

**UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS DE GUATEMALA  
FACULTAD DE AGRONOMÍA  
INSTITUTO DE INVESTIGACIONES AGRONÓMICAS Y AMBIENTALES -IIA-**

**EVALUACIÓN DE RASTROJO DE MAIZ (*Zea mays*) L. Y HOJARASCA DE ROBLE (*Quercus peduncularis*)  
PREVIO AL CULTIVO ARTESANAL DEL HONGO OSTRA (*Pleurotus ostreatus* Ecs 110)**

**TESIS**

**PRESENTADA A LA HONORABLE JUNTA DIRECTIVA DE LA FACULTAD DE AGRONOMÍA DE LA  
UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS DE GUATEMALA**

**POR**

**DUARLEN AMILCAR CEBALLOS ALECIO**

**EN EL ACTO DE INVESTIDURA COMO**

**INGENIERO AGRÓNOMO**

**EN**

**SISTEMAS DE PRODUCCIÓN AGRÍCOLA  
EN EL GRADO ACADÉMICO DE  
LICENCIADO**

**GUATEMALA, SEPTIEMBRE DE 2007**

PROPIEDAD DE LA UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS DE SAN CARLOS DE GUAT  
Biblioteca Central

DL  
01  
7(164)

**UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS DE GUATEMALA**

**RECTOR MAGNÍFICO**

**LICENCIADO CARLOS ESTUARDO GÁLVEZ BARRIOS**

**JUNTA DIRECTIVA DE LA FACULTAD DE AGRONOMÍA**

**DECANO**

**SECRETARIO**

**VOCAL PRIMERO**

**VOCAL SEGUNDO**

**VOCAL TERCERO**

**VOCAL CUARTO**

**VOCAL QUINTO**

**Ing. Agr. Francisco Javier Vásquez Vásquez**

**Ing. Agr. Edwin Enrique Cano Morales**

**Ing. Agr. Waldemar Nufio Reyes**

**Ing. Agr. Walter Arnoldo Reyes Sanabria**

**Ing. Agr. Danilo Ernesto Dardón Ávila**

**P. For. Mirna Regina Valiente**

**P. Agr. Nery Boanaerges Guzmán Aquino**

Guatemala de la Asunción, Septiembre de 2007.

Honorable Junta Directiva  
Honorable Tribunal Examinador  
Facultad de Agronomía  
Universidad de San Carlos De Guatemala

Distinguidos miembros:

De conformidad con las normas establecidas por la Ley Orgánica de la Universidad de San Carlos de Guatemala, tengo el honor de someter a vuestra consideración el trabajo de tesis titulado:

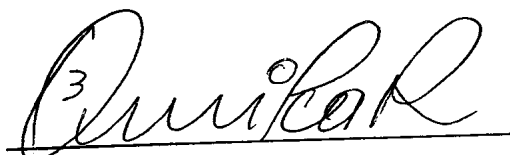
**EVALUACIÓN DE RASTROJO DE MAÍZ (*Zea mays*) L. Y HOJARASCA DE ROBLE (*Quercus peduncularis*)  
PREVIO AL CULTIVO ARTESANAL DEL HONGO OSTRA (*Pleurotus ostreatus* Ecs 110)**

Presentado como requisito previo a optar al título de Ingeniero Agrónomo en Sistemas de Producción Agrícola, en el grado académico de Licenciado.

En espera de su aprobación, me es grato presentarles mi agradecimiento.

Atentamente,

**ID Y ENSEÑAD A TODOS**



Duarlen Amílcar Ceballos Alecio

**TESIS QUE DEDICO**

**A:**

**DIOS**

**GUATEMALA**

**UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS DE GUATEMALA**

**FACULTAD DE AGRONOMÍA**

**IGLESIA LA FAMILIA DE DIOS**

**AGRICULTORES DE SAN PEDRO PINULA JALAPA**

**AMIGOS Y COMPAÑEROS EN GENERAL**

## **AGRADECIMIENTOS**

**A:**

Mi asesor Licenciado Químico Biólogo Romeo Alfonso Pérez Morales, por su colaboración incondicional en la planeación, realización y análisis de esta investigación.

Ing. Agr. Samuel Córdova Calvillo, Dr. Edín Orozco, Ing. Agr. Filadelfo Guevara Chávez, Ing. Agr. Anibal Sacbajá por su valiosa colaboración y orientación en la realización de este trabajo.

Subárea de Protección de Plantas, por haberme permitido tener una experiencia como docente en esta gloriosa Facultad.

Cooperativa Agrícola "El Bosque", como entidad precursora de la presente investigación.

Comunidades aledañas al "Bosque Pinalón" por proporcionar los materiales evaluados.

Oscar Monterroso, Heberto Rodas, Juan Enrique Velásquez; y a todas aquellas personas que participaron directa e indirectamente en la realización de este documento.

## CONTENIDO GENERAL

CONTENIDO	PAGINA
CONTENIDO GENERAL.....	i
ÍNDICE DE CUADROS.....	iii
ÍNDICE DE FIGURAS.....	iv
RESUMEN.....	v
<b>1. INTRODUCCIÓN.....</b>	<b>1</b>
<b>2. DEFINICIÓN DEL PROBLEMA.....</b>	<b>2</b>
<b>3. MARCO TEÓRICO.....</b>	<b>3</b>
3.1 Marco conceptual.....	3
3.1.1 Importancia de los hongos.....	3
3.1.2 Características generales del género <i>Pleurotus</i> .....	3
3.1.3 Clasificación taxonómica.....	4
3.1.4 Contenido nutricional.....	4
3.1.5 Morfología de <i>Pleurotus ostreatus</i> .....	5
3.1.6 Generalidades sobre su cultivo.....	6
3.1.7 Sustratos para la propagación y producción de hongos.....	6
A. Cultivo sobre troncos cortados.....	6
B. Cultivo sobre tocones de madera.....	7
C. Cultivo sobre paja de cereales.....	7
3.1.8 Etapas para la y propagación de la cepa, y obtención de los micelios primario y secundario.....	8
A. Infraestructura, equipo y materiales.....	8
B. Obtención y Crecimiento del micelio.....	8
C. Proceso a seguir para la inoculación.....	9
D. Preparación del sustrato.....	9
E. Hidratación y pasteurización.....	10
F. Siembra e incubación.....	10
G. Fructificación.....	11
3.1.9 Plagas, enfermedades y contaminaciones.....	12
A. Colémbolos.....	12
B. Dípteros.....	12
C. Hongos.....	13
D. Bacterias.....	13
3.1.10 Indicadores de producción.....	13
A. Eficiencia biológica (E.B.).....	13
B. Tasa de producción (T.P.).....	14
3.1.11 Composición de los sustratos.....	14
A. Rastrojo de maíz ( <i>Zea mays</i> L.).....	14
B. Hojarasca de Roble ( <i>Quercus peduncularis</i> ).....	15
3.1.12 Antecedentes sobre el uso de sustratos en la producción de <i>Pleurotus ostreatus</i> .....	16
3.2 MARCO REFERENCIAL.....	18
3.2.1 Descripción del área de estudio.....	18
3.2.2 La Cooperativa Integral Agrícola "El Bosque".....	18

3.2.3	Situación de las comunidades campesinas .....	18
3.2.4	Descripción de las principales actividades de la Cooperativa "El Bosque" .....	19
<b>4.</b>	<b>OBJETIVOS .....</b>	<b>20</b>
4.1	General.....	20
4.2	Específicos .....	20
<b>5.</b>	<b>HIPÓTESIS .....</b>	<b>21</b>
<b>6.</b>	<b>METODOLOGÍA .....</b>	<b>22</b>
6.1	Materiales y equipo .....	22
6.1.1	Material biológico. ....	22
6.1.2	Equipo. ....	22
6.1.3	Tratamientos.....	23
6.3	Variables de respuesta.....	24
6.4	Diseño experimental.....	24
6.5	Manejo del cultivo.....	25
6.5.1	Fase de obtención del inóculo primario o semilla .....	25
6.5.2	Fase de preparación de la semilla o inóculo.....	25
6.5.3	Fase de siembra e incubación del hongo .....	26
6.5.4	Fase de producción de carpóforos (Fructificación).....	26
6.6	Recolección de datos experimentales.....	27
6.7	Análisis de datos experimentales.....	27
<b>7.</b>	<b>RESULTADOS Y DISCUSIÓN .....</b>	<b>28</b>
7.1	Cuantificación de la producción de carpóforos.....	28
7.2	Crecimiento de carpóforos .....	31
7.2.1	Período productivo (T).....	31
7.2.2	Tasa de producción.....	34
<b>8.</b>	<b>CONCLUSIONES.....</b>	<b>36</b>
<b>9.</b>	<b>RECOMENDACIONES .....</b>	<b>37</b>
<b>10.</b>	<b>BIBLIOGRAFÍA.....</b>	<b>38</b>
<b>11.</b>	<b>ANEXOS .....</b>	<b>40</b>

## ÍNDICE DE CUADROS

	Página
<b>Cuadro 1.</b> Contenido de aminoácidos en <i>Pleurotus estreatus</i> cepa INIREB-8 .....	5
<b>Cuadro 2.</b> Análisis proximal del rastrojo de maíz ( <i>Zea mays</i> L) .....	15
<b>Cuadro 3.</b> Contenido de nutrientes en hojarasca de <i>Quercus</i> spp .....	16
<b>Cuadro 4.</b> Descripción de tratamientos .....	23
<b>Cuadro 5.</b> Distribución de las unidades experimentales .....	23
<b>Cuadro 6.</b> Etapas de producción de <i>Pleurotus ostreatus</i> .....	28
<b>Cuadro 7.</b> Producción de carpóforos por tratamiento en gramos .....	29
<b>Cuadro 8.</b> Eficiencia biológica (E B), en porcentaje, por tratamiento .....	30
<b>Cuadro 9.</b> Resumen del ANDEVA para la variable de respuesta Eficiencia Biológica (E B) .....	30
<b>Cuadro 10.</b> Resultados de la prueba de comparación de medias D.M.S. ....	31
<b>Cuadro 11.</b> Período productivo (T) en días, por tratamiento .....	32
<b>Cuadro 12.</b> Resumen del ANDEVA para la variable de respuesta Período Productivo (T) .....	32
<b>Cuadro 13.</b> Resultados de la prueba de comparación múltiple de medias D.M.S. ....	33
<b>Cuadro 14.</b> Tasa de producción, en porcentaje, por tratamiento .....	35
<b>Cuadro 15.</b> Resumen del ANDEVA para la tasa de producción (T P) en porcentaje .....	35
<b>Cuadro 16 “A”.</b> Cronograma de actividades .....	40



## ÍNDICE DE FIGURAS

	Página
<b>Figura 1.</b> Componentes del género <i>Pleurotus</i> .....	4
<b>Figura 2.</b> Producción de carpóforos por tratamientos en cada cosecha .....	29
<b>Figura 3.</b> Gráfica de la variable de respuesta período productivo (T) para e crecimiento de carpóforos del hongo <i>Pleurotus ostreatus</i> ECS 110.....	34
<b>Figura 4A.</b> Preparación de los medios de cultivo PDA, para la propagación del micelio .....	41
<b>Figura 5A.</b> Siembra de la cepa ECOSUR 110 en los medios de cultivo PDA.....	41
<b>Figura 6A.</b> Incubación de la semilla del hongo en granos de sorgo .....	41
<b>Figura 7A.</b> Granos de sorgo impregnados con micelio de la cepa 110 .....	41
<b>Figura 8A.</b> Medios de cultivo PDA cubiertos por micelio de <i>Pleurotus</i> .....	42
<b>Figura 9A.</b> Sustratos invadidos por el micelio del hongo comestible.....	42
<b>Figura 10A.</b> Cosecha de un carpoforo comestible de <i>Pleurotus</i> .....	42
<b>Figura 11A.</b> Aplicación de riego a los pasteles .....	42

**EVALUACIÓN DE RASTROJO DE MAÍZ (*Zea mays*) L. Y HOJASARCA DE ROBLE (*Quercus peduncularis*)  
PREVIO AL CULTIVO ARTESANAL DEL HONGO OSTRA (*Pleurotus ostreatus* Ecs 110)**

**EVALUATION OF CORN'S (*Zea mays*) STUBBLE L. AND OAK (*Quercus peduncularis*) FALLEN LEAVES  
PREVIOUS TO THE HANDMADE CROP OYSTER MUSHROOM (*Pleurotus ostreatus* Ecs 110)**

**RESUMEN**

Con la presente investigación se pretendió evaluar los restos de cosecha de maíz (caña de milpa y tusa), y hojarasca de roble de la especie *Quercus peduncularis*, que se obtuvieron de las comunidades del "Bosque Pinalón" de San Pedro Pinula Jalapa, previamente a instalar la unidad productora, en donde de manera artesanal se obtendrán carpóforos cuyo fin será la venta y el autoconsumo.

La fase de obtención, reproducción e invasión del micelio en el sustrato se llevó a cabo en la Unidad de Producción de Hongos Comestibles de la Facultad de Agronomía de la Universidad de San Carlos de Guatemala, ubicada en los laboratorios de la Subárea de Ciencias Químicas; mientras que la fase de fructificación y cosecha se realizó en el umbráculo a cargo de la Subárea de Manejo de Suelo y Agua, ubicado también dentro del campus universitario.

