción de la cepa control CMIZT-09 mostraron un intervalo del 0.41 a 1.40 siendo la que mostró un promedio superior a las demás cepas (0.90) por debajo de esta la cepa CMIZT-03 que mostró un intervalo de 0.36 a 1.88 % con un promedio de 86%. Para Aguilar (2007) sus valores obtenidos de la tasa de producción están en un intervalo de 0.3 a 1.385 en sustrato inoculado con semilla generada con micelio crecido en medio sólido de la cepa IE200 de *Pleurotus* spp., similares a los obtenidos en el presente trabajo, mientras que para el sustrato inoculado con semilla obtenida con micelio crecido en medio líquido presentaron valores entre menores a los presentes 0.28 y 0.90. Estando dentro de estos rangos las cepas utilizadas en este estudio, a excepción de la cepa CMIZT-05 (con un intervalo de 0.14 a 0.56 %). Por otro lado, Maldonado (2007) reporta dos cepas de *Pleurotus* spp. IE200 y ECS127R (cepas utilizadas también por Aguilar en el mismo año) una tasa de productividad (TP) de 1.76 y 2.01% respectivamente, resultados superiores a los obtenidos en el presente trabajo. Nuestros valores de encuentran dentro del intervalo según Salmones et al. (1997), de 0,48 a 1,38% en *P. ostreatus*; a excepción de la cepa CMIZT-05 que fue la más baja (0.14 a 0.56 %).

La cepa CMIZT-05 mostró en cuanto a micelio en medio líquido el que mayor peso de biomasa obtuvo y un crecimiento en medio sólido similar al de las cepas CMIZT-03 y CMIZT-09; pero en semilla fue de los que mayor tiempo tardó en invadir el sustrato y en paja fue el que mayor contaminación presentó y por lo tanto en parámetros de producción fue el que menores resultados obtuvo, esto puede deberse a lo mencionado por Suárez (2010), que la contaminación ambiental afecta el aislamiento de las cepas, porque inhibe el crecimiento de la cepa en cuestión. También puede deberse a un pH inadecuado para su crecimiento como lo indica Ríos et al., (2010) ya que menciona que el pH del medio de cultivo donde crece un hongo tiene una influencia directa sobre éste porque incide sobre el carácter iónico del medio e influye directamente sobre las proteínas de la membrana y sobre la actividad de las enzimas ligadas a la pared celular, es decir que afecta su metabolismo: si el pH del sustrato donde crece un hongo no es adecuado, aunque las condiciones de temperatura y nutrientes sean óptimos, el crecimiento se verá afectado.

4. CONCLUSIONES

Debido a que la justificación de nuestro objetivo fue el que se busca la selección de cepas que de alguna manera muestren mejores rendimientos, cepas que presenten una producción más alta en un menor tiempo. En base a los resultados obtenidos, se puede decir que la cepa CMIZT-03 y la cepa control CMIZT-09 son las más recomendadas. A esta conclusión se llegó en base a los siguientes puntos obtenidos por el desarrollo de los objetivos particulares del presente trabajo:

- ❖ Velocidad de crecimiento micelial en medio sólido, se observó que la cepa con un mayor desarrollo fue la cepa control CMIZT-09, seguida de esta la cepa CMIZT-03; siendo CMIZT-18 la de menor velocidad de crecimiento.
- ❖ Productividad de micelio, aunque estadísticamente las cepas no presentan diferencias significativas en medio de cultivo líquido fue notorio que la cepa que mayor desarrollo presentó fue la CMIZT-03, observándose también que la cepa control CMIZT-09 se encuentra por debajo de la anterior y siendo CMIZT-18 la de menor peso.
- ❖ Las cepas que presentaron un menor tiempo de invasión de micelio en grano de trigo, fueron la CMIZT-03 y la cepa control CMIZT-09.
- ❖ Precocidad, la cepa CMIZT-03 presentó un tiempo promedio de 26.6 días a lo contrario de la cepa 18 que fue la que tardó más tiempo en fructificar dando un promedio de 33.6 días.
- ❖ La cepa CMIZT-03 y la cepa control CMIZT-09 presentaron valores de Eficiencia biológica de 48.13% y 51.23% respectivamente, mientras que las cepas CMIZT-05 y CMIZT-18 mostraron valores menores.
- ❖ La Tasa de Producción de la cepa control CMIZT-09 y CMIZT-03 son las de mayores valores.

