



**UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA DE
MÉXICO**

FACULTAD DE QUÍMICA

**EVALUACIÓN DE LA PRODUCCIÓN DEL HONGO
COMESTIBLE *Pleurotus eryngii* EMPLEANDO
SISTRATOS DISPONIBLES EN MÉXICO**

TESIS

QUE PARA OBTENER EL TÍTULO DE:

QUÍMICA DE ALIMENTOS

PRESENTA: CLAUDIA CECILIA MÁRQUEZ MOTA



MÉXICO, D.F.

2009



Universidad Nacional
Autónoma de México

Dirección General de Bibliotecas de la UNAM

Biblioteca Central



UNAM – Dirección General de Bibliotecas
Tesis Digitales
Restricciones de uso

DERECHOS RESERVADOS ©
PROHIBIDA SU REPRODUCCIÓN TOTAL O PARCIAL

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

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

Jurado asignado:

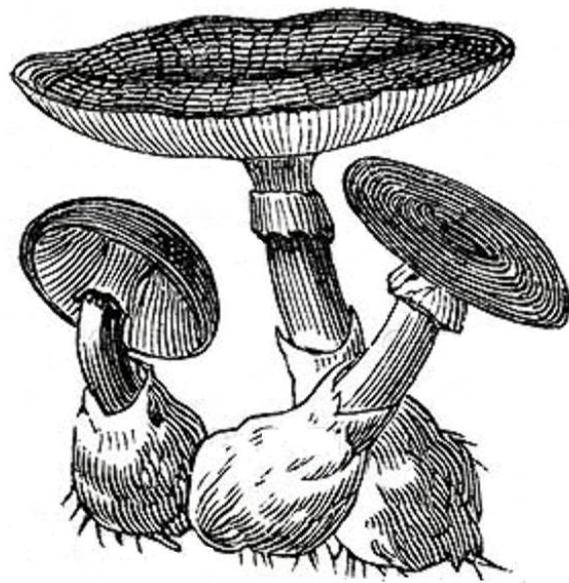
PRESIDENTE: **Profesor Hermilo Leal Lara.**
VOCAL: **Profesor Maricarmen Quirasco Baruch.**
SECRETARIO: **Profesor Gloria Díaz Ruiz.**
1er. SUPLENTE: **Profesor Jorge Arturo Aburto Anell.**
2° SUPLENTE: **Profesor Francisco Javier Casillas Gómez.**

Sitio en donde se desarrolló el tema:
Laboratorio 324, Departamento de Alimentos y Biotecnología,
Conjunto “E”, Facultad de Química, UNAM.

Asesor del tema: _____
Dr. Hermilo Leal Lara

Supervisor técnico: _____
M en B. Rebeca Ramírez Carrillo

Sustentante: _____
Claudia Cecilia Márquez Mota



AGRADECIMIENTOS

A la UNAM por permitirme formar parte de esta gran universidad.

Al Dr. Hermilo Leal Lara por su apoyo durante el desarrollo de este proyecto, por los consejos que me dio y por la enseñanza que me aportó durante el tiempo que participe en su grupo de trabajo. Gracias por todo.

A la M. en B. Rebeca Ramírez Carrillo por sus consejos y por la ayuda dada para realizar este proyecto.

A la Dra. Maricarmen Quirasco Baruch por revisar este trabajo y darme sus comentarios.

A la Dra. Gloria Díaz Ruiz por sus observaciones que permitieron mejorar este trabajo.

DEDICATORIAS

A mis papas Cecilia Mota y Rafael Márquez por siempre apoyarme y guiarme, gracias a ustedes he logrado todas las metas que me he propuesto, los quiero mucho.

A mis hermanos Rafael y Alejandro por todos los consejos y la ayuda que siempre me han dado.

A Pepe (Mateo) por tu cariño y por estar a mi lado.

A mis amigos Yesenia, Abigail, Mónica, Sergio (Blah), Rafa (Rana), José Luis (Master) y Cris gracias por su amistad y por los buenos tiempos que pasamos juntos.

ÍNDICE

TEMA	PAGINA
RESUMEN	1
1. INTRODUCCIÓN	2
2. ANTECEDENTES	6
2.1 LOS HONGOS	6
2.2 CLASIFICACIÓN DE LOS HONGOS	7
2.2.1 MORFOGÉNESIS Y FISIOLÓGÍA	10
2.2.2 NUTRICIÓN	11
2.2.2.1 CONDICIONES DE CRECIMIENTO	11
2.3 HONGOS COMESTIBLES	13
2.3.1 CULTIVO DE <i>Pleurotus</i>	15
2.3.1.1 CULTIVO DE <i>Pleurotus</i> spp A NIVEL MUNDIAL	16
2.3.1.2 VALOR NUTRITIVO DE LAS SETAS	19
2.4 EL CULTIVO DE <i>Pleurotus eryngii</i>	19
3. JUSTIFICACIÓN	23
4. OBJETIVO	23
5. HIPÓTESIS	23
6. MATERIALES Y MÉTODOS	24
6.1 MATERIAL BIOLÓGICO	24
6.2 PREPARACIÓN DE MEDIO DE CULTIVO PARA EL AISLAMIENTO DE CEPAS	24

6.3 PURIFICACIÓN DE LA CEPA	25
6.4 PREPARACIÓN DEL INÓCULO DE GRANO	25
6.5 PREPARACIÓN DE LOS SUSTRATOS.	26
6.6 INDUCCIÓN DE LA FRUCTIFICACIÓN	27
7. RESULTADOS Y DISCUSIONES	29
7.1 EXPERIMENTO PRELIMINAR.	29
7.2 SEGUNDO EXPERIMENTO	33
8. CONCLUSIONES	49
9. RECOMENDACIONES	50
10. BIBLIOGRAFÍA	51
ANEXOS	54
GLOSARIO	54
ANEXO DE TABLAS	56

EVALUACIÓN DE LA PRODUCCIÓN DEL HONGO COMESTIBLE *Pleurotus eryngii* EMPLEANDO SUSTRATOS DISPONIBLES EN MÉXICO

RESUMEN

El hongo comestible *P. eryngii*, también conocido como trompeta real, ha adquirido popularidad debido a su sabor y textura. Las técnicas de cultivo de este hongo son de origen asiático. El hongo *P.eryngii* es un buen degradador de celulosa y lignina.

Se evaluó la producción del hongo en un total de 12 sustratos con diferentes proporciones de cascarilla de semilla de algodón y aserrín, 4 en el experimento preliminar y 8 en el segundo experimento (usando 10 replicas por sustrato). En el experimento preliminar, con cascarilla de semilla de algodón al 80% se obtuvo la mejor eficiencia biológica, 154.8 ± 45.7 (g de hongos frescos/ 100 g de sustrato seco). De los 8 sustratos empleados en el segundo experimento se identificaron 4 sustratos como los mejores, se consideró la eficiencia biológica, el tiempo en que alcanzaban su rendimiento máximo significativo y la productividad por día; siendo el mejor de los 4 el que contenía cascarilla de algodón al 90%, este presentó una eficiencia biológica de 129.8 ± 22.1 , productividad de 3.1 (g/100 g sustrato seco/día) en un período de 6 semanas. De acuerdo a los experimentos realizados se puede concluir que el hongo *P. eryngii* degrada con mayor facilidad la celulosa presente en la cascarilla de semilla de algodón y que al agregar aserrín a los sustratos la producción es más lenta, que si sólo se empleara cascarilla de semilla de algodón.

1. INTRODUCCIÓN

En México el consumo de hongos comestibles es una parte de la cultura de la población rural, su conocimiento y uso ha sido muy importante desde las culturas prehispánicas mesoamericanas. Estos organismos han sido parte de estrategias de subsistencia basada en el uso múltiple de recursos naturales, por lo que en el país persiste su recolecta con fines de autoconsumo o comercialización.

El consumo de hongos comestibles es importante, porque éstos contienen vitaminas como la B₁, B₂, B₁₂, C y D. Otra característica importante de los hongos es su acción medicinal, por ejemplo algunas especies presentan propiedades anti-virales, anti-tumorales, anti-hipertensión y anti-arterioesclerosis (Martínez-Carrera *et al.*, 2000).

El cultivo de hongos comestibles es una actividad que se ha desarrollado ampliamente en diversas partes del mundo como Estados Unidos, Europa y el Sudeste de Asia. El cultivo de hongos comestibles se trata de un proceso biotecnológico que puede desarrollarse a pequeña y a gran escala para producir:

- Alimento humano de buena calidad nutritiva y con propiedades medicinales
- Suplementos dietéticos, y
- Enzimas y productos metabólicos (Chang y Miles 1989).

El cultivo empírico de los hongos comestibles pertenecientes al género *Pleurotus* tuvo sus inicios en Alemania, alrededor de 1917, empleando micelio silvestre para la inoculación de troncos. Sin embargo, el primer cultivo a gran escala con troncos

como sustrato sólo fue posible hasta 1969 en Hungría. A partir de entonces el cultivo de varias especies de *Pleurotus* a pequeña y gran escala se ha desarrollado rápidamente en diversas partes del mundo, utilizando subproductos agrícolas, agroindustriales y forestales disponibles regionalmente. Actualmente, aunque el champiñón (*Agaricus bisporus*) ocupe el primer lugar, tanto las setas *Pleurotus* spp, como el shiitake u hongo japonés *Lentinula edodes* compiten por el segundo y tercer lugar en la producción mundial del comercio de hongos comestibles (Martínez Carrera, 2002; Chang y Miles, 1989).

En México, el cultivo de hongos comestibles inicio en 1933. La producción comercial de hongos comestibles en México ofrece notables ventajas sociales, económicas y ecológicas. Se estima que la producción comercial en fresco es de aproximadamente 47,768 toneladas anuales. La importancia ecológica de esta actividad económica radica en la utilización y reciclaje de más de 474,000 toneladas anuales de subproductos agrícolas, agroindustriales y forestales (Martínez Carrera, 2002).

Las setas como se conoce comercialmente a los hongos del género *Pleurotus* sólo representan cerca de 4.62% de la producción comercial de hongos comestibles en México. Su cultivo en nuestro país data de 1974. En 1990, la producción anual estimada de setas en México fue de 356 toneladas, a partir de ese año la producción representó un incremento de 413% durante ese período (Martínez Carrera, 2002). Actualmente la producción comercial de hongos comestibles

cultivados es una actividad relevante. Se estima que los volúmenes de producción ascienden a más o menos 47, 468 toneladas anuales de hongos frescos (Fig. 1)

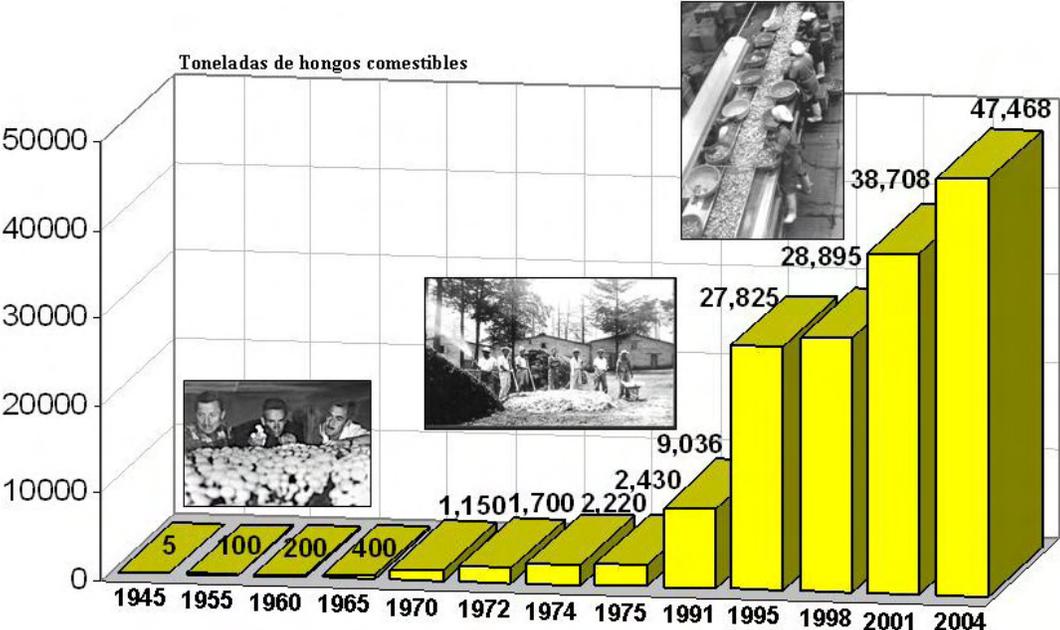


Figura 1. Evolución histórica y tendencias de la producción comercial estimada de hongos comestibles cultivados en México, durante el período de 1945 – 2004 (Martínez Carrera, 2007).

Nuestro país es el mayor productor de Latinoamérica, ya que genera alrededor del 58.9% de la producción total de esa región y lo ubica como el 16º productor a nivel mundial. Los hongos comestibles que se cultivan comercialmente en México (*Agaricus*, *Pleurotus*, *Lentinula*, *Ganoderma*, *Grifola*), incluyendo sus volúmenes y proporciones de producción anual, se muestran en la Tabla 1.