Para realizar el experimento se obtuvo micelio de un carpóforo del hongo *Pleurotus ostreatus* Ecs 110 y se inoculó en agar PDA. Luego el micelio se inoculó en bolsas de polipapel que contenían granos de sorgo (*Sorghum vulgare*) y se incubaron hasta que el nuevo micelio se desarrolló completamente. Posteriormente, el sorgo infectado (primario) se inoculó en los sustratos estudiados; inmediatamente después, las unidades experimentales se expusieron a la luz y humedad, para obtener la fructificación del hongo. Se determinó la masa obtenida de los cuerpos fructíferos y con base a los resultados obtenidos se recomendó el uso de estos sustratos para ser utilizados en la unidad productora que se pretende establecer.

La evaluación de la potencialidad de los sustratos empleados para la producción de carpóforos comestibles se realizó mediante su comparación con pulpa de café. Para ello se utilizó un diseño completamente al azar con tres tratamientos y cinco repeticiones. Cada unidad experimental contó con 50 gramos de sustrato en peso seco. La obtención de datos comenzó desde el momento de la inoculación.

La variable de respuesta fue la eficiencia biológica en porcentaje, medida a través del peso fresco de los carpóforos sobre el peso seco del sustrato, encontrándose diferencias estadísticas significativas en comparación con la pulpa de café. Los sustratos evaluados mostraron un alto potencial para ser utilizados en la producción de *P. ostreatus* ya que ambos registraron eficiencias biológicas por encima del cien por ciento. Así mismo se determinaron

el período productivo y la tasa de producción como una medida para evaluar los indicadores de producción que constituyen un aspecto relevante para la selección de sustratos apropiados para el cultivo de *Pleurotus ostreatus*. Determinándose que son los sustratos evaluados los que menor tiempo llevan para producir; y, que registran similar producción diaria de masa fúngica comestible.

Los valores de período productivo, revelaron que el rastrojo de maíz fue el que mas rápido produjo carpóforos; pero la hojarasca de roble presentó mayor eficiencia biológica, por lo que se considera de importancia evaluar mezclas en diferentes proporciones.

También se recomienda el uso de suplementaciones nitrogenadas, como el nitrato de amonio, el nitrato de potasio, la urea o cualquier abono orgánico para incrementar los rendimientos, en la búsqueda de calidad y cantidad en los carpóforos producidos.

# 1. INTRODUCCIÓN

Se ha demostrado que los hongos son el grupo de organismos más numeroso en la tierra después de los insectos. En efecto, se calcula que hay más un millón y medio de especies de hongos, por lo que su impacto en el medio es enorme. La diversidad de estos organismos, favorece que se desarrollen en un sin fin de hábitats, por lo que bien se dice que los hongos están en todas partes (22).

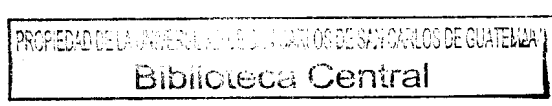
Además los hongos están involucrados en la desintegración de la materia orgánica; causan un buen número de las enfermedades conocidas en plantas, animales y humanos; se utilizan en procesos industriales de fermentación como el pan, vino, licores, algunos quesos; además, en la producción comercial de sustancias industriales y medicamentos, como por ejemplo, la síntesis de la ergotina, cortisona y antibióticos; también en la alimentación humana (champiñones, trufas, niscalos, etc.) y son útiles en investigación ya que frecuentemente presentan un ciclo de vida corto, son de fácil reproducción; y muy a menudo su composición genética es haploide (21).

El cultivo de hongos permite utilizar residuos de cosechas como sustratos para su crecimiento, proporcionando un impacto benéfico en lo ecológico (debido a que permite la disminución de materiales en donde se puede dar el desarrollo de plagas y enfermedades), económico y alimenticio (2).

Los trabajos realizados anteriormente sobre el comportamiento que presentan diferentes materiales en la producción de *Pleurotus ostreatus* permiten explorar otros sustratos orgánicos locales que pueden utilizarse para este fin.

Las unidades productivas que funcionan en los alrededores del "Bosque Pinalón", proporcionan materiales que pueden ser adecuados para el cultivo de *Pleurotus ostreatus*, tal es el caso del rastrojo de maíz que en la actualidad está siendo utilizado para alimento de ganado; y en la hojarasca de roble, las cuales no tiene uso alguno. Estos sustratos orgánicos son de consistencia rígida lo que hace suponer que contienen hemicelulosa, celulosa y lignina que podrían asegurar el crecimiento y desarrollo de estos organismos.

Con la base de los resultados obtenidos en este estudio se tomará la decisión de establecer o no la unidad productora artesanal de *Pleurotus ostreatus* en este lugar.



## 2. DEFINICIÓN DEL PROBLEMA

El cultivo de hongos comestibles requiere de la utilización de sustratos que contengan dentro de su constitución química, los nutrientes adecuados para asegurar el crecimiento y desarrollo de estos organismos; es por ello que, en nuestro medio, la pulpa de café (*Coffea arabica*) se ha utilizado con éxito, dada su naturaleza lignocelulósica; su contenido de aminoácidos, vitaminas y minerales. Sin embargo, el cultivo de café dado sus requerimientos edafoclimáticos se ve restringido a ciertas regiones del país, por lo que para el cultivo de *Pleurotus ostreatus* se hace necesario evaluar otros materiales orgánicos con características similares a los de la pulpa de café que permitan mejorar su calidad y producción.

Por otro lado, los agricultores de las comunidades de El Pinalón, Caserío Montañita de la Virgen y la aldea Nueva Pinalón que se encuentran ubicadas en los alrededores del Bosque Pinalón del municipio de San Pedro Pinula, en el departamento de Jalapa; en la búsqueda de alternativas de producción para obtener ingresos, ven en los desechos del cultivo de maíz y en la hojarasca de roble que genera el bosque, un medio potencial para producir de manera artesanal el hongo comestible *Pleurotus ostreatus*. Este hongo para crecer demanda del sustrato lignina y celulosa lo que hace suponer que el rastrojo de maíz y la hojarasca de roble puedan constituirse en potenciales sustratos para la producción del hongo mencionado. Al finalizar la producción del hongo, estos materiales residuales pueden ser fácilmente incorporados al suelo como material deslignificado y degradado en un alto porcentaje; también puede pensarse que este material puede ser utilizado para producir lombricompost (8) que puede ser mejor aprovechado por las plantas.

### 3. MARCO TEÓRICO

#### 3.1 MARCO CONCEPTUAL

##### 3.1.1 Importancia de los hongos

*Pleurotus ostreatus* es un hongo macromiceto, cuya particularidad es la de formar un cuerpo fructífero visible denominado carpóforo. Su importancia radica en que posee un complejo enzimático, que permite degradar moléculas de alto peso como la celulosa, lignina, quitina y taninos que se encuentran en los sustratos sobre los cuales se desarrolla y crece, revalorizando de esta forma los desechos orgánicos. Por último, esta importancia conduce al aprovechamiento eficaz y del sistema enzimático que poseen para fines alimenticios, médicos, industriales y ecológicos, al consumir sus cuerpos fructíferos (2).

Además los hongos están involucrados en la desintegración de la materia orgánica; causan un buen número de las enfermedades conocidas en plantas, animales y humanos; se utilizan en procesos industriales de fermentación como el pan, vino, cerveza, algunos quesos; por otro lado son utilizados en la producción comercial de sustancias industriales y medicamentos, como por ejemplo, la síntesis de la ergotina, cortisona y antibióticos; además, en la alimentación humana (champiñones, trufas, niscalos, etc.) y son útiles en investigación ya que presentan a menudo un ciclo vital corto, de fácil reproducción y con frecuencia una genética haploide (21).

##### 3.1.2 Características generales del género *Pleurotus*

Como se observa en la figura 1 los carpóforos de este hongo no presentan anillo ni volva. El píleo o sombrero es de 5-25 milímetros de expansión, en forma de ventilador, ampliamente convexo y algunas veces casi plano en la madurez, de margen lobulado a ondulado, especialmente cuando joven, la superficie es lisa de color blanca a café grisáceo; la carnosidad es blanca y con olor a anís. La lamela está formada por agallas recurrentes de color blanco, amarillentas en estado avanzado de desarrollo, no pubescentes. El estípote constituye el pie, el cual es a menudo ausente, cuando se presenta es corto y grueso, de 0.5 a 3.0 centímetros de longitud. Tiene 0.5 a 2.0 centímetros de espesor, hacia dentro o lateral con pelos blancos y densos en la base (23).

Se cree que este género es una especie compleja. La mayoría de recolectores de hongos prefieren los especímenes grandes de carnosidad gruesa, recolectados de los rastrojos de algodón (23).

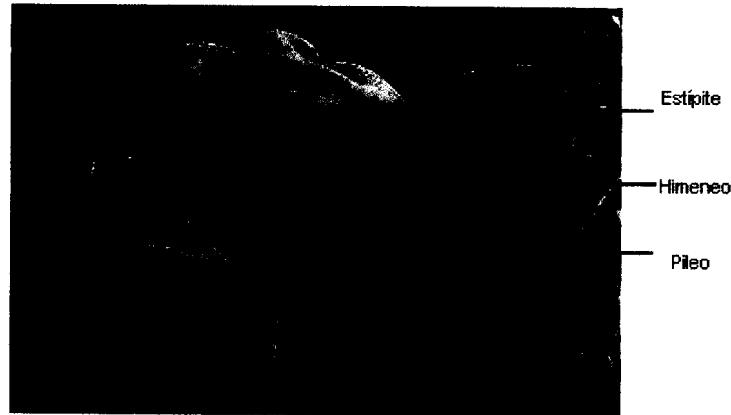


FIGURA 1. Componentes del género *Pleurotus*

### 3.1.3 Clasificación taxonómica

La diversidad de especies del género *Pleurotus* asciende a por lo menos 30, entre ellas está *P. ostreatus* (4). La clasificación es la siguiente.

Reino	Fungi
División	Basidiomycota
Subdivisión	Basidiomycotina
Clase	Basidiomycetes
Subclase	Holobasidiomycetidae
Orden	Agaricales
Familia	Tricholomataceae
Género	<b><i>Pleurotus</i></b>
Especie	<b><i>Pleurotus ostreatus</i></b> (Jacq.:Fr) Kummer (23).

### 3.1.4 Contenido nutricional

*Pleurotus ostreatus* se caracteriza por sus propiedades organolépticas, reflejada en su aspecto, aroma agradable, por lo que se utiliza en la elaboración de numerosos platillos, su contenido de vitaminas del complejo B, la C, y la D, minerales como el calcio, sodio, fósforo, potasio y hierro; bajo contenido en grasas y glúcidos (22).

Por otra parte, Crisan & Sands (1978), citados por Miles & Shu-Tig (1997), realizaron a partir de varias fuentes bibliográficas, un perfil de aminoácidos a una serie grande de hongos entre los que se encuentra *P. ostreatus*, estos autores concluyeron que las setas contienen todos los aminoácidos esenciales que comprenden del 25 al 40 por

ciento del total. El cuadro 1 muestra que las setas de este hongo contienen lisina, leucina y valina, con 72.09, 71.57 y 51.28 miligramos por gramo de proteína cruda (N X 4.38), respectivamente (5).

**CUADRO 1.** Contenido de aminoácidos en *Pleurotus ostreatus* cepa INIREB-8.

AMINOÁCIDO ESENCIAL	mg / g	AMINOÁCIDO NO ESENCIAL	mg / g
Isoleucina	43.32	Alanina	64.15
Leucina	71.57	Arginina	70.70
Lisina	72.09	Ácido aspártico	120.50
Metiotina	21.16	Ácido glutámico	211.33
Tirosina	35.96	Glicina	47.45
Treonina	51.25	Cistina	16.40
Valina	51.28	Prolina	30.55
Triptófano	19.61	Serina	48.36
Histidina	28.32	Fenilalanina	51.10

Fuente: Mayela et al. (1996) citados por Cardona (5)

El contenido de proteína de *P. ostreatus* se relaciona significativamente con el contenido de nitrógeno del sustrato. Los minerales se concentran fuertemente con los cuerpos fructíferos. Por ejemplo, el potasio 3.2 veces, el sodio 1.64, el fósforo 1.7 y el cadmio 2.75, en comparación con la concentración de estos minerales en el sustrato (Kawai et al. 1994). Hirio (1982), citado por Breene (1990), encontró poca diferencia en el contenido de lípidos totales entre cepas silvestres de *Pleurotus* y las cepas de *P. ostreatus* cultivadas; ambas presentaron de 3 a 5 por ciento de lípidos totales en base seca, predominando un mayor contenido en el pileo. Del total de lípidos el 70-80 por ciento corresponde al ácido linoléico (18:2). Los principales fosfolípidos de *P. ostreatus* son fosfatidilcolina y fosfatidiletanolamina. De acuerdo con Miles & Shu-Ting (1977), *P. ostreatus* contiene 57.6 por ciento de carbohidratos totales, 47.5 por ciento de carbohidratos libres de nitrógeno, 11.5 por ciento de fibra cruda, 10.1 por ciento de ceniza, y 345 kilocalorías por cien gramos de peso seco (3).

### 3.1.5 Morfología de *Pleurotus ostreatus*

El sombrerillo de esta seta es redondeado, con la superficie lisa, abombada y convexa cuando es joven, aplanándose luego, poco a poco. El borde está algo enrollado al principio. Su diámetro oscila entre 5 y 15 cm dependiendo de la edad del hongo. El color es variable, desde blanco, gris claro o gris pizarra hasta pardo, tomando una coloración más amarillenta con el tiempo (10).