5. RECOMENDACIONES

Se recomienda la comparación de producción de micelio tanto en medio líquido como en medio sólido, debido a que en el presente trabajo se realizó en medio líquido, pero en otras investigaciones se reporta solamente en medio sólido; para saber cuál es la forma más adecuada para la interpretación de biomasa.

Así mismo, se recomienda comparar el tiempo de obtención de micelio tanto en medio líquido por medio de agitación y medio sólido de cada cepa y con ello evaluar cual método de obtención de micelio es más eficiente para su propagación en semilla y para la obtención de una mayor producción de cuerpos fructíferos de cada cepa.

Se recomienda la utilización de las cepas para realizar comparaciones de producción en diferentes temporadas estacionales (calor/frío) para así saber con mayor certeza cuál es la época del año más favorable para la producción de cada cepa.

De acuerdo a las características obtenidas de las cepas CMIZT-03 y CMIZT-09 se recomienda la hibridación de ambas cepas. Tomando en cuenta que la hibridación es un medio por el cual, algunas características deseadas presentes en diferentes cepas pueden ser combinadas, y con ello obtener nuevas cepas y variedades con características mejoradas, resulta conveniente su aplicación para de esta manera saber si con esta nueva cepa aumenta la producción de cuerpos fructíferos.

6. REFERENCIAS.

Alexopoulos C. J., C. W. Mims, M. Blackwell. 1996. Introductory mycology. Fourth Edition. Ed. John Wiley & Sons, inc. Canada. Pp. 488-531

Aguilar D. L. 2007. Producción de inóculo líquido para la producción de *Pleurotus spp.* Tesis de Maestría en Ciencias en Bioprocesos. Instituto Politécnico Nacional. México D.F. 90 pp.

Aguinaga B. P. 2012. Evaluación de cuatro sustratos para la producción del hongo ostra (*Pleurotus ostreatus*) en tres ciclos de producción en la zona de Tambillo, provincia de Pichincha. Tesis de Ingeniería Agroindustrial. Escuela Politécnica Nacional. Quito, Ecuador. 150 pp.

Ardón L. C. 2007. La producción de los hongos comestibles. Tesis de Maestría en Evaluación Educativa. Universidad de San Carlos de Guatemala. Guatemala. 213 pp.

Arriaga J. C. y J. C. Morales. 2009. Producción de cuatro variedades de *Pleurotus ostreatus* (Jacq. ex Fr) Kumm en paja de trigo. Tesis de Ingeniería Agrónoma especialista en Parasitología. Facultad de Agrobiología "Presidente Juárez" de la Universidad Michoacana de San Nicolás de Hidalgo. Uruapan, Michoacán, México. 59 pp.

Barbado J. L. 2003. Hongos comestibles. Su empresa de fungicultura. Primera edición. Ed. Albatros. S. A. C. I. Buenos Aires, Argentina. Pp. 75-83.

Bautista J. M. 1997. Valor nutricional de tres cepas mexicanas de *Pleurotus ostreatus*. Tesis de Doctorado Universidad Autónoma de Nuevo León. Monterrey, N. L., México. 136 pp.

Carbajal G. M. 2010. Evaluación de la producción del hongo *Pleurotus ostreatus* sobre cinco tipos de sustratos (tamo de trigo, tambo de cebada, tambo de vicia, tambo de avena y paja paramo) enriquecido con tuza molida, afrecho de cebada y carbonato de calcio. Tesis de Ingeniería Agropecuaria. Pontificia Universidad Católica del Ecuador. Escuela de Ciencias Agrícolas y Ambientales. Ibarra, Ecuador. 100 pp.

Cardona, L. 2001. Acotaciones acerca de la bromatología y el cultivo del hongo comestible *Pleurotus ostreatus*. Crónica forestal y del medio ambiente. 16:99-115

Chauhan A y Varma A. 2009. The textbook of Molecular Biotechnology. I. K. International Publishing House Pvt. Ltd. New Delhi. P. 599

Chang, S.T. & P. G. Miles. 2004. Mushrooms: Cultivation, Nutritional Value, Medicinal Effect and Environmental Impact. CRC Press, Boca Ratón. 451 pp.

Delgado A., M. Villegas, J. Cifuentes. 2005. Glosario Ilustrado de los caracteres macroscópicos en basidiomycetes con himenio laminar. Ed. Las prensas de ciencias. UNAM. 84 pp.

Gaitán-Hernández, R; Salmones. D; Pérez M. R; Mata. G. 2009. Evaluación de la eficiencia biológica de cepas de *Pleurotus pulmonarius* en paja de cebada fermentada. Instituto de Ecología de Veracruz, México. Revista de Micología. Vol.30:63-71

Gaitán, R., D. Salmones, R. Pérez & G. Mata. 2006. Manual práctico del cultivo de setas. Aislamiento, siembra y producción. Instituto de Ecología A. C. Xalapa, Veracruz, México. 56 pp.

Gutiérrez-Cerón, M. 1994. Producción de inoculo de *Pleurotus spp.* a nivel planta piloto. Universidad Autónoma Metropolitana Unidad Iztapalapa. México D.F. 66 pp.

Guzmán, G., 1992. Sinonimia vulgar y científica de los hongos en América Latina. ENEP-Iztacala, UNAM, México, D.F. In El cultivo de los hongos comestibles. Guzmán G., G. Mata, D. Salmones, C. Soto-Velasco & L. Guzmán-Dávalos. 1993. I. P. N. Xalapa, Veracruz, México. P. 2

Guzmán G., G. Mata, D. Salmones, C. Soto-Velasco & L. Guzmán-Dávalos. 1993. El cultivo de los hongos comestibles. Con especial atención a especies tropicales y subtropicales en esquilmos y residuos agro-industriales. Instituto Politécnico Nacional. Xalapa, Veracruz, México. 258 pp.

Hernández-González L. A. 2009. Caracterización y relaciones genéticas basadas en la región ITS1-5.8-ITS2 rDNA de cepas de *Pleurotus spp.* de diferentes colores cultivadas en México. Tesis de Maestría en Ciencias. Facultad de Ciencias de la Universidad Nacional Autónoma de México. México D. F. 71 pp.

Huerta G., D. Martínez-Carrera, J. E. Sánchez & H. Leal-Lara. 2009. Grupos de interesterilidad y productividad de cepas de *Pleurotus* de regiones tropicales y subtropicales de México. Rev. Méx. Mic. Xalapa, Veracruz, México.

Jiménez-González M., L. Romero-Bautista, M. A. Villavicencio-Nieto y B. E. Perez-Escandon. 2013. Los hongos comestibles de la región de Nolando de Escamilla,

Hidalgo México. Publicado en Estudios científicos en el estado de Hidalgo y zonas aledañas. Volumen II. U. A. E. H. Zea Books. Lincoln, Nebraska. P.76

Lechner B.E., J. E. Wright, y E. Albertó. 2004. The genus *Pleurotus* in Argentina *Mycologia*, 96 (4): 845-858.

López. A. J, J. M. Barba, Á. E. Márquez, M. C. Sánchez, J. I. López-Cruz. 2011. Método de conservación acuosa del micelio de hongos. Universidad Autónoma Metropolitana Unidad Iztapalapa. México D.F.

Maldonado A. Y. 2007. Obtención de cepas híbridas de *Pleurotus spp.* Por apareamiento de neohaplontes compatibles. Tesis en Ingeniería Bioquímica. Instituto Politécnico Nacional. México DF. 142 pp.

Martínez-Carrera D. 2010. Los hongos comestibles funcionales y medicinales: una cadena agroalimentaria emergente en México. Colegio de Posgrados, Campus Puebla, México. p. 15

Mora, V. M. & D. Martínez-Carrera. 2007. Investigaciones básicas, aplicadas y socioeconómicas sobre el cultivo de setas (*Pleurotus*) en México. Pp. 7-26. Cap. 1.1. In: El cultivo de setas *Pleurotus spp.* en México. J. E. Sánchez, D. Martínez-Carrera, G. Mata & H. Leal. ECOSUR. México D. F.

Pérez R. B. 2006. Descripción de las características macroscópicas, de cultivo in vitro de cepas de *Pleurotus* aisladas en Guatemala. Para optar el título de Químico Biólogo. Universidad de San Carlos de Guatemala Facultad de Ciencias Químicas y Farmacia. Guatemala pp. 63.

Ramírez, C. R., V. O. Hernández, P. F. Galván, L. H. Leal. 2007 Productividad de cepas híbridas de *Pleurotus X Lentinula*. Departamento de Alimentos y Biotecnología de la Facultad de Química UNAM.

Rey A. A., M. Garea, Lago J. C. 2007. Glosario Micológico. Agrupación Micológica A Zarrota. 325 pp. <http://www.azarrota.org>

Ríos, M. P., J.L. Hoyos, S. A. Mosquera. 2010. Evaluación de los parámetros productivos de la semilla *Pleurotus ostreatus* propagada en diferentes medios de cultivo. Facultad de Ciencias Agropecuarias Vol. 8 No. 2:86-94.

Rodríguez M. R. 1996. Caracterización de cepas del hongo comestible *Pleurotus spp.* En medios de cultivo y su evaluación en sustratos lignocelulósicos forrajeros para la producción de carpóforos. Tesis de Maestría en Ciencias en Producción

Agrícola. Universidad Autónoma de Nuevo León. Marín Nuevo León, México. 90 pp.

Salmones, D., R. Gaitán-Hernández., R. Pérez., G. Guzmán. 1996. Estudios sobre el género *Pleurotus*. VIII. Interacción entre el crecimiento micelial y productividad. Rev Iberoam. Micol. 14:173-176.

Salsa de la T. N., Bazán G. D., Cornejo S. O., Osorio A. A., Bravo A. M., Lengua C. R., Becerra B. E., Carhuancho A. H. y Aguirre M. R. 2004. Estudio del valor nutricional y propiedades fisicoquímicas y bioquímicas de *Pleurotus ostreatus*. Revista Peruana Vol. 7 No. 2. P. 44

Sánchez, J. E. y D. Royse. 2002. La biología y el cultivo de *Pleurotus spp*. Limusa S.A. de C.V. Grupo Noriega y ECOSUR. México, D.F.

Sierra G. S. 2011. Los hongos comestibles y su cultivo. Historia, desarrollo actual y perspectivas en México y en el mundo. Facultad de Ciencias de la U.N.A.M. México, D.F. 8 pp.

Sinclair, C.G., Cantero D. 1989. Fermentation modelling. In: McNeil, B., L.M. Harvey (eds.), Fermentation a practical approach. IRL PRESS. NuevaYork. pp. 65–112.

Suárez A. C. 2010. Obtención in-vitro de micelio de hongos comestibles, Shiitake (*Lentinula edodes*) y Orellanas (*Pleurotus ostreatus* y *Pleurotus pulmonaris*) a partir de aislamientos de cuerpos fructíferos, para la producción de semilla. Tesis de Especialidad en Ciencia y Tecnología de Alimentos. Universidad Nacional de Colombia. Bogotá D.C. 86 pp.

Valencia-del Toro G. 2002. Estudio sobre la expresión del color de los esporóforos de *Pleurotus spp*. Por apareamiento de neohaplontes compatibles y progenies monospóricas. Tesis de doctorado. UNAM. México, D.F. pp. 8-17

Vilgalys R., A. Smith, B. L. Sun y O. K. Miller. 1992. Intersterility groups in the *Pleurotus ostreatus* complex from the continental United States and adjacent Canada. Department of Botany, Duke University, Durham, U.S.A. Can. J. Bot. 71: 113- 128.

7. ANEXOS

Anexo 1

Caracterización macroscópica (Rodríguez, 1996)

Morfología macroscópica de la colonia	
Tipo de crecimiento	Homogéneo
	Irregular
	Ralo
	Con anillos de crecimiento
Textura	Algodonosa
	Aborlada
	Venosa
	Aterciopelada
	Cerosa
Color	Blanco
	Blanquecino
	Amarillento
Micelio aéreo	Regular
	Escaso
	Ausente
Densidad (trasluz)	Placa costrosa Presente
	Placa costrosa Escasa
	Placa costrosa Ausente

Anexo 2

Ecuación 1.

Medición de la velocidad de crecimiento micelial diametral de Sinclair y Cantero (1989)
(tomado de Huerta & cols., 2009)

$$VC = \frac{(Df - Di)}{(Tf - Ti)}$$

Dónde:

VC = Velocidad de crecimiento

Df = Diámetro final de crecimiento

Di = Diámetro inicial de crecimiento

Tf – Ti = Días de crecimiento micelial

Ecuación 2

Humedad

$$H = \frac{\text{peso fresco} - \text{peso seco}}{\text{peso fresco}} \times 100$$

Ecuación 3

$$Pr = \frac{\text{Día de la incubación en condiciones de fructificación}}{\text{Día de la Primer cosecha de cuerpos fructíferos maduros}}$$

Ecuación 4

$$EB = \frac{(g. \text{ de hongo fresco})}{(g. \text{ de sustrato seco})} \times 100$$

Ecuación 5

$$TP = \frac{EB}{\text{Tiempo transcurrido desde la incubación hasta la última cosecha}}$$

8. GLOSARIO

Agar-Agar:

Producto gelatinoso muy utilizado como medio de cultivo para el desarrollo de bacterias y hongos, obtenido de ciertas algas rojas.

Adnado o Adnato:

Se dice de toda parte que hace unión con otra: lámina con el pie; cutícula con el sombrero; anillo con el pie, etc. Es un término similar a adherido. 2. Adherido al pie (anillo, láminas, cortina, volva, etc.), adherente. 3. Dícese de las láminas de las Agaricales cuando llegan al pie y se adhieren a él.

Amiloide:

Se dice de las esporas que vistas al microscopio toman un color azul-negruzco en contacto con reactivo yodado (Meltzer). 2. Que contiene almidón.

Antitrombótica:

Que impide o dificulta la formación de trombos o coágulos, es decir, masas sanguíneas que aparecen en una arteria, vena o capilar.

ANOVA:

En estadística, el análisis de la varianza (ANOVA, ANalysis Of VAriance, según terminología inglesa) es una colección de modelos estadísticos y sus procedimientos asociados, en el cual la varianza está particionada en ciertos componentes debidos a diferentes variables explicativas. Un análisis de la varianza permite determinar si diferentes tratamientos muestran diferencias significativas o por el contrario puede suponerse que sus medias poblacionales no difieren. El análisis de la varianza permite superar las limitaciones de hacer contrastes bilaterales por parejas que son un mal método para determinar si un conjunto de variables con $n > 2$ difieren entre sí.

Apical:

Terminal, en el extremo superior, en el ápice

Apícula o Apéndice Hilar:

Pequeña protuberancia que se presenta en la zona basal de la espora.

Aracnoide:

Se aplica a los hongos que tienen el margen del basidioma resupinado (sin sombrero, plano y aplicado o adherido al sustrato) o subículo (parte del

basidioma pileico o estipitado adyacente a la capa de los túbulos) formado por hifas divididas o separadas por lazos.

Basidio:

Órgano globoso cilíndrico sobre el que se originan las esporas exteriores. Debido a que al llegar a la maduración se destruyen en muchos casos, su observación microscópica es muy difícil o imposible.

Basidioma.

También llamado "basidicarpo", "carpóforo", "cuerpo fructífero", "seta", etc., es el órgano encargado de la producción y dispersión de esporas. Puede ser de múltiples formas: esférico, cilíndrico, cónico, estrellado, acopado, clatrado, etc.

Biomasa:

Abreviatura de masa biológica, cantidad de materia viva producida en un área determinada de la superficie terrestre, o por organismos de un tipo específico.

Cariogamia:

Fusión sexual de dos núcleos de tendencias opuestas. En los hongos superiores corresponde a la segunda fase de la fecundación en la que los núcleos de dicarios se confunden en uno solo.

Capitadoo Capitulado:

Formado por capítulos o cabecitas más o menos redondas o globosas.

Cespitoso:

Referido a los cuerpos fructíferos que crecen juntos e incluso se tocan pero no salen de un tronco común. 2. Agrupado en cojinetes, almohadillado o en pequeña mata.

Cistidio:

Células estériles pertenecientes a hifas que se localizan en el himenio, en la superficie, bien del cuerpo fructífero, o bien en ocasiones en la trama, (pseudocistidio) o en el pie, pudiendo presentar una morfología variable, denominándose setas, metuloides, crisocistidios, ampuliformes, pelos de ortiga, en brocha, etc. Según la posición en el himenio, se denominan cheilocistidio y pleurocistidio, el primero en la arista de las láminas y el segundo en las caras, en la cutícula, pileocistidio y en la superficie del pie, caulocistidio. La misión del cistidio es variable y en muchos casos desconocida, pero parece ser que contribuye a la dispersión de las esporas, separando las láminas y manteniendo una humedad favorable para la maduración de aquellas.

Decurrente:

Referido al himenio en general, cuando este se adhiere al pie en la porción superior, pudiendo a veces adherirse en toda la extensión. 2. Dícese de las

hifas de la trama o contexto que parten desde el centro hacia las aristas de las láminas. También llamada bilateral. 3. Láminas que descienden ampliamente hacia el estípite.

Desdicarización:

Separación de los componentes monocarióticos de una cepa con características deseadas, también llamados neohaplontes.

Dextrosa:

La dextrosa es glucosa y como tal un hidrato de carbono. La conocemos por el nombre común de azúcar y todo el mundo la come en mayor o menor medida. Está presente en nuestra vida constantemente y tiene un papel fundamental en la creación de energía del cuerpo humano. Las células se nutren de sus moléculas mediante reacciones químicas y liberan gran cantidad de energía. Esta, puede ser utilizada en el instante, como carburante hiper rápido del organismo o almacenarse en forma de grasa.

Dicarión:

Término referido a una célula que lleva un par de núcleos estrechamente asociados, cada uno por lo general originado en células madres diferentes y que no se fusionan. Sería el estado hifal dominante en los Basidiomycotina. El dicarión es funcionalmente diploide pero citológicamente dicariótico o $n+n$.

Dicariótica:

Ver dicarión.

Diploide:

Una dotación cromosómica doble. En los hongos superiores, la base diploide sólo aparece en los basidios o en los ascos. No hay que confundirla con dicariótico o binucleado (con dos núcleos por elemento de hifa).

Esclerificado:

Endurecido

Espora:

Propágulo de las plantas esporíferas (hongos, musgos y helechos) aproximadamente comparables a las semillas de las plantas superiores. Como las esporas son diseminadas por el viento, son, en comparación con las semillas, muy pequeñas y de morfología muy variada, y casi no contienen reservas, capaces por sí solas de dar origen a un nuevo individuo. Son los elementos fundamentales a la hora de establecer la identidad de una especie.

Esquilmo:

Aprovechamiento que hace el estado de los desperdicios, desechos, sobrantes, chatarra, bienes muebles no utilizados o abandonados por los

particulares, y que en cierta forma pueden ser utilizados por el sector público para atender necesidades sociales, ya sea mediante reciclado o simplemente para darles el uso o aprovechamiento que aún puede brindarle a la población necesitada de estos bienes.

Estrigoso:

Con pelos erizados o asperezas en la superficie.

Estípite:

Pie de los hongos. 2. También llamado "estipe", "pedicelo" y "pie", es la parte del carpóforo que sostiene el sombrero.

Glicina:

La glicina o glicocola (Gly, G) es uno de los aminoácidos que forman las proteínas de los seres vivos. En el código genético está representada por los codones GGU, GGC, GGA o GGG.

Glucosa:

La glucosa es un monosacárido con fórmula molecular $C_6H_{12}O_6$. Es una hexosa, es decir, contiene 6 átomos de carbono, y es una aldosa, esto es, el grupo carbonilo está en el extremo de la molécula (es un grupo aldehído). Es una forma de azúcar que se encuentra libre en las frutas y en la miel. Su rendimiento energético es de 3,75 kilocalorías por cada gramo en condiciones estándar. Es un isómero de la fructosa, con diferente posición relativa de los grupos $-OH$ y $=O$.

Haploide:

Dicho de un organismo, una célula, un núcleo o de la fase de su ciclo de desarrollo, que posee una dotación cromosómica formada por una sola serie de cromosomas.

Heterocarion:

Célula que contiene dos o más núcleos dentro de un mismo citoplasma, generalmente producto de fusión de células somáticas.

Híbrido:

Formado por elementos heterogéneos.

Hifa:

Célula alargada, a menudo muy alargada, normalmente de menos de 10 micras de espesor y que es el elemento constituyente del cuerpo de los hongos. Las que aparecen generalmente con unos tabiques se denominan hifas septadas, las que carecen de tabiques, se denominan hifas aseptadas.

Himenio:

Capa fértil (láminas, poros, agujones, etc.) de los hongos. En los Basidiomicetos está compuesto de basidios, basidiolos y cistidios. En los Ascomicetos, por ascas y paráfisis, todos verticalmente yuxtapuestos. También se denomina “tecio”.

Himenoforo:

Capa portadora de himenio, por ejemplo: pliegues, dientes, laminillas, etc.

Homocarion

Una célula o micelio que contiene un único tipo genético de núcleos

Homocariótico:

Con núcleos genéticamente iguales.

Imbricado:

Condición en que varias cepas de cuerpos fructíferos se sobrelapan mutuamente. Ejemplo: *Pleurotus ostreatus* (Jacq. ex Fr.) Kummer.

Inocular:

Se refiere a la incorporación de una sustancia en un organismo. Puede realizarse para transmitir una enfermedad o proporcionar medios de defensa o inmunidad a dicho organismo.

Inóculo:

Término colectivo para referirse a los microorganismos o sus partes (esporas, fragmentos miceliales, etc.) capaces de provocar infección o simbiosis cuando se transfieren a un huésped. El término también se usa para referirse a los organismos simbióticos o patógenos transferidos por cultivo.

Involuto:

Margen en corte longitudinal. El borde se dobla sobre sí mismo de tal manera que el margen apunta hacia el ápice del píleo.

Lamélula:

Lámina más corta que no llega al pie, intercalada entre éstas, situada cerca del margen del sombrero.

Leucocitopenia

Los leucocitos, también llamado glóbulos blancos, son las células de la sangre encargadas de la defensa ante gérmenes u otras agresiones externas. Los diferentes grupos de glóbulos blancos se pueden agrupar en polimorfonucleares (neutrófilos, eosinófilos y basófilos) y mononucleares (linfocitos y monocitos). Los más numerosos son los neutrófilos seguido de los

linfocitos por lo que una disminución del total de glóbulos blancos normalmente será consecuencia de la disminución de los neutrófilos (denominada neutropenia) o de los linfocitos (denominada linfocitopenia).

Lignina:

Sustancia hidrocarbonada de gran consistencia que al impregnar la membrana la transforma en leño. Refuerza los tabiques transversales de los vasos del tejido vascular, convirtiéndolos en vasos leñosos, muy duros, que únicamente son atacados y destruidos por los hongos.

Lignocelulosa:

Cuerpo sólido constituido por celulosa, hemicelulosa y lignina, es el componente principal de la biomasa terrestre.

Lignocelulósico:

Complejo que aporta casi toda la energía bruta de los forrajes corrientes y de la madera. Ver lignocelulosa.

Lovastatina

Es un fármaco miembro de la familia de las estatinas, usado para disminuir el colesterol y prevenir enfermedades cardiovasculares.

LSD:

El Test LSD (Least significant difference) de Fisher es un test de comparaciones múltiples. Permite comparar las medias de los t niveles de un factor después de haber rechazado la Hipótesis nula de igualdad de medias mediante la técnica ANOVA. Todos los tests de comparaciones múltiples son tests que tratan de perfilar, tratan de especificar, tratan de concretar, una Hipótesis alternativa genérica como la de cualquiera de los Test ANOVA. El Test se basa en la creación de un valor común, un umbral, basado en un test de la t de Student. Se realizan todas las diferencias entre medias de los t niveles.

Micelial:

Relativo al micelio o propio de él.

Micélico:

Pertenciente o tocante al micelio.

Micelio Basal:

Red de hifas de la base del pie de un basidioma.

Micelio Dicariótico:

Micelio binucleado propio del micelio secundario de los basidiomicetos. Ver “dicarición”.

Micelio Estéril:

Grupo de hongos sin valor sistemático y mal definido, que podría incluirse entre los hongos imperfectos o Deuteromycetes. Se caracterizan por reproducirse exclusivamente por vía asexual vegetativa, sin producir ningún tipo de fructificación. Algunas especies representan formas asexuadas de Basidiomycetes.

Micelio Heterotálico:

Se desarrolla en las especies de la subdivisión Ascomycotina. Las ascosporas al germinar producen un micelio masculino o femenino, que engendrará anteridios o ascogonios, según el sexo del mismo; por fecundación del ascogonio se forma el cigoto.

Micelio Homotálico:

Se desarrolla en las especies de la subdivisión Ascomycotina. A partir del cigoto, se desarrollan las hifas ascógenas que darán lugar a las ascas y a las ascosporas (por meiosis). De las ascosporas germina el micelio, que puede seguir dos caminos: multiplicarse sexualmente por conidios o bien desarrollar ascogonios y anteridios.

Micelio Monocariótico.

Ver “micelio primario”.

Micelio Primario:

También llamado micelio monocariótico, es el que se forma al germinar una basidiospora. 2. Se define como aquel que emerge de la tierra de una sola espora.

Micelio Secundario:

Es el resultado de la fusión de hifas primarias que han de formar el basidiocarpo. Llamado también “micelio dicariótico”.

Micelio Septado:

Es el que está dividido mediante paredes celulares, propio de los Ascomycetes y Basidiomycetes.

Micelio Terciario:

Se le da este nombre al micelio que resulta del micelio secundario, al diferenciarse en el de hifas especializadas con diferentes funciones dentro del basidiocarpo de los Basidiomicetos.

Micelio:

Parte vegetativa (talo) del hongo, formado por una densa serie de filamentos ramificados (hifas) que se entremezclan entre sí, de estructura y composición variables. Puede ser de formas muy diversas; constituye masas filamentosas entrelazadas de modo laxo (plecténquina) o bien forma agregados compactos con aspecto de verdaderos tejidos (seudoparénquina o hifénquima).

Mixtocutis:

Es el tipo de cutis constituido por hifas enmarañadas con disposición paralela a la superficie en relación con las hifas de las tramas y no radial con respecto a la superficie pileica.

Monocariótico:

Que contiene un solo tipo de núcleo, originados en el micelio de una espora.

Monomitico:

Sistema formado por hifas de un solo tipo (generativas).

Neohaplontes:

El micelio monocariótico derivado de un dicarion sin la intervención de la cariogamia y meiosis.

Orografía:

Parte de la geografía física que se encarga del estudio, descripción y representación del relieve terrestre.

Peptona:

Sustancia soluble resultante de la acción de la pepsina sobre las proteínas.

Píleo:

Sombrero o parte superior del carpóforo ensanchado.

Pileopellis:

Cutícula del sombrero de la seta.

Pleuran:

Es un polisacárido insoluble (β - (1,3 / 1,6) -D-glucano), aislado de *Pleurotus ostreatus*. 2. Pleuran pertenece a un grupo de polímeros de

glucosa comúnmente llamados beta-glucanos que muestra la propiedad de modificador de la respuesta biológica. Esta propiedad inmunomoduladora hace que el huésped sea más resistente a las infecciones y neoplasias.

Pleurocistidio:

Cistidio situado en la cara de las láminas.

Queilocistidio:

Cistidio que se localiza en la arista del himenio.

Septado:

Dividido en compartimentos por medio de paredes transversales (septos).

Septo:

Tabique transversal de una hifa.

Somatogamia:

En los bosques, fusión de un micelio positivo con otro negativo.

Subdecurrente:

(Botánica, micología) se adhiere y corre hacia abajo a lo largo de un tallo o estípite, pero se curva hacia dentro justo antes del punto de fijación. 2. La distancia que recorren las láminas de la unión con el estípite es menor a la condición decurrente.

Trama:

Tejido interno del cuerpo fructífero, que no pertenece ni al himenio, ni a la cutícula del sombrero, ni a la superficie del pie. Puede encontrarse inmediatamente debajo de la cutícula (trama del píleo) o bien soportando al himenio (trama del himenóforo) o también en el pie, formando el pseudo tejido del mismo (trama del estipe). Puede tener varias formas: paralela (regular), subparalela (subregular), entrelazada (irregular), bilateral (divergente) y convergente (inversa).