Tabla 1. Producción anual estimada de hongos comestibles cultivados comercialmente en México, incluyendo volúmenes y proporciones de producción para el 2005 (Martínez Carrera, 2007).

Nombre científico	Nombre comercial	Producción nacional	
		Volumen (Toneladas)	Proporción (%)
<i>Agaricus bisporus</i>	Champiñones	45,260	95.35
	Champiñón blanco	44,931.5	99.27
	Champiñón café	328.5	0.73
<i>Pleurotus spp.</i>	Setas (blanca, gris, café)	2,190	4.62
<i>Lentinula edodes</i>	Shiitake	18.2	0.038
<i>Ganoderma lucidum</i>	Reishi	PC	-
<i>Grifola frondosa</i>	Maitake	PC	-
TOTAL		47,468.2	100
PC = nivel de pruebas a escala comercial.			

La mayor parte de la producción, comercialización y consumo de los hongos comestibles silvestres y cultivados se lleva a cabo en la región central de México.

2. ANTECEDENTES

2.1 LOS HONGOS

Los cuerpos suaves de los hongos no se fosilizan con facilidad y las relaciones evolutivas de los hongos se desconocen. Aunque en algún tiempo estuvieron clasificados como plantas, los hongos son heterótrofos ya que se alimentan de otros organismos. Desde el siglo IV aC hasta mediados del siglo XIX, los hongos habían sido clasificados dentro del reino vegetal, sin embargo a mediados del siglo XIX, Haeckel propuso un tercer reino, el Protista, para separar en él la mayor parte de los organismos unicelulares primitivos, entre ellos los protozoarios y varios grupos de algas y hongos. Haeckel también distinguió un grupo especial dentro de Protista, que denominó Monera, para incorporar a las bacterias. En 1956 Copeland reclasificó los microorganismos, separó en el reino Monera a las bacterias y cianobacterias, y propuso el reino Protoctista en el que incluyó, con la denominación de protoctistas, a los microorganismos eucariontes, abarcando algas y los hongos en su totalidad.

En años posteriores, Whittaker propuso un sistema de cinco reinos, que se fundamenta en el nivel de organización celular y en el tipo de nutrición de los organismos; esto sirvió de base para la clasificación de Margulis y Schwartz, que se basa en las diferencias entre procariontes y eucariontes. La clasificación que proponen es la siguiente:

- **Prokaryonta**, cuyos representantes son organismos procariontes, y que comprende sólo el reino Monera (bacterias y cianobacterias).

- **Eukaryonta**, que comprende a los seres eucarióticos, en el cual se incluyen cuatro reinos:

a) **Protocista** algas, protozoarios, mohos mucilaginosos, hongos acuáticos y anfibios con formas flageladas.

b) **Fungi** mohos, setas y otros hongos macroscópicos y líquenes.

c) **Animalia** animales metazoarios con o sin columna vertebral.

d) **Plantae** musgos, helechos, plantas con conos y plantas con flores (Ulloa, 1990).

Con respecto a la diversidad fúngica, se estima que en la Tierra existen 1.5 millones de especies, para México las estimaciones indican la cifra de 200 mil especies, de las cuales se ha registrado sólo el 3.5 % (Martínez – Carrera, 2002).

2.2 CLASIFICACIÓN DE LOS HONGOS

Las divisiones principales de hongos son:

- Zygomycota
- Oomycota
- Ascomycota
- Basidiomycota
- Deuteromycota.

Dentro de **Zygomycota**, los zigomicetos más conocidos son los del género *Rhizopus*, que causan la pudrición de la fruta y constituyen el moho negro del pan. Las especies de **Ascomycota**, también llamadas hongos tipo saco, reciben su nombre por la estructura en forma de saco o asca en la cual se presentan las esporas en la reproducción sexual. Algunos ascomicetos viven en la vegetación que está en estado de putrefacción de los bosques; éstos pueden formar estructuras reproductoras en forma de taza o cuerpos de esporas corrugados, llamadas morillas.

Basidiomycota estos hongos forman esporas de origen sexual llamadas basidiosporas sobre células especializadas que se conocen con el nombre de basidios. Las basidiosporas, a veces denominadas también esporidios, se producen en alguna zona externa del basidio, cada basidio engendra cuatro basidiosporas en su zona apical. Estos hongos se desarrollan formando un micelio macroscópico, constituido por hifas macroscópicas tabicadas. Dentro de estos hongos se incluyen los denominados comúnmente royas y carbones, los gelatinosos, las setas y hongos en sombrilla, los hongos en clava y repisa y los bejines que comprenden los hongos en bola y las estrellas de tierra (Ulloa, 1990).

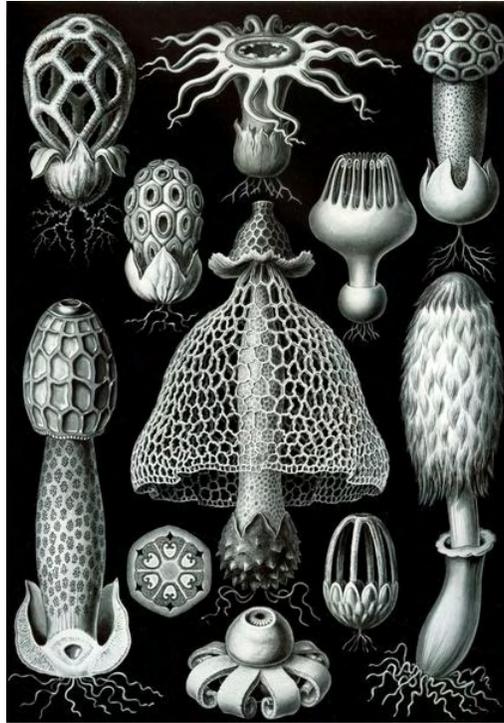


Figura 2. Tipos de basidiomycotas.

A los **Deuteromycota** se les llama hongos imperfectos porque no se ha observado en ellos la formación de estructuras reproductoras sexuales. Un ejemplo de los hongos imperfectos es *Penicillium*, este tipo de hongos también son los responsables del sabor y aroma de los quesos roquefort y camembert.

Los **Oomycota** también llamados hongos-óvulo difieren mucho de otros hongos verdaderos. La reproducción sexual incluye la fertilización de un óvulo grande, razón por la cual reciben ese nombre. Esta división incluye los mohos acuáticos que viven en el agua y en la tierra húmeda y algunas especies tienen una importancia económica muy grande. Por ejemplo, un oomiceto causa una enfermedad llamada mildiú pulverulento de las uvas (Garcés, 2003).

2.2.1 MORFOGÉNESIS Y FISIOLÓGÍA

Como organismos eucarióticos, los hongos poseen un núcleo diferenciado y organelos citoplasmáticos rodeados por membranas. Muchos hongos tienen quitina en su pared celular como el polisacárido en mayor proporción, mientras que algunos tienen celulosa en lugar de quitina. La gran mayoría de los hongos tienen estructuras vegetativas filamentosas llamadas hifas, las cuales crecen en forma de largos brazos en toda dirección; estas son generalmente uniformes y delgadas con diámetro de 1 a 2 μm . El conjunto de hifas forma lo que se denomina micelio (Garcés, 2003).

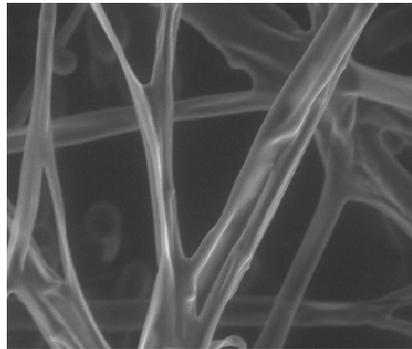


Figura 3. Micelio

El número de núcleos por célula puede variar entre uno o dos hasta encontrar células polinucleadas, cenocíticas, posiblemente debido al rompimiento de paredes o septos. Muchas hifas juntas o micelio dan origen a los talos o las colonias del hongo. Algunos hongos carecen de micelio y producen en cambio unos sistemas de madejas de diferente grosor con diámetros variados llamadas rizomicelio. El color del hongo aparece cuando se forman las estructuras

reproductivas, las cuales contienen grandes cantidades de esporas que son responsables de la diseminación (Garcés, 2003).

2.2.2 NUTRICIÓN

Los hongos son heterótrofos y muchos de sus componentes orgánicos los obtienen del sustrato en el cual crecen y se desarrollan. Existe un amplio rango de sustratos que el hongo puede utilizar como nutriente. Para que el hongo tome los materiales que necesita debe degradar las células externas liberando enzimas hidrolíticas a través de las paredes celulares (enzimas constitutivas), las cuales siempre están en las colonias de crecimiento; otras se producen en respuesta a la presencia de determinado sustrato (enzimas inducidas). El rompimiento o degradación de los nutrientes por la acción de las enzimas es extremadamente eficiente convirtiendo a los hongos en un grupo muy exitoso de organismos descomponedores.

2.2.2.1 CONDICIONES DE CRECIMIENTO.

Los hongos crecen mejor en hábitat oscuros, necesitando humedad para su desarrollo, siendo capaces de obtenerla de la atmósfera o del medio sobre el cual crecen. Cuando el ambiente se hace demasiado seco o las condiciones para su desarrollo son adversas, sobreviven entrando en latencia o produciendo esporas resistentes a la deshidratación. Los hongos se diseminan o esparcen, principalmente en forma de esporas; también por fragmentos de hifas y por masas endurecidas de micelio llamadas esclerocios. La distancia a la cual las esporas pueden ser esparcidas varía de acuerdo con el agente diseminador. El viento es

probablemente el más importante agente transportador de esporas de muchos hongos, las cuales pueden ser llevadas a grandes distancias con respecto a su lugar de origen (Garcés, 2003).

Los hongos no producen clorofila, éstos no pueden realizar la fotosíntesis como las plantas superiores, incapaces de elaborar su propio alimento a partir de la luz solar, se ven obligados a depender de otros organismos vivos o muertos, vegetales o animales para la elaboración del alimento, para llevar a cabo esta función ellos actúan como saprobios, parásitos o micorrizas.

Los saprobios viven de la materia orgánica muerta, como son de madera, tejido inerte de árboles vivos, estiércol y pequeñas hojas, dentro de esta clasificación se encuentran los hongos del género *Pleurotus* spp. Los parásitos se desarrollan en otros organismos vivos que constituyen sus hospedantes y se nutren de las sustancias que hay en sus células vivas o de las que tienen en sus líquidos orgánicos vitales como la linfa, la hemolinfa y la sangre de los animales, o la savia de los vegetales (Ulloa, 1990).

Las micorrizas son hongos que forman una relación simbiótica con plantas que pueden ser árboles principalmente y arbustos, el micelio del hongo forma un apretado manto o vaina alrededor de la superficie de la raíz. La planta expande su sistema radicular, de esta forma el hongo recibe los carbohidratos necesarios del árbol (Garcés, 2003).

2.3 HONGOS COMESTIBLES

El consumo de hongos comestibles data desde épocas remotas, se encuentra en tres regiones principales en el mundo, y son: el sureste de Asia, Europa y Mesoamérica. Actualmente los principales hongos que se producen son el champiñón (*Agaricus bisporus*), shiitake (*Lentinula edodes*) y setas (*Pleurotus* spp.) (Royse, 2004).

La producción de hongos comestibles en el Este de Asia representó un 99% de la producción mundial de hongos gourmet en el 2002. Anteriormente en esta región de Asia se cultivaba *Agaricus* spp, (champiñón), actualmente el cultivo de hongos comestibles se ha diversificado, entre estas nuevas especies se encuentran *Hypsizygus marmoreus*, *Pleurotus eryngii*, *Grifola frondosa*, *Pleurotus nebrodensis*, *Hericiium erinaceum*, *Sparasis crispa*, *Phellinus linteus*. Actualmente la producción total mundial de *Agaricus bisporus* ha disminuido en comparación a la producción de los demás hongos comestibles (Yamanaka, 2004). A continuación se presentan algunas técnicas empleadas para el cultivo de diferentes especies de hongos comestibles.

Hericiium erinaceum

De manera natural este tipo de hongo crece en troncos viejos de maple, haya, roble y nogal. Este hongo es un basidiomiceto grande, fue domesticado en China y en 1997 su producción llegó a las 800 toneladas. Este hongo se vende a un precio de \$112.00 a \$168.00 por kilogramo en Estados Unidos de América. El cultivo sintético de este hongo se hace en bolsas o botellas con sustrato. La formulación

del sustrato contiene aserrín de roble, cascarilla de semilla de algodón, salvado de trigo, mijo, centeno y sulfato de calcio (Royse, 2004).

Hypsizygus marmoreus

Japón es el principal productor de bunashimeji (*H. marmoreus*). Este hongo se cultiva en un sustrato a base de aserrín en botellas de polipropileno. Cuando se presenta crecimiento micelial total, las tapas de las botellas son removidas y el sustrato es expuesto a las condiciones ambientales para estimular la fructificación. Cuando los hongos están maduros se remueven todos los basidiomicetos de las botellas, sólo se obtiene 1 corte por botella, después de este corte las botellas se vuelven a llenar con sustrato fresco que consiste en aserrín de roble, haya u olmo y el proceso se repite (Royse, 2004).

Grifola frondosa

Japón es el principal productor y consumidor de *G. frondosa* (maitake). La producción comercial de maitake en Japón empezó en 1981 con una producción de 325 toneladas, para 1986 la producción llegó a 2,203 toneladas ya para 1997 la producción de este hongo alcanzó 31,000 toneladas. La producción comercial de *G. frondosa* se hace en bolsas o botellas de polipropileno, el sustrato empleado es aserrín suplementado con salvado de trigo y mijo en una relación de 5:1 respectivamente (Royse, 2004).

2.3.1 CULTIVO DE *Pleurotus*

Los hongos del género *Pleurotus* se han convertido en un producto comestible ampliamente reconocido en la industria de los hongos cultivados. Su técnica de producción sencilla y barata, así como su habilidad para crecer de manera rápida en diversos residuos orgánicos y su adaptación a diversas condiciones climáticas, son atractivos que han aumentado el interés de muchos cultivadores. Las setas crecen de manera natural en troncos en descomposición o en diferentes materiales obtenidos como subproductos de las actividades agrícolas. Por esta razón es posible cultivarlas en desechos de la agroindustria tales como pulpa de café, bagazo de caña de azúcar y diversas pajas de cereales (Martínez, 2006).

Las setas son hongos que se desarrollan principalmente sobre troncos en descomposición u otros sustratos vegetales. Cada hongo está formado por una serie de finos filamentos llamados hifas, que en conjunto forman lo que se denomina micelio. En la naturaleza y bajo condiciones favorables de humedad y temperatura el micelio se transforma en pequeños aglomerados de micelio llamados primordios que van aumentando de tamaño hasta formar la seta. El hongo formado con su sombrero y su pie, tiene la función de producir las estructuras de reproducción llamadas esporas cuya misión es perpetuar la especie. Estas esporas se forman en la cara inferior del sombrero, en unas laminillas verticales que se extienden desde la parte superior del pie hasta el borde del sombrero. Un hongo o cuerpo fructífero representa para el micelio lo que un fruto para un árbol (Gaitán, 2004).

Los hongos en general son conocidos por su forma de paraguas, con un sombrero más o menos circular y un eje o pie que lo sostiene, pero para el caso de las setas este pie es más lateral que céntrico, por lo que su desarrollo se da en forma de ostra u oreja, de hecho a este hongo técnicamente se la llama *Pleurotus*, término que deriva del griego pleura o pleurón (costado o lado) y del latín otus, oreja. Las setas se alimentan de la materia orgánica en la que están creciendo, degradando las sustancias con enzimas que liberan al medio húmedo que les rodea. Para que la seta se desarrolle adecuadamente se requiere de una temperatura y humedad adecuadas, así como aire que aporte oxígeno y cierta cantidad de luz (Gaitán, 2004).

2.3.1.1 CULTIVO DE *Pleurotus* spp A NIVEL MUNDIAL

En 2003 la producción de hongos comestibles en China fue de 10.38 millones de toneladas, esto significa que China aportó más del 80% de la producción mundial de hongos. De la producción total, la producción de hongos de tipo *Pleurotus* spp fue de 2, 488,000 toneladas (Wang, 2004).

El cultivo de este hongo es reciente en Estados Unidos de América. Para el cultivo de *P. eryngii* se emplea cascarilla de semilla de algodón. Unos de los factores que más controlan en este país es el tamaño del hongo, ya que si los hongos se cortan muy pequeños disminuye su precio. El principal problema que encontraron los productores de *P. eryngii* fue la contaminación total de sus cultivos por *Psuedomona tolaasii*; este problema se solucionó mejorando las condiciones de

limpieza, filtrando el aire y disminuyendo la humedad del cuarto de fructificación (Royse, 2004).

En México hay muchas especies de hongos comestibles y algunas de estas especies se consumen desde tiempos prehispánicos. El término de setas es aplicado en México para referirse a los hongos del género *Pleurotus*. México es pionero en el cultivo de setas en América Latina ya que dicha actividad inicio en los años 70. Debido a la relativa facilidad del cultivo de las setas, en la última década los niveles de producción aumentaron alrededor de 400%. Actualmente México produce cerca de 4 mil toneladas de setas anualmente, lo cual equivale aproximadamente al 60 por ciento de la producción total de América Latina (Gaitán, 2004).

El cultivo de *Pleurotus* spp ha tenido un desarrollo muy rápido, una amplia aceptación en el mercado y un crecimiento de su industria, de tal manera que se produce en casi todas las latitudes del mundo. Este hongo tiene una atención especial, entre otras cosas, debido a sus propiedades nutritivas, la amplia variedad de residuos orgánicos en los que es capaz de crecer. En México el cultivo de los hongos comestibles tuvo sus inicios en 1933 con la especie *Agaricus bisporus* (champiñón), y hasta 1974 se empezó de manera formal con la producción de *Pleurotus* spp, conocido comercialmente con el nombre de seta.

En 2002, México tuvo una producción de especies de *Pleurotus* estimada en 4, 380 toneladas. Para 2005 las cifras aumentaron a más de 5,000 toneladas. México ocupa el lugar 23 como productor de setas en el ámbito mundial. Su

producción se destina al mercado interno, aunque una pequeña parte se exporta, principalmente a Centro América. La producción de setas se localiza en la región centro del país. En el caso de las especies cultivadas, se aprovechan grandes cantidades de subproductos agrícolas, agroindustriales y forestales como sustrato de cultivo, tales como pajas, pulpas, bagazos y rastrojos. Estos sustratos se preparan para la siembra mediante fermentación aerobia y pasteurización.

Los sistemas de producción utilizan cajas, camas, anaqueles metálicos y de madera o bolsas de plástico de diferentes tamaños. Los cuartos de crecimiento y producción de hongos comestibles, tienen poco control sobre las condiciones ambientales (luz, temperatura, humedad relativa, ventilación), lo cual conduce a producción inestable, bajos rendimientos y problemas diversos con plagas y enfermedades. Para la producción de setas existe una serie de etapas cuyo proceso es importante conocer. El cultivo del hongo se inicia con la obtención de la cepa, desarrollada en un medio de cultivo apropiado; posteriormente la producción de inóculo; más tarde la preparación y tratamiento del sustrato, en el cual se sembrará el inóculo y, por último, la siembra y producción del hongo. La preparación de inóculo constituye la base para el cultivo comercial de setas, y se refiere a la propagación o desarrollo masivo del hongo en granos de gramíneas. El cultivo de *Pleurotus* spp es una actividad que se desarrolla en diversas partes del país (Martínez, 2006).

2.3.1.2 VALOR NUTRITIVO DE LAS SETAS

El valor nutritivo de la seta es similar al de diversas hortalizas. Su contenido en proteínas es del 1.5 al 6% del peso fresco. Las setas jóvenes son más ricas en proteínas que las viejas. El valor de los hidratos de carbono oscila entre 3.5 y 5%, los carbohidratos en las setas se encuentra en forma de manosa. Las setas son pobres en materias grasas. Sin embargo, son ricas en cierto número de minerales como: potasio, fósforo, manganeso, hierro y calcio. Es importante destacar que las setas son ricas en vitaminas como: tiamina (B₁), riboflavina (B₂), piridoxina (B₆), ácido pantoténico, ácido fólico, ácido ascórbico (Vit C) y biotina (Gaitán, 2004).

2.4 EL CULTIVO DE *Pleurotus eryngii*

Este hongo se caracteriza por vivir exclusivamente sobre la raíz del cardo corredor (*Eryngium campestris*), fructificando durante la mayor parte del año. *Pleurotus eryngii* es mejor conocido por los nombres vulgares: de “seta de cardo” (en castellano) o como “gírgola de panical” (en catalán), en Estados Unidos de América se conoce como king trumpet y al ser un producto de importación en México se conoce como trompeta real.



Figura 3. *Pleurotus eryngii*.

El sombrero de *P. eryngii* mide 4 – 9 cm, convexo, finalmente aplanado, con el margen enrollado. Cutícula de color variable, que oscila entre el color crema pálido y el marrón castaño, lisa, mate en seco y brillante en tiempo húmedo. Laminas blancas, arqueadas, decurrentes y desiguales. Pie de 3 – 6 x 1 – 2 cm, blanco, excéntrico, cilíndrico, que se atenúa en la base y macizo. Carne blanca, gruesa, esponjosa, de sabor dulce y olor suave agradable. Las esporas de este hongo son de 10- 12 x 5 – 6 μm . En general es un hongo muy apreciado debido a su grato aroma y fino sabor, que, unido a la consistencia tierna de su carne, le hacen transformarse en una seta codiciada.

El cultivo de este hongo en América es relativamente reciente, es un hongo popular en Europa y en Asia. Así que las técnicas que se emplean para cultivarlo son de origen asiático. Según Wang (2004), este hongo requiere alto contenido de nitrógeno, en condiciones de laboratorio el nitrógeno se puede suministrar a partir

de la harina de soya. Según Qi (2005). Las condiciones de crecimiento de *P. eryngii* son las siguientes:

Temperatura: la temperatura óptima para el crecimiento del micelio es de 24 °C, para el desarrollo del hongo es de 10 – 18 °C.

Humedad: el contenido apropiado de humedad para el crecimiento del micelio es de 60- 65%. La humedad ideal durante la fructificación es de 90- 95% y durante el desarrollo del hongo es de 85 – 90%.

Luz: no es necesaria durante el crecimiento del micelio. En la oscuridad, la tasa de crecimiento es rápida. Para la formación del primordio y el desarrollo de la fructificación, una pequeña cantidad de luz es necesaria.

Ventilación: una alta concentración de CO₂ acelera el crecimiento del micelio. No se necesita ventilación durante la incubación. Con el micelio listo para fructificar, se supe el oxígeno para iniciar la formación del primordio.

El hongo *Pleurotus eryngii* es un buen degradador de celulosa y lignina. Pero necesita la suficiente energía y fuente de nutrición para degradar sustancias de la madera (Wang, 2004).

MERCADO POTENCIAL DEL HONGO *P. eryngii* EN MÉXICO

Se realizó un estudio de mercado en supermercados de la zona conurbada, en los cuales se busco la presencia del hongo comestibles *P. eryngii*. El estudio de mercado se realizó entre noviembre del 2006 y marzo del 2007. Es importante

recordar que el hongo *P. eryngii* que se encontró en los supermercados era de importación. En fechas posteriores a marzo y durante el año 2008 se volvió a realizar una visita a los supermercados, pero ninguno presentaba en anaquel el hongo. Los hongos que actualmente se encuentran en supermercados son champiñones, portobello y setas.

El hongo *Pleurotus eryngii* se ofrecen al consumidor previamente empacado con un peso de 170 g, con un precio de \$71.80; por lo tanto 1 kilogramo de hongos tiene un valor de \$ 422.

3. JUSTIFICACION

Actualmente en México la producción de setas *Pleurotus* está limitada a tres especies principalmente (*P. ostreatus*, *P. pulmonaris* y *P. columbinus*). La producción de hongos comestibles es una industria que se encuentra en crecimiento constante, dicho crecimiento depende de la vinculación entre productores e investigadores.

En México no se han realizado investigaciones relacionadas con el cultivo del hongo *Pleurotus eryngii*. Es por eso que este trabajo se enfoca en presentar diferentes formulaciones para el cultivo de *P. eryngii* y determinar con cuál de las formulaciones se obtiene una mayor eficiencia biológica y así poder impulsar la producción de este hongo de gran potencial para México.

4. OBJETIVO

Evaluar el efecto de la cascarilla de semilla de algodón y del aserrín en diferentes proporciones sobre la eficiencia biológica.

5. HIPOTESIS

Si se modifica la composición del sustrato para el cultivo de *Pleurotus eryngii*, se podrá obtener una mejor y mayor fructificación del hongo.

6. MATERIALES Y METODOS

6.1 MATERIAL BIOLÓGICO

Para este experimento se partió de cepas de *Pleurotus eryngii* aisladas con anterioridad en el laboratorio 324 del Conjunto E, Facultad de Química UNAM.

6.2 PREPARACIÓN DE MEDIO DE CULTIVO PARA EL AISLAMIENTO Y PROPAGACIÓN DE CEPAS

Se utilizó el medio de cultivo extracto de malta agar (EMA), para prepararlo se pesaron 7.5 g de extracto de malta y 10 g de agar bacteriológico, estas cantidades sirven para preparar 500 mL del medio de cultivo. Éste se esterilizó en autoclave (121 °C y 15 lbs de presión por 45 minutos). Con el medio estéril se llenaron cajas Petri con 20 mL del medio. Después de que el medio gelificó se incubó a 24 °C durante 24 – 48 horas para comprobar la esterilidad del mismo. El medio de cultivo se utilizó después de 48 horas.

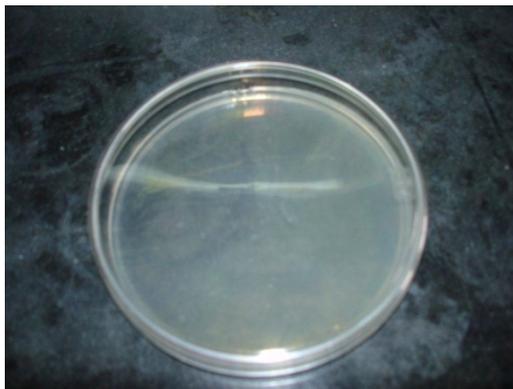


Imagen 1, Medio de cultivo EMA.

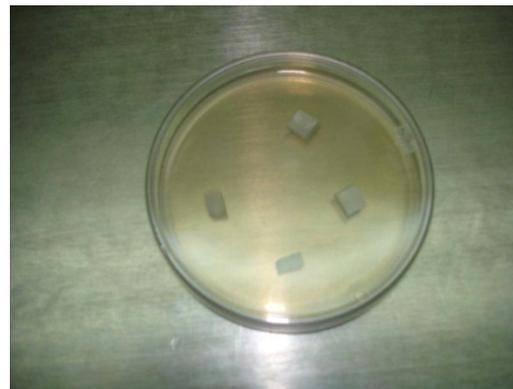


Imagen 2. Purificación de *P. eryngii*.

6.3 PURIFICACIÓN DE LA CEPA

La cepa se resembró en placas de medio de cultivo EMA. Se incubó a 24 °C de 7 a 10 días y se realizaron observaciones periódicas para confirmar la pureza de la cepa. Así como observaciones al microscopio para comprobar la presencia de hifas. Cuando se tuvo suficiente crecimiento micelial se realizaron la resiembras para preservar el micelio.

6.4 PREPARACIÓN DEL INÓCULO DE GRANO.

Antes de preparar los sustratos es necesario contar con suficiente crecimiento micelial para poder inocular el sustrato. Una vez que se tuvo a la cepa pura y se contó con suficiente desarrollo micelial se procedió a preparar el inóculo de grano. Éste consiste en grano de trigo esterilizado y propagado con el micelio del hongo. Para su preparación el trigo se lavó con agua y se dejó hervir por 45 minutos, transcurrido ese tiempo se lavó con agua corriente para enfriarlo y eliminar los residuos de almidón; se drenó el exceso de agua y se añadió 0.3% de CaCO_3 y 1.3% de CaSO_4 como suplementos. Después de mezclar los componentes se llenaron bolsas de polipropileno de 17 x 33 cm con 300 g de grano, se esterilizaron (121 °C y 15 lb de presión por 2 horas). Una vez frío el grano se inoculó con el micelio que se había desarrollado en las cajas Petri, y se incubó a 24 °C durante 15 a 20 días.



Imagen 3. Inóculo de grano

6.5 PREPARACIÓN DE LOS SUSTRATOS.

Antes de preparar el sustrato se debe determinar la humedad de cada componente del mismo. Con el valor de humedad se hicieron los cálculos para determinar cuánto se debía pesar de cada componente del sustrato en peso seco. Después de pesar los componentes del sustrato se colocaron en recipientes de plástico donde se sumergieron en agua durante 24 horas. Al final de las 24 horas se drenó el exceso de agua y se mezclaron todos componentes del sustrato. De la mezcla se colocó un kilogramo de sustrato en bolsas de polipropileno y se prepararon 10 réplicas para cada sustrato. El sustrato ya empacado se esterilizó en autoclave (121 °C, 15 lbs de presión por 2 horas). Una vez frío el sustrato se inoculó con el grano al 5% y se anotaron los pesos de cada bolsa. El sustrato ya inoculado se colocó en un cuarto de incubación (24 °C) donde permaneció por 14 semanas.



Imagen 4. Remojo de aserrín.



Imagen 5. Drenado de la cascarilla de semilla de algodón.

La humedad es un factor importante para obtener una buena fructificación, este parámetro se determinó pesando cinco muestras de cada sustrato en cajas Petri a peso constante y se colocaron en una estufa a 60°C por 24 horas. Después de este tiempo las muestras se volvieron a pesar. La fórmula empleada para calcular la humedad fue la siguiente:

$$Humedad (\%) = \frac{(Peso_{húmedo} - Peso_{seco})}{Peso_{húmedo}} * 100$$

6.6 INDUCCIÓN DE LA FRUCTIFICACIÓN

Después del período de incubación el sustrato se cambia al cuarto de fructificación, donde la temperatura disminuye a 18°C, se mantiene iluminado todo el día y se dan 4 periodos de riego por día en intervalos de 6 horas entre ellos. Los

primordios aparecen por lo general durante la primera semana de la inducción de la fructificación.



Imagen 6. Incubación de los sustratos.



Imagen 7. Inducción de la fructificación.

Durante la cosecha se realizó un registro de los hongos producidos por cada sustrato, se anotó el peso y cantidad de hongos producida en cada sustrato por día. Con estos valores se calculó la producción semanal. Con los valores de producción semanal se calculó la eficiencia biológica para cada sustrato (g hongo fresco/100 g sustrato seco). Para obtener este valor primero se debe calcular el peso del sustrato en base seca, la fórmula empleada fue la siguiente:

$$\text{Sustrato base seca} = \text{Peso del sustrato}_{\text{Base húmeda}} \times \frac{(100 - \text{Humedad del sustrato})}{100}$$

Con los valores del peso de cada bolsa en base seca y el peso de los hongos en gramos se calculó la eficiencia biológica empleando la siguiente fórmula.

$$\text{Eficiencia biológica} = \frac{\text{Hongos frescos en gramos}}{\text{Sustrato en base seca}} \times 100$$

7. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

El objetivo de esta investigación consistió en identificar una formulación del sustrato que permita obtener una buena fructificación de *P. eryngii* con esporóforos de buena calidad y en grandes cantidades. En los escasos reportes disponibles en la literatura se observa que la cascarilla de semilla de algodón es el componente mayoritario en los sustratos para el cultivo de *P. eryngii* (Royse, 2004). El segundo componente en importancia es el aserrín de diversas maderas duras; en un artículo se menciona el uso de mezclas de estos materiales mientras que en los otros se utiliza sólo uno de estos dos componentes adicionados con distintos suplementos como: salvado, harina de soya, yeso y fosfato de calcio (Wang, 2004).

7.1 EXPERIMENTO PRELIMINAR.

En un experimento preliminar se emplearon 4 sustratos, 3 de los cuales fueron formulados de acuerdo a la información disponible en la literatura. En la Tabla 2 se presentan las 4 formulaciones empleadas en el experimento preliminar. En el sustrato 1, se seleccionó a la cascarilla de algodón como componente principal, representando 80% en peso del sustrato al cual se le adicionó salvado de trigo, a un nivel del 15% y se completó la fórmula con azúcar, cal y yeso. En el sustrato 2, el aserrín representa el componente mayoritario (80%) al que se le agregó salvado de trigo (10%) y sorgo molido (10%). En el sustrato 3 se optó por hacer una mezcla de aserrín (50%), cascarilla de algodón (40%) y salvado de trigo (10%). En el caso del sustrato 4 se empleó un sustrato que se utiliza comercialmente para el

cultivo de shiitake (Hongos Leben), el componente principal es aserrín (60%), con 15 y 14% de mijo y sorgo molido respectivamente y 0.5% de sulfato de amonio y ácido cítrico; contiene también 0.95% del fungicida benlate.

Tabla 2 Composición de los sustratos empleados en el experimento preliminar.

Sustrato	Composición (g/100g sustrato seco)										
	Aserrín	Cascarilla de algodón	Salvado	Mijo	Sorgo molido	Sulfato de amonio	Acido cítrico	Benlate	Sacarosa	Cal	Yeso
1		80	15						1	3	1
2	80		10		10						
3	50	40	10								
4*	60			15	14	0.5	0.5	0.95			

* El sustrato 4 se ocupa comercialmente para el cultivo de shiitake

De las 10 replicas realizadas para cada sustrato en este experimento, se presentaron contaminaciones por hongos oportunistas en algunos sustratos.



Imagen 8. Contaminación de los sustratos.

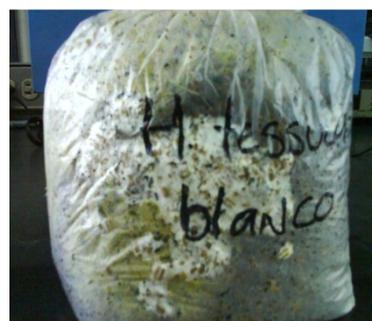


Imagen 9. Contaminación de los sustratos.

En el sustrato 2, donde el aserrín es el componente mayoritario, se observó una contaminación del 50%, mientras que en el sustrato 4 se contaminó 1 de las 10

réplicas y en el sustrato 3 se contaminaron 2 replicas. Por otro lado, en el sustrato 1 no se observó contaminación alguna. Después del período de incubación, que fue de 6 semanas, las repeticiones que no se contaminaron en esta etapa, se pasaron a la etapa de fructificación durante un período de 8 semanas, de acuerdo a la recomendación de Stamets (1993). En la Tabla 3 se presenta la producción de hongos frescos, en los 4 sustratos evaluados, durante tres brotes.

Tabla 3. Producción de *Pleurotus eryngii* (g hongos frescos / bolsa) en cuatro sustratos durante tres brotes

Brote	Producción por brote (g hongos frescos / bolsa)			
	Sustrato			
	1	2	3	4
1	394.7 ± 171.6	439.0 ± 53.7	121.5 ± 161.1	146.8 ± 88.6
2	177.4±52.0	22.1 ± 49.4	212.6 ± 165.6	0.0
3	127.8 ±101	14.7 ± 31.7	42.1 ± 52.7	0.0

Como se observa en la Tabla 3, con el sustrato 4 sólo se cosechó un brote durante las 8 semanas del período de fructificación; en dicho sustrato se presentaron problemas de pérdida de humedad y falta de riego, lo cual muy probablemente influyó en sus bajos rendimientos. Este comportamiento sugiere que tal vez en algunos casos sea necesario prolongar el período de fructificación para obtener mayores rendimientos. Con los datos de la Tabla 3, se calculó la eficiencia biológica por brote ($EB = \text{g hongo fresco} / 100 \text{ g de sustrato seco}$) y la eficiencia biológica acumulada por brote (Tabla 4 y 5 respectivamente).

Como se observa en la Tabla 5, en el experimento preliminar se identificó que el sustrato 1 obtuvo la mayor eficiencia biológica acumulada para *P. eryngii*. Este sustrato se caracterizó por presentar la mayor proporción de cascarilla de algodón (80%), un material rico en celulosa, a diferencia del aserrín en donde la proporción de celulosa esta disminuida por la presencia de lignina, un polímero de naturaleza polifenólica, de más difícil degradación que los polisacáridos.

Tabla 4. Eficiencia biológica por brotes (g hongo fresco/100g sustrato seco) de *Pleurotus eryngii*.

Brote	Eficiencia biológica por brotes (EB = g hongos / 100g sustrato seco) de <i>Pleurotus eryngii</i>			
	Sustrato			
	1	2	3	4
1	85.3 ± 33.0	107.2 ± 14.8	35.4 ± 46.8	34.7 ± 21.4
2	39.3 ± 11.1	5.3 ± 11.8	61.3 ± 47.9	0.0
3	27.0 ± 20.3	3.4 ± 7.7	11.7 ± 14.7	0.0
TOTAL	151.8 ± 47.5	115.9 ± 15.7	108.4 ± 43.5	34.7 ± 21.4

Tabla 5 Eficiencia biológica acumulada (g hongo fresco/100 g sustrato seco) de *Pleurotus eryngii*.

Brote	Eficiencia biológica acumulada (EB = g hongos / 100g sustrato seco) de <i>Pleurotus eryngii</i>			
	Sustrato			
	1	2	3	4
1	85.3 ± 33.0	107.2 ± 14.8	35.4 ± 46.8	34.7 ± 21.4
2	124.5 ± 33.8	112.4 ± 16.3	96.7 ± 34.1	34.7 ± 21.4
3	151.5 ± 47.5	115.9 ± 15.7	108.4 ± 43.5	34.7 ± 21.4

7.2 SEGUNDO EXPERIMENTO

A partir de los resultados del experimento preliminar, se presentaban distintas alternativas para lograr incrementar los rendimientos de *P. eryngii* optimizando la proporción de cascarilla de algodón y de los otros componentes.

El sustrato 1 del experimento preliminar presentó la mayor eficiencia biológica acumulada y producción durante todo el período de fructificación, esta formulación, que tiene un 80% de cascarilla de algodón como componente principal y 15% de salvado de trigo se utilizó como control para la nueva serie de experimentos. Se eliminó la sacarosa del sustrato y para todos los sustratos se empleó cal (3%) y yeso (1%) como complemento. En el sustrato 1 del nuevo experimento, se aumentó el contenido de cascarilla al 90% y se disminuyó el contenido de salvado al 6%. En el sustrato 2 se disminuyó la proporción de cascarilla a 70% y se aumenta la de salvado a 26 %. En el sustrato 3 se disminuyó aún más la proporción de cascarilla a 60% y se aumentó el contenido de salvado a

36%. A partir del sustrato 4 la proporción de salvado se mantuvo en 16% empleando diversas combinaciones de cascarilla y aserrín. En el sustrato 4 se emplearon proporciones similares, 40% de cascarilla de algodón y aserrín. En el sustrato 5 se optó por una mayor proporción de cascarilla de algodón (60%) que de aserrín (20%). En el sustrato 6 se invirtieron estas proporciones, 60% de aserrín y 20% de cascarilla. Por último, el sustrato 7 se eliminó la cascarilla y sólo se formuló con aserrín (70%) y salvado (16%). En la Tabla 6 se muestran las formulaciones empleadas para cada uno de los 7 sustratos utilizados para este experimento

Para este experimento también se realizaron 10 repeticiones para cada sustrato. Un factor que se modificó en este experimento fue el tiempo de fructificación; en lugar de ser 8 semanas como en el experimento preliminar, se extendió a un período de 17 semanas para así permitir que todos los sustratos alcancen su producción máxima. El período de incubación también se extendió a 7 semanas, 1 semana más que en el experimento preliminar. La decisión de aumentar el tiempo de incubación se tomó para asegurar una invasión micelial total del sustrato, sin embargo, durante el tiempo de incubación la mayoría de los sustratos sufrieron contaminaciones. En la Tabla 6 se presenta la composición de los sustratos evaluados y el grado de contaminación que presentaron durante la etapa de incubación.

Tabla 6. Composición de los sustratos evaluados en el segundo experimento

Sustrato	Composición (g/100 g sustrato seco)*			Contaminación del sustrato (%)
	Aserrín	Cascarilla	Salvado	
Control	-----	80	16	10
1	-----	90	6	0
2	-----	70	26	20
3	-----	60	36	60
4	40	40	16	0
5	20	60	16	10
6	60	20	16	10
7	80	-----	16	20

*A todos los sustratos se les adicionó: cal 3 % y yeso 1%

La humedad del sustrato es uno de los factores principales que influyen sobre la fructificación de *Pleurotus eryngii*, la humedad óptima del sustrato para la producción de este hongo es de 60 – 65% (Qi, 2005). Se observó que después del proceso de esterilización la humedad disminuye y en la Tabla 7 se presenta la humedad de los sustratos antes y después de esterilizar.

Tabla 7. Humedad de los sustratos antes y después de la esterilización

SUSTRATO	Humedad (%)	
	Antes de esterilizar	Después de esterilizar
Control	55.3 ± 1.53	55.2 ± 0.31
1	57.5 ± 0.85	58.2 ± 0.15
2	62.9 ± 0.37	61.9 ± 0.95
3	64.3 ± 0.49	61.5 ± 0.70
4	61.3 ± 0.29	60.9 ± 0.72
5	59.4 ± 0.42	57.6 ± 0.95
6	65.7 ± 0.50	63.8 ± 0.82
7	65.0 ± 0.65	63.7 ± 0.28

De acuerdo a los valores obtenidos de humedad para este experimento, 3 de los 8 sustratos empleados presentaron una humedad menor a la reportada en la literatura como la óptima. El valor bajo de humedad puede afectar negativamente la producción de estos sustratos, por eso es importante controlar este parámetro desde el momento que los componentes del sustrato se sumergen en agua, posiblemente para estos sustratos el agua empleada no fue la suficiente; la cantidad de agua adicionada a cada sustrato se debe adecuar a la formulación del mismo para que así todos los sustratos presenten una humedad dentro del rango de 60 – 65%.

Con los valores de humedad se determinó el peso del sustrato en base seca (Tabla 8), este valor sirvió para calcular la eficiencia biológica (EB = g hongo

fresco /100 g de sustrato seco). En la Tabla 9 se muestra la eficiencia biológica semanal para cada sustrato durante el tiempo de fructificación.

Tabla 8. Cálculo de la cantidad de sustrato en base seca para cada réplica del sustrato control

Réplica	Sustrato	
	Húmedo (g)	Seco (g)
1	923.3	413.6
2	884.4	396.2
4	893.3	400.1
5	949.1	425.2
6	1127.1	504.9
7	943.1	422.5
8	930.0	416.6
9	936.5	419.5
10	972.5	435.7

Tabla 9. Eficiencia biológica semanal de *Pleurotus eryngii* en los ocho sustratos evaluados

Semana	Eficiencia biológica semanal (g hongos frescos / 100 g sustrato seco)							
	Sustrato							
	0	1	2	3	4	5	6	7
1	0.0 ± 0.0	0.0 ± 0.0	0.0 ± 0.0	0.0 ± 0.0	0.0 ± 0.0	0.0 ± 0.0	0.0 ± 0.0	0.0 ± 0.0
2	28.0 ± 42.1	86.1 ± 37.3	0.0 ± 0.0	0.0 ± 0.0	0.0 ± 0.0	0.0 ± 0.0	0.0 ± 0.0	0.0 ± 0.0
3	32.5 ± 24.8	0.0 ± 0.0	76.9 ± 46.0	± 40.2	0.0 ± 0.0	0.0 ± 0.0	24.1 ± 34.0	21.1 ± 24.1
4	0.0 ± 0.0	5.4 ± 12.1	10.9 ± 32.6	12.3 ± 24.7	64.9 ± 45.6	64.9 ± 45.6	7.2 ± 20.2	0.0 ± 0.0
5	21.3 ± 20.6	10.2 ± 17.3	6.5 ± 19.5	48.7 ± 20.9	9.9 ± 24.5	9.9 ± 24.5	0.0 ± 0.0	0.0 ± 0.0
6	9.6 ± 20.1	16.4 ± 22.2	25.9 ± 37.5	0.0 ± 0.0	0.0 ± 0.0	0.0 ± 0.0	0.0 ± 0.0	0.0 ± 0.0
7	0.0 ± 0.0	0.0 ± 0.0	0.0 ± 0.0	0.0 ± 0.0	0.0 ± 0.0	0.0 ± 0.0	8.0 ± 15.0	10.4 ± 11.9
8	0.0 ± 0.0	0.0 ± 0.0	0.0 ± 0.0	6.2 ± 12.3	0.0 ± 0.0	0.0 ± 0.0	10.6 ± 14.7	0.0 ± 0.0
9	0.0 ± 0.0	0.0 ± 0.0	0.0 ± 0.0	3.4 ± 6.9	8.9 ± 18.8	8.9 ± 18.8	0.0 ± 0.0	4.0 ± 4.5
10	0.9 ± 2.6	0.0 ± 0.0	5.8 ± 11.5	3.3 ± 6.7	0.0 ± 0.0	0.0 ± 0.0	0.0 ± 0.0	21.8 ± 24.9
11	0.0 ± 0.0	1.9 ± 5.9	0.0 ± 0.0	5.7 ± 7.5	15.6 ± 11.6	15.6 ± 11.6	11.9 ± 16.8	2.6 ± 3.0
12	6.5 ± 12.8	0.0 ± 0.0	8.2 ± 14.3		12.3 ± 20.0	12.3 ± 20.0	13.9 ± 20.9	16.5 ± 14.3
13	8.0 ± 11.1	0.0 ± 0.0	0.0 ± 0.0		5.0 ± 11.4	5.0 ± 11.4	4.0 ± 7.6	0.0 ± 0.0
14	6.6 ± 11.4	0.0 ± 0.0	2.4 ± 4.8		10.5 ± 9.8	10.5 ± 9.8	11.3 ± 15.2	4.1 ± 0.6
15	2.8 ± 5.6	0.4 ± 1.4	9.5 ± 9.0		1.5 ± 4.8	1.5 ± 4.8	0.0 ± 0.0	11.7 ± 13.4
16			1.1 ± 3.2		4.8 ± 8.0	4.8 ± 8.0	8.2 ± 15.6	
17					1.8 ± 5.8	1.8 ± 5.8	6.5 ± 13.4	
Total	116.2 ± 42.5	120.4 ± 32.6	147.1 ± 48.0	114.1 ± 31.8	135.3 ± 51.3	135.3 ± 51.3	105.8 ± 32.7	92.0 ± 97

Como se observa en la Tabla 9, los sustratos 4, 5 y 6 fructificaron durante 17 semanas, mientras que los demás sustratos presentaron periodos de producción más cortos. Probablemente el aumento en el tiempo de fructificación se debe a la presencia de aserrín en la formulación de los sustratos. Otro factor que pudo influir en el tiempo de fructificación, fue el riego de los sustratos ya que durante una semana aproximadamente el sistema de riego se desprogramo y los riegos en lugar de ser cada 8 horas fueron cada 16 horas, factor que ocasionó que los sustratos perdieran mucha humedad. Después de corregir el error en el sistema de riego, los sustratos tardaron aproximadamente 2 semanas en recuperarse.

Con los valores de eficiencia biológica semanal se calculó la eficiencia biológica semanal acumulada para los diferentes sustratos. Para cada sustrato se realizó un análisis de varianza, tomando como factor de variación las semanas de fructificación y las replicas. Cuando en el análisis de varianza se encontraron diferencias significativas o altamente significativas, por medio de la prueba Duncan se determinó la semana en donde se obtuvo el rendimiento máximo significativo para cada sustrato. En la Tabla 10 se presenta la EB acumulada para cada sustrato.



Imagen 10. Fructificación sustrato control.



Imagen 11. Fructificación del S1



Imagen 12. Fructificación del S2



Imagen 13. Fructificación del S3.



Imagen14. Fructificación del S4.



Imagen 15. Fructificación del S5.



Imagen 16 Fructificación del S6.

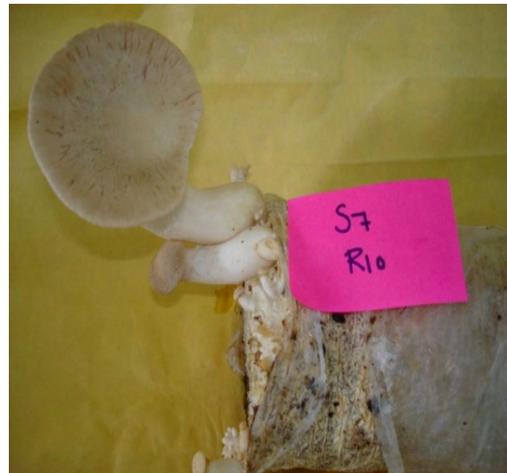


Imagen 17 fructificación del S7.

Tabla 10. Eficiencia biológica semanal acumulada de *Pleurotus eryngii* en los ocho sustratos evaluados

Semana	Eficiencia biológica semanal acumulada (g hongos frescos / 100 g sustrato seco)							
	Sustrato							
	0	1	2	3	4	5	6	7
1	0.0 ± 0.0	0.0 ± 0.0	0.0 ± 0.0	0.0 ± 0.0	0.0 ± 0.0	0.0 ± 0.0	0.0 ± 0.0	0.0 ± 0.0
2	25 ± 42.7	99.4 ± 21.7	0.0 ± 0.0	0.0 ± 0.0	0.0 ± 0.0	0.0 ± 0.0	0.0 ± 0.0	0.0 ± 0.0
3	66.8 ± 23.4	99.4 ± 21.7	82.6 ± 42.3	25.5 ± 44.2	0.0 ± 0.0	0.0 ± 0.0	25.5 ± 36.1	26.9 ± 36.1
4	66.8 ± 23.4	106.1 ± 20.7	98.9 ± 12.3	41.9 ± 38.8	66.5 ± 39.3	91.1 ± 33.4	36.9 ± 35.1	26.9 ± 36.1
5	82.0 ± 27.5	109.3 ± 16.2	98.9 ± 12.3	82.6 ± 22.5	83.0 ± 15.1	91.1 ± 33.4	36.9 ± 35.1	26.9 ± 36.1
6	94.3 ± 32.4	129.8 ± 22.2	122.8 ± 39.5	82.6 ± 22.5	83.0 ± 15.1	91.1 ± 33.4	36.9 ± 35.1	26.9 ± 36.1
7	94.3 ± 32.4	129.8 ± 22.2	122.8 ± 39.5	82.6 ± 22.5	83.0 ± 15.1	91.1 ± 33.4	49.7 ± 19.0	32.4 ± 38.6
8	94.3 ± 32.4	129.8 ± 22.2	122.8 ± 39.5	82.6 ± 22.5	83.0 ± 15.1	102.0 ± 35.4	61.4 ± 33.3	32.4 ± 38.6
9	94.3 ± 32.4	129.8 ± 22.2	122.8 ± 39.5	87.2 ± 15.1	97.9 ± 17.3	105.4 ± 28.6	61.4 ± 33.3	39.3 ± 45.4
10	95.4 ± 33.8	129.8 ± 22.2	131.5 ± 35.2	91.7 ± 21.9	97.9 ± 17.3	105.4 ± 28.6	61.4 ± 33.3	70.4 ± 18.5
11	95.4 ± 33.8	132.1 ± 19.0	131.5 ± 35.2	99.3 ± 14.3	109.5 ± 24.0	118.5 ± 32.0	78.9 ± 36.3	74.9 ± 10.5
12	99.4 ± 26.1	132.1 ± 19.0	141.9 ± 31.5		130.0 ± 19.0	131.8 ± 43.0	91.6 ± 21.7	95.7 ± 27.6
13	105.3 ± 27.8	132.1 ± 19.0	141.9 ± 31.5		135.6 ± 25.1	141.7 ± 46.3	98.0 ± 19.4	95.7 ± 27.6
14	112.6 ± 26.6	132.1 ± 19.0	141.9 ± 31.5		146.8 ± 24.5	161.9 ± 38.7	112.5 ± 30.0	95.7 ± 27.6
15	116.3 ± 28.9	132.7 ± 18.6	151.1 ± 33.4		146.8 ± 24.5	161.9 ± 38.7	112.5 ± 30.0	106.7 ± 17.9
16			152.6 ± 35.2		152.4 ± 20.7	172.1 ± 29.4	125.6 ± 20.4	
17					154.4 ± 20.7		125.6 ± 20.4	
	Indica la semana en la que se alcanzó el rendimiento máximo significativo.							

El rendimiento máximo significativo corresponde a la semana donde se alcanza la mayor eficiencia biológica e indica que los incrementos posteriores ya no son estadísticamente significativos. Después de determinar el rendimiento máximo significativo para cada sustrato se realizó un segundo análisis de varianza para identificar los sustratos más productivos (Tabla 11).

Tabla 11. Rendimiento máximo significativo de los sustratos empleados.

Sustrato	Composición (g/100 g sustrato seco)			Rendimiento máximo significativo (g/100g sustrato seco)	Semana para alcanzar el rendimiento máximo significativo	PRODUCTIVIDAD (g/100g sustrato seco/día)
	Aserrín	Cascarilla	Salvado			
5	20	60	16	161.9 ± 38.7 ^d	14	1,7
4	40	40	16	135.6 ± 25.1 ^{cd}	13	1,5
2	-----	70	26	131.5 ± 35.2 ^{cd}	10	1,9
1	-----	90	6	129.8 ± 22.1 ^{cd}	6	3,1
6	60	20	16	112.5 ± 30.0 ^{ab}	14	1,1
Control	-----	80	16	99.4 ± 26.1 ^{ab}	12	1,2
7	80	-----	16	95.7 ± 27.6 ^{ab}	12	1,1
3	-----	60	36	82.6 ± 22.5 ^a	5	2,4

*Cal 3 % y Yeso 1%

En este experimento se lograron identificar 4 distintas formulaciones que permiten una buena producción de *P. eryngii*, es importante destacar que los sustratos 5 y 4, son una mezcla de cascarilla de algodón y aserrín, sin embargo al presentar en su formulación aserrín tardan más tiempo en alcanzar el rendimiento máximo significativo, 14 y 13 semanas respectivamente. Un efecto contrario se observa en

los sustratos 2 y 1, cuya composición sólo presentan cascarilla de algodón, lo que muy probablemente hace que su rendimiento máximo significativo se obtenga en menores tiempos (10 semanas para el sustrato 2 y 6 semanas para el sustrato 1).

Otro factor que se debe considerar al momento de elegir una formulación es la productividad, el sustrato 1, con cascarilla al 90%, presentó una productividad de 3.1 (g de hongos frescos /100 g sustrato seco/día). En el caso del sustrato 5, con cascarilla de algodón al 60% y aserrín al 20% la productividad se ve disminuida a 1.7 (g de hongos frescos /100g sustrato seco/día) y conforme aumenta el contenido de aserrín en los sustratos la productividad disminuye como en el caso del sustrato 7 con aserrín al 80% solo tiene una productividad de 1.1 (g de hongos frescos /100g sustrato seco/día).

En el caso del sustrato 3 que presentó el menor rendimiento y el mayor porcentaje de contaminación, se puede considerar que estos factores fueron influenciados por la concentración más elevada de salvado de trigo, ya que este hace al sustrato más rico en nutrientes y por ello más susceptible a la contaminación. Sin embargo, al tener en su composición cascarilla al 60% presentó un rendimiento de 2.4, lo que nos indica que la cascarilla de algodón promueve la producción de *P. eryngii*

En el caso del sustrato 7, donde el 80% de su peso fue aserrín se obtuvo un bajo rendimiento, valor que se esperaba considerando los resultados obtenidos en el experimento preliminar. De acuerdo a lo anterior se puede decir que los sustratos que contienen una mezcla de aserrín con cascarilla permiten obtener buenos rendimientos. Sin embargo, al tener aserrín en su formulación la etapa de

fructificación se prolonga más, que en los sustrato que sólo tuvieron cascarilla de algodón como componente principal.

De acuerdo a los resultados obtenidos durante este proyecto es posible decir que el hongo *P. eryngii* degrada más fácilmente la cascarilla de semilla de algodón rica en celulosa. Por lo tanto en experimentos futuros se puede continuar trabajando con la cascarilla de semilla de algodón manteniéndola a una concentración fija y se pueden variar los complementos como el salvado de trigo, sacarosa y así evaluar que efecto tienen éstos en la producción del hongo.

El precio de venta con que este hongo se ofreció en los supermercados hace dos años, al ser un producto de importación, fue bastante elevado, de hecho casi prohibitivo para el mercado mexicano. Una de las finalidades de este proyecto fue desarrollar un proceso que permitiera ofrecerlo a un precio menor a partir de costos de producción más bajos, que lo que implicaba producirlo en los Estados Unidos de América e importarlo. En este momento, con los resultados obtenidos, no es posible todavía estimar el costo de producción con una gran precisión, ya que se cuenta con información acerca de las materias primas requeridas, las condiciones básicas de procesamiento de éstas y los rendimientos de hongos esperados. Falta no obstante, diseñar la planta productora para calcular los costos de inversión en instalaciones y maquinaria y hacer un análisis detallado de los costos de operación para llegar así a un costo de producción.

Por lo anterior, una manera de obtener un costo de producción aproximado era a partir de los precios de venta de los hongos comestibles que actualmente se

ofrecen en el mercado de México. Para ello se tomaron en cuenta varios factores que a continuación se explican. En la Tabla 12 se presenta un comparativo de las condiciones de producción de *P. eryngii* con respecto a *P. ostreatus* (conocido como seta).

Tabla 12. Comparación de las condiciones de producción de *P. eryngii* vs *P. ostreatus*

Condiciones de producción	<i>P. eryngii</i>	<i>P. ostreatus</i>
	Diferencias.	
Materias primas.	No	No
Preparación del sustrato.	No	No
Pasteurización por fermentación.	No	Si
Esterilización.	Si	No
Cultivo (naves de cultivo).	No	No
Personal (mano de obra).	No	No
Tiempo de cultivo	No	No

Como se observa en la Tabla 12 las condiciones de producción de *P. ostreatus* y *P. eryngii* son muy similares, la única diferencia que presentan es que para la producción de *P. eryngii* se requiere esterilizar los sustratos, mientras que para *P. ostreatus* el tratamiento térmico que se le da a los sustratos es una pasteurización. El hecho de esterilizar los sustratos implica un aumento en el costo del producto, pero el hecho de que para la producción de *P. eryngii* se puedan emplear las mismas instalaciones que se emplean para producir setas, permite que productores de setas cultiven *P. eryngii*. Con esta base, conociendo el costo

de producción de *P. ostreatus* en México, podría extrapolarse el costo de producción de *P.eryngii* si se le incrementa al costo de producción de *P. ostreatus* un 30% debido a la necesidad de esterilizar el sustrato.

Debido a lo reservado que son los productores locales de hongos, no hay acceso a los costos de producción, una manera de aproximarse al costo de producción de *P. ostreatus* en México es partir de los precios de venta de los hongos, tanto de *P. ostreatus* como de champiñones, en el mercado local. En la Tabla 13 se presenta una comparación de los precios actuales de setas, champiñón y una estimación del costo de producción y los precios de venta sugeridos para *P. eryngii*.

Tabla 13. Precios a la venta (\$/kg).

Lugar de venta.	Champiñón		Seta		<i>P. eryngii</i> *	
	Granel	Empaque (350g)	Granel	Empaque (250g)	Granel	Empaque
	Precios (\$/kg).					
Supermercado	50	67		86		111
Mercado	40		45		56	
Precio de mayoreo de producción	30		34		43	
Costo de producción (estimado)**	21		24		31	
<p>*El precio de <i>P. eryngii</i> se estimó a partir de los precios de las setas. **El costo de producción se estimó considerando los precios a los que se venden los hongos en supermercados.</p>						

En supermercados se encontraron dos presentaciones a granel y en empaque, para el champiñón, y solamente en empaque para las setas; mientras que en los mercados de colonias, los dos tipos de hongos se venden a granel. Para obtener el precio a mayoreo se considero que los supermercados obtienen una ganancia del 60% del producto; en el caso del champiñón, que se vende a granel en los supermercados a 50 \$/kg se calculó un precio de 30 \$/kg de producto cuando se vende a mayoreo. En el caso del costo de producción se estimó que, los productores al vender su producto al mayoreo tienen ganancias del 40%, así que para el caso de las setas partiendo del precio de venta de mayoreo que es de 34 \$/kg se calculó el 40% para así poder determinar su costo de producción que es de 24 \$/kg. Para determinar el precio de venta de *P. eryngii*, como anteriormente se indicó, se consideró un aumento del 30% en el costo de producción con respecto al costo de producción de *P. ostreatus*, ya que para la producción de este hongo los sustratos se tienen que esterilizar lo que implica un aumento en el costo de producción. Tomando en cuenta lo anterior el costo probable de producción de *P. eryngii* sería de aproximadamente 31 \$/Kg y siguiendo las misma consideraciones se llegaría a un precio de venta para supermercados en empaques de *P. eryngii* sería de 111 \$/kg, mientras que en los mercados su venta a granel seria de 56 \$/kg. Por lo tanto existen posibilidades para producir *P. eryngii* de buena calidad en México y disminuir su precio de 422 \$/kg hasta tal vez 111 \$/kg para su venta en supermercados, esto indica una reducción del 76% en el costo de producto, y sería posible vender el hongo en mercados a un precio de 56 \$/kg.

8. CONCLUSIONES

Sustratos con mayor concentración de cascarilla de semilla de algodón alcanzan un rendimiento máximo significativo más rápido que los sustratos que llevan mezcla de cascarilla de semilla de algodón y aserrín.

El rendimiento máximo significativo es un factor importante para la producción de *P. eryngii* a mayor escala.

Es importante controlar la humedad y temperatura del cuarto de fructificación, ya que estos factores son fundamentales para una buena fructificación.

A partir del análisis estadístico se determinó que los sustratos 1, 2, 4 y 5 fueron donde se obtuvieron las mayores eficiencias biológicas de *P. eryngii*.

Considerando la productividad el sustrato 1 fue donde se obtuvo el mayor rendimiento en el menor tiempo de producción.

9. RECOMENDACIONES

De acuerdo a los resultados obtenidos en este proyecto, se recomienda el uso de cascarilla de semilla de algodón como principal fuente de nutrientes para el cultivo de *P. eryngii*. Sin embargo, se debe considerar el empleo de diferentes complementos como el sorgo molido, mijo o sacarosa, para así sustituir al salvado de trigo. Ya que este probablemente influyó en la contaminación que presentaron los sustratos empleados durante este experimento.

10. BIBLIOGRAFÍA

- Chang, S.T., P.G. Miles. 1989. "Edible mushrooms and their cultivation". CRC Press, Boca Raton. Faltan páginas consultadas.
- Chang, S.T. 1996. "Mushroom research and development equality and mutual benefit." In: Mushroom biology and mushroom products. Chang *et al* (Eds) 2: 1-10.
- France, A. 2005. "Producción de hongos comestibles" Quilmapu, Chile, Pág. 123 – 15. Editorial Planeta.
- Gaitán, R., D. Salmones, G. Mata y R. Pérez. 2004. "Manual práctico del cultivo de setas, aislamiento, siembra y producción", Xalapa, Veracruz, México, Pág. 1-7, 31 -34 .Editorial Inecol.
- Garcés, E. 2003. "Morfología y clasificación de los hongos". Colombia, Pág. 7 – 10. Editorial Universidad Nacional de Colombia.
- Ikekawa, T. 1995. "Bunashimeji *Hypsizygus marmoreus* antitumor activity of extracts and polysaccharides." Food Reviews International, II (I): 207 – 209.
- Kwnag-ho, P. 2001. Nutritional value of a variety of mushrooms, Mushworld, www.mushworld.com
- Lomberth, A, 2000, "Investigations of mycelium growth and fruit body development of different strains of the beech mushroom Shimeji" In: Science and cultivation of Edible Fungi, 2: 763-770.

- López, E. 1990. “Cultivo de champiñón, trufa y otros hongos”, España. Editorial Aedos, 114 – 120.
- López Ramírez, A y J. García Alvarado. 2004, “Etapas del cultivo de los hongos comestibles en México”. Instituto de genética forestal, Universidad Veracruzana, pág. 483 – 490.
- Martínez-Carrera, D .2002. “Current development of mushroom biotechnology in Latin America” Micol. Apl. Int. 14: 61- 74.
- Martínez–Carrera, D., P. Morales, M. Sobal, M. Bonilla y W. Martínez. 2007. “México ante la globalización en el siglo XXI: el sistema de producción-consumo de los hongos comestibles”. En: *El cultivo de setas Pleurotus spp. en México*. Sánchez *et al.* (Eds.). El Colegio de la Frontera Sur, México, 209 – 224.
- Qi, T. 2005. “Cultivation on *Pleurotus* spp in China”, Proceedings of the Fifth International Conference on Mushroom Biology and Mushroom Products. In. *Acta Edulis Fungi*. Qi *et al* (Eds). Edible Fungi Institute, Shanghai, 338 - 343.
- Royse, D. 2004, “Consumption and production of recently domesticated edible fungi in the United States with a Projection of their Potential”, Fifth International Conference on Mushroom Biology and Mushroom Products. 12. Wasser (Ed). International Centre for Cryptogamic Plants and Fungi, Institute of Evolution, University of Haifa, Mt. Carmel, Haifa, Israel. 250 – 259.
- Stamets, P. 1993 “Growing gourmet and medicinal mushrooms”, Hong Kong. Ten Speed Press pág. 246 – 253, 304 – 308.

- Singh, M. P. 2000. "Biodegradation of lignocellulosic wastes through cultivation of *Pleurotus sajor-caju*. Science and Cultivation of Edible Fungi, Netherlands", 2: 517 – 521.
- Ulloa, M. y T. Herrera. 1990. "El reino de los hongos, micología básica y aplicada". Fondo de cultura económica, México, pág. 19 – 21, 283 290.
- Yamanaka, K. 2004. "Cultivation of new mushroom species in East Asia", Fifth International Conference on Mushroom Biology and Mushroom Products. 12 Wasser (Ed). International Centre for Cryptogamic Plants and Fungi, Institute of Evolution, University of Haifa, Mt. Carmel, Haifa, Israel. 115 – 123.
- Yildiz, S. 2004. "Effects of different substrate combinations on mycelial growth of *Pleurotus ostreatus*", Fifth International Conference on Mushroom Biology and Mushroom Products. 12 Wasser (Ed). International Centre for Cryptogamic Plants and Fungi, Institute of Evolution, University of Haifa, Mt. Carmel, Haifa, Israel. 278 – 284.
- www.mycelia.be/mycstrainlist1.htm
- www.mushrooms.net.au.
- <http://www.biologia.edu.ar/fungi/fungi.htm>

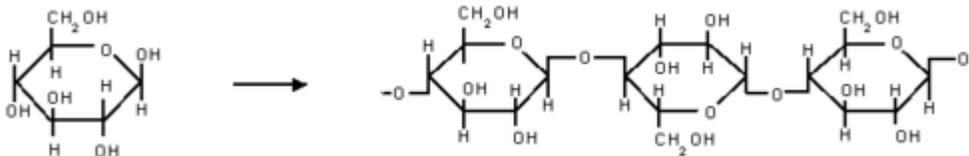
ANEXOS

GLOSARIO

AGAR Material gelatinoso obtenido de algas marinas utilizado para solidificar medios de cultivo

AUTOCLAVE Recipiente hermético, resistente al calor, utilizado para la esterilización de diversos materiales con vapor a alta presión.

CELULOSA Polisacárido compuesto exclusivamente de moléculas de glucosa, es rígido, insoluble en agua, y contiene desde varios cientos hasta varios miles de unidades de β -glucosa. La celulosa se forma por la unión de moléculas de β -glucosa mediante enlaces β -1,4-O-glucosídico.



CEPA Micelio genéticamente uniforme que posee características distintas.

COSECHA Producción sincronizada y corte de los hongos adultos en un sustrato determinado.

EUCARIÓNTICO Organismo cuyas células poseen núcleos verdaderos, mitocondrias, retículo endoplasmático, vacuolas y ribosomas, entre otras características, es decir, con un grado de organización celular más complejo que el de un organismo procariontico.

FRUCTIFICACIÓN El acto de formación del cuerpo fructífero.

HIFA Una sola hebra o ramificación del cuerpo fructífero.

HEMICELULOSA Heteropolisacárido (polisacárido compuesto por más de un tipo de monómero), formado, por un conjunto heterogéneo de polisacáridos (fundamentalmente xilosa, arabinosa, galactosa, manosa, glucosa y ácido glucorónico) a su vez formados por un solo tipo de monosacáridos unidos por enlaces β (1-4), que forman una cadena lineal ramificada. Entre estos monosacáridos destacan glucosa, galactosa o fructosa.

HONGO Organismo formado por una estructuras llamadas hifas que contiene núcleo. Se reproduce asexual y sexualmente, no tiene clorofila y obtiene energía de compuestos orgánicos por absorción. Los hongos son agentes degradadores, reciclan nutrientes, pueden producir enfermedades y tienen importancia industrial.

INÓCULO Micelio crecido en sustrato y preparado con el propósito de propagar el hongo.

INOCULACIÓN Acto de transferencia de micelio (inóculo) a un nuevo sustrato o medio.

LIGNINA Es un péptido. La lignina representa el 30% de los componentes del vegetal. La lignina es el constituyente intercelular incrustante o cementante de las células fibrosas de los vegetales. Se concentra en la lámela media y funciona prácticamente como relleno para impartir rigidez al tallo de la planta. El segundo

elemento en importancia de la composición vegetal.

MANOSA Es un azúcar simple pertenece al grupo de las hexosas su fórmula general es $C_6H_{12}O_6$

MICELIO Es una red de hifas y parte vegetativa (no reproductiva) del hongo.

MONERA Grupo especial, dentro de reino Protista propuesto por Haeckel en 1866, que comprendía las bacterias; en 1956, en su sistema de clasificación de los seres vivos en cuatro reinos, Copeland reconoció a las bacterias y cianobacterias en el reino Monera, el cual es aun sostenido en los sistemas de clasificación de cinco reinos, como el de Whittaker (1959) y el de Margulis y Schwartz (1982).

PRIMORDIO Agregaciones hifales que forman estructuras semejantes a cabezas de alfiler y son el inicio del desarrollo del hongo.

PROCARIONTE Que carece de núcleo verdadero al no tener membrana que separe el material genético del citoplasma.

PROTISTA reino propuesto por Haeckel en 1866, para separar en él a la mayor parte de los organismos celulares primitivos, entre ellos los protozoarios y varios grupos de algas y hongos denominados comúnmente algas y hongos inferiores.

PROTOCTISTA reino propuesto por Copeland en 1956, basándose en el término introducido por Hogg en 1861, para incluir, con la denominación de Protoctistas, a los organismos eucariontes, abarcando a los protozoarios, algas y hongos en su totalidad. En sistemas de clasificación posteriores, como el de Whittaker (1959) y el de Margulis y Schwartz (1982), el reino Protoctista es uno de los cinco reinos, y comprende algas, protozoarios, mohos mucilaginosos, hongos acuáticos y anfibios con formas flageladas, y muchos otros organismos acuáticos parásitos; las setas y los mohos y otros hongos microscópicos, así como los líquenes quedan separados en el reino Fungí.

ANEXO I. Resultados del análisis de estadístico realizado a las eficiencias biológicas obtenidas en el segundo experimento.

TABLA 14 Análisis de varianza para identificar diferencias significativas en la eficiencia biológica acumulada durante 15 semanas para *Pleurotus eryngii* empleando el sustrato control (0).

Fuente de Variación	Suma de cuadrados	GL	Cuadrado medio	F Calculada	F Tablas	Interpretación
Semanas	100500.2	14.0	7178.6	24.0	1.81 2.30	**
Repeticiones	53809.0	6.0	8968.2	30.0	2.21 3.02	**
Error	25152.6	84.0	299.4			
Total	179461.7	104.0				

**= Existe diferencia altamente significativa entre semanas y repeticiones.

Como se encontró diferencia altamente significativa en el análisis de varianza se utilizó la prueba Duncan para identificar la semana en la que se alcanza el rendimiento máximo significativo.

TABLA 15. Prueba Duncan para el sustrato control (0).

Clasificación con el paquete estadístico SPSS							Interpretación*
Semanas de corte	EBA						
	Grupos						
	I	II	III	IV	V	VI	
1	0.0						0.0 ± 0.0 a
2		25.0					25 ± 42.7 b
3			66.8				66.8 ± 23.4 c
4			66.8				66.8 ± 23.4 c
5			82.0	82.0			82.0 ± 27.5 cd
6				94.3	94.3		94.3 ± 32.4 de
7				94.3	94.3		94.3 ± 32.4 de
8				94.3	94.3		94.3 ± 32.4 de
9				94.3	94.3		94.3 ± 32.4 de
10				95.4	95.4		95.4 ± 33.8 de
11				95.4	95.4		95.4 ± 33.8 de
12				99.4	99.4	99.4	99.4 ± 26.1 def
13					105.3	105.3	105.3 ± 27.8 ef
14					112.6	112.6	112.6 ± 26.6 ef
15						116.3	116.3 ± 28.9 f

*Letras diferentes indican diferencias estadísticamente significativas entre las semanas.

Como resultado de la Prueba Duncan el paquete estadístico reporta 6 grupos. Para identificar la semana donde se alcanza el rendimiento máximo significativo se considera la primera semana donde inicia el último grupo. Por lo tanto se concluye que el RMS para el sustrato 0 se alcanzó a la semana 12 de producción.

TABLA 16. Análisis de varianza para identificar diferencias significativas en la eficiencia biológica acumulada durante 15 semanas para *Pleurotus eryngii* empleando el sustrato 1.

Fuente de Variación	Suma de Cuadrados	GL	Cuadrado medio	F calculada	F tablas	Interpretación
Semanas	131195.387	14	9371.09907	69.407828	1.79 2.27	**
Repeticiones	28039.6546	7	4005.66494	29.6682919	2.1 2.83	**
Error	13231.4717	98	135.015017			
Total	172466.513	119				

**= Existe diferencia altamente significativa entre semanas y repeticiones.

Como se encontró diferencia altamente significativa en el análisis de varianza se utilizó la prueba Duncan para identificar la semana en la que se alcanza el rendimiento máximo significativo.

TABLA 17. Prueba Duncan para el sustrato 1.

Clasificación con el paquete estadístico SPSS				Interpretación*
Semanas de corte	EBA			
	Grupos			
	I	II	III	
1	0.0			0.0 ± 0.0 a
2		99.4		99.4 ± 21.7 b
3		99.4		99.4 ± 21.7 b
4		106.1		106.1 ± 20.7 b
5		109.3		109.3 ± 16.2 b
6			129.8	129.8 ± 22.2 c
7			129.8	129.8 ± 22.2 c
8			129.8	129.8 ± 22.2 c
9			129.8	129.8 ± 22.2 c
10			129.8	129.8 ± 22.2 c
11			132.1	132.1 ± 19.0 c
12			132.1	132.1 ± 19.0 c
13			132.1	132.1 ± 19.0 c
14			132.1	132.1 ± 19.0 c
15			132.7	132.7 ± 18.6 c

*Letras diferentes indican diferencias estadísticamente significativas entre las semanas.

Como resultado de la Prueba Duncan el paquete estadístico reporta 3 grupos. Para identificar la semana donde se alcanza el rendimiento máximo significativo se considera la primera semana donde inicia el último grupo. Por lo tanto se concluye que el RMS para el sustrato 1 se alcanzó a la 6^{ta} semana de producción.

TABLA 18. Análisis de varianza para identificar diferencias significativas en la eficiencia biológica acumulada durante 16 semanas para *Pleurotus eryngii* empleando el sustrato 2.

Fuente de Variación	Suma de Cuadrados	GL	Cuadrado medio	F calculada	F tablas	Interpretación
Semana	201386.1	15	13425.7	29.3	1.80 2.29	**
Repetición	46685.6	5	9337.1	20.4	2.34 3. 27	**
Error	34372.3	75	458.3			
Total	282444.0	95				

**= Existe diferencia altamente significativa entre semanas y repeticiones.

Como se encontró diferencia altamente significativa en el análisis de varianza se utilizó la prueba Duncan para identificar la semana en la que se alcanza el rendimiento máximo significativo.

TABLA 19. Prueba Duncan para el sustrato 2.

Clasificación con el paquete estadístico SPSS						Interpretación *
Semanas de Corte	EBA					
	Grupo					
	I	II	III	IV	V	
1	0.0					0.0 ± 0.0 a
2	0.0					0.0 ± 0.0 a
3		82.6				82.6 ± 42.3 b
4		98.9	98.9			98.9 ± 12.3 bc
5		98.9	98.9			98.9 ± 12.3 bc
6			122.8	122.8		122.8 ± 39.5 cd
7			122.8	122.8		122.8 ± 39.5 cd
8			122.8	122.8		122.8 ± 39.5 cd
9			122.8	122.8		122.8 ± 39.5 cd
10				131.5	131.5	131.5 ± 35.2 de
11				131.5	131.5	131.5 ± 35.2 de
12				141.9	141.9	141.9 ± 31.5 de
13				141.9	141.9	141.9 ± 31.5 de
14				145.5	145.5	141.9 ± 31.5 de
15				151.1	151.1	151.1 ± 33.4 de
16					152.6	152.6 ± 35.2de

*Letras diferentes indican diferencias estadísticamente significativas entre las semanas.

Como resultado de la Prueba Duncan el paquete estadístico reporta 5 grupos. Para identificar la semana donde se alcanza el rendimiento máximo significativo se considera la primera semana donde inicia el último grupo. Por lo tanto se concluye que el RMS para el sustrato 2 se alcanzó a la 10^{ma} semana de producción.

TABLA 20. Análisis de varianza para identificar diferencias significativas en la eficiencia biológica acumulada durante 11 semanas para *Pleurotus eryngii* empleando el sustrato 3.

Fuente de Variación	Suma de cuadrados	GL	Cuadrado medios	F calculada	F Tablas	Interpretación
Semana	42085.1	10	4208.5	19.2	2.35 3.37	**
Repetición	8397.5	2	4198.7	19.2	3.49 5.85	**
Error	4373.4	20	218.7			
Total	54855.9	32				

**= Existe diferencia altamente significativa entre semanas y repeticiones.

Como se encontró diferencia altamente significativa en el análisis de varianza se utilizó la prueba Duncan para identificar la semana en la que se alcanza el rendimiento máximo significativo.

TABLA 21. Prueba Duncan para el sustrato 3.

Clasificación con el paquete estadístico SPSS				Interpretación *
Semanas de corte	EBA			
	Grupos			
	I	II	III	
1	0.0			0.0 ± 0.0 a
2	0.0			0.0 ± 0.0 a
3	25.5	25.5		25.5 ± 44.2 ab
4		41.9		41.9 ± 38.8 b
5			82.6	82.6 ± 22.5 c
6			82.6	82.6 ± 22.5 c
7			82.6	82.6 ± 22.5 c
8			82.6	82.6 ± 22.5 c
9			87.2	87.2 ± 15.1 c
10			91.7	91.7 ± 21.9 c
11			99.3	99.3 ± 14.3 c

*Letras diferentes indican diferencias estadísticamente significativas entre las semanas.

Como resultado de la Prueba Duncan el paquete estadístico reporta 3 grupos. Para identificar la semana donde se alcanza el rendimiento máximo significativo se considera la primera semana donde inicia el último grupo. Por lo tanto se concluye que el RMS para el sustrato 3 se alcanzó a la 5^{ta} semana de producción.

TABLA 22 Análisis de varianza para identificar diferencias significativas en la eficiencia biológica acumulada durante 17 semanas para *Pleurotus eryngii* empleando el sustrato 4.

Fuente de Variación	Suma de Cuadrados	GL	Cuadrado medio	F calculada	F de tablas	Interpretación
Semana	260331.8	16	16270.7	65.1	1.77 2.23	**
Repetición	13401.5	5	2680.3	10.7	2.33 3.26	**
Error	19989.5	80	249.9			
Total	293722.8	101				

**= Existe diferencia altamente significativa entre semanas y repeticiones

Como se encontró diferencia altamente significativa en el análisis de varianza se utilizó la prueba Duncan para identificar la semana en la que se alcanza el rendimiento máximo significativo.

TABLA 23. Prueba Duncan para el sustrato 4.

Clasificación con el paquete estadístico SPSS							Interpretación *
Semanas de Corte	EBA						
	Grupos						
	I	II	III	IV	V	VI	
1	0.0						0.0 ± 0.0 a
2	0.0						0.0 ± 0.0 a
3	0.0						0.0 ± 0.0 a
4		66.5					66.5 ± 39.3 b
5		83.0	83.0				83.0 ± 15.1 bc
6		83.0	83.0				83.0 ± 15.1 bc
7		83.0	83.0				83.0 ± 15.1 bc
8		83.0	83.0				83.0 ± 15.1 bc
9			97.9	97.9			97.9 ± 17.3 cd
10			97.9	97.9			97.9 ± 17.3 cd
11				109.5			109.5 ± 24.0 d
12					130.0		130.0 ± 19.0 e
13					135.6	135.6	135.6 ± 25.1 ef
14					146.8	146.8	146.8 ± 24.5 ef
15					146.8	146.8	146.8 ± 24.5 ef
16						152.4	152.4 ± 20.7 f
17						152.4	154.4 ± 20.7 f

*Letras diferentes indican diferencias estadísticamente significativas entre las semanas.

Como resultado de la Prueba Duncan el paquete estadístico reporta 6 grupos. Para identificar la semana donde se alcanza el rendimiento máximo significativo se considera la primera semana donde inicia el último grupo. Por lo tanto se concluye que el RMS para el sustrato 4 se alcanzó a la 13^{va} semana de producción.

TABLA 24. Análisis de varianza para identificar diferencias significativas en la eficiencia biológica acumulada durante 16 semanas para *Pleurotus eryngii* empleando el sustrato 5.

Fuente de Variación	Suma de Cuadrados	GL	Cuadrado medio	F calculada	F Tablas	Interpretación
Semana	231303.064	15	15420.20427	53.87580339	1.79 2.27	**
Repetición	47701.15075	4	11925.28769	41.66510662	2.49 3.57	**
Error	17173.05725	60	286.2176208			
Total	296177.272	79				

**= Existe diferencia altamente significativa entre semanas y repeticiones.

Como se encontró diferencia altamente significativa en el análisis de varianza se utilizó la prueba Duncan para identificar la semana en la que se alcanza el rendimiento máximo significativo.

TABLA 25. Prueba Duncan para el sustrato 5.

Clasificación con el paquete estadístico SPSS								Interpretación *
Semanas de corte	EBA							
	Grupos							
	I	II	III	IV	V	VI	VII	
1	0.0							0.0 ± 0.0 a
2	0.0							0.0 ± 0.0 a
3	0.0							0.0 ± 0.0 a
4		91.1						91.1 ± 33.4 b
5		91.1						91.1 ± 33.4 b
6		91.1						91.1 ± 33.4 b
7		91.1						91.1 ± 33.4 b
8		102.0	102.0					102.0 ± 35.4 bc
9		105.4	105.4					105.4 ± 28.6 bc
10		105.4	105.4					105.4 ± 28.6 bc
11			118.5	118.5				118.5 ± 32.0 cd
12				131.8	131.8			131.8 ± 43.0 de
13					141.7	141.7		141.7 ± 46.3 ef
14						161.9	161.9	161.9 ± 38.7 fg
15						161.9	161.9	161.9 ± 38.7 fg
16							172.1	172.1 ± 29.4 g

*Letras diferentes indican diferencias estadísticamente significativas entre las semanas.

Como resultado de la Prueba Duncan el paquete estadístico reporta 7 grupos. Para identificar la semana donde se alcanza el rendimiento máximo significativo se considera la primera semana donde inicia el último grupo. Por lo tanto se concluye que el RMS para el sustrato 5 se alcanzó a la 14^{va} semana de producción.

TABLA 26. Análisis de varianza para identificar diferencias significativas en la eficiencia biológica acumulada durante 17 semanas para *Pleurotus eryngii* empleando el sustrato 6.

Fuente de Variación	Suma de Cuadrados	GL	Cuadrado medio	F Calculado	F tablas	Interpretación
SEMANA	132448.0	16	8278.0	28.7	1.80 2.29	**
REP	35414.1	4	8853.5	30.7	2.52 3.63	**
Error	18483.0	64	288.8			
Total	186345.2	84				

**= Existe diferencia altamente significativa entre semanas y repeticiones.

Como se encontró diferencia altamente significativa en el análisis de varianza se utilizó la prueba Duncan para identificar la semana en la que se alcanza el rendimiento máximo significativo.

TABLA 27. Prueba Duncan para el sustrato 6.

Clasificación con el paquete estadístico SPSS								
Semanas de corte	EBA							Interpretación *
	Grupos							
	I	II	III	IV	V	VI	VII	
1	0.0							0.0 ± 0.0 a
2	0.0							0.0 ± 0.0 a
3		25.5						25.5 ± 36.1 b
4		36.9	36.9					36.9 ± 35.1 bc
5		36.9	36.9					36.9 ± 35.1 bc
6		36.9	36.9					36.9 ± 35.1 bc
7			49.7					49.7 ± 19.0 c
8			61.4	61.4				61.4 ± 33.3 cd
9			61.4	61.4				61.4 ± 33.3 cd
10			61.4	61.4				61.4 ± 33.3 cd
11				78.9	78.9			78.9 ± 36.3 de
12					91.6	91.6		91.6 ± 21.7 ef
13					98.0	98.0		98.0 ± 19.4 ef
14						112.5	112.5	112.5 ± 30.0 fg
15						112.5	112.5	112.5 ± 30.0 fg
16							125.6	125.6 ± 20.4 g
17							125.6	125.6 ± 20.4 g

*Letras diferentes indican diferencias estadísticamente significativas entre las semanas.

Como resultado de la Prueba Duncan el paquete estadístico reporta 7 grupos. Para identificar la semana donde se alcanza el rendimiento máximo significativo se considera la primera semana donde inicia el último grupo. Por lo tanto se concluye que el RMS para el sustrato 6 se alcanzó a la 14^{va} semana de producción.

TABLA 28. Análisis de varianza para identificar diferencias significativas en la eficiencia biológica acumulada durante 17 semanas para *Pleurotus eryngii* empleando el sustrato 7.

Fuente de Variación	Suma de cuadrados	GL	Cuadrado medio	F calculado	F tablas	Interpretación
SEMANA	73552.02433	14	5253.716024	19.97578646	1.94 2.54	**
REP	28847.4205	3	9615.806833	36.56141731	2.83 4.29	**
Error	11046.177	42	263.0042143			
Total	113445.6218	59				

**= Existe diferencia altamente significativa entre semanas y repeticiones.

Como se encontró diferencia altamente significativa en el análisis de varianza se utilizó la prueba Duncan para identificar la semana en la que se alcanza el rendimiento máximo significativo.

TABLA 29. Prueba Duncan para el sustrato 7.

Clasificación con el paquete estadístico SPSS					
Semanas de Corte	EBA				Interpretación *
	Grupos				
	I	II	III	IV	
1	0.0				0.0 ± 0.0a
2	0.0				0.0 ± 0.0a
3		26.9			26.9 ± 36.1b
4		26.9			26.9 ± 36.1b
5		26.9			26.9 ± 36.1b
6		26.9			26.9 ± 36.1b
7		32.4			32.4 ± 38.6b
8		32.4			32.4 ± 38.6b
9		39.3			39.3 ± 45.4b
10			70.4		70.4 ± 18.5c
11			74.9		74.9 ± 10.5c
12			95.7	95.7	95.7 ± 27.6cd
13			95.7	95.7	95.7 ± 27.6cd
14			95.7	95.7	95.7 ± 27.6cd
15				106.7	106.7 ± 17.9cd

*Letras diferentes indican diferencias estadísticamente significativas entre las semanas.

Como resultado de la Prueba Duncan el paquete estadístico reporta 4 grupos. Para identificar la semana donde se alcanza el rendimiento máximo significativo se considera la primera semana donde inicia el último grupo. Por lo tanto se concluye que el RMS para el sustrato 7 se alcanzó a la semana 12^{va} de producción.

Tabla 30. Análisis de varianza para determinar si existe diferencia significativa entre los sustratos.

Fuente de variación	Suma de Cuadrados	GL	Cuadrado medio	F calculada	F tablas	Interpretación
Sustratos	21503.0	7	3071.9	3.71	2.28 3.18	**
Error	29774.7	36	827.1			
Total	51277.8	43				

** = Existe diferencia altamente significativa entre los sustratos

Como se encontró diferencia altamente significativa en el análisis de varianza se utilizó la prueba Duncan para identificar cual sustrato fue el mejor.

Tabla 31. Prueba Duncan para los sustratos

Clasificación con el paquete estadístico SPSS				
Sustrato	EBA			Interpretación*
	Grupo			
	I	II	III	
3	82.6			82.6 ± 22.5 a
7	95.7	95.7		95.7 ± 27.6 ab
0	99.4	99.4		99.4 ± 26.1 ab
6	112.5	112.5		112.5 ± 30.0 ab
1		129.8	129.8	129.8 ± 22.1 cd
2		131.5	131.5	131.5 ± 35.2 cd
4		135.6	135.6	135.6 ± 25.1 cd
5			161.9	161.9 ± 38.7 d

*Letras diferentes indican diferencias estadísticamente significativas entre las semanas.

Como resultado de la Prueba Duncan el paquete estadístico reporta 3 grupos. Para identificar los sustratos que presentan los mejores rendimientos se consideran los sustratos del último bloque.