En la parte inferior del sombrero hay unas laminillas dispuestas radialmente como las varillas de un paraguas, que van desde el pie o tallo que lo sostiene, hasta el borde. Son anchas, espaciadas unas de otras, blancas o crema, a veces bifurcadas, y en ellas se producen las esporas destinadas a la reproducción de la especie. Estas esporas son



pequeñas, oblongas, casi cilíndricas, que en gran número forman masas de polvo o esporadas, de color blanco con cierto tono lila-grisáceo (10).

El pie suele ser corto, algo lateral u oblicuo, ligeramente duro, blanco, con el principio de las laminillas en la parte de arriba y algo peloso en la base. Pueden crecer de forma aislada sobre una superficie horizontal o en grupo formando repisas laterales superpuestas sobre un costado de los árboles. La carne de la seta es blanca, tierna al principio y después, correosa; de olor algo fuerte (10).

### 3.1.6 Generalidades sobre su cultivo

El cultivo de esta seta es posible realizarlo con diferentes técnicas, pero en todas ellas lo fundamental consiste en sembrar el micelio sobre un sustrato leñoso-celulósico húmedo (casi siempre pasteurizado), incubarlo a 20-25° C, mientras se tiene envuelto el plástico y, por último, mantenerlo descubierto en sitios muy húmedos y frescos, generalmente a, menos de 15° C, hasta que salgan las setas (10).

Así durante los años se han ido sucediendo distintos tipos de sustratos para el cultivo de *Pleurotus ostreatus*, entre los que destacan:

### 3.1.7 Sustratos para la propagación y producción de hongos

#### A. Cultivo sobre troncos cortados

Troncos de maderas blandas de menos de 50 cm, en los que se inocula el micelio (colocándolo en orificios o en la superficie del corte); se tienen unos meses en una zanja cubierta y cuando ya ha prendido el hongo, se sacan y se colocan, en otoño, en sitios húmedos, con la base algo enterrada (10).

Los árboles más adecuados son el chopo o álamo negro (*Populus nigra*) y sus híbridos, así como el chopo temblón (*Populus tremula*). También se pueden emplear el álamo blanco, los sauces, moreras, hayas, nogales, cerezos, abedules, castaños de Indias, robles y encinas (10).

El cultivo sobre este sustrato es "relativamente" fácil y no requiere instalaciones complicadas, pero requiere el corte de árboles y por tanto una reforestación de la masa forestal. La producción de setas dura pocos años y sucede en otoño, obteniéndose unos rendimientos de entre 100 y 150 kilogramos por metro cúbico de madera (8).

## B. Cultivo sobre tocones de madera

Los tocones de chopos, álamos, hayas, nogales, sauces, moreras, robles y encinas, pueden aprovecharse para cultivar *Pleurotus ostreatus*, con la ventaja de que el propio hongo se encargará de atacar a la madera y en pocos años la dejará blanda, lo que facilitará la eliminación del tocón (10).

La siembra del micelio en el tocón se realiza a los pocos meses de la tala del árbol. Para ello se realizan unos agujeros con un barreno o taladro en diversos puntos del tocón, o algunos surcos con una sierra, con cierta inclinación hacia arriba y adentro, para evitar que se llenen de agua con la lluvia. Después se rellenan de micelio y se cubren con tiras de papel engomado opaco (10).

Otra forma de siembra consiste en cortar una rodaja del tocón con una motosierra. Se extiende el micelio sobre la superficie nueva y se cubre con la rodaja de madera, sujetándola con unos clavos. El borde se sella con papel engomado (10).

## C. Cultivo sobre paja de cereales.

Es el método que proporciona mayores rendimientos. Consiste en sembrar el micelio sobre un sustrato preparado a base de paja, incubarlo a unos 25° C y luego tenerlo en un sitio fresco, húmedo, ventilado e iluminado. A continuación se detallará en profundidad esta técnica de cultivo (8).

El cultivo de *Pleurotus* se realiza en dos etapas, la primera es la obtención de la semilla o inóculo; esta se realiza en condiciones de laboratorio y la segunda es la producción de carpóforos. Un cultivo de inóculo puro significa que la cepa utilizada es de origen conocido y libre de organismos contaminantes. Para la producción del inóculo se emplean muchos tipos de materiales, que pueden ser o no el propio sustrato que se usa para el cultivo del hongo, por ejemplo, las semillas de trigo, sorgo, centeno, etc. La elección de un material adecuado para el inóculo es un factor importante a considerar y los aspectos que determina esta elección es la disponibilidad que exista de este material y el costo del mismo (14).

Hay dos tipos de semilla; una es la semilla madre o primaria y la secundaria o semilla para la siembra. La primera, también es conocida como inóculo primario, debido a que proviene directamente del micelio del hongo cultivado sobre un medio de cultivo a base de agar. Algunas veces el mismo material es usado como primario y secundario. Para evitar confusión entre uno y otro, se pueden utilizar diferentes tipos de recipientes, por ejemplo, botellas, bolsas termoresistentes (19).

### 3.1.8 Etapas para la preservación y propagación de la cepa y obtención de los micelios primario y secundario

#### A. Infraestructura, equipo y materiales

Lo ideal es poder contar con un ambiente pequeño o laboratorio, aislado de insectos, de acceso restringido para que pueda asearse y desinfectarse fácilmente. Es recomendable el uso de bata y mascarilla para aumentar las precauciones, autoclave y olla de presión, campana de flujo laminar o en su defecto una cámara de transferencia confeccionada con dos orificios para guantes por el frente, cubierta superior de vidrio grueso, con lámpara pequeña o tubo fluorescente de luz ultravioleta en su interior (7).

#### B. Obtención y Crecimiento del micelio

La reproducción de este hongo puede ser sexual o asexual, lo cuál hace posible reproducirlo a partir de una parte del carpóforo que se desarrolla en un medio de cultivo especial siendo capaz de completar su ciclo completo. Para preparar el medio de cultivo en donde se desarrolle el micelio de la cepa, debe hacerse de acuerdo a las indicaciones del fabricante (7).

Seguidamente se ordenan en la cámara de transferencia o campana de flujo laminar, lo siguiente: tubos de ensayo, pinzas, bisturí, el pincho, papel aluminio, mechero y fósforos, el carpóforo lavado y desinfectado en una solución de agua destilada con cloro. Se enciende la luz ultravioleta dentro de la cámara durante una hora para irradiar todos los materiales. Se toma el bisturí y se corta longitudinalmente el píleo, paralelo al estípite y se toma un trozo del tejido interno del carpóforo con las pinzas, y luego se introduce en el tubo que contiene el medio de cultivo, finalmente se flamea alrededor de los tubos de ensayo o cajas petri y se cierran. Este procedimiento se repite con todos los tubos de ensayo o cajas de petri. Los tubos deben mantenerse a una temperatura promedio de 26 °C; al cabo de 2 semanas, aparecerá el micelio extendiéndose e invadiendo el medio de cultivo. Cualquier otra coloración burbujeo, ascenso del nivel de caldo dentro del tubo u otro, será señal de contaminación y habrá que empezar todo de nuevo, multiplicando las medidas de asepsia (7).

Se incuba en oscuridad durante 8 días a 28 °C aproximadamente. Pasado este período, el hongo se resiembra en un sustrato intermedio (maíz, sorgo, arroz, trigo) en cantidad suficiente para que una vez desarrollado su micelio, la mezcla grano-hongo sea utilizada como semilla en la siembra del sustrato definitivo. Se busca en este caso una colonización más rápida y económica que optimice la fructificación. La realización del inóculo comprende la fase de preparación del primario, que es el medio adecuado en donde se hará crecer el micelio en forma masiva, inoculando del mismo los granos. El grano que sea elegido como sustrato intermedio, se limpia, se hidrata en agua pura y limpia durante 15 horas, se deja después escurrir para eliminar el exceso de agua, se pesa en porciones de 200 gramos y se coloca dentro de bolsas de polipapel. Posteriormente se esteriliza a 121 °C durante 30 minutos y se dejan enfriar para después inocular (13).

El proceso de preparación del inóculo debe realizarse en un área aséptica, de preferencia cerrada y ajena a corrientes de aire y con equipo esterilizado. Es recomendable la utilización de una cámara de flujo laminar o en su defecto dos o tres mecheros Bunsen, colocados de tal manera que originen una zona aséptica en el área de la mesa donde se trabajará (14).

### C. Proceso a seguir para la inoculación

- a. Con la ayuda de bisturí o navaja estéril, se cuadrícula el micelio contenido en el cultivo de la caja de petri, de tal manera que se obtienen porciones de más o menos 1 centímetro cuadrado.
- b. Una o dos porciones del cultivo de la caja de petri antes señaladas, se depositan entre los granos contenidos en cada una de las bolsas de polipapel, auxiliándose con una aguja de disección o asa de platino.
- c. A continuación se incuban las bolsas. A una temperatura de 28 – 30 °C, en la oscuridad, hasta que el micelio cubra totalmente los granos, lo cual ocurre a los 15 a 21 días. En este período se realizan inspecciones continuas para detectar cualquier irregularidad, como contaminaciones, anaerobiosis, fructificación temprana. A cada porción de esta forma se les llama primario (13).

La preparación del inóculo secundario se hace con los granos preparados anteriormente, que constituyen el inóculo primario, se procede a inocular el grano dentro de bolsas plásticas termoresistentes. A esto se le denomina inoculación grano a grano. El crecimiento micelial será definitivamente más rápido en grano secundario que en el primario, porque el micelio se habrá adaptado al sustrato después de haber crecido sobre el primario que se usó como inóculo. Además obtenemos mayor cantidad de semilla para la siembra definitiva (19).

### D. Preparación del sustrato

Esta es la segunda etapa del cultivo del hongo que incluye la fermentación. Este es un proceso aeróbico y el sustrato deber ser tratado de la siguiente forma: se apilan los sustratos en un montículo y se cubren con un material plástico negro para poder mantener el calor la humedad que favorecen las actividades enzimáticas de los microorganismos, alcanzando una temperatura promedio de 50 a 55 °C. En esta etapa del proceso, se presentan cambios en el pH, lo cual permitirá la adaptación de distintos microorganismos descomponedores de azúcares, dando origen a glúcidos menos complejos y que a su vez generan proteínas, esto además trae el beneficio de disminuir las probabilidades de contaminación con hongos como *Penicillium*, debido a la baja concentración de azúcares. Otro de los beneficios es la obtención de sustratos más blandos. Al finalizar el proceso de fermentación el sustrato ha alcanzado una temperatura de más o menos 35 °C donde los glúcidos y proteínas pueden transformarse en ácidos, atrayendo moscas, las cuales pueden ovipositar y contaminar el sustrato. Se recomienda remover los sustratos cada

dos días para evitar una fermentación anaeróbica. El tiempo de fermentación puede variar de 3 a 5 días dependiendo del sustrato, en algunos casos, como el de los bagazos, se requiere un mínimo de 10 días (19).

### **E. Hidratación y pasteurización**

Las fases de hidratación y pasteurización son útiles para el éxito de producción del hongo. La primera se realiza básicamente en sustratos secos como pajas, rastrojos, desechos de algodón, papel, aserrín y pulpa deshidratadas. En caso de que presenten segmentos muy grandes o largos, como el caso de las pajas, es necesario reducir su tamaño a segmentos de aproximadamente 3 a 5 centímetros, con lo cual se permite una mayor retención de humedad y un fácil manejo. Para el remojo en agua el sustrato se coloca en un canasto de malla metálica de aproximadamente 50 x 80 centímetros y se sumerge por espacios de 20 horas, al término de las cuales habrá absorbido suficiente agua para tener aproximadamente un 70 por ciento de humedad. Se recomienda realizar este proceso en el caso de utilizar pajas o rastrojos. La técnica de adición de agua y formación de pilas, se realiza en forma similar a la de fermentación. Con la diferencia que el sustrato no se deja fermentar. Aquí el sustrato se coloca en el piso del área de preparación, se extiende y se aplica agua hasta cerca del 80 por ciento, se cubre con un plástico y se deja por una noche, estando listo para la siembra al día siguiente (13).

El proceso de pasteurización consiste en una actividad cuya función es la de eliminar o inhibir la mayor cantidad de organismos que puedan competir con el hongo en la utilización del sustrato. Para lograrlo se pone a calentar agua suficiente para que cubra la totalidad del lote por pasteurizar; cuando el agua alcance una temperatura durante un mínimo de 45 minutos (13).

### **F. Siembra e incubación**

Esta que es la tercera etapa, se realiza en bolsas de plástico transparente. El tamaño de la misma depende de la experiencia del cultivador y de los requisitos de los productos. No debiendo utilizar bolsas de color opaco o negras porque tienen el inconveniente que no dejan ver el crecimiento del micelio sobre el sustrato y tampoco se puede observar si aparece algún moho contaminante. Las bolsas a utilizar deberán ser nuevas para evitar contaminación, siendo recomendable revisarlas para que no presenten perforaciones, algún desperfecto o que estén sucias. La siembra, se debe llevar a cabo en un área destinada para ello (aséptica) y cuidando que el personal esté provisto de ropa limpia; con mascarillas, cofia y de preferencia guantes estériles y que la puerta del local permanezca cerrada durante el proceso para evitar corrientes de aire (14).

La inoculación es una de las etapas más importantes porque es cuando el hongo se propaga en el sustrato previo a la fructificación y su posterior cosecha. Por lo que se debe realizar en un local donde la luz sea mínima o en completa oscuridad, colocando los sustratos en anaqueles debe mantenerse una temperatura de 28 °C durante 15-21 días. Durante la incubación, 2 días después de haber realizado la siembra, se hacen perforaciones perfectamente

distribuidas sobre toda la superficie de la bolsa que se ha sembrado, esto es para permitir un mejor intercambio gaseoso y un mejor crecimiento del micelio y observar la presencia de contaminantes. Las bolsas que presenten contaminantes como manchas amarillas, verdes o naranjas, se retiran inmediatamente del medio (13).

### **G. Fructificación**

La última etapa de este proceso es la fructificación o cosecha que se hace bajo condiciones controladas y se lleva a cabo después de la incubación, cuando ya ha crecido bien el micelio y ha formado una superficie blanco-almodonosa que cubre totalmente el sustrato y está lo suficientemente compactado. En presencia de luz se elimina la bolsa de polietileno para permitir la aparición de cuerpos fructíferos y pasa la masa hongo-sustrato a la sala de fructificación (13).

Se recomienda que sólo dos cosechas sean tomadas en cuenta para determinar la eficiencia biológica del sustrato debido a que en una tercera o cuarta cosecha los cuerpos fructíferos son de menor tamaño. Los primeros primordios dan inicio al proceso de fructificación al cuarto o quinto día, generalmente inicia el proceso en los lugares cercanos a las aberturas de las bolsas (13).

La sala de fructificación debe presentar algunas características que son importantes para el buen desarrollo de carpóforos, siendo éstas: un área amplia, dedicada solamente a la fructificación del hongo; buena ventilación (4 a 6 veces el volumen de la sala/hora), control de temperatura (26 a 28 °C), control de humedad relativa (85-90 por ciento) y buena iluminación (la suficiente para leer). Además, el sustrato debe contar con las siguientes condiciones: Humedad del 50 por ciento y pH entre 6.5 y 7.0 (13).

La ventilación tiene como objetivo eliminar el CO<sub>2</sub> generado por la respiración del hongo y renovarlo por aire oxigenado. Una ventilación insuficiente propicia la acumulación del CO<sub>2</sub> y el exceso de ventilación produce un resecamiento del sustrato. Una acumulación baja de CO<sub>2</sub> puede inhibir el desarrollo de los cuerpos fructíferos o propiciar el crecimiento deforme de éstos. Se recomienda mantener una ventilación en el cuarto de fructificación, de tal manera que el volumen de aire en dicho cuarto sea renovado de 4 a 6 veces cada hora (13).

Será necesario aplicar riegos en el cuarto de fructificación para aumentar la humedad y evitar el resecamiento del sustrato. Los riegos deberán hacerse de preferencia por medio de pulverización hacia el ambiente; también, se podrán efectuar riegos directos hacia el sustrato, sin embargo el chorro de agua debe ser suave para no dañar los cuerpos fructíferos. Una humedad inferior al 80 por ciento será negativa para la formación de carpóforos (13).

Dos días después de haber llevado los sustratos inoculados a la sala de fructificación y de haber eliminado la bolsa de polietileno, comenzaran a aparecer los primordios, es decir, los primeros cuerpos fructíferos. Cuatro días

después los primordios habrán desarrollado bien, cubriendo la totalidad de la superficie del pastel y estarán en madurez comercial listos para ser cosechados (13).

Para cosechar se debe esperar que los carpóforos alcancen el mayor tamaño posible, sin permitir que el borde del píleo comience a enrizarse, la cosecha se hace cortando el estípote con un cuchillo o bisturí estéril justo a la base del estípote, en la unión con el sustrato, de abajo hacia arriba sin dañar el sustrato, todos los cuerpos fructíferos frescos que se obtengan en un pastel, se pesan y se calcula la eficiencia biológica (13).

### 3.1.9 Plagas, enfermedades y contaminaciones

Los principales problemas a que se puede enfrentar el productor de hongos son básicamente las contaminaciones, la presencia de plagas y las enfermedades. Las contaminaciones son el resultado de una mala pasteurización o de deficiencias en el manejo o en la siembra del material en proceso. Durante la incubación son muy frecuentes las contaminaciones que pueden deberse a deficiencias en la limpieza de los locales de incubación o a orificios por donde pueden entrar el aire y sus microbios, los insectos y otros animales. Las contaminaciones disminuyen notablemente si se trabaja en condiciones de asepsia rigurosa y si se verifica que los tratamientos de esterilización del grano para inóculo y la pasteurización del sustrato sean efectuados rigurosamente. Los cuartos de incubación, siembra, y fructificación deben ser frecuentemente lavados, limpiados, desinfectados con cloro, alcohol u otro material (11). Entre las principales plagas encontramos:

#### A. Colémbolos

Son insectos diminutos sin alas que forman pequeñas galerías, secas y de sección oval en el interior de la parte comestible o carpóforo. Se encuentran en gran cantidad entre las laminillas que hay debajo del píleo (ver figura 1) de las setas. También pueden atacar al micelio si el sustrato está demasiado húmedo. Destaca entre estos la especie *Hypogastrura armata* (15).

#### B. Dípteros

El daño lo causan sus larvas que se comen las hifas del micelio. Hacen pequeñas galerías en los pies de las setas y luego en los sombreros. Destacan algunas especies de mosquitas de los géneros *Lycoriella*, *Heteropeza*, *Mycophila*, y moscas del género *Megaselia* (15).

Para el control de colémbolos y dípteros se recomiendan medidas preventivas como colocación de filtros junto a los ventiladores, eliminación de residuos, tratamiento térmico de los sustratos para eliminar huevos y larvas, etc. También pueden emplearse distintos insecticidas como: Diazinon o Malatión en polvo mezclados con el sustrato, nebulizaciones con Endosulfan o Diclorvos, etc. (15).

Entre las enfermedades más comunes que se pueden presentar en el cultivo del hongo *Pleurotus ostreatus* encontramos las siguientes:

### C. Hongos

El principal hongo que puede competir con el género *Pleurotus* es el hongo telarañero (*Dactylium dendroides*). Los filamentos de este hongo crecen rápidamente y se extienden sobre la superficie del sustrato y de las setas cubriéndolas con un micelio blanquecino, primero ralo y luego denso y harinoso (15).

En las partes viejas se forman puntos rojizos. Los ejemplares atacados se vuelven blancos, amarillento-parduscos, y se aceleran su descomposición. Puede atacar a las setas recolectadas (15).

Esta enfermedad aparece con humedad excesiva, el calor y la escasa ventilación. Para su control se deben cubrir en cal viva en polvo, sal, formalina al dos por ciento o una solución de Benomil, las zonas afectadas. También se puede emplear Zineb, Mancozeb, Carbendazim o Theabendazol (15).

### D. Bacterias

*Pseudomonas tolaasii* es una bacteria que ataca en cualquier fase del cultivo, desde el micelio en incubación hasta las setas ya formadas, disminuyendo o anulando la producción. En los sombreros de los ejemplares enfermos aparecen zonas de tamaño variable de color amarillento-parduzco o anaranjados, acaban pegajosos y si la temperatura y la humedad son altas se pudren pronto y huelen mal (15).

Para su control se aconseja procurar evitar el exceso de humedad, y la adición de sustancias nitrogenadas y el calor. Se puede añadir hipoclorito sódico al agua de riego, o una solución de formalina al 0.2 - 0.3 por ciento, formol y otros productos (15).

## 3.1.10 Indicadores de producción

### A. Eficiencia biológica (E.B.)

Para expresar el grado de bioconversión de energía a partir de la biodegradación del sustrato, el concepto generalmente aceptado es la eficiencia biológica; que es la relación en porcentaje, entre el peso fresco de hongos producidos y el peso seco del sustrato empleado. Una eficiencia biológica del 100 por ciento es equivalente a decir que de un sustrato con un contenido de agua de 75 por ciento, el 25 por ciento de peso húmedo será recogido en carpóforos frescos, cuyo contenido de agua en promedio es de 90 por ciento (7). La eficiencia biológica depende



esencialmente de las características físico-químicas del sustrato a utilizar. Por otro lado la calidad productiva de un sustrato se percibe como aceptable a partir de eficiencias biológicas del 100 por ciento (18). Sin embargo, al cultivar *Pleurotus* en pulpa de café previamente fermentada durante 6 días, se han obtenido eficiencias biológicas hasta del 176 por ciento, y de 97 por ciento de eficiencia biológica cuando se mezcla con bagazo de caña de azúcar en proporciones de 50 por ciento cada uno (19). De lo anterior se tiene entonces que, la eficiencia biológica está dada por la siguiente operación matemática:

$$\% EB = (Pfc / Pss) \times 100$$

Donde:

*EB* = Eficiencia biológica

*Pfc* = Peso fresco de carpóforos

*Pss* = Peso seco del sustrato

### **B. Tasa de producción (T.P.)**

La tasa de producción es la relación del porcentaje entre la eficiencia biológica y el tiempo requerido para la cosecha, es decir, representa la eficiencia biológica diaria (19). La tasa de producción se calcula mediante la siguiente operación matemática.

$$TP = \%EB / T$$

Donde:

*PR* = tasa de producción en porcentaje

*EB* = eficiencia biológica en porcentaje

*T* = los días desde la inoculación hasta la última cosecha.

## **3.1.11 Composición de los Sustratos**

### **A. Rastrojo de maíz (*Zea mays* L.)**

El maíz, es una de las gramíneas más cultivadas en el mundo. Es utilizada en la industria moderna para satisfacer necesidades alimentarias. Los gérmenes de maíz contienen aceites para la alimentación humana, para elaborar jabones, barnices, etc. Esta es una planta que es utilizada en su totalidad, pues de ella se utiliza desde el

grano hasta el rastrojo. Además puede utilizarse para alimento de animales en época de escasez de pasto, debido a que se puede almacenar en forma de forraje, o bien se puede ensilar para su mejor conservación (16).

En el cuadro 2 se da a conocer un análisis proximal del rastrojo de maíz, que es uno de los sustratos utilizados en la investigación.

**CUADRO 2.** Análisis proximal del rastrojo de maíz.

COMPONENTE	RASTROJO
Materia seca	94.8 %
Extracto libre de nitrógeno	36.7 %
Extracto etéreo	1.8 %
Fibra cruda	40.2 %
Nitrógeno	1.28 %
Proteína	8 %
Genizas	8.1 %
Calorías	166
Calcio	0
Fósforo	0
Hierro	0

Fuente: Tabla de composición de pastos, forrajes y otros alimentos de Centroamérica y Panamá (12).

### B. Hojarasca de Roble (*Quercus peduncularis*)

Los porcentajes de nutrientes en hojas, expresados en referencia a peso seco, y el porcentaje de variación de cada nutriente con respecto al factor de posición de las hojas se detallan en el cuadro 3. Se hace referencia a valores estándar del contenido en nutrientes en hojas de *Quercus peduncularis*, y a excepción del calcio, que presenta valores ligeramente superiores, los resultados obtenidos son prácticamente iguales a los valores de referencia (9).

La secuencia que siguen los nutrientes foliares en cuanto a orden de magnitud  $N > K > Ca > P > Mg$  (9).

**CUADRO 3.** Contenido de nutrientes en hojarasca de *Quercus spp*

COMPONENTE	EN PORCENTAJE DE PESO SECO
Nitrógeno	2.90
Calcio	0.22
Magnesio	0.19
Potasio	1.20
Fósforo	0.25

Fuente: STATMENTS (20).

### 3.1.12 Antecedentes sobre el uso de sustratos en la producción de *Pleurotus ostreatus*

A pesar de que el cultivo comercial de hongos comestibles en Guatemala tiene ya más de medio siglo, la investigación, en cambio, es novísima pues fue apenas en la década de los ochenta cuando surgieron grupos de trabajo en algunas instituciones gubernamentales dedicadas al estudio del cultivo de varias especies de hongos comestibles. No es de extrañar entonces que hoy en día sólo se cultiven comercialmente dos géneros de hongos comestibles en nuestro país (*Agaricus* y *Pleurotus*). Esto no ha ocurrido por casualidad. El cultivo moderno de hongos se ha logrado gracias a varias generaciones de vidas enteras dedicadas empírica y científicamente a ello (1).

En Guatemala, la Facultad de Ciencias Químicas y Farmacia, de la Universidad de San Carlos de Guatemala, ha sido la pionera en este campo; ya que Argueta (1983), realizó un estudio de macromicetos en la ciudad de Guatemala, Mixco y San Juan Sacatepéquez. Godoy (1997), evaluó sustratos de aserrín de caoba y cedro, fibra de coco y olote de maíz. Arriola (1996), efectuó una evaluación de bolsas de polietileno y celofán para el empaque de micelio secundario de *Pleurotus ostreatus*.

Además en la Facultad de Agronomía se han evaluado diversos sustratos para el cultivo de *Pleurotus ostreatus*; entre estos trabajos se pueden mencionar:

- a. Aldana Martínez (2000) realizó una comparación de la eficiencia de producción de *P. ostreatus* en cinco diferentes granos siendo estos: sorgo, trigo, arroz, maíz y cebada. Estos granos fueron comparados con un diseño completamente al azar. Cada tratamiento, un total de cinco, fue sujeto a ocho pruebas. Se utilizó como testigo el grano de sorgo. Cada unidad experimental fue constituida por una bolsa de polipapel con 300 granos esterilizados e inoculados con el micelio del hongo. El grano de cebada presentó mejores rangos de crecimiento y en menor tiempo que los demás, incluyendo al grano testigo. A pesar que el grano de cebada tiene mayor precio, por la disminución del tiempo de crecimiento es posible incrementar el número de ciclos de producción del hongo que a la vez aumenta la rentabilidad del proceso.
- b. García Ramos (2000) evaluó rastrojos de maíz y cascarilla de arroz como sustrato para el cultivo del hongo *P. ostreatus*; en el experimento se utilizó un diseño completamente al azar, con seis tratamientos y ocho repeticiones a razón de 100 gramos por unidad experimental. Concluyó que los mejores rendimientos en peso y Eficiencia Biológica se obtienen con la cascarilla de arroz sin mezclar, con una eficiencia biológica de 86.11 por ciento y un peso promedio de 3,127.5 gramos de masa comestible por unidad experimental. La pulpa de café que utilizó como testigo o comparador tuvo una eficiencia biológica de 105.52 por ciento y un peso total de 3,832.6 gramos. Las eficiencias biológicas más bajas se obtuvieron al mezclar cascarilla y rastrojo de maíz en proporciones muy desiguales.

- c. Fajardo Montes (2001) produjo *P. ostreatus* a partir de matillos de encino, conacaste y liquidámbar en forma pura. La fase de fructificación se llevó a cabo en el municipio de Villa Nueva, departamento de Guatemala. Para ello se utilizaron cuatro tratamientos y cuatro repeticiones a razón de 100 gramos de sustrato por cada unidad experimental. El encino alcanzó una eficiencia biológica de 70.57 por ciento, muy por debajo del mostrado por café (testigo) que fue de 103.54 por ciento. En los demás matillos (conacaste y liquidámbar) sujetos a evaluar no se pudo cultivar el hongo.
  
- d. Ardón López (2004) utilizó el pericarpio de Jacaranda y el pasto estrella africana para el cultivo artesanal de *P. ostreatus*. Para el estudio se utilizaron siete tratamientos con cuatro replicas cada uno a razón de 100 gramos de sustrato por cada unidad experimental. La Eficiencia Biológica para el pasto estrella africana, pericarpio de jacaranda y café (testigo o comparador) fueron de 107.4; 67.8 y 147.87 por ciento respectivamente. Se evidenció que las mezclas en proporciones muy desiguales presentaban una baja eficiencia biológica.

Así, el cultivo de hongos comestibles representa en la actualidad una de las opciones para fomentar el desarrollo de las zonas atrasadas de Guatemala. La técnica básica ya está establecida y no requiere de economías de escala para realizarse; pero, debido a la ignorancia sobre el tema y la falta de asistencia técnica e información disponibles para cualquier persona común y corriente que pretenda cultivar hongos, ha hecho fracasar la mayoría de los intentos (4).

## **3.2 MARCO REFERENCIAL**

### **3.2.1 Descripción del área de estudio**

La fase de reproducción del micelio e invasión del sustrato se efectuó en la Unidad de Producción de Hongos Comestibles de los laboratorios de la Subárea de Ciencias Químicas de la Facultad de Agronomía de la Universidad de San Carlos de Guatemala, y la fase de fructificación y cosecha se llevó a cabo en un umbráculo perteneciente a la Subárea de Manejo de Suelo y Agua ubicado también dentro del campus universitario. Ambas localidades se encuentran ubicadas en las coordenadas 14°35'11" latitud Norte y 90°35'08" longitud Oeste con una altura de 1502 metros sobre el nivel del mar, una precipitación pluvial de 1246.8 milímetros en 110 días, una humedad relativa de 79 por ciento, las temperaturas alta, media y baja registradas son de 24.7, 18.2 y 13.7 grados Celsius respectivamente. La presión atmosférica es de 604.2 milímetros (17).

### **3.2.2 La Cooperativa Integral Agrícola EL Bosque**

La Cooperativa Integral Agrícola El Bosque R.L., fue fundada el 28 de marzo del año 2000, por treinta y un campesinos interesados en reforestar y conservar el bosque municipal El Pinalón, ubicado en el municipio de San Pedro Pinula de departamento de Jalapa. Obtuvo su personalidad jurídica el 11 de agosto de ese mismo año, aunque sus miembros ya realizaban trabajos de reforestación y control de incendios desde el año 1999. Hoy esta organización cuenta con ciento seis asociados (doce mujeres y noventa y cuatro hombres), y con capacidad técnica y administrativa para la realización exitosa de las diversas actividades de protección, manejo y producción forestal (6).

Su eje de trabajo lo conforman las comunidades que, particularmente están dentro y alrededor del bosque municipal el Pinalón siendo estas: El Pinalón, Caserío Montañita de la Virgen y la Aldea Nueva Pinalón, del municipio de San Pedro Pinula en el departamento de Jalapa (6).

### **3.2.3 Situación de las comunidades campesinas**

La población de las comunidades del Pinalón es de origen Poqomam oriental. Actualmente la etnia poqomam de Guatemala no ocupa una zona geográfica continua, sino que está fraccionada, y sus grupos sufren procesos de diferenciación y aculturación (6).

Dentro del bosque hay ocho núcleos poblacionales, entre aldeas, caseríos y barrios; alrededor hay catorce poblaciones, nueve de ellas pertenecientes a San Pedro Pinula, y las cinco restantes a San Luis Jilotepeque (6).

La gran mayoría de familias se dedican a la agricultura de subsistencia y otras fuentes de ingreso familiar son contadas y ocasionales. Existe migración agrícola por temporadas al departamento del Petén, migración de algunas personas a la capital e incluso, a los Estados Unidos, en busca de trabajo (6).

De acuerdo al Diagnóstico Rural Participativo que la Cooperativa "El Recuerdo" realizó en las comunidades de San Pedro Pinula en los años 1997 y 1998, las principales causas de la situación social de pobreza extrema en el municipio las siguientes:

- a. Falta de tierras.
- b. Pobreza de los suelos.
- c. Poco acceso a crédito y asesoría técnica agrícola.
- d. Falta de acceso a servicios de salud, agua potable, energía eléctrica y educación.
- e. Débil acción gubernamental e institucional (6).

### **3.2.4 Descripción de las principales actividades de la Cooperativa el Bosque**

- a. Capacitación a los miembros de los órganos directivos en temas básicos de cooperativismo, administración y viveros forestales.
- b. Producción de viveros forestales, con la participación de sesenta y dos mujeres y cuarenta hombres en seis grupos mixtos comunitarios.
- c. Se impulsó la apertura de la Oficina Forestal Municipal, y se realizó un Taller Municipal de Consulta, a partir del cual se elaboró el Diagnóstico Forestal Municipal y la Política Forestal Municipal de San Pedro Pinula.
- d. Se está impulsando la formación de la Red de Agroforestería Comunitaria en Guatemala, manteniendo un estrecho contacto con más de 15 organizaciones del país apoyadas por el proyecto BOSCOM del servicio estatal forestal –INAB–.
- e. Las posibilidades climáticas que brinda la zona para el desarrollo de actividades productivas más rentables que la madera, permite buscar nuevas fuentes de producción, por ejemplo; la producción de hongos comestibles como un uso alternativo a los rastrojos obtenidos de la producción agrícola y pecuaria (6).

#### 4. OBJETIVOS

##### 4.1 General

Establecer el efecto de dos sustratos orgánicos y un testigo en los índices de producción del hongo ostra (*Pleurotus ostreatus* Ecs 110)

##### 4.2 Específicos

Medir los indicadores de producción, eficiencia biológica en porcentaje y tasa de producción en tiempo; del hongo *Pleurotus ostreatus* en el rastrojo de maíz, proveniente de las comunidades de El Pinalón, Caserío Montañita de La Virgen y la aldea Nueva Pinalón.

Medir los indicadores de producción, eficiencia biológica en porcentaje y tasa de producción en tiempo; del hongo *Pleurotus ostreatus* en la hojarasca de roble, provenientes del Bosque Pinalón.

## 5. HIPÓTESIS

El hongo *Pleurotus ostreatus* se desarrollará y fructificará adecuadamente (alrededor de un cien por ciento de Eficiencia Biológica) en los sustratos rastrojo de maíz y hojarasca de roble proveniente de El Pinalón, Caserío Montañita de La Virgen y la aldea Nueva Pinalón y Bosque Pinalon, respectivamente.



## 6. METODOLOGIA

### 6.1 Materiales y Equipo

#### 6.1.1 Material biológico.

- a. Micelio de una cepa del hongo *Pleurotus ostreatus* Ecs 110.
- b. Granos de sorgo
- c. Rastrojo de maíz.
- d. Mantillo de roble.
- e. Pulpa de café

#### 6.1.2 Equipo.

- a. Horno
- b. Autoclave de olla
- c. Bolsas de polipapel
- d. Tijeras
- e. Botellas
- f. Balanza analítica
- g. Bolsas de plástico
- h. Cronómetro
- i. Cámara de flujo laminar
- j. Mechero
- k. Cucharas
- l. Atomizador
- m. Cubetas plásticas
- n. Marcadores
- o. Alcohol
- p. Papel periódico
- q. Bolsas de polietileno de media libra

### 6.1.3 Tratamientos

Los materiales que se usaron como sustrato fueron el rastrojo de maíz y el hojarasca de roble, además de la pulpa de café, que se utilizó como testigo. Los tres sustratos se evaluaron en forma pura para un total de 3 tratamientos. Se utilizaron 5 repeticiones de cada uno de ellos, tomando como unidad experimental una bolsa transparente de polietileno donde se depositaron 50 gramos de sustrato en peso seco. La composición porcentual de los tratamientos se indica en el siguiente cuadro.

**CUADRO 4.** Descripción de los tratamientos

Tratamientos	Código	Hojarasca de roble (%)	Rastrojo de maíz (%)	Pulpa de café (%)
1	Q	100	0	0
2	R	0	100	0
3	P	0	0	100

Fuente: El autor

Referencia:

Q: Hojarasca de roble

R: Rastrojo de maíz

P: Pulpa de café

Con el fin de tener una independencia del error experimental, uno de los supuestos del análisis de varianza del diseño experimental utilizado, la distribución de las unidades experimentales en el espacio físico de la cámara de fructificación, se realizó de manera aleatoria. En el siguiente cuadro se indica la ubicación de las unidades experimentales.

**CUADRO 5.** Distribución de las unidades experimentales

Tratamientos	Repeticiones				
	1	2	3	4	5
Ubicación	1	2	3	4	5
1	P	R	P	Q	R
2	R	Q	Q	R	P
3	Q	P	R	P	Q

Fuente: El autor

### 6.3 Variables de Respuesta

Para poder cuantificar la producción de carpóforos y evaluar el efecto de los tratamientos sobre el crecimiento de *Pleurotus ostreatus* en los sustratos puros, las variables de respuesta que se analizaron fueron las siguientes:

**La Eficiencia Biológica (E.B.):** Se expresó en porcentaje y se determinó comparando el peso fresco de carpóforos sobre peso seco del sustrato multiplicado por cien.

**Período productivo (T):** Se expresó en días y se determinó tomando los días que transcurrieron desde la fecha de inoculación hasta la segunda cosecha.

**Tasa de producción (T P):** Se expresó en porcentaje y se determinó relacionando la eficiencia biológica sobre el período productivo.

### 6.4 Diseño experimental

Por el tipo de experimento que fue bajo condiciones climáticas parcialmente controladas, lo que no implica ninguna gradiente de variabilidad que pudiera afectar el efecto de los tratamientos, se tomó la decisión de utilizar un diseño completamente al azar. El modelo se describe a continuación:

$$Y_{ij} = \mu + T_i + \varepsilon_{ij}$$

Donde:

$i = 1, 2, \dots, k$  tratamientos

$j = 1, 2, \dots, n$  repeticiones

$Y_{ij}$  = Magnitud de la variable respuesta obtenida en la  $ij$ -ésima unidad experimental

$\mu$  = Media general

$T_i$  = Efecto del  $i$ -ésimo tratamiento

$\varepsilon_{ij}$  = Error aleatorio asociado a la  $j$ -ésima repetición en el tratamiento  $i$ -ésimo

## 6.5 Manejo del cultivo

La investigación se dividió en dos etapas, siendo la primera, la obtención del inóculo o semilla; esta fue la parte microbiológica del proyecto y se realizó en la Unidad de Producción de Hongos Comestibles de los laboratorios de la Subárea de Ciencias Químicas de la Facultad de Agronomía de la Universidad de San Carlos de Guatemala. La segunda fue la producción de carpóforos, la cual se realizó en un invernadero, ubicado en el mismo lugar.

Como inóculo se utilizaron granos de sorgo impregnados con micelio de *Pleurotus ostreatus*. Este inóculo se obtuvo de la siguiente manera:

### 6.5.1 Fase de obtención del inóculo primario o semilla

- a. La cepa de *Pleurotus ostreatus* obtenida del Cepario Micológico del Colegio de la Frontera Sur (ECOSUR), se puso a fructificar para obtener carpóforos y con ello se inició el proceso de obtención del inóculo.
- b. Una porción del tejido interno del píleo de *Pleurotus ostreatus*, de aproximadamente 2 milímetros cuadrados, se hizo crecer en medio de cultivo PDA por sus componente (papa, dextrosa y agar). El tejido del hongo se extrajo del píleo utilizando unas pinzas (ver figura 5 en anexos).
- c. Para preparar el medio de cultivo se tomaron 40 gramos de PDA disueltos en un litro de agua destilada agregándole un centímetro cúbico de ácido láctico. Ya preparado el medio de cultivo, se colocó en cajas petri, las cuales se esterilizaron previamente en autoclave durante 15 minutos a una temperatura de 121 °C y 15 PSI. Con el medio de cultivo sólido, se procedió a colocar el tejido del píleo dentro de las cajas de petri, con la ayuda de una campana de flujo laminar. Estas se trasladaron a una cámara de incubación a 26 °C. Doce días después de la última transferencia, cuando el micelio invadió toda la superficie del medio del cultivo que se encuentra en las cajas de petri, se procedió a elaborar el inóculo o semilla (ver figuras 4 y 8 en anexos).

### 6.5.2 Fase de Preparación de la semilla o inóculo

- a. El sustrato intermedio utilizado para preparar la semilla fue el sorgo, el cual se puso a remojar durante 12 horas y luego se coció en abundante agua durante 10 minutos, teniendo cuidado de no romper el grano. Luego se dejó escurrir durante 10 minutos (ver figura 7 en anexos).
- b. En el interior de una bolsa plástica, se colocaron 200 gramos de sorgo preparado de la manera en que se ha indicado; el sistema bolsa-grano se esterilizó en autoclave a 121 °C y 15 PSI, durante 15

minutos, para posteriormente inocular dentro de una cámara de flujo laminar, con 5 porciones de un centímetro cuadrado cada una, del medio de cultivo invadido con micelio de *Pleurotus ostreatus*.

- c. Luego se dobló la bolsa, a manera de que los granos quedaran lo suficientemente compactados. Fueron sellados con cinta adhesiva, para ser colocados en cámara de incubación a 26 °C, donde permanecieron durante 4 semanas, hasta que el micelio colonizó completamente los granos de sorgo (ver figura 6 en anexos).

### 6.5.3 Fase de Siembra e Incubación del hongo

- a. Los sustratos se desinfectaron utilizando agua caliente a aproximadamente 85°C durante 30 minutos. Después de la pasteurización los materiales se pusieron a escurrir y a enfriar a temperatura ambiente durante 30 minutos.
- b. Posteriormente se procedió a inocular los tratamientos con la semilla de *Pleurotus ostreatus* obtenida anteriormente, colocándola a cada una de las unidades experimentales.
- c. El procedimiento de inoculación de las unidades experimentales consistió en colocar de manera uniforme el sustrato dentro de una bolsa de polipapel transparente, mientras que el inóculo se distribuyó sobre el sustrato, capa por capa.
- d. Los tratamientos se incubaron hasta que el micelio invadió todo el sustrato de las unidades experimentales. Esta fase se hizo en total oscuridad. A los 5 días de iniciada la fase de incubación, se hicieron pequeñas perforaciones a las bolsas para favorecer la ventilación al interior de ellas (ver figura 9 en anexos).

### 6.5.4 Fase de producción de carpóforos (Fructificación)

- a. Luego de la fase de incubación, se le removieron completamente las bolsas, se retiró el plástico cobertor, se llevaron al umbráculo de la Subárea de Suelo y Agua de la Facultad de Agronomía en dónde se inició a proporcionarle agua por medio de un sistema de riego. El riego se efectuó cada 4 horas durante 10 minutos, en horas de la mañana iniciando el primer riego a las 6:00 horas, para un total de 4 riegos diarios (ver figura 11 en anexos). En promedio la exposición a la luz fue de aproximadamente de 12 horas, por lo que no se tuvo la necesidad de utilizar luz artificial por las noches.
- b. La cosecha se inició a los 3 días de retiradas las bolsas, mientras que la siguiente cosecha se realizó a partir de 10 a 12 días después de la primera. Los carpóforos fueron cortados utilizando un bisturí esterilizado tratando de no dañar el micelio (ver figura 10 en anexos).

## 6.6 Recolección de datos experimentales

La toma de datos se inició a partir de la inoculación de las unidades experimentales hasta la segunda cosecha. Para registrar los datos experimentales se utilizó un cuadro de doble entrada, en el cual se anotó la fecha de inoculación, fecha de surgimiento de los primordios, fecha de cosecha, el número y peso de los carpóforos cosechados. Para determinar el peso de los carpóforos se utilizó una balanza semianalítica.

## 6.7 Análisis de datos experimentales

A las variables de respuesta; Eficiencia Biológica, Período Productivo y Porcentaje en Rendimiento de carpóforos, se les practicó análisis de varianza (ANDEVA), con el fin de de realizar el correspondiente estudio del comportamiento de rendimiento de cosecha, eficiencia biológica y Porcentaje en rendimiento de carpóforos por unidad experimental. Los factores de variación fueron sometidos a Prueba Múltiple de medias Diferencia Mínima Significativa 90 por ciento de confiabilidad ( $\alpha = 0.01$ ) para conocer diferencias entre tratamientos.

## 7. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

La producción de hongos comestibles de la especie *Pleurotus ostreatus* en los tratamientos evaluados, se efectuó de acuerdo a la metodología descrita anteriormente y duró 120 días; desde la siembra de micelio en cajas de petri, hasta la obtención de la segunda cosecha.

En el cuadro 6 se puede observar que la producción de hongos comestibles de este género representa en la actualidad una opción para fomentar el desarrollo en regiones donde sea factible su cultivo (4), dado que la técnica básica ya está establecida, su corto tiempo de producción y no requiere de economías de escala para realizarse.

Tiempos de las etapas individuales se muestran en el siguiente cuadro:

**Cuadro 6.** Etapas para la producción de *Pleurotus ostreatus*

No.	Etapas	Duración en días
1	Crecimiento del micelio en cajas de petri	12
2	Obtención del inóculo en semilla de sorgo	51
3	Incubación	39
4	Desarrollo de primordios y fructificación	18
	<b>Total</b>	<b>120</b>

Los resultados obtenidos en la investigación se detallan a continuación.

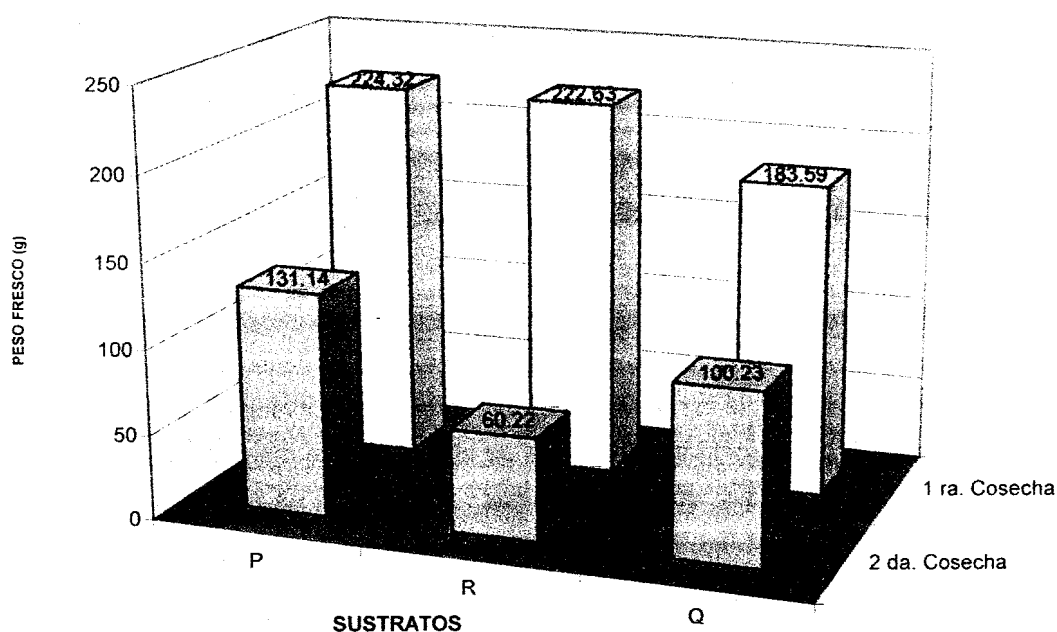
### 7.1 Cuantificación de la producción de carpóforos

Para poder cuantificar la producción, se tomó el peso fresco de los carpóforos en cada cosecha. El mayor rendimiento en peso fresco se obtuvo en la primera cosecha, y disminuyó en la siguiente. En promedio, en la primera cosecha se obtuvo el 68.38 por ciento de la producción total obtenida. En el cuadro 7 se muestra los diferentes pesos en gramos registrado en cada tratamiento.

**Cuadro 7.** Producción de carpóforos por tratamiento en gramos

TRATAMIENTOS	REPETICIONES										MEDIA
	1		2		3		4		5		
	1	2	1	2	1	2	1	2	1	2	COSECHAS
Rastrojo de maíz	36.00	12.17	50.16	10.90	44.26	10.28	40.78	10.09	51.43	15.97	28.20
Hojarasca quercus	40.86	16.12	32.77	24.50	36.70	18.93	38.29	20.08	34.94	20.60	28.38
Pulpa de café	41.30	26.90	46.60	25.86	40.80	26.98	47.49	24.69	45.40	26.98	35.00

En la figura 2 se muestra de manera gráfica el comportamiento del peso en gramos de los sustratos por cosecha que se muestran en la tabla 2.

**FIGURA 2.** Producción de carpóforos por tratamiento en cada cosecha.

Como se observa en la figura anterior fue la primera cosecha la de mayor producción con relación a la segunda. Por otro lado se denotan datos similares para el sustrato conformado por rastrojo de maíz (R) y el comparador, la pulpa de café (P) durante la primera cosecha, pero denota un decremento considerable respecto a la segunda cosecha. Lo anterior se puede deber a que la uniformidad de la mezcla que conformó el sustrato de rastrojo de maíz no era homogénea ya que estaba constituida por tusa y caña de milpa, en cambio la pulpa si tenía la



homogeneidad necesaria para el aprovechamiento de los materiales lignocelulósicos que se encuentran en ella; mismo comportamiento que mostró la hojarasca de quercus (Q).

Con el rendimiento en peso fresco de carpóforos por unidad experimental y los 50 gramos de peso seco del sustrato, se procedió a calcular el Porcentaje de Eficiencia Biológica para cada tratamiento. El cuadro 8 muestra los resultados obtenidos en las cinco repeticiones de cada uno de los tratamientos.

**CUADRO 8.** Eficiencia biológica (E B), en porcentaje, por tratamiento.

TRATAMIENTOS	REPETICIONES					MEDIA
	1	2	3	4	5	
Rastrojo de maíz	134.8	122.12	109.80	103.36	96.34	113.28
Hojarasca de quercus	116.74	114.54	113.96	111.26	111.08	113.52
Pulpa de café	144.92	144.76	144.36	136.40	135.65	141.28

Todos los sustratos evaluados cumplen con lo establecido por Salmones et al. (18), que afirma que la calidad productiva de un sustrato se percibe como aceptable a partir de eficiencias biológicas del 100 por ciento, sin embargo presentan estadísticamente diferencia significativa relevante entre la eficiencia biológica obtenida en el tratamiento constituido por pulpa de café (141.22 por ciento) y la obtenida sobre los tratamientos de hojarasca de quercus y rastrojo de maíz con 113.53 y 113.28 por ciento respectivamente. La eficiencia biológica promedio obtenida en este estudio para *Pleurotus ostreatus* ECS-110, sobre pulpa de café (141.21 por ciento) fue similar al reportado por Ardón López (3) de 147.87 por ciento.

Los resultados de eficiencia biológica se relacionan directamente con el consumo de lignina y celulosa, aminoácidos, vitaminas y minerales. Es decir, que las diferencias entre tratamientos evaluados en cuanto a eficiencia biológica, pudieron deberse al grado de biodisponibilidad de estos en el sustrato; de manera que a mayor eficiencia biológica mayor consumo de lignina y celulosa, aminoácidos, vitaminas y minerales; y viceversa.

El cuadro 9 contiene el resumen del Análisis de Varianza (ANDEVA) realizado a los datos de eficiencia biológica.

**CUADRO 9.** Resumen del ANDEVA para la variable de respuesta eficiencia biológica (E B).

Fuente de Variación	Grados de Libertad	Suma de Cuadrados	Cuadrados Medios	F	P > F
Tratamientos	2	2579.593750	1289.766875	14.7162	0.001
Error experimental	12	1051.734375	87.644531		
Total	14	3631.328125			

C.V. = 7.63 %

 $\alpha = 0.01$ 

El análisis de varianza para esta variable de respuesta, reveló diferencias altamente significativas entre los tratamientos ya que  $Pr > F$  es igual a 0.001. Por otro lado, la variabilidad experimental debida al error permitido para el manejo del experimento fue relativamente baja (7.63 por ciento). Este coeficiente de variación permite observar que la metodología descrita para producir carpóforos del género *Pleurotus* fue bien llevada a cabo.

Al encontrarse diferencias estadísticamente significativas entre los sustratos evaluados se procedió a someter estos factores de variación a la prueba de medias Diferencia Mínima Significativa (D.M.S.), a un nivel de significancia de 0.01. Los resultados obtenidos se muestran en el cuadro 10.

**CUADRO 10.** Resultados de la prueba de comparación múltiple de medias D. M. S.

TRATAMIENTO	MEDIA (E B)	GRUPO D. M. S.
Pulpa de café	141.2180	A
Hojarasca de quercus	113.5160	B
Rastrojo de maíz	113.2840	B

La prueba de medias D. M. S. permitió identificar dos grupos. El tratamiento constituido por pulpa de café, con 141.21 por ciento, formó el primer grupo. Los tratamientos de hojarasca de quercus y rastrojo de maíz con eficiencias biológicas de 113.51 y 113.28 por ciento respectivamente, formaron el segundo grupo.

Es evidente que sigue siendo la pulpa de café la mejor opción para producir este tipo de hongo comestible, pero se puede también confirmar que se puede explotar estos sustratos orgánicos locales de San Pedro Pinula, Jalapa para la producción de carpóforos de la cepa Ecs. 110.

## 7.2 Crecimiento de Carpóforos

### 7.2.1 Período productivo (días)

Los problemas de desarrollo de plagas en los contenedores con mayor tiempo en la sala de fructificación y el número máximo de ciclos productivos anuales, constituyen un aspecto relevante para la selección de sustratos apropiados para el cultivo de *Pleurotus ostreatus*, siendo esto la cinética de fructificación. En tal sentido, en promedio la primera cosecha se registró desde los cuatro a ocho días después del período de incubación, la segunda cosecha desde los seis a ocho días después de la primera cosecha. En total el período productivo fue de 57 días, incubación 39 días, desarrollo de primordios y fructificación 18 días. El cuadro 11 muestra el período productivo registrado en cada una de las réplicas de cada tratamiento.

**CUADRO 11.** Período productivo (T) en días, por tratamiento.

Código	Tratamientos	Repeticiones					Media
		1	2	3	4	5	
R	Rastrojo de Maiz	50	50	47	51	57	51.00
Q	Hojarasca de quercus	48	48	47	48	55	49.20
P	Pulpa de Café	53	54	56	54	57	54.80

En el cuadro anterior se observa que el período productivo de *Pleurotus ostreatus* fue menor sobre el sustrato formado por hojarasca de quercus (Q) con 49.20 días, seguido por el sustrato formado por rastrojo de maíz (R) con una media de 51.00 días, mientras que el tratamiento con período productivo más prolongado fue el de pulpa de café (P) con 54.80 días. Cabe mencionar que aún cuando el rastrojo de maíz (R) mostró un período productivo igual al del tratamiento conformado por pulpa (P), la eficiencia biológica de este último fue mayor.

De acuerdo con las observaciones anteriores, se deduce que; si bien es cierto que la colonización rápida y completa del sustrato por el micelio es un requisito clave para obtener buen rendimiento (19), no existe relación funcional entre estas variables de respuesta, lo cual corrobora que la rapidez de crecimiento micelial ofrece poca utilidad para hacer inferencias sobre la productividad del hongo, y que en el tratamiento (R), la mayor cantidad de biomasa fúngica producida fue en forma de micelio. Esto coincide con lo indicado por Salmones et al. (18), quienes demostraron que la velocidad del crecimiento micelial favorece la formación de primordios en menor tiempo y consecuentemente acorta el período productivo, pero que el crecimiento de los primordios y la posterior transformación en carpóforos plenamente desarrollados depende del grado de compatibilidad del sistema hongo-sustrato, que le permite al hongo desarrollar su potencial bioquímico y fisiológico para degradar satisfactoriamente el sustrato sobre el cual crece.

El cuadro 12 contiene el resumen del Análisis de Varianza (ANDEVA) realizado a los datos de período productivo.

**CUADRO 12.** Resumen del ANDEVA para la variable de respuesta Período Productivo (T).

Fuente de Variación	Grados de Libertad	Suma de Cuadrados	Cuadrados Medios	F	P > F
Tratamientos	2	81.730469	40.865234	4.5574	0.033
Error experimental	12	107.601563	8.966797		
Total	14	189.332031			

C.V. = 5.80 %

 $\alpha = 0.01$

El análisis de varianza para esta variable de respuesta, reveló estadísticamente diferencias altamente significativas entre tratamientos porque  $Pr > F$  es igual a 0.033. Por otro lado, la variabilidad experimental debida al manejo fue relativamente baja (5.80 por ciento), por lo que se puede asegurar que la conducción del experimento estuvo dentro de los límites permisibles.

Así mismo al comparar el tratamiento conformado por hojarasca de quercus (Q) con los otros dos tratamientos, vemos que la eficiencia biológica de *Pleurotus ostreatus* en el tratamiento Q es significativamente menor en comparación con la pulpa, mientras que el período productivo fue significativamente menor.

Al encontrarse diferencias estadísticamente significativas entre los sustratos evaluados se procedió a someter estos factores de variación a la prueba de medias D.M.S., a un nivel de significancia de 0.01. Los resultados obtenidos se muestran en el siguiente cuadro.

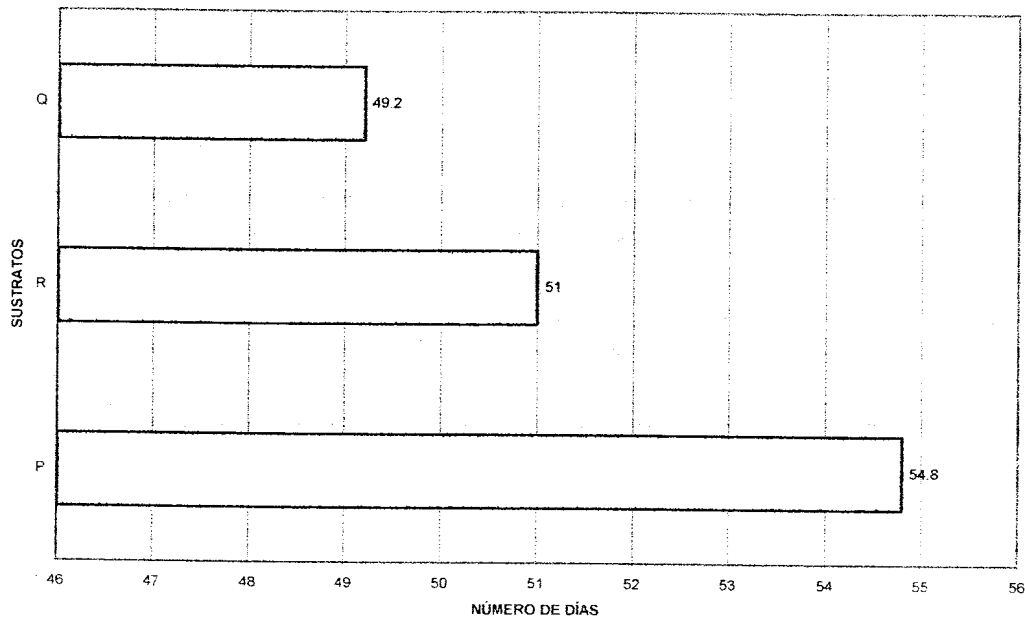
**CUADRO 13.** Resultados de la prueba de comparación múltiple de medias D. M. S.

Código	Tratamiento	Media (T)	Grupo D. M. S.
Q	Hojarasca de quercus	49.20	A
R	Rastrojo de maíz	51.00	A
P	Pulpa de café	54.80	A

La prueba de comparación múltiple de medias D M S, permitió identificar 1 grupo. Estadísticamente el período productivo de *Pleurotus ostreatus* fue menor sobre el sustrato formado por la hojarasca de quercus (Q) con un promedio de 49.20 días, seguido por el sustrato de rastrojo de maíz y (R) con una media de 51 días, mientras que el tratamiento con período productivo más prolongado fue la pulpa de café (P) con 54.80 días. Cabe señalar que aunque la pulpa de café (P) mostró el mayor período productivo, fue también el que mejor eficiencia biológica presentó.

En la figura 3 se muestra de manera gráfica el comportamiento del período productivo que presentaron los sustratos evaluados.

**FIGURA 3.** Gráfica de la variable de respuesta periodo productivo (T) para el crecimiento de carpóforos del hongo *Pleurotus ostreatus* Ecs. 110.



En la figura anterior, también se observa el comportamiento de esta variable de respuesta, teniéndose entonces, en función de medias, que el tratamiento Q y R, se redujo el tiempo que va desde el inicio de la incubación hasta la segunda cosecha, sin que existieran diferencias estadísticas significativas entre los tratamientos evaluados. Pudiéndose observar que la producción de carpóforos se ve afectado en cierta medida según la biodisponibilidad de los nutrientes necesarios para el crecimiento de *Pleurotus ostreatus* el sustrato utilizado para dicho fin.

### 7.2.2 Tasa de producción

La tasa de producción (T P) se determinó al dividir la eficiencia biológica (E B) dentro del período productivo (T), que comprende el número de días transcurridos de la siembra o inoculación del sustrato hasta alcanzar la segunda cosecha (19). En tal sentido la tasa de producción nos indica la eficiencia biológica diaria. Las tasas de producción en las unidades experimentales oscilaron entre 2.02 y 2.68 por ciento. La tasa de producción en cada una de las unidades experimentales se presentan en el cuadro 14.

**CUADRO 14.** Tasa de producción, en porcentaje, por tratamiento

Código	Tratamientos	Repeticiones					Media
		1	2	3	4	5	
R	Rastrojo de maíz	2.70	2.44	2.34	2.03	1.69	2.24
M	Hojarasca de quercus	2.43	2.39	2.42	2.32	2.02	2.32
P	Pulpa de café	2.73	2.68	2.58	2.53	2.38	2.58

De esto se deduce que la cepa Ecs 110 de *Pleurotus ostreatus* presenta tasas de producción muy similares en todos las unidades experimentales, en otras palabras la eficiencia biológica diaria es la misma en todos los sustratos. Los promedios de tasa de producción en los sustratos evaluados oscilaron entre 2.02 y 2.68 por ciento. Cabe mencionar que la tasa producción del rastrojo de maíz (R) fue similar a la de la pulpa de café (P), 2.58 y 2.38 respectivamente. La ausencia de hongos competidores tanto en la fase de incubación como en la de fructificación significa que la selectividad biológica conferida a los sustratos a raíz del proceso de fermentación fue óptima.

El cuadro 15 contiene el resumen del Análisis de Varianza (ANDEVA) realizado a la variable de respuesta tasa de producción en porcentaje.

**CUADRO 15.** Resumen del ANDEVA para la tasa de producción (T P) en porcentaje.

Fuente de Variación	Grados de Libertad	Suma de Cuadrados	Cuadrados Medios	F	P > F
Tratamientos	2	0.318459	0.159229	2.3881	0.1340
Error experimental	12	0.800117	0.066676		
Total	14	1.118576			

C.V. = 10.86 %

 $\alpha = 0.01$ 

El análisis de varianza realizado a los datos de tasa de producción reveló que estadísticamente no existen diferencias significativas entre tratamientos porque  $Pr < F$  es igual a 0.1340. Así mismo, la variabilidad experimental debida al manejo del experimento fue relativamente baja (10.86 por ciento), por lo que se considera como aceptable.

Debido a que no existen diferencias significativas entre tratamientos no es necesario el uso de una prueba múltiple me medias. Cabe hacer mención de que el período productivo para este estudio nos revela que es mejor realizar una sola cosecha de carpóforos en el sustrato conformado de rastrojo de maíz (R), ya que en la segunda cosecha en algunas unidades experimentales se obtenían hasta 11 gramos en peso fresco.

## 8. CONCLUSIONES

- 8.1 La eficiencia biológica en porcentaje (E B) del hongo *Pleurotus ostreatus* sobre rastrojo de maíz (R), hojarasca de quercus (Q), son 113.28 y 113.52 por ciento respectivamente, las cuales estadísticamente son menores a las obtenidas sobre el testigo (148.21 por ciento), por lo que consideran aceptables para ser explotados en la producción de carpóforos de la cepa Ecs. 110.
- 8.2 El periodo productivo (T) de *Pleurotus ostreatus* sobre rastrojo de maíz (R), hojarasca de quercus (Q), son 52 y 49.20 días respectivamente, las cuales estadísticamente son menores a las obtenidas sobre el testigo (54.80 días). Para fines reales de producción no presenta relevancia la existencia de cinco días más de periodo productivo con relación al que presentó menos; ya que es este el sustrato que presenta mayor porcentaje de eficiencia biológica.
- 8.3 La tasa de producción en porcentaje (T P) de *Pleurotus ostreatus* obtenido sobre el rastrojo de maíz (R) y hojarasca de quercus (Q) fue de 2.28 y 1.90 por ciento respectivamente, las cuales no tuvieron estadísticamente diferencia significativa que el registrado sobre el testigo (P) correspondiente a 2.58 por ciento. Lo que significa que diariamente la eficiencia biológica fue similar en todos los sustratos.

## 9. RECOMENDACIONES

- 9.1 En regiones donde sea factible el cultivo de *Pleurotus ostreatus* bajo condiciones artesanales de producción, similares a las del presente estudio y en circunstancias de disponibilidad, se recomienda utilizar como sustratos el rastrojo de maíz (*Zea mays*) L. y hojarasca de quercus (*Quercus peduncularis*), para la producción de carpóforos de la cepa Ecs. 110.
- 9.2 Evaluar el rastrojo de maíz (R) y hojarasca de quercus (Q) combinados en distintas proporciones, debido a que la eficiencia biológica sobre el primer sustrato en algunas unidades experimentales estuvo por debajo del cien por ciento, pero la hojarasca de quercus (Q) presenta un período productivo bajo.
- 9.3 Evaluar el rastrojo de maíz utilizando suplementaciones nitrogenadas, utilizando fuentes como: Nitrato de Amonio ( $\text{NH}_3\text{NH}_4$ ), Nitrato de Potasio ( $\text{KNH}_4$ ) o Urea, con el fin de que el sustrato quede equilibrado nutritivamente.
- 9.4 Evaluar el sustrato remanente del proceso productivo de *Pleurotus ostreatus* con el fin de determinar su potencial de degradación, con el fin de ser reciclado.



## 10. BIBLIOGRAFÍA

1. Abitia Rodríguez, J. 2004. El cultivo de los hongos comestibles: una opción para el aprovechamiento de los desperdicios agrícolas. Revista Hoy no. 19:20-22.
2. Aldana Martínez, A. 2000. Comparación de la eficiencia de producción de inóculo primario al hongo comestible *Pleurotus ostreatus* en cinco granos. Tesis Ing. Agr. Guatemala, USAC, Facultad de Agronomía. 55 p.
3. Ardón López, AL. 2004. Evaluación de pericarpio de jacaranda (*Jacaranda mimosaeifolia*) y pasto estrella africana (*Cynodon plectostachyus*), para el cultivo artesanal del hongo ostra (*Pleurotus ostreatus*, Ecs-0112). Tesis Ing. Agr. Guatemala, USAC, Facultad de Agronomía. 85 p.
4. Belt, P. 1998. Mushroom field guide: *Pleurotus spp.* (en línea). Nueva Zelanda. Consultado 31 ene 2006. Disponible en <http://www.plug.con.nz/mush/index.html>
5. Cardona Urrea, LF. 2001. Anotaciones sobre la bromatología y el cultivo del hongo comestible *Pleurotus ostreatus* (en línea). Medellín, Colombia. Consultado 20 ene 2006. Disponible en <http://www.colforest.com/ArticuloFernandoCardona.pdf>
6. Cooperativa Agrícola El Bosque, Jalapa, GT. 2000. Producción de hongos comestibles del género *Pleurotus*, para comercialización y consumo familiar. San Pedro Pinula, Jalapa, Guatemala. 12 p.
7. Duque, J. 1999. ¿Cómo se cultiva el champiñón ostra? (en línea). Chile. Consultado 15 mar 2006. Disponible en <http://www.geocites.com/RainForest/Andes/1930/cultivo.html>
8. Fajardo Montes, A. 2001. Producción de *Pleurotus ostreatus* Ecs 110 utilizando como sustratos los mantillos de *Quercus acatanangensis* (Encino); *Enterolobium cyclocarpum* (Conacaste) y *Liquidambar styraciflua* (Liquidambar). Tesis Ing. Agr. Guatemala, USAC, Facultad de Agronomía. 46 p.
9. García R, DA. 2000. Producción de *Pleurotus ostreatus* ECS 110 utilizando como sustratos los matillos de *Quercus acatanangensis* (encino); *Enterolobium cyclocarpum* (Conacaste) y *Liquidambar sayraciflua* (Liquidambar). Tesis Ing. Agr. Guatemala, USAC, Facultad de Agronomía. 37 p.
10. Garcia Rollán, M. 1985. Nuevas Técnicas de cultivo de *Pleurotus ostreatus* (en línea). Madrid, España. Consultado 24 mar 2006. Disponible en <http://www.infoagro.com/forestales/setas3.asp.html>
11. Godoy, C. 1997. Cultivo de una cepa mexicana de *Pleurotus ostreatus* utilizando como substrato aserrín de caoba y cedro, fibra de coco y olote de maíz. Tesis Químico Biólogo. Guatemala, USAC, Facultad de Ciencias Químicas y Farmacia. 59 p.
12. INCAP (Instituto de Nutrición de Centro América y Panamá, GT). 1968. Tabla de composición de pastos, forrajes y alimentos de Centroamérica y Panamá. Guatemala. 153 p.
13. López, A. 1994. El aprovechamiento de las esporas de *Pleurotus ostreatus* para el cultivo casero. Xalapa, México, Universidad Veracruzana, Centro de Genética Forestal, Programa Nacional de Promoción de Cultivo de los Hongos Comestibles. p 23 – 35.

14. Marien León, EA. 1994. Estudio del efecto en el rendimiento de cuatro diferentes substratos sobre tres cepas comerciales del hongo comestible shiitake (*Lentinula edoles* (Berck) Plegier) bajo condiciones ambientales normales en el municipio de Tecpán, Chimaltenango. Tesis Ing. Agr. Guatemala, USAC, Facultad de agronomía. 77 p.
15. Maroto, JV. 1995. Horticultura herbáceo especial (en línea). Madrid, España, Mundi-Prensa. Consultado 11 ene 2006. Disponible en: <http://www.ue.espana/hongos/produccion.html>
16. Pineda Melgar, O. 1994. Plantas forrajeras más importantes distribuidas en la república de Guatemala. Guatemala, USAC, Centro Universitario del Norte. 113 p.
17. Pinto Martínez, GL. 1988. Caracterización agronómica y bromatológica de 8 cultivares del miltomate (*Physalis* sp) nativos, bajo las condiciones de la ciudad capital de Guatemala. Tesis Ing. Agr. Guatemala, USAC, Facultad de Agronomía. 47 p.
18. Salmones, D; Gaytan, R; Pérez, R; Guzmán, G. 1997. Interacción entre crecimiento micelial y productividad (en línea). Bilbao, España. Revista Iberoamericana de Micología 14:173-176. Consultado 10 mar 2006. Disponible en <http://www.reviberoammicol.com/1997-14/17316.pdf>
19. Sánchez, JE; Royse, D. 2002. La biología y el cultivo de *Pleurotus* spp. México, DF, MX, Noriega Editores. 290 p.
20. Stamets, P. 1993. Growing gourmet and medicinal mushrooms. Hong Kong, Ten Speed Press-Mycomedia. p. 277-282.
21. Torno Molina, R. 1996. Lecciones hipertextuales de botánica; los hongos, generalidades (en línea). España. Consultado 10 feb 2006. Disponible en <http://www.unex.es/botanica/hongos0.htm>
22. UM (Universidad de Matanzas, CU). 1998. Transferencias de tecnologías: producción de hongos del tipo *Pleurotus ostreatus* (en línea). Cuba. Consultado 9 feb 2006. Disponible en <http://www.Cicei.upgc.es/unesco/redisa/umcc/Relaciones%20Internacionales/laumTra.html>
23. Volk, T. 1998. Tom Volk's fungi; introduction to the kingdom fungi: classification of fungi (en línea) Wisconsin, US, University of Wisconsin-La Crosse. Consultado 31 ene 2006. Disponible en <http://www.wisc.Edu/botany/fungi/volkmyco.html>



Dr. Bo. Rolando Barrios

11. ANEXOS

11.1 Cronograma de Actividades

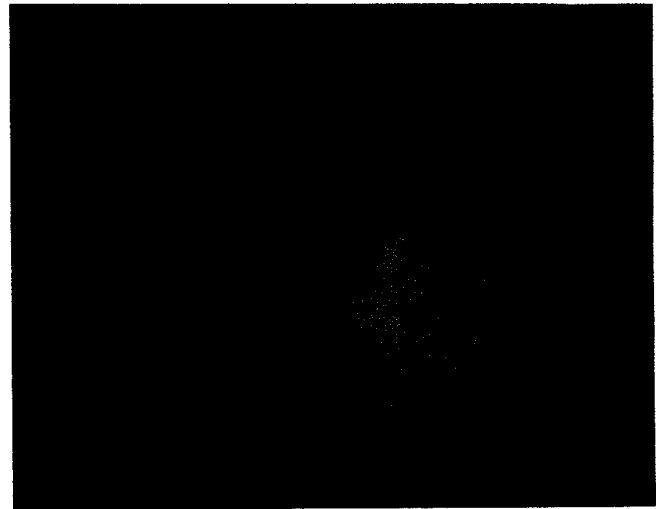
Cuadro 16 "A". Cronograma de actividades para el cultivo del hongo ostra *Pleurotus ostreatus*.

MES	MAYO				JUNIO				JULIO				AGOSTO			
No. Semana	1	2	3	4	1	2	3	4	1	2	3	4	1	2	3	4
Preparación Inóculo				■												
Primario					■	■	■									
Colecta de Sustratos					■											
Análisis de sustratos						■										
Preparación Sustrato								■								
Siembra e Inoculación								■								
Incubación del hongo								■	■	■						
Fructificación Y Cosecha												■	■	■		
Análisis de Resultados														■	■	
Elaboración Documento final															■	■

Fuente: El autor.



**FIGURA 4 "A".** Preparación de los medios de cultivo PDA, para propagación del micelio



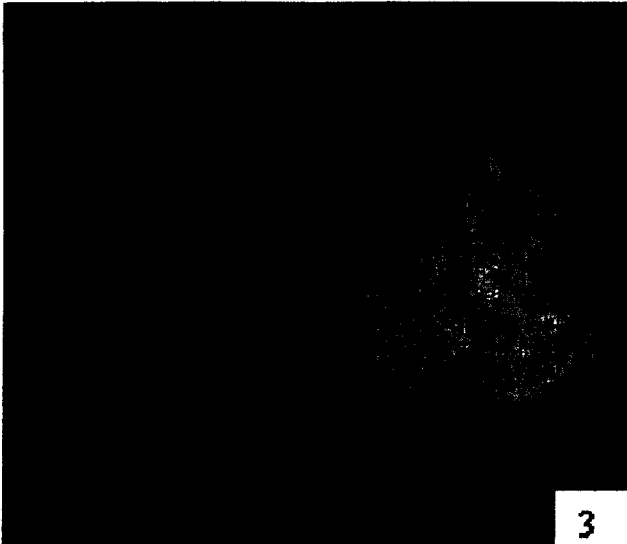
**FIGURA 5 "A".** Siembra de la cepa ECOSUR 110 en los medios de cultivo PDA



**FIGURA 6 "A".** Incubación de la semilla del hongo en granos de sorgo



**FIGURA 7 "A".** Granos de sorgo impregnados con micelio de la cepa 110



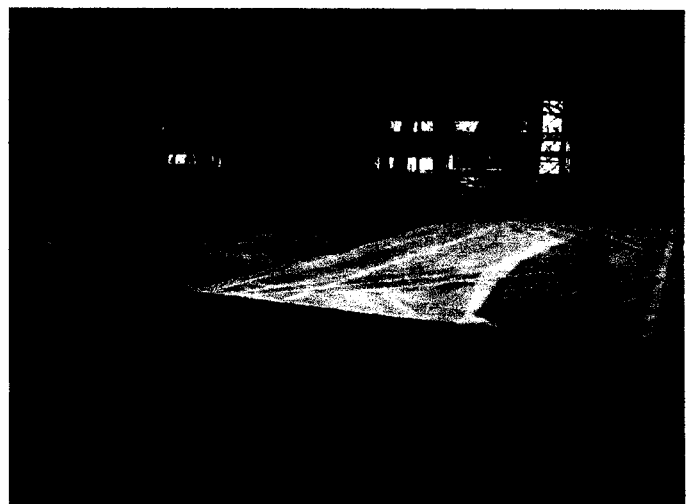
**FIGURA 8 "A"**. Medios de cultivo PDA cubiertos por micelio de *Pleurotus*



**FIGURA 9"A"**. Sustratos invadidos por el micelio del hongo comestible



**FIGURA 10 "A"**. Cosecha de un carpóforo comestible de *Pleurotus*



**FIGURA 11 "A"**. Aplicación de riego a los pasteles



**REF. Sem. 01/2007**


LA TESIS TITULADA: "EVALUACION DE RASTROJO DE MAIZ (*Zea mays* L.) Y HOJARASCA DE ROBLE (*Quercus peduncularis*) PREVIO AL CULTIVO ARTESANAL DEL HONGO OSTRA (*Pleurotus ostreatus* Ecs110)".

DESARROLLADA POR EL ESTUDIANTE: DUARLEN AMILCAR CEBALLOS ALECIO

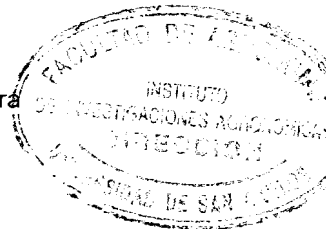
CARNE: 9813863

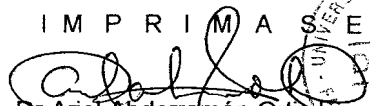
HA SIDO EVALUADO POR LOS PROFESIONALES: Ing. Agr. Domingo Amador  
 Dr. David Monterroso Salvatierra

Los Asesores y las Autoridades de la Facultad de Agronomía, hacen constar que ha cumplido con las Normas Universitarias y Reglamentos de la Facultad de Agronomía de la Universidad de San Carlos de Guatemala.

  
 Lic. Romeo Alfonso Pérez Morales  
 A S E S O R

  
 Dr. David Monterroso Salvatierra  
 DIRECTOR DEL IIA



IMPRIMASE  
  
 Dr. Ariel Abderraman Ortiz Lopez  
 DECANO

DMS/nm  
 c.c. Archivo  
 IIA  
 Control Académico