

**UNIVERSIDAD AUTONOMA AGRARIA
ANTONIO NARRO**

DIVISIÓN DE AGRONOMIA



**Influencia de Tres Azucres en el Desarrollo de Setas (*Pleurotus
ostreatus*).**

POR:

Joel Eduardo Morales Coutiño

TESIS

Presentada como Requisito Parcial para Obtener el Título de:

Ingeniero en Agrobiología

Buenavista, Saltillo, Coahuila, México.

Marzo de 2007

**UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA
ANTONIO NARRO**

DIVISIÓN DE AGRONOMÍA



**Influencia de Tres Azucares en el Desarrollo de Setas (*Pleurotus
ostreatus*).**

POR:

Joel Eduardo Morales Coutiño

TESIS

**Que somete a consideración del H. Jurado examinador
como Requisito Parcial para Obtener el Título de:**

Ingeniero en Agrobiología

APROBADA

**MC. Felipa Morales Luna
Presidente del Jurado**

**Biol. Sofía Comparan Sánchez
Sinodal**

**Biol. Miguel Agustín Carranza Pérez
Sinodal**

**MC. Arnoldo Oyervides García
Coordinador de la División de Agronomía**

**Buenavista, Saltillo, Coahuila, México.
Marzo de 2007**

RESUMEN

Los hongos son organismos carentes de clorofila, de soma o cuerpo verdadero, generalmente filamentosos, provisto de paredes celulares y núcleos verdaderos y reproducción por medio de esporas. No pueden elaborar sus propios alimentos orgánicos como azúcares, almidones, proteínas y grasas, por tal razón, deben vivir en residuos vegetales o animales en forma saprófita, parásita o simbiótica y están formados por numerosos hilos finísimos o filamentos (hifas) cuyo conjunto se denomina micelio.

El presente trabajo se estableció con un diseño completamente al azar de cuatro tratamientos y cuatro repeticiones con un total de 16 unidades experimentales; T1: 100% sorgo (testigo), T2: Miel de abeja, T3: Miel de Maíz, T4: Azúcar de mesa.

Los resultados que se obtuvieron son los siguientes para el diámetro de píleo el mejor tratamiento fue el de miel de maíz (T3) con una media de 6.24cm, para la variable diámetro de pie el mejor tratamiento fue el de miel de maíz (T3) con una media de 1.09mm, en la altura de pie el mejor tratamiento fue el de miel de maíz (T3) con una media de 4.97cm, en peso fresco el mejor tratamiento fue el de miel de abeja (T2) con una media de 324.12gr y en Eficiencia Biológica el mejor tratamiento fue el de miel de abeja (T2) con un resultado de 80.17%.

INDICE

INDICE DE CUADROS	i
INDICE DE GRAFICAS	i
INDICE DE FIGURAS	i
I. INTRODUCCIÓN	01
1.1 OBJETIVOS.....	03
1.2 HIPOTESIS.....	03
II. REVISIÓN DE LITERATURA	04
2.1 Definición de hongos y setas.....	04
2.2 Historia de los hongos en México	05
2.3 Morfología de las setas.....	05
2.3.1 La cutícula.	06
2.3.2 El Píleo	06
2.3.3 El Himenio	07
2.3.4 El Pié	08
2.3.5 El Anillo.....	08
2.3.6 La Volva.....	09
2.4 Biología de <i>Pleurotus ostreatus</i>	09
2.4.1 Descripción botánica.....	09
2.4.2 Taxonomía de <i>Pleurotus Ostreatus</i> según Romero (1993).....	10
2.4.3 Ciclo de reproducción del <i>Pleurotus ostreatus</i>	10
2.4.4 Hábitat natural del <i>Pleurotus ostreatus</i>	11
2.4.5 Estructura de <i>Pleurotus ostreatus</i>	11
2.5 Importancia del <i>Pleurotus ostreatus</i>	12
2.5.1 Importancia medicinal de los hongos.....	12
2.6 Producción mundial de los hongos comestibles	13
2.6.1 Producción nacional de <i>Pleurotus ostreatus</i>	14
2.6.2 Localización de la producción de hongos en el país.....	14
2.6.3 La importancia del <i>Pleurotus ostreatus</i> en el mercado	14
2.6.4 Valor nutritivo del <i>Pleurotus ostreatus</i>	15
2.7 Sustratos para el cultivo de Hongos	15
2.7.1 Eficiencia biológica	15
2.7.2 Sustratos utilizados en México en el cultivo de <i>Pleurotus spp.</i>	16

2.8 Descripción del Sorgo (<i>Sorghum vulgare</i>).....	18
2.8.1 Azúcares.....	19
2.9 Preparación del sustrato.....	21
2.9.1 Pasteurización:	21
2.9.2 Siembra o inoculación del sustrato	23
2.9.3 Incubación del micelio en el sustrato	24
2.9.4 Crecimiento y desarrollo de los carpóforos.....	25
2.9.5 Cuidados durante la siembra y la incubación	27
2.9.6 La cosecha	28
2.10 Plagas y enfermedades del <i>Pleurotus ostreatus</i>	19
2.10.1 Plagas.....	30
2.10.2 Enfermedades.	31
2.10.3 Anomalías no parasitarias	34
2.10.4 Medidas generales de higiene	35
III. MATERIALES Y METODOS.....	37
3.1 Descripción de las instalaciones.....	37
3.2 Materiales	37
3.3 Establecimiento del trabajo experimental.	37
3.4 Variables evaluadas.....	38
3.5 Análisis estadístico.	39
3.6 Procedimiento.....	40
IV RESULTADOS Y DISCUSIONES	42
4.1 Análisis de varianza	42
V. CONCLUSIONES	48
VI. LITERATURA CITADA.....	49
VII ANEXOS.....	55

INDICE DE CUADRO

Cuadro 2.1 Producción mundial de hongos comestibles cultivados en 1986 y 1997.....	13
Cuadro 2.2 Composición química del sorgo.....	19
Cuadro 2.3 Principales monosacáridos	20
Cuadro 2.4 Componentes más usuales de la miel.	21
Cuadro 3.1 Proporciones paja de sorgo utilizado para cada repetición en el experimento.	38
Cuadro 3.2 Proporciones de azúcares en los tratamientos	38
Cuadro 3.3 Cuadro para el análisis de varianza.	39
Cuadro 4.1 Análisis de varianza para diámetro de píleo.....	42
Cuadro 4.2 Medias para diámetro de píleo.....	42
Cuadro 4.3 Análisis de varianza para diámetro de pie.....	43
Cuadro 4.4 Medias para diámetro de pie.....	44
Cuadro 4.5 Análisis de varianza para altura de pie.....	45
Cuadro 4.6 Medias para altura de pie con un nivel de significancia de 0.05...45	
Cuadro 4.7 Análisis de varianza para peso fresco.....	46
Cuadro 4.8 Medias para peso fresco.....	46
Cuadro 4.9 Resultados obtenidos Eficiencia Biológica.....	47

INDICE DE GRAFICAS

Grafica 1. Diámetro promedio del Píleo de <i>Pleurotus ostreatus</i>	43
Grafica 2. Diámetro promedio de Pie de <i>Pleurotus ostreatus</i>	44
Grafica 3. Altura de Pie de <i>Pleurotus ostreatus</i>	45
Grafica 4. Peso fresco hongo.....	46
Grafica 5. Eficiencia Biológica de <i>Pleurotus ostreatus</i>	47

INDICE DE FIGURAS

Figura 2.1 Seta (<i>Pleurotus ostreatus</i>).....	06
Figura 3.1 Bolsa en producción de <i>Pleurotus ostreatus</i>	41

AGRADECIMIENTOS

A DIOS por darme la persona que soy, la familia que tengo, por estar en este tiempo, por haber concluido la estancia universitaria, por todo...

A la UAAAN por los conocimientos aportados en mi estancia universitaria.

Gracias a los que colaboraron en la realización de este trabajo.

A la MC. Felipa Morales Luna, por aportarme las bases para el cultivo de *Pleurotus ostreatus*, y asesorías en la realización de este trabajo.

A la Biol. Sofía Comparan Sánchez, por el apoyo y asesorías, para el desarrollo de este trabajo.

A el Biol. Miguel Carranza Pérez, por su amistad y apoyo en mi estancia universitaria, por la asesoría en la realización de este trabajo.

Al Dr. Conrado Soto Velasco, por su amistad y aportarme conocimientos del cultivo de *Pleurotus ostreatus*.

A los que contribuyeron en mi formación académica.

“DEDICATORIAS”

A MIS PADRES

Otila Coutiño Fonseca
Bernardo Morales Velasco.

Por apoyarme en todos momentos, por formar una grandiosa familia.

A MIS HERMANAS

Ociel Morales Coutiño
Gabriela Morales Coutiño
Nely Morales Coutiño
Clara Morales Coutiño

Por ser las mejores hermanas que tengo.

A MIS CUÑADOS

Angel Rueda
Ediberto Cruz
Jesús Grajales
Alberto Roldan

A MIS SOBRINOS

Angel Rueda Morales
Jose Rueda Morales
Alberto Rueda Morales
Eric Cruz Morales

A MIS SOBRINAS

Gabriela Rueda Morales
Joanna Grajales Morales
Iliana Roldan Morales

A mis compañeros de la UAAAN.

I. INTRODUCCIÓN

La producción mundial de hongos comestibles se ha incrementado más de 14 veces en 30 años, desde 350 mil toneladas en 1985 hasta cerca de 4'909, 000 toneladas en 1994. La mayor parte de este incremento ocurrió durante los últimos 15 años, en los cuales también se observó un considerable cambio en los géneros cultivados.

De todos los países hispanoparlantes, España es el mayor productor de *Pleurotus* spp, en 1998 este país produjo aproximadamente 11,640 ton (alrededor del 1.5% del total mundial), lo que representó cerca de tres veces la producción total de todas las demás naciones americanas, incluyendo Estados Unidos, Canadá, México y Brasil. Los incrementos de la producción de *Pleurotus* spp. En España han alcanzado un promedio de 6.2% anual desde 1996 (Pardo, 1999).

El cultivo de *Pleurotus ostreatus* en México inició en 1974 en la población de Cuajimalpa, durante el periodo 1990 – 1997 se observó en México un incremento en la producción de dicha especie superior al 400%. En este último año se estimó una producción de 1825 toneladas, lo cual significó un nivel de producción comercial de unas 5 ton/día. Por esta razón se ha considerado a México como el principal productor de América.

Los substratos utilizados en este país suelen variar, aunque los más frecuentes son el olote, el tamo y el rastrojo de maíz, las pajas, y la pulpa de café, pastos, cáscara de arroz, y lirio acuático entre otras. La elección depende de la disponibilidad. Las cepas utilizadas son principalmente de la especie *P. ostreatus*, las cuales pueden ser de origen nacional o extranjero.

El sorgo pertenece a la familia de las gramíneas, se desarrolla bien en terrenos alcalinos, sobre todo las variedades azucaradas que exigen la presencia en el suelo de carbonato cálcico, lo que aumenta el contenido en sacarosa de tallos y hojas, en su composición química contiene 16.0 de

lignina, que es un polímero esencial para el desarrollo y crecimiento de los hongos.

Los carbohidratos se encuentran entre las fuentes de carbono preferidas por las especies de *Pleurotus*. La glucosa, la manosa y la galactosa son buenos sustratos para esta especie.

El desarrollar tecnologías a nivel del uso de diferentes azúcares para el desarrollo de los hongos, permite obtener buenos resultados en el crecimiento y rendimiento de los hongos.

1.1 OBJETIVOS

- Probar diferentes azúcares en el cultivo del *Pleurotus Ostreatus*.
- Determinar la Eficiencia Biológica del sorgo mediante la aplicación de azúcares.

1.2 HIPOTESIS

- Existe diferencia de la Eficiencia Biológica mediante la aplicación de una azúcar.

II. REVISIÓN DE LITERATURA

2.1 Definición de hongos y setas.

Los hongos son organismos carentes de clorofila, de soma o cuerpo verdadero, generalmente filamentoso, provisto de paredes celulares y núcleos verdaderos y reproducción por medio de esporas. No pueden elaborar sus propios alimentos orgánicos como azúcares, almidones, proteínas y grasas, por tal razón, deben vivir en residuos vegetales o animales en forma saprófita, parásita o simbiótica (Romero, 1996) y están formados por numerosos hilos finísimos o filamentos (hifas) cuyo conjunto se denomina micelio (García, 1998).

A causa de la ausencia de clorofila, los hongos no pueden asimilar directamente los elementos necesarios para la constitución de sus tejidos ejemplo el carbono; por eso se ven obligados a tomarlo de otras sustancias que lo contienen, sobre todo combinado en la forma de hidratos de carbono. Así unos viven sobre seres vivos, animales o vegetales, de los cuales toman los elementos que necesitan; los llamados “hongos parásitos”. Otros viven sobre sustancias orgánicas inertes o muertas, sobre restos de vegetales; son los “hongos saprófitos” (Lizán, 1967).

Una seta es la parte fértil (carpóforo) de ciertos hongos superiores, algo parecido como el “fruto” de los hongos porque en ellos albergan sus elementos reproductivos que son las esporas (Perala, 1973).

2.2 Historia de los hongos en México

En México desde la época prehispánica los hongos han sido de gran importancia para el hombre, utilizándolos como alimentos, medicinas, amuletos, drogas e incluso para ritos religiosos. En la actualidad existen algunas empresas dedicadas al cultivo de *Agaricus bisporus* y *Pleurotus ostreatus*, conocidos en el mercado como champiñón y setas respectivamente. Aunque no se cuenta con cifras exactas y periódicas, se puede considerar que a nivel nacional el volumen de estas especies rebasa las 23 toneladas diarias de hongos frescos (CONACYT, 1991).

En América latina y especialmente en México, el cultivo de hongos se encuentra muy poco desarrollado a pesar de la potencialidad que existen la región para cultivar hongos que se desarrollan en forma silvestre; en las regiones boscosas de México crecen alrededor de 200 especies de hongos comestibles, los cuales se desarrollan cada año de manera abundante en la época de lluvias y son aprovechados en su mayoría por diversos sectores de la población indígena y mestiza del país. (Villaseñor, 1997).

2.3 Morfología de las setas

A partir del micelio subterráneo se forma una masa esférica llamado primordio o huevo; el cual al romperse por la presión interior, deja salir el sombrero y parte superior del pie de la fruta seta, para finalmente, al término del desarrollo, dar lugar a una seta cuyas partes constituyentes son: sombreros (o píleos), escamas, cutícula, himenio, pie (estípite), anillo y volva. (Diego, 1979; Guzmán, 1980). Figura 3.

Figura 2.1 Seta (*Pleurotus ostreatus*)



2.3.1 La cutícula.

Es la membrana exterior que cubre al sombrero y pié. Esta formada por unas capas de células o por una red compacta de filamentos hifales; puede tener o no sustancias colorantes almacenadas que son las que le dan esa viveza de colores tan espectacular en algunas setas. Por lo general estos pigmentos son fácilmente degradados por la acción de la luz o arrastrados por el agua. La cutícula puede ser lisa, rugosa, seca, viscosa; esta fuertemente adherida al sombrero o es fácilmente separable del mismo, puede tener estrías, surcos o círculos concéntricos, escamosas (Diego, 1979).

2.3.2 El Píleo

El píleo, también llamado sombrero, es la parte mas ancha de la seta, situada encima del pie, presentando diversas formas como: esférico en el caso del genero *Bovista*; acopados en *Aleuria*; cónicos en *Conocybe*; acampados en *Panaeolus*; mamelonados o mamiformes en *Melanoleuca*; hemisféricos en *Stripharia*; convexos en *Amanita*; aplanados en *Legistanuda*, embudados en *Cantharellus* y ramificados en *Ramaria* (Diego, 1979).

La estructura de los hongos superiores es muy variada. Puede estar formada por una trama de filamentos entrecruzados de manera irregular y todos semejantes. En otros casos esta trama tiene una estructura regular generalmente radial (Diego, 1979).

2.3.3 El Himenio

El himenio se localiza en la parte inferior del carpóforo y adopta unas formas muy concretas, que permitan la libre caída de las esporas, a la vez que ofrezcan la mayor superficie en el menor espacio. Tales formaciones pueden ser laminillas radiales, tabiques laberintiformes, tubitos paralelos, tubitos paralelos abiertos por abajo, simples poros o alvéolos, agujones carnosos (García, 1976).

Himenóforo se denomina a la parte del carpóforo que sostiene al himenio; siendo el himenio la zona donde se encuentran localizadas las esporas de origen sexual, sus características son importantes en la identificación. El mas simple puede ser liso como en *Peziza*; formando pliegues como en *Cantharellus*; en láminas como en *Agaricales*, en púas o agujones como en *Sarcodón*, en tubos como en *Boletus* (Perala, 1973; Diego, 1979).

La disposición del himenóforo puede estar distanciado del pié, pero sin tocar a este, se nombra por separado; puede esta confluyente con el pié, pero sin tocar a este, se dice entonces que es libre, se puede disponer en contacto con el pié, de tal forma que este contacto no exceda la anchura normal del himenóforo, siendo aquí adherido; a veces presenta un entrante en la proximidad del pié, siendo por lo demás parecido al anterior, llamándose en este caso escotado; por ultimo se puede aparecer recubriendo una gran parte del pié y se llama decurrente. (Diego, 1979; Guzmán, 1980).

2.3.4 El Pié

El pié es la parte de la seta que sostiene al sombrero, también llamado estípote. Está formado por hifas dispuestas generalmente en haces paralelos, aunque también pueden estar entrecruzados sin orden alguno. En cuanto a su estructura, lo más general es que sea fibrosa, pero a veces puede aparecer como granulosa, tal es el caso de las *Rusulas*. Finalmente puede ser el pié frágil o elástico y estar fusionado con el sombrero o por el contrario, quedar relativamente independizado, siendo en este caso fácilmente separable (Diego, 1979).

Este órgano varía de unas especies a otras; generalmente es cilíndrico, pero en algunas especies aparece abultado en su parte inferior y recibe el nombre “Pie claviforme” (*Cantharellus*). Si está hinchado en forma de bulbo, se llama “Pie bulboso” (*Cortinarius*); si es más grueso en el centro que en los extremos; es el pie ensanchado (*Boletus*). Si es sólo está atenuado en el extremo interior, que se prolonga en forma de raíz, nos encontramos ante el “Pie radial o radicante” (*Oudemansiella*). El pié puede ser simple o ramificado, en su parte exterior es más dura que la parte central, que es algodonosa y se destruye fácilmente. La superficie exterior del pie puede ser lisa o estar adornada con escamas, fibras, pelos o granulaciones. (Lizan, 1967).

2.3.5 El Anillo

Es la parte residual procedente del “velo interno”, también llamado velo parcial. Este velo se sitúa debajo del sombrero y se presenta, la mayoría de las veces, como una fina película que cubre el himenio en los ejemplares jóvenes (Diego, 1979).

Algunas setas, al nacer tienen una membrana entre el borde del sombrero y la zona media del pié, para proteger al himenio. Al desarrollarse

el sombrero se rompe la membrana quedando los residuos alrededor del pié y es lo que se llama anillo (Perala, 1973).

En *Boletus flavus*, al romperse la unión entre el borde del sombrero y el pié, el borde del sombrero el que se deja parte sobre el pié, dando lugar a un anillo. En *Lentinus tigrinus* el anillo tiene su origen en los tejidos del pié, mientras que en *Boletus flavus* el anillo tiene su origen en los tejidos del borde del sombrero (Lizán, 1967).

2.3.6 La Volva

En etapa de “Primordium” cuando esta alcanza el aspecto de un huevo, si se le da un corte longitudinal, observamos la presencia de una envoltura externa, bastante espesa, de color blanco que rodea al ejemplar completamente. Esta envoltura recibe el nombre de “volva”. En el interior de esta envoltura se reconocen las diferentes partes del hongo adulto, el sombrero y el pié, está soldado por la parte inferior a la volva. Durante el crecimiento del hongo, el pié y el sombrero lo hacen más de prisa que la volva y como consecuencia, al no poder seguir en su desarrollo a aquellos, la volva se desgarrar por la parte superior y queda como una bolsa alrededor de la base del pie, dejando libre el sombrero. No todos los hongos están provistos de volva (Lizán, 1967).

2.4 Biología de *Pleurotus ostreatus*

2.4.1 Descripción botánica

Sombreros carnosos, convexos o casi aplanados, en forma de concha, de 5 a 20 cm, generalmente en grupos imbricados, insertos por un costado a través de un pie lateral rudimentario. Superficie lisa, de color muy variable, desde gris o pardo ahumado, pardo – violáceo o pizarra,

palideciendo y poniéndose ocre o amarillento de viejo. El borde es muy convexo al principio e encorvado. Las laminas decurrentes, anchas, espaciadas, desiguales, blanquecinas luego de color marfil (Figura 5). Esporas pálidas, en cierto tono gris rosado, largas, casi cilíndricas, de 7 a 11.5 por 3 a 5.6 micras. La carne es blanca, gruesa, tierna de joven, de olor y sabor agradables y comestibles. El pié es corto, lateral, grueso, a menudo casi nulo, firme, blanco, generalmente con la base aterciopelada (García, 1976 y 1998).

2.4.2 Taxonomía de *Pleurotus ostreatus* según Romero (1993).

Subdivisión: Eumicotina

Clase: Basidiomycetes

Subclase: Homobasidiomicetidae

Orden: Agaricales

Familia: Agaricaceae

Genero: *Pleurotus*

Especie: *Ostreatus*

Nombre científico: ***Pleurotus ostreatus***

2.4.3 Ciclo de reproducción del *Pleurotus ostreatus*

En los hongos existen dos fases de desarrollo que son la vegetativa o miceliar y la fase de fructificación; la fase de fructificación; la fase miceliar empieza con la liberación de las esporas, después germinan originando un micelio primario llamado monocarión; éste se fusiona con otro micelio monocarión compatible por medio de la **plasmogamia**, dando origen a un micelio secundario o dicarión (se caracterizan por tener células con dos núcleos haploides y fíbulas en los septos de las hifas). Las fíbulas son estructuras especializadas que permiten el intercambio de núcleos entre cada compartimento hifal. La segunda fase se conoce como **cariogamia**;

sucede cuando el micelio binucleado se desarrolla y se forman uno o varios cuerpos fructíferos en los cuales en su himenio terminará la reproducción sexual con la formación de basidiosporas en los basidios (Velásquez, 1995).

2.4.4 Hábitat natural del *Pleurotus ostreatus*

Crece en grandes conjuntos sobre troncos tirados o árboles en zonas tropicales, subtropicales o bosque de pino y encino; en jardines, a veces sobre chopos, sauces y fresnos (Guzmán, 1980).

En México se encuentra naturalmente en el bosque tropical perenifolio; en este bosque pueden distinguirse tanto los hongos lignícolas así como los humícolas, se escasean los hongos formadores de ectomicorrizas y predominan las endomicorrizas de tipo vesículo ardsular (Rzedowski, 1988).

El *Pleurotus ostreatus* causa daño considerable puesto que es parásito de los árboles de madera dura especialmente del haya (*Fagus sp.*), se le encuentra durante todo el año, tiende a ser resistente (Seymour, 1979). Se presentan casi todo el año, sobre tocones y troncos en su mayoría en latifoliadas o frondosas (García, 1976).

2.4.5 Estructura de *Pleurotus ostreatus*

La formación de las setas se debe a la congelación, compactación, ramificación, ensanchamiento, gelatinización y engrosamiento de la pared celular de las hifas del micelio; esto quiere decir, que el cuerpo fructífero está formado por hifas provenientes del micelio vegetativo y posteriormente se transforma en micelio reproductor.

En cuanto a la posición de las hifas en el estípite de la seta, tanto en el “tejido” interno como en el externo, están acomodadas verticalmente, a

diferencia de que las células de la superficie se alargan para formar estructuras semejantes a pelos.

El himenio (o láminas), está compuesto por basidios apretados, junto con otras células llamadas basidiolos y cistidios. En la zona de la trama, las células son largas y corren longitudinalmente en el centro de la lámina desde el píleo hasta el borde de la misma (López, 1995).

2.5 Importancia del *Pleurotus ostreatus*

Debido a que los hongos viven de la descomposición de la materia orgánica en sus distintas formas, incluyendo la basura, la hojarasca, troncos y otros sustratos, estos organismos constituyen la clave para la reincorporación de los materiales orgánicos en el suelo, favoreciendo así la formación o el enriquecimiento de los suelos. Por otra parte, hay en los bosques de coníferas y de encinos, infinidad de hongos que viven asociados con las raíces de los árboles, ayudándose así mutuamente a elaborar los nutrientes (Guzmán y Martínez, 1985).

2.5.1 Importancia medicinal de los hongos

En la actualidad a través de las setas se siguen buscando alternativas para la cura de algunas enfermedades mortales, como el cáncer, la diabetes e incluso el SIDA, de cuyas investigaciones se ha obtenido que las setas desactivan virus, estimulan el sistema inmunológico, impiden la formación de coágulos en la sangre, previenen el cáncer en los animales y reduce el colesterol en la sangre. Las setas que han sido comprobadas para utilizarlas en las practica alternativa de la medicina son: el Shittake (*Lentinus edodes*), el Rishi (*Ganoderma lucidum*), entre otros. El *Pleurotus ostreatus* tiene importancia medicinal en que combate tumores en los animales (Cruz, 2000).

2.6 Producción mundial de los hongos comestibles

El cultivo de las setas ocupó en 1997 el tercer lugar de la producción mundial de hongos comestibles, detrás de Shiitake (*Lentinus edodes*) y del Champiñón (*Agaricus bisporus*).

La Republica Popular de China es el mayor productor de hongos comestibles (3.9 millones de toneladas, cerca de 64 por ciento de el suplemento mundial), (Chang 1999).

Cuadro 2.1 Producción mundial de hongos comestibles cultivados en 1986 y 1997.

Species	Fresh weight (x 1,000 t)				Increase (%)
	1986		1997		
<i>Agaricus bisporus</i>	1,227	(56.2%)	1,956	(31.8%)	59.4
<i>Lentinula edodes</i>	314	(14.4%)	1,564	(25.4%)	398.1
<i>Pleurotus spp.</i>	169	(7.7%)	876	(14.2%)	418.3
<i>Auricularia spp.</i>	119	(5.5%)	485	(7.9%)	307.6
<i>Volvariella volvacea</i>	178	(8.2%)	181	(3.0%)	1.7
<i>Flammulina velutipes</i>	100	(4.6%)	285	(4.6%)	130.0
<i>Tremella fuciformis</i>	40	(1.8%)	130	(2.1%)	225.0
<i>Hypsizygus marmoreus</i>	—	—	74	(1.2%)	—
<i>Pholiota nameko</i>	25	(1.1%)	56	(0.9%)	124.0
<i>Grifola frondosa</i>	—	—	33	(0.5%)	—
Others	10	(0.5%)	518	(8.4%)	5,080.0
Total	2,182	(100.0%)	6,158	(100.0%)	182.2

Fuente: Chang (1999)

2.6.1 Producción nacional de *Pleurotus ostreatus*

Recientemente se ha observado en México un interés por la producción comercial de hongos comestibles, en la actualidad existen algunas empresas dedicadas al cultivo de *Agaricus bisporus* y *Pleurotus ostreatus* conocidos en el mercado como Champiñón y Seta respectivamente. Aunque no se cuenta con cifras exactas y periódicas se puede considerar que a nivel nacional, el volumen de producción de estas especies rebasa los 54.8 toneladas diarias de hongos frescos (CONACYT, 1991).

2.6.2 Localización de la producción de hongos en el país

La producción comercial de hongos en México, se localiza en los estados de Veracruz, Puebla, Tlaxcala, Estado de México, Hidalgo, Morelos, Michoacán, Guanajuato y Jalisco; siguiendo una franja geográfica que se extiende desde el centro de Veracruz, terminando hasta Michoacán. Algunos elementos que permitirán explicar la distribución de la producción de hongos comestibles en tal arreglo geográfico son: La tradición micófaga y la existencia de mercados regionales localizados; la presencia de climas propicios para los hongos; y la existencia de centros de investigación en varios estados antes mencionados, que han actuado como núcleos de difusión del conocimiento micológico (Villegas, 1996).

2.6.3 La importancia del *Pleurotus ostreatus* en el mercado

Tiene diferentes presentaciones como producto fresco en el mercado; a granel o en pequeños contenedores de cartón o plástico. Se comercializa generalmente, en cuatro presentaciones: en racimos, como setas seleccionadas grandes, pequeñas y como hongos de pequeñas clases (Villegas, 1996).

2.6.4 Valor nutritivo del *Pleurotus ostreatus*

En cuanto al valor nutritivo hay que mencionar que su contenido de agua es muy alto (90 a 95), aumentando con la edad y disminuyendo por estancia en el frigorífico. Podemos decir que en 100 gr. De *Pleurotus ostreatus* fresco hay a demás del agua 0.2 a 0.3 gr. de grasas, 0.5 a 1 gr. de compuestos minerales (García, 1985).

El contenido de fibra dietética aproximado en los cuerpos fructíferos secos de esta seta es 11% de celulosa, 47% de fibra total y 28% de hemicelulosa. Además contiene 367 kilocalorías, 10% de proteína cruda, 81% de carbohidratos y 15% de cenizas (Andrade, 1995).

2.7 Sustratos para el cultivo de Hongos

El material sobre el cual el micelio crece es denominado “sustrato”. Las propiedades (físico – químicas) de un sustrato determinan qué hongos (y qué microbios) pueden crecer en él. Es importante mencionar que algunos hongos pueden usar un rango amplio de sustratos, mientras que otros son muy selectivos. La selectividad de un sustrato depende de los nutrientes disponibles en él, su acidez, la actividad microbiana que soporta, su capacidad de aireación, su contenido de agua, etc. (López, 1995).

2.7.1 Eficiencia biológica

Beltrán *et al.* (1995) y Naranjo, (1995) coinciden en que el rendimiento de los sustratos, está en función del peso fresco de hongos por cada parte del peso seco del sustrato, esto es lo que se conoce como Eficiencia Biológica.

$$\text{Eficiencia Biológica (EB)} = \frac{\text{Peso del hongo fresco (PHF)}}{\text{Peso del sustrato seco (PSS)}} \times 100$$

El cálculo de la materia seca se realiza con la siguiente fórmula:

PSS= Peso húmedo del sustrato – peso seco del sustrato

2.7.2 Sustratos utilizados en México en el cultivo de *Pleurotus spp.*

Utilizó como sustrato el zacate buffel (*Cenchrus ciliaris*), viruta de encino (*Quercus sp.*) y bagazo de henequén (*Agave fourcroydes*) en el cultivo del hongo comestible (*Pleurotus djamour*). Estableció 4 tratamientos: El T1 Zacate buffel más papel periódico y se agregó como suplemento 15 gramos de harina de trigo obtuvo una Eficiencia Biológica (EB) de 58.7%; T2: Zacate buffel se agregó 15 gramos de trigo obtuvo una EB de 54.1%; T3: Viruta de encino más 24 gramos de levadura, 22 gramos de harina de maíz, 9 gramos de fosfato de calcio obtuvo una EB de 26%; T4: Bagazo de henequén, más como suplemento 15 gramos de nitrato de amonio obtuvo 0%. Gaitán (1993)

Utilizaron los residuos de orégano en el cultivo de *Pleurotus ostreatus* después de la destilación para la extracción de aceite esencial. La producción alcanzó una EB del 117.31%. La temperatura máxima durante el cultivo fue de 24° C con un mínimo de 19° C. Téllez *et al.* (1991) citado por Rodríguez (1996).

Utilizo la vaina del frijol en el cultivo de *P. ostreatus*, se obtuvo una eficiencia biológica fue de 75% con un total de 3 cortes. Bautista *et al.* (1991) citado por Rodríguez (1996)

Utilizaron el bagazo de henequén fermentado, en el cultivo de *Pleurotus ostreatus* obteniendo una eficiencia biológica de 51.46%. Burgos *et al.* (1993) citado por Rodríguez (1996)

Utilizaron como sustratos en el cultivo de *Pleurotus ostreatus*, la cáscara del cacahuete (*Arachis hypogea*), la hoja seca del maíz (*Zea mays*

L.) mezclándose con una relación de 2:1. La cáscara de cacahuate logró una EB de 85.44%, la hoja seca de maíz obtuvo una EB de 144.85% y la mezcla en relación 2:1 alcanzó 95% de EB. Bernabé *et al.* (1994) citado por Rodríguez (1996)

Utilizaron rastrojo de haba, rastrojo de frijol y paja de cebada en el cultivo de *Pleurotus ostreatus* con 2 cepas (CP-15 y CP-26). La EB en rastrojo de haba fue de 99.8 a 137.6%, de 113.5 a 118.0% en rastrojo de frijol, y de 62.9 a 78.1% en la paja de cebada. Sobal *et al.* (1993)

Elaboraron dos mezclas en porciones 1:1 con bagazo de caña de azúcar, más paja de cebada y bagazo de caña con pulpa de café utilizando una cepa (CP-15). En la primera mezcla se obtuvo una EB del 65 % con un total de dos cortes, en la segunda del 97% con un total de cuatro cortes y en el bagazo de caña puro, la EB fue de 14.15% concluyendo que las mezclas fueron mejores que el de bagazo de caña. Martínez *et al.* (1990)

Cultivaron *Pleurotus ostreatus* utilizando pulpa de cárdamo (*Elettaria cardamomum*) de la familia Zingibetaceae como sustrato, obteniendo una EB de 113.64%. Morales *et al.* (1987)

Utilizó bagazo del Agave tequilero como sustrato en el cultivo de *Pleurotus ostreatus* y *P. ostreatus* var. *florida*, obteniendo un EB de 60.2% en *P. ostreatus* y del 64.7% en la variedad *florida*. Guzmán, (1987)

Usaron corteza de pino mezclado con paja de frijol en el cultivo de *Pleurotus* spp. mezclándolos en diferentes porcentajes mediante seis tratamientos. El T1 fue de 100% paja más 0% corteza, obteniendo una EB de 150%; en el T2 se mezcló 80% paja más 20% corteza, resultando una EB de 128%; en el T3 se combinó 60% paja más 40% de corteza, obteniendo una EB del 88%; en el T4 la mezcla fue de 40% paja más 60% corteza, obteniendo 50% de EB; en el T5 la combinación fue 20% paja más 80% corteza obteniendo una EB de 18.4%; y por ultimo T6 fue de 100% corteza resultando un 7.3% de EB. Naranjo *et al.* (1998).

Probaron la fibra del fruto de coco (*Cocos nucifera*) en el cultivo de *Pleurotus ostreatus* mezclándolo con la pulpa de café en proporciones de 1:1 y 1:2, con diferentes periodos de fermentación; en la fibra de coco la EB fue de 80.6%; para la proporción 1:1 la máxima EB fue de 120.5% a los 5 días de fermentación; y para la proporción 1:2 la EB fue de 152% a los tres días de fermentación. Bernabé *et al.* (1993) citados por Rodríguez (1996

Obtuvieron una eficiencia biológica de 17.51% en pulpa de café considerándose como buena para la producción en especies de *Pleurotus*. Martínez *et al.* (1988) citados por Gaitán (1993)

2.8 Descripción del Sorgo (*Sorghum vulgare*).

El sorgo pertenece a la familia de las gramíneas. Las especies son el *Sorghum vulgare* y el *Andropogum sorgum sudanensis*, el sorgo tiene una altura de 1 a 2 metros. Tiene inflorescencias en panojas y semillas de 3 mm, esféricas y oblongas, de color negro, rojizo y amarillento. Tiene un sistema radicular que puede llegar en terrenos permeables a 2 m de profundidad. Las flores tienen estambres y pistilos, pero se han encontrado en Sudán sorgos dioicos.

El sorgo se utiliza para producir grano que sirve para la alimentación del ganado, y también para el forraje, el valor energético del grano de sorgo es un poco inferior al del maíz. Se puede estimar como media 1,08 UF/kg. Comparándolo con el grano de maíz, el de sorgo es generalmente un poco más rico en proteínas, pero más pobre en materia grasa; como las de maíz, son de un valor biológico bastante débil; son particularmente deficitarias en lisina.

Cuadro 2.2 Composición química del sorgo.

Planta	Materia seca	Proteína cruda	Grasa cruda	Fibra cruda	Ceniza	Celulosa	Lignina
Sorgo	24.25%	5.4%	4.4%	27.3%	8.07%	29.0%	16.0%

Fuente: Nordquist y Rumery 1967.

Las exigencias en calor del sorgo para grano son más elevadas que las de maíz. Para germinar necesita una temperatura de 12 a 13 °C, por lo que su siembra ha de hacerse de 3 a 4 semanas después del maíz. El crecimiento de la planta no es verdaderamente activo hasta que se sobrepasan los 15 ° C, situándose el óptimo hacia los 32 ° C.

El sorgo resiste la sequía más que el maíz. Es capaz de sufrir sequía durante un periodo de tiempo bastante largo, y reemprender su crecimiento más adelante cuando cesa la sequía. Por otra parte, necesita menos cantidad de agua que el maíz para formar un kilogramo de materia seca.

Se desarrolla bien en terrenos alcalinos, sobre todo las variedades azucaradas que exigen la presencia en el suelo de carbonato cálcico, lo que aumenta el contenido en sacarosa de tallos y hojas. Prefiere suelos sanos, profundos, no demasiado pesados, aporta algo la sal.

2.8.1 Azúcares

Azúcares: Se caracterizan por su sabor dulce. Pueden ser azúcares sencillos (monosacáridos) o complejos (disacáridos). Están presentes en las frutas (fructosa), leche (lactosa), azúcar blanco (sacarosa), miel (glucosa + fructosa), etc.

Los monosacáridos son sólidos, cristalinos, incoloros, solubles en agua y de sabor dulce. Químicamente son polihidroxialdehídos o polihidroxicetonas. Responden a la fórmula empírica $(CH_2O)_n$, en la que n tiene un valor igual o mayor que 3, siendo los más frecuentes los de 5 y 6 átomos de carbono.

Presentan en todos sus carbonos un grupo hidroxilo (-OH), excepto en uno, en el cual lleva un grupo carbonilo ($>C=O$).

Si el grupo carbonilo se encuentra al final de la cadena, el monosacárido es un aldehído, y se denomina *aldosa*. Si se encuentra en un carbono secundario es una cetona, y se llama *cetosa*.

El más común y abundante de los monosacáridos es la glucosa. Es el principal nutriente de las células del cuerpo humano a las que llega a través de la sangre. No suele encontrarse en los alimentos en estado libre, salvo en la miel y algunas frutas, sino que suele formar parte de cadenas de almidón o disacáridos. La glucosa es un monosacárido cuya molécula contiene un grupo aldehído y cinco hidroxilos:

La sacarosa o azúcar común es un disacárido constituido por glucosa y fructosa. Se encuentra principalmente en la caña de azúcar y en la remolacha.

Cuadro 2.3 Principales monosacáridos

$ \begin{array}{c} \text{C}=\text{O} \\ \\ \text{H}-\text{C}-\text{H} \\ \\ \text{H}-\text{C}-\text{OH} \\ \\ \text{HO}-\text{C}-\text{H} \\ \\ \text{H}-\text{C}-\text{OH} \\ \\ \text{H}-\text{C}-\text{OH} \\ \\ \text{CH}_2\text{OH} \end{array} $ <p>D-Glucosa (aldohexosa)</p>	$ \begin{array}{c} \text{C}=\text{O} \\ \\ \text{H}-\text{C}-\text{H} \\ \\ \text{H}-\text{C}-\text{OH} \\ \\ \text{H}-\text{C}-\text{OH} \\ \\ \text{H}-\text{C}-\text{OH} \\ \\ \text{CH}_2\text{OH} \end{array} $ <p>D-Ribosa (aldopentosa)</p>	$ \begin{array}{c} \text{CH}_2\text{OH} \\ \\ \text{C}=\text{O} \\ \\ \text{HO}-\text{C}-\text{H} \\ \\ \text{H}-\text{C}-\text{OH} \\ \\ \text{H}-\text{C}-\text{OH} \\ \\ \text{CH}_2\text{OH} \end{array} $ <p>D-Fructosa (cetohehexosa)</p>
---	---	--

Cuadro 2.4 Componentes más usuales de la miel.

Componente	Rango	contenido típico
Agua	14 - 22 %	17%
Fructosa	28 - 44 %	38%
Glucosa	22 - 40 %	31%
Sacarosa	0,2 - 7 %	1%
Maltosa	2 - 16 %	7,5%
otros azúcares	0,1 - 8 %	5%
proteínas y aminoácidos	0,2 - 2 %	
vitaminas, enzimas, hormonas ácidos orgánicos y otros	0,5 - 1 %	
Minerales	0,5 - 1,5 %	
Cenizas	0,2 - 1,0 %	

2.9 Preparación del sustrato.

2.9.1 Pasteurización:

La pasteurización es una actividad que tiene por función disminuir la cantidad de organismos, sobre todo nocivos, que pueden competir con el hongo en la utilización del espacio y de los nutrientes. Ésta es una actividad que prepara al sustrato para una eficaz colonización por el hongo. La pasteurización puede darse por medio de un proceso de composteo durante la preparación del sustrato, de fermentación, o mediante un tratamiento químico o térmico, después de haber mezclado y homogenizado los ingredientes (Sánchez *et al*, 1991).

Una vez que el sustrato recibió el tratamiento adecuado, de remojo en el caso de las pajas y rastros o fermentación en bagazos, se debe de realizar una desinfección. La pasteurización tiene como objetivo la eliminación parcial de microorganismos (Mohos, levaduras y bacterias), presentes en el sustrato y que en un momento dado si no se eliminan pueden competir con el micelio del hongo, causando graves contaminaciones (Soto, 2004).

El método de pasteurización con agua caliente consiste en sumergir el sustrato en agua a 85° C durante un mínimo de 40 minutos (Guzmán *et al.*, 1993).

La pasteurización del sustrato se puede efectuar principalmente por dos métodos: a) con agua caliente, b) con vapor; el primer método es el más utilizado en el cultivo de *Pleurotus*, ya que la técnica es sencilla y no requiere de equipo sofisticado para la realizarla. El procedimiento es el siguiente: un tambor metálico de 200 litros se llena aproximadamente $\frac{3}{4}$ partes de su capacidad; con un quemador de alta presión para gas butano se eleva la temperatura del agua hasta llegar a 80° C. Una vez que alcanzó esa temperatura, el sustrato se sumerge en el agua caliente (Soto, 2004).

Un tipo de pasteurización por vapor puede ser el siguiente, el sustrato se deposita en camas de alrededor de 40 cm de alto separadas por lo menos 15 cm éstas pueden ser elaboradas con diversos materiales, se recomienda que sean de malla en la parte inferior para que exista un flujo libre de vapor se inyecta hasta alcanzar una temperatura de 60 – 65° C en el cuarto y se mantiene por un período de 10 a 12 horas,, después se inyecta aire frío filtrado para el enfriamiento (Soto, 2004).

La forma de pasteurizar es sumergir la bolsa con la paja en agua calentada de 80 a 90° C (cuando el agua empieza a producir burbujas) durante 15 minutos, haciendo un movimiento de meter y sacar la bolsa con la finalidad de que se lave la paja y se le desprendan las sustancias nocivas

de la superficie; y posteriormente a esta actividad, se sacan las bolsas de esa agua y se sumerge en agua a la temperatura ambiental (López, 1995).

Es el proceso más importante y tardado a que se sometió el sustrato y consiste en sumergir en agua caliente a una temperatura de 100° C durante 90 a 120 minutos, para matar insectos, bacterias, hongos, parásitos, semillas, etc. Que pueda contener y luego podría aparecer en el cultivo (García, 1998).

Mencionan que el método más conocido de pasteurizar, consiste en la inmersión de la paja seca en agua caliente con una temperatura de 70 a 90° C durante media hora, pasando este tiempo la paja se deja escurrir en un lugar limpio para proceder a la siembra; haciendo también referencia de que con este método no se requiere la hidratación previa, ya que el conocimiento tiene esta función, recomienda también agregar cal hidratada al agua con una proporción de 0.25% del volumen de agua (Beltrán *et al.*, 1995).

2.9.2 Siembra o inoculación del sustrato

La siembra se refiere a la mezcla homogénea en condiciones de asepsia del inóculo o semilla con el sustrato. Para una siembra eficiente debe tomarse en cuenta, además de la cepa y del sustrato, el estado fisiológico del organismo, la tasa de inoculación y una higiene rigurosa (Sánchez *et al.*, 1991).

La siembra consiste en mezclar el micelio con la paja o sustrato ya preparado, del modo más uniforme posible, tratar de no frotar los granos ni restregarlos para desmenuzar el conjunto totalmente, pues se corre el riesgo de destruir el micelio (García, 1976).

La cantidad de semilla que se inocula, va de acuerdo con el peso húmedo del sustrato y es del 2 al 5%, ó del 8 al 20% del peso seco (Beltran *et al.*, 1995).

Después de la pasteurización del sustrato se procede a la inoculación; se debe tener mucho cuidado de no inocular el sustrato caliente, el exceso de calor mata el micelio (Beltran *et al.*, 1995).

La siembra consiste en esparcir en forma homogénea la semilla o inóculo sobre el sustrato, hay dos métodos de siembra de *Pleurotus*: a) en capas, b) mezclar el inóculo con el sustrato (Soto, 2004).

2.9.3 Incubación del micelio en el sustrato

La incubación es la etapa que permite la colonización del sustrato por el hongo, de preferencia a temperatura y humedad óptimas, y en la oscuridad. Durante esta etapa, se debe proporcionar al hongo una temperatura constante y acorde con sus requerimientos para que la colonización se lleve a cabo con la tasa de crecimiento más alta posible. La mayoría de las especies de *Pleurotus* tienen óptimos de crecimiento micelial entre 25 a 28°C, sin embargo la temperatura varía según las cepas (Sánchez *et al*, 1991).

Durante la incubación, cuatro o cinco días después de haber efectuado la siembra, se hacen de 20 a 40 perforaciones perfectamente distribuidas (con una aguja o navaja estéril) en la parte superior de la bolsa de polietileno y de preferencia sin tocar al sustrato. Esto se hace porque inicialmente se requiere una concentración alta en CO₂ para estimular el crecimiento micelial (hasta niveles cercanos al 25%), pero pasados estos niveles, el CO₂ limita el desarrollo y es necesario facilitar el intercambio con aire fresco (Sánchez *et al*, 1991).

Se necesita un área exclusiva para la incubación, con la finalidad de controlar la luz, temperatura, ventilación y humedad del ambiente (Soto, 2004).

El hongo inicia su crecimiento durante las primeras 24 horas, crece poco porque se tiene que adaptar y empezara un crecimiento acelerado durante las 48 horas. A los tres días se pueden reconocer los signos de expansión y son los siguientes: Hay un avance inicial claro y vigoroso del micelio sobre el sustrato; el sustrato adopta un color blanco y un olor agradable (Beltrán *et al*, 1995).

La temperatura del sustrato debe mantenerse de 24 a 27°C a esta temperatura favorece más el crecimiento del micelio, a menos de 5°C no crece, a 10°C bajo cero muere, y por encima de 35 a 40°C suele morir (García, 1998).

La incubación y expansión del micelio dura de 10 a 20 días, manteniéndolo en un local adecuado de 18 a 20°C y sacarlo después de estos días al área de fructificación (García, 1976).

Una vez que el micelio ha cubierto totalmente al sustrato es necesario trasladar las bolsas del área de fructificación a una zona destinada al desarrollo y producción de los carpóforos, con la finalidad de estimular la aparición de los primordios (Soto, 2004).

2.9.4 Crecimiento y desarrollo de los carpóforos

Cuando el micelio ha crecido suficientemente sobre el sustrato y las condiciones del medio ambiente lo permiten (temperatura, luz, humedad relativa, cantidad de oxígeno y gravedad), las hifas se agregan para formar cuerpos fructíferos, también denominados basidiomata, basidiocarpos o carpóforos, cuya función específica es producir y diseminar esporas. Los mecanismos que dirigen y regulan la formación de cuerpos fructíferos no son conocidos en la actualidad y resultan aún difíciles de explicar; sin embargo es claro que su desarrollo requiere de una modificación del comportamiento normal, invadiendo del micelio vegetativo, por otro en el cual las hifas no

tengan un crecimiento divergente, sino que converjan para formar un órgano diferenciado (Moore, 1995).

En el área de fructificación deberá de tener condiciones semejantes a las que se presentan cuando el hongo se desarrolla en su medio ambiente natural, por lo cual es importante controlar los factores de ventilación, iluminación, temperatura y humedad ambiental (Soto, 2004).

El periodo de transición entre el crecimiento del micelio y la producción de cuerpos fructíferos, se le llama inducción; en este periodo el micelio al recibir el estímulo de la temperatura, oxígeno, humedad y luz, se agregan entre sí y se le llama agregados miceliales, que son el inicio de los próximos cuerpos fructíferos. Primero se forman puntos de crecimiento del micelio, después aumentan de tamaño hasta que se reconocen claramente como cabezas de alfiler. En este momento termina el periodo de inducción y el cuerpo fructífero empieza a crecer, entonces el micelio termina de crecer vegetativamente y empieza la fase reproductiva (Beltrán *et al.* 1995).

De los 14 a 22 días de la siembra, los primordios empieza a aparecer, entonces se quita la bolsa para dar lugar a la fructificación; si esta práctica no se lleva a cabo los primordios se dañan al salir (Quicio *et al.* 1990), después los cuerpos fructíferos se desarrollan en un periodo de 4 a 7 días (Avila, 1997).

En la etapa de fructificación la instalación o local debe tener una temperatura de 10 a 28°C con una humedad relativa de 80 a 95% (Quicio *et al.* 1990). Se debe mantenerse bien ventilado para evitar que la concentración de CO₂ se incremente y provoque la deformación de los hongos; se recomienda un cambio de aire nuevo de 150m³ /hora /tonelada de sustrato (Avila, 1997).

La humedad del aire es un factor de suma importancia para la adecuada fructificación de las especies de *Pleurotus*. Dado que los cuerpos fructíferos están formados por un alto contenido de agua y su estructura hifal

no les permite retener la humedad en condiciones adversas, un balance adecuado entre la humedad ambiental y el contenido de humedad del hongo es necesario. Debido a esto, la humedad relativa del ambiente donde crece el hongo debe ser suficiente para evitar que tanto el substrato como los cuerpos fructíferos se deshidraten. En general, los hongos son muy susceptibles a las variaciones en la humedad relativa. Así por ejemplo, Cailleux *et al.*, (1976), indicaron que la humedad adecuada para el desarrollo de *P. eryngii* era de 85-95%, mientras que Block *et al.*, (1959) indicaron que la humedad óptima para la fructificación de *P. ostreatus* era de 85%.

En cuanto al riego de los sustratos, ha de ser suficiente para que permanezcan húmedos (70-75% de humedad), pero sin pasarse, pues el exceso puede favorecer ataque de la bacteria *Pseudomona*. Las gotas de agua pueden ser lo más finas posibles y si se riega cuando las setas están creciendo, conviene que después de cada riego se aumente un poco el aire fresco para que se sequen las gotas que hayan caído sobre los sombreros. De todas formas durante los días de cosecha conviene bajar la humedad al 80% - 85% (García, 1998).

Pleurotus ostreatus no puede fructificar en oscuridad continua. Para poder hacerlo requiere ser expuesto a longitudes de onda inferiores a 600 nm, sin embargo la sensibilidad tanto de la cantidad como de la calidad de la luz depende de las especies; la sensibilidad a la luz es máxima desde momentos previos hasta horas después de que el micelio ha colonizado el substrato (Eger, 1974). Una exposición diaria de 20 minutos a la luz es suficiente para que *P. pulmonarius* fructifique (Kamra *et al*, 1986).

2.9.5 Cuidados durante la siembra y la incubación

Los cuidados que se deben tener en esta etapa del proceso están generalmente encaminados a disminuir la contaminación, la cual se presenta como resultado de una mala pasteurización o por descuidos en el manejo o en la siembra del material en proceso.

Para reducir al mínimo la contaminación, se debe poner especial interés en lo siguiente:

1) El local. Las contaminaciones pueden deberse a deficiencias en la asepsia de los locales de siembra/incubación o a orificios por donde pueden entrar el aire, los microbios, los insectos y otros animales. Los cuartos de siembra, incubación y fructificación deben ser frecuentemente lavados, limpiados, desinfectados con cloro, alcohol, benzal, etc. Para este fin se debe diseñar un programa de limpieza y asepsia que evite la proliferación o sobrevivencia de organismos nocivos.

2) El personal. Los niveles de contaminación disminuyen notablemente si el personal que está en contacto directo con el material en proceso se preocupa por mantener consigo mismo condiciones de limpieza y pulcritud inobjetable. El uso de ropa limpia, así como tapabocas y gorros al menos durante la siembra y el picado de bolsas es aconsejable.

3) Las actividades desarrolladas. Se debe tener especial esmero en trabajar en condiciones de asepsia rigurosa y asegurarse que los tratamientos de esterilización del grano para inóculo y la pasteurización del substrato sean efectuados de manera conveniente. Asimismo, la perforación de las bolsas debe hacerse con utensilios estériles y de manera cuidadosa (Sánchez *et al*, 1991).

2.9.6 La cosecha

Para cosechar se debe observar que los carpóforos alcancen el mayor tamaño posible; no se debe permitir que el borde del píleo se ponga totalmente plano o comience a enrizarse hacia arriba porque se demerita la calidad y se propicia la diseminación de esporas. La cosecha se hace cortando el estípote con un cuchillo, justo a la base del tallo, en la unión con el substrato; aunque en algunos lugares se prefiere tomar delicadamente los

hongos con la mano, sin dañarlos y sin producir hoyos en el substrato (Sánchez *et al*, 1991).

Para recoger las setas, deben tener el sombrero bien abierto, pero todavía convexo; se hacen en grupos, sin estropear el micelio, con un cuchillo de buen filo (García, 1998).

2.10 Plagas y enfermedades del *Pleurotus ostreatus*

El cultivo de *Pleurotus* spp. está expuesto, como cualquier otro cultivo, a alteraciones que pueden ocasionar descensos en el rendimiento o bien deprecia la calidad comercial del producto. Estas alteraciones pueden ser debidas tanto a factores bióticos como abióticos, o a una combinación de ambos. Entre las causas bióticas se encuentran los insectos, los ácaros, los hongos, las bacterias y los virus. Entre los factores abióticos se hallan la temperatura, la luz, la concentración de anhídrido carbónico en el aire, la humedad relativa, y la presencia de productos químicos tóxicos en el substrato o en la atmósfera del local de cultivo. Todas estas anomalías pueden presentarse en cualquier fase del ciclo de cultivo, afectando de manera adversa la cosecha final. Por esto es aconsejable reconocerlas en un estadio temprano con el fin de limitar la extensión de los daños (Sánchez *et al*, 1991).

Es necesario tener en cuenta que el uso de productos químicos durante el ciclo de cultivo está limitado por la elevada susceptibilidad de las especies de *Pleurotus* cultivadas a los plaguicidas y desinfectantes en general, y por el riesgo de acumulación de residuos de estos productos en los cuerpos fructíferos. Por tanto, las medidas que mejor pueden ayudar a reducir la contaminación son la limpieza y la desinfección de los locales de cultivo vacíos, la eliminación cuidadosa de los substratos agotados y de todas las posibles fuentes de contaminación (restos de cosecha, etcétera), una adecuada pasteurización, y el buen manejo del cultivo por parte del personal encargado (Sánchez *et al*, 1991).

2.10.1 Plagas.

Colémbolos: Se trata de insectos sin alas, de 1-1.5 mm de largo, de color gris oscuro, que se mueven mediante saltos gracias a que poseen un órgano especial situado en la parte inferior Terminal del abdomen. Generalmente pertenecen al género *Hypogastrura* spp. (Ferri, 1985). forman pequeñas galerías, secas y de sección oval en la carne de los hongos. Se encuentran en gran cantidad entre las laminillas que hay bajo el sombrero de las setas. También pueden atacar al micelio si el sustrato está demasiado húmedo. Son favorecidos por un exceso de humedad del sustrato y del aire, y son muy sensibles a temperaturas relativamente altas. Destaca la especie *Hypogastrura armata*.

Los colémbolos entran en los cultivos generalmente con la materia orgánica. Las medidas que ayudan a minimizar su daño son: limpieza de la explotación, buena pasteurización del *compost* y el rociado de las áreas contaminadas, paredes, suelos y alrededores con piretrinas o malathion 0.05%.

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 mosquitos de los géneros *Lycoriella*, *Heteropeza*, *Mycophila* y moscas del género *Megaselia*.

Entre las medidas de tipo general que se pueden adoptar en las naves de cultivo de especies de *Pleurotus* con el fin de limitar la entrada de esciáridos (dípteros en general), se encuentran:

- La instalación de filtros antiesporas en las aberturas utilizadas para la ventilación del local, teniendo en cuenta que la colocación de estos elementos supone una pérdida de carga para los ventiladores.
- En caso de no colocar los citados filtros, la instalación de mallas antitrips, que deben de poseer una superficie filtrante cinco veces superior a la superficie de la abertura en la que se van a poner (Sánchez *et al*, 1991).

Pueden emplearse distintos insecticidas: diazinón o malatión en polvo mezclados con el sustrato, nebulizaciones con endosulfán o diclorvos, etc.

2.10.2 Enfermedades.

Tela de araña: Causada por *Cladobotryum dendroides*, forma conidial de *Hypomyces rosellus*, provoca en *Pleurotus* spp, los filamentos de este hongo crecen rápidamente y se extienden sobre la superficie del sustrato y de las setas, cubriéndolas con un moho blanquecino, primero ralo y luego denso y harinoso. En las partes viejas las formas perfectas forman puntos rojizos. Los ejemplares atacados se vuelven blandos, amarillento*parduscos, y se acelera su descomposición. Puede atacar a las setas recolectadas (Sánchez *et al*, 1991).

La aparición de esta enfermedad es síntoma de medidas profilácticas insuficientes en la explotación. Los factores que predisponen su desarrollo son una elevada humedad relativa y una temperatura alta en la nave de cultivo, que eventualmente pueden estar asociadas a una insuficiente ventilación y a la presencia de superficies mojadas en los basidiocarpos. Su dispersión se produce principalmente por salpicaduras de agua, por corrientes de aire y por los recolectores (Sánchez *et al*, 1991).

Para su control se deben cubrir con cal viva en polvo, sal, formalina 2% o soluciones de benomyl las zonas afectadas. También se puede emplear zineb, mancozeb, carbendazin o thiabendazol.

Mole seca: *Verticillium fungicola* es el agente causal de la enfermedad conocida como la mole seca en el champiñón, también origina una enfermedad similar en *Pleurotus* spp. (Marlowe y Romaine, 1982). Se describen dos síndromes distintos según el estado de desarrollo de los cuerpos fructíferos en el momento de la infección. Si ésta tiene lugar en el estado de primordio o botón, se desarrollan las típicas moles secas, es decir,

masas amorfas de tejido del basidiocarpo. En estados más avanzados, se puede observar una trama gris de micelio y conidios cubriendo la superficie de los basidiomas infectados. En cambio, si la infección es posterior, los basidiocarpos muestran agrietamientos, hendiduras, curvaturas de los tejidos y áreas deprimidas, necróticas, de color pardo (Sánchez *et al*, 1991).

Las esporas pueden ser diseminadas por el personal de la explotación, dípteros, y agua. Por tanto, es necesario eliminar los cuerpos fructíferos enfermos antes de proceder al riego o a la recolección y realizar un buen control de insectos.

El uso de fungicidas sólo puede ser recomendable para tratamientos muy localizados, realizados sobre sustrato del cual no se vaya a proceder a la comercialización de la producción de *Pleurotus* spp. En este sentido, hay que tener en cuenta que *V. fungicola* es resistente al benomilo, carbendazima, clorotalonil e iprodiona, mientras que resulta moderadamente sensible al procloraz-carbendazima, y más sensible al procloraz-Mn (Gea *et al.*, 1996).

Hongos verdes: Esta denominación engloba a numerosos hongos pertenecientes a los géneros *Trichoderma* spp., *Gliocladium* spp. y *Penicillium* spp. fundamentalmente, que se caracterizan por tener en común la coloración verdosa de las fructificaciones conídicas, y por desarrollarse preferentemente en el sustrato durante el curso de la incubación (Sánchez *et al*, 1991).

Entre las muchas recomendaciones higiénicas y de control realizadas por diversos autores, cabe destacar: Usar filtros de esporas en la sala de inoculación, evitar que penetre aire impulsado procedente de salas de cosecha a la sala de incubación, limpiar y desinfectar con formol al 2% las superficies contaminadas, eliminar rápidamente del área de la explotación todo sustrato infectado, ya que la abundante producción de esporas puede contaminar otros sustratos hasta entonces sanos (Sánchez *et al*, 1991).

Mancha amarilla: *Pseudomonas agarici* es un patógeno que origina la enfermedad conocida como *Drippygill* en *A. bisporus*, y la denominada *Yellow blotch* en *Pleurotus* spp. (Fermor, 1987). Esta última enfermedad se caracteriza por la producción de manchas de distintos tamaños de color amarillo, beige o naranja, ocasionando a veces depresiones sobre la superficie de los primordios, que terminan poco desarrollados, de color amarillo a naranja y deformes.

Cuando la humedad relativa es elevada, se pueden observar gotas de fluido amarillo claro que dan apariencia viscosa a los basidiocarpos. Cuando son infectados en fase de primordio dan lugar a basidiocarpos con estípites que tienden a curvarse cerca de la base, presentando una longitud desigual. El diámetro del pie es a veces reducido, produciendo una apariencia larga y delgada. En casos severos, los basidiomas además de deformes y de color amarillo brillante a naranja, son más frágiles de lo habitual, se pudren y huelen mal. Los cuerpos fructíferos que se desarrollan en floradas posteriores a la aparición de basidiocarpos sintomáticos, pueden ser asintomáticos, o bien, pueden ser tanto o más sintomáticos que sus predecesores (Bessette *et al.*, 1985).

Mancha parda: *Pseudomonas tolaasii* causa la enfermedad de la mancha bacteriana (*Brown blotch disease*) tanto en *A. bisporus* como en *Pleurotus* spp. (Fermor, 1987). Se caracteriza por ocasionar el pardeamiento de los primordios y manchas en los sombreros que pueden llegar a ser lesiones de color pardo, y a veces pardeamiento del micelio. Puede causar pérdidas significativas durante la primera florada, aunque a veces sólo aparece en la segunda. También se puede observar que en el mismo local de cultivo, bajo las mismas, se pueden encontrar bolsas totalmente afectadas y otras sanas, a veces próximas unas a otras. La humedad elevada, las temperaturas templadas y los vectores como las moscas son condiciones favorables para el desarrollo de la enfermedad (Sánchez *et al.*, 1991).

Para su control se aconseja procurar evitar el exceso de humedad, la adición de sustancias nitrogenadas y el calor. Se puede añadir hipoclorito

sódico al agua de riego, solución de formalina al 0,2-0,3%, formol u otros productos.

2.10.3 Anomalías no parasitarias

Falta de luz: Las especies de *Pleurotus* tienen fototropismo positivo, ya que la luz (intensidad luminosa, fotoperiodo y tipo de radiación) es uno de los factores necesarios para el desarrollo de los primordios. En condiciones de total oscuridad se diferencian escasos basidiocarpos que suelen ser deformes, arracimados, de forma coraloide, color blanco y sabor amargo, en los que no se distingue el pie y el sombrero. En condiciones de escasez de luz se asiste a la producción de cuerpos fructíferos con forma de corneta, sombrero muy reducido, y pie alargado y débil. Este efecto es más marcado cuanto menor es la intensidad luminosa, de forma que los carpóforos pálidos no pigmentados aparecen cuando la intensidad luminosa se sitúa por debajo de 300 Lux (Poppe *et al.*, 1985).

Un exceso de luz también es perjudicial ya que puede retardar la formación de primordios. Según la variedad de *Pleurotus*, cuando la intensidad de luz es superior a 2000 Lux, se puede inhibir la iniciación del fruto (Poppe *et al.*, 1985). Las radiaciones rojas son desfavorables para el desarrollo de los cuerpos fructíferos.

Exceso de CO₂: El aumento del contenido de CO₂ del aire hasta valores de 0.08% provoca una ralentización en el crecimiento de los cuerpos fructíferos, mientras que si el contenido de CO₂ asciende a 0.15-0.3% se puede producir una rápida mortandad de toda la producción (Ferri, 1985).

El estrés térmico: un incremento demasiado elevado de temperatura puede conducir a un proceso en el que muera el micelio de *Pleurotus* spp., sobre todo entre 33-40° C, según la variedad cultivada. Temperaturas de 22 a 28° C, según de la variedad, pueden causar serios retrasos de fructificación e incluso la inhibición completa de la misma (Poppe *et al.*, 1985).

El pH: el micelio de *Pleurotus* mostrará un bajo crecimiento y una incubación defectuosa si el pH es superior a 7.0 o inferior a 5.0 (Poppe *et al.*, 1985).

El contenido en agua: el substrato puede ser difícilmente degradado si el contenido en agua es inferior al 55%. Por encima del 70% la flora bacteriana es más activa, colonizando la película de agua de alrededor de cada paja, y dejando mínimas esperanzas al micelio de *Pleurotus* spp (Poppe *et al.*, 1985).

Efectos de gases y plaguicidas: Algunas anomalías observadas como son los márgenes ondulados y la torsión del sombrero pueden estar causadas por el efecto fungitóxico de plaguicidas, ya que el tejido del basidiocarpo actúa como una esponja, absorbiendo muchos productos volátiles. Además de afectar la morfología de los cuerpos fructíferos, inciden en modo más o menos grave sobre la productividad (Sánchez *et al.*, 1991).

2.10.4 Medidas generales de higiene

Se sugieren diversas recomendaciones higiénicas de carácter preventivo, aplicables en el ámbito de la nave de cultivo, que se pueden tener en cuenta con el fin de minimizar la aparición y dispersión de las plagas y enfermedades citadas:

- Antes de iniciar el ciclo de cultivo, se recomienda limpiar y desinfectar concienzudamente las naves de cultivo.
- Usar filtros de esporas.
- Prevenir la entrada de insectos, cerrando puertas y ventanas, y colocando mallas antitrips.
- Iniciar la cosecha en las naves de cultivo no infectadas o más jóvenes y terminar en las más viejas.
- Eliminar los primordios no desarrollados del substrato.
- No tocar cuerpos fructíferos enfermos durante la recolección.
- Desinfectar los utensilios de recolección antes de volver usarlos. Se pueden utilizar soluciones de formol al 2% o hipoclorito de sodio al 1%.

- Usar iluminación adecuada en las salas de fructificación.
- Al terminar la cosecha llevar el substrato agotado a vertederos autorizados, o bien tratarlo con vapor a 70°C durante 6-12 horas (Sánchez *et al*, 1991).

III. MATERIALES Y METODOS

3.1 Descripción de las instalaciones.

El experimento se llevo a cabo en una de las instalaciones de Agrotecnia de la Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro. En Buenavista, Saltillo, Coahuila el cual se ubica a los 25° 21' 03" N y 101° 01' 34" W con 1805 msnm.

Las características son las siguientes: El cuarto de incubación tiene un área de 4x4, encerrado completamente; el cuarto para la fructificación tiene las siguientes características, el cuarto es de 3x4 m, con ventanas para el control de la luz, temperatura, aire.

3.2 Materiales

Se utilizo, balanza granataria, tonel, mechero, bernier, alcohol, ligas, bolsas de polietileno de 20 x 40 cm, hilo, regadera, plaguicida, miel de abeja, miel de maíz, miel de azúcar, paja de sorgo.

Material genético

Micelio del hongo *Pleurotus ostreatus*

3.3 Establecimiento del trabajo experimental.

El experimento se estableció el 7 de mayo del 2006 con un diseño completamente al azar de 4 tratamientos con cuatro repeticiones cada uno, siendo un total de 16 unidades experimentales.

Cuadro 3.1 Proporciones de paja de sorgo utilizado para cada repetición en el experimento.

Tratamientos	Peso seco	Peso húmedo	Diferencia
T1	500	2117.5	1617.5
T2	500	2117.5	1617.5
T3	500	2117.5	1617.5
T4	500	2117.5	1617.5

Cuadro 3.2 Proporciones de azúcares en el sustrato de los tratamientos establecidos en el experimento.

Tratamientos	Repetición I*	Repetición II*	Repetición III*	Repetición IV*
Miel de abeja	100ml	100ml	100ml	100ml
Miel de maíz	100ml	100ml	100ml	100ml
Azúcar de caña	100ml	100ml	100ml	100ml
Testigo	0	0	0	0

* Rastrojo de Sorgo

3.4 Variables evaluadas.

Las variables evaluadas fueron: El diámetro de píceo en centímetros, diámetro del píe en milímetros, altura de píe en centímetro y la Eficiencia Biológica.

3.5 Análisis estadístico.

Para la evaluación de los parámetros, se realizó un análisis de varianza completamente al azar para cada tratamiento. Posteriormente se realizó una prueba de comparación de medias, para las variables que presentaron diferencias significativas, utilizando la prueba de DMS al 0.05 y 0.01 (Steel y Torrie 1985).

Modelo del diseño completamente al azar:

$Y_{ij} = M + T_i + \sum_{ij}$, donde:

Y_i = Dato del i-ésimo tratamiento en su j-ésima repetición.

M = Efecto de la media poblacional.

T_i = Efecto del i-ésimo tratamiento.

\sum_{ij} = Efecto del error experimental.

Cuadro 3.3 Cuadro para el análisis de varianza

FV	GL	SC	CM	FC
Tratamiento	t-1	SCt	CMt	CMt/CME
Error	n-1	SCE	CME	
Total	n-1	SCT		

t= Número de tratamiento.

n= Número de unidad experimental.

FV= Fuente de variación.

GL= Grados de libertad.

CM= Cuadrados medios.

3.6 Procedimiento

a) Preparación del sustrato.

Se utilizo paja de Sorgo como sustrato donde se peso en cantidades de 500 gramos y luego introdujo en arpilleras para proseguir a la pasteurización, donde se utilizo una tina para calentar el agua a una temperatura de 80 a 100° C, donde se sumergieron por una hora y media las arpillas con sustratos (Soto, 2004)

b) Siembra del micelio.

Se utilizo una sepa de *Pleurotus ostreatus*, activada en grano de sorgo obtenida en el laboratorio de biotecnología de Agrotecnia de la Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro, Buenavista, Saltillo, Coahuila, México.

La inoculación al sustrato se realizo por el método de capas, donde se aplico 200 gramos de semilla por bolsas, en total se utilizo 3200 gramos de micelio. El llenado de las bolsas se llevo acabo mediante la aplicación de 4 capas de sustrato primeramente se le aplico una capa de sustrato mas la semilla más al azúcar que correspondía a determinado tratamiento y se procedía en amarrar bien las bolsas y etiquetarlas; luego se trasladaron al cuarto de incubación, donde a las 24 horas se les hicieron pequeños agujeros con una aguja para coser.

c) Fase de incubación.

Es la fase en la que una vez inoculado el micelio se traslada al cuarto de incubación donde se tuvo una temperatura de entre los 23 y 27° C, la temperatura optima para el desarrollo de el micelio debe ser de 25° C, en la

fase de incubación permaneció hasta que el micelio cubriera toda la superficie de el sustrato, esto ocurrió en 15 días.

d) Fase de fructificación

Al ser colonizado el sustrato por el micelio de *Pleurotus Ostreatus*, se procedió a colocar las bolsas con un hilo de manera que quedaran colgadas y a hacer grandes perforaciones a la bolsa de polietileno, para dar salidas a los cuerpos fructíferos Figura 3.1.

Figura 3.1 Bolsa en producción de *Pleurotus ostreatus*.



e) Fase de cosecha

La cosecha se realizo a los 21 días después de haber sido inoculado el micelio en el sustrato, cada ocho días se realizaron los cortes para la toma de datos, donde se utilizo un cutter para cortar el cuerpo fructífero, y se realizo las mediciones con la ayuda de un bernier graduado en centímetros, para la obtención del peso se utilizo una balanza granataria.

IV RESULTADOS Y DISCUSIONES

4.1 Análisis de varianza

Los resultados que se obtuvieron de los cortes a los 21 y 28 días después de haber sido inoculados en el sustrato de paja de sorgo son los siguientes:

Diámetro de píleo: A continuación se presentan los resultados del análisis de varianza donde para el diámetro de píleo el coeficiente de variación fue de 23.94% diferencia significativa al 95 % de probabilidad. Lo que indica que estadísticamente son diferentes los tratamientos (Cuadro 4.1), así mismo lo muestra la prueba de medias (Cuadro 4.2) en donde el tratamiento tres que comprende el sustrato de paja de sorgo mas miel de maíz con una media de 6.24 cm. Seguido por el tratamiento dos que contiene paja de sorgo y miel de abeja que registra una media de 5.02, posteriormente el tratamiento cuatro que obedece a paja de sorgo mas azúcar de mesa con una media de 4.98 cm, en donde el testigo es superado por todos los tratamientos, lo cual es afirmado en la gráfica uno.

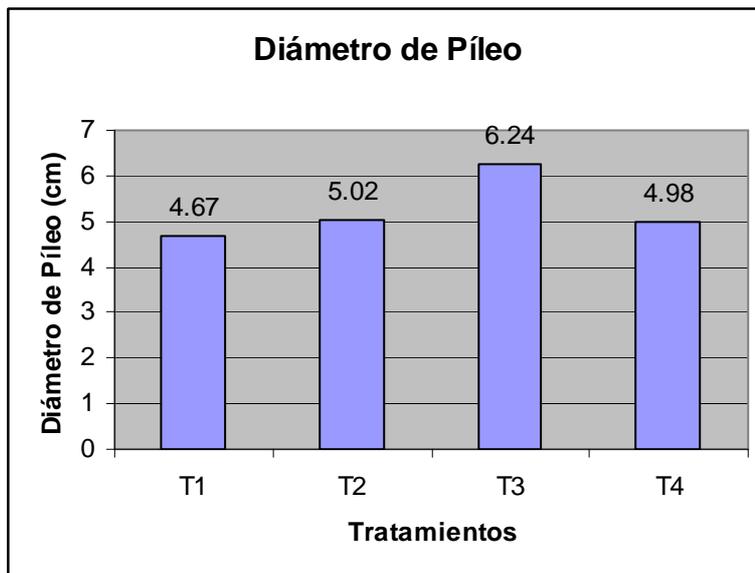
Cuadro 4.1 Análisis de varianza para diámetro de píleo.

FV	GL	SC	CM	FC	P>F
TRATAMIENTOS	3	5.775696	1.925232	1.2274*	0.343
ERROR	12	18.822601	1.568550		
TOTAL	15	24.598297			
C.V. %	23.94				

* Significativo, ** Altamente significativo.

Cuadro 4.2 Medias para diámetro de píleo

TRATAMIENTO	MEDIA
1Paja de sorgo/ testigo	4.6725 b
2Paja de sorgo/ miel de abeja	5.0200 ab
3Paja de sorgo/ miel de maíz	6.2450 a
4Paja de sorgo/ azúcar de mesa	4.9875 ab



Gráfica 1. Diámetro promedio del Píleo de *Pleurotus ostreatus*.

Diámetro de pie: A continuación se presentan los resultados del análisis de varianza donde para el diámetro de pie el coeficiente de variación fue de 26.32%. No hubo diferencia significativa, estadísticamente fueron iguales (Cuadro 4.3) por lo que no hay diferencia entre tratamientos, utilizando las medias (Cuadro 4.4) en donde el tratamiento tres que comprende el sustrato de sorgo más miel de maíz con una media de 1.09mm, seguido por el tratamiento uno que contiene paja de sorgo (testigo) que registra una media de 1.07, posteriormente el tratamiento cuatro que contiene paja de sorgo más azúcar de mesa 0.89cm en donde el tratamiento dos es el que obtuvo el peor resultado con una media de 0.88mm que corresponde a paja de sorgo más miel de abeja, lo cual es apreciado en la gráfica dos.

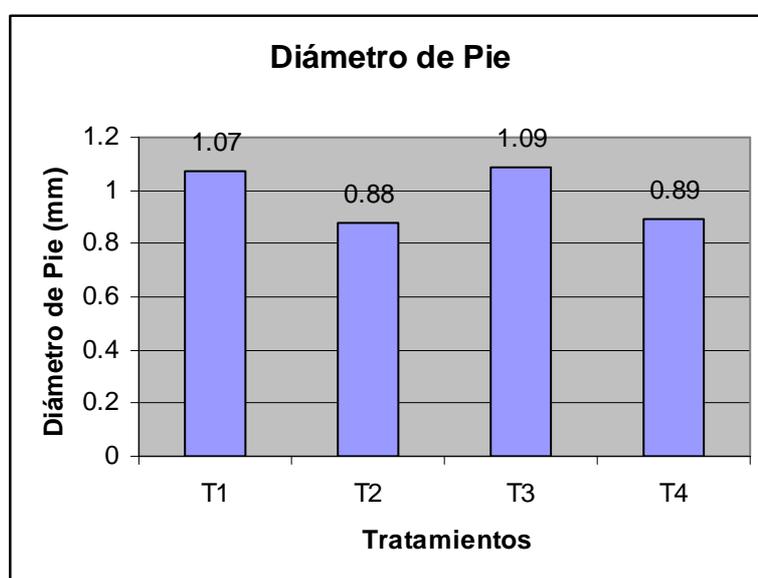
Cuadro 4.3 Análisis de varianza para diámetro de pie.

FV	GL	SC	CM	FC	P>F
TRATAMIENTOS	3	0.153002	0.051001	0.7587 _{NS}	0.541
ERROR	12	0.806600	0.067217		
TOTAL	15	0.959601			
C.V. % =	26.32				

NS: No significativo

Cuadro 4.4 Presenta las diferencias mínimas significativas para diámetro de pie.

TRATAMIENTO	MEDIA
1Paja de sorgo/ testigo	1.0750 ab
2Paja de sorgo/ miel de abeja	0.8800 b
3Paja de sorgo/ miel de maíz	1.0900 a
4Paja de sorgo/ azúcar de mesa	0.8950 b



Grafica 2. Diámetro promedio de Pie de *Pleurotus ostreatus*.

Altura de pie: A continuación se presentan los resultados del análisis de varianza donde para altura de pie el coeficiente de variación fue de 13.19% diferencia significativa al 95 % de probabilidad. Lo que indica que estadísticamente son diferentes los tratamientos (Cuadro 4.5), así mismo lo muestra la prueba de medias (Cuadro 4.6) en donde el tratamiento tres que comprende el sustrato de paja de sorgo mas miel de maíz con una media de 4.97cm, seguido por el tratamiento cuatro que contiene a paja de sorgo más azúcar de mesa con una media de 4.92, seguido por el tratamiento dos que contiene paja de sorgo y miel de abeja que registra una media de 4.59 poste,

en donde el testigo es superado por todos los tratamientos, lo podemos apreciar en la gráfica tres.

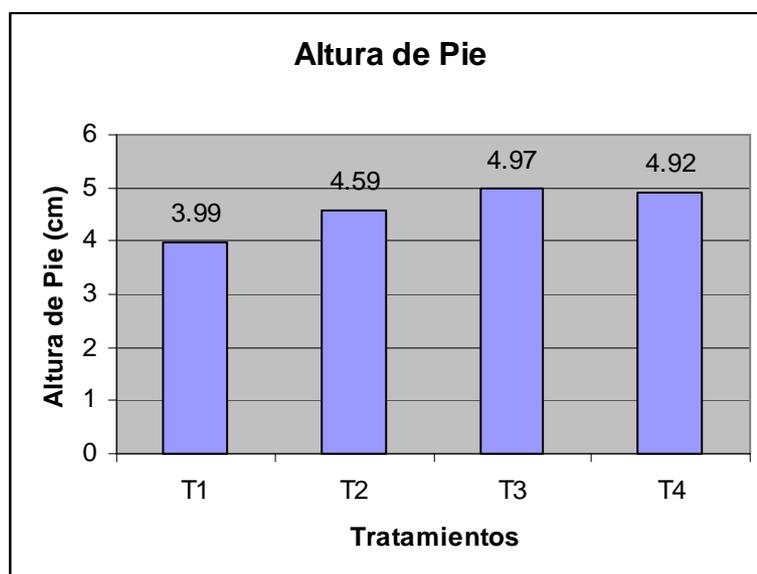
Cuadro 4.5 Análisis de varianza para la variable altura de pie.

FV	GL	SC	CM	FC	P>F
TRATAMIENTOS	3	2.467316	0.822439	2.2161 **	0.138
ERROR	12	4.453339	0.371112		
TOTAL	15	6.920654			
C.V. %	13.19				

Donde: ** significativo y altamente significativo

Cuadro 4.6 Medias para la variable altura de pie con un nivel de significancia de 0.05 de probabilidad.

TRATAMIENTO	MEDIA
1Paja de sorgo/ testigo	3.9900 C
2Paja de sorgo/ miel de abeja	4.5900 B*
3Paja de sorgo/ miel de maíz	4.9750 A**
4Paja de sorgo/ azúcar de mesa	4.9250 AB



Grafica 3. Altura de Pie de *Pleurotus ostreatus*.

Peso fresco: A continuación se presentan los resultados del análisis de varianza donde para el diámetro de píleo el coeficiente de variación fue de 37.84% diferencia significativa al 95 % de probabilidad. Lo que indica que estadísticamente son diferentes los tratamientos (Cuadro 4.7), así mismo lo

muestra la prueba de medias (Cuadro 4.6) en donde el tratamiento dos que contiene paja de sorgo y miel de abeja que registra una media de 324.12, seguido por el tratamiento uno que corresponde a el testigo que contiene paja de sorgo con una media de 285.50, posteriormente el tratamiento tres que comprende el sustrato de paja de sorgo más miel de maíz con una media de 203.75, el tratamiento cuatro que corresponde a paja de sorgo más azúcar de mesa con una media de 197.25 fue superado por todos los tratamientos, lo que se puede apreciar en la grafica cuatro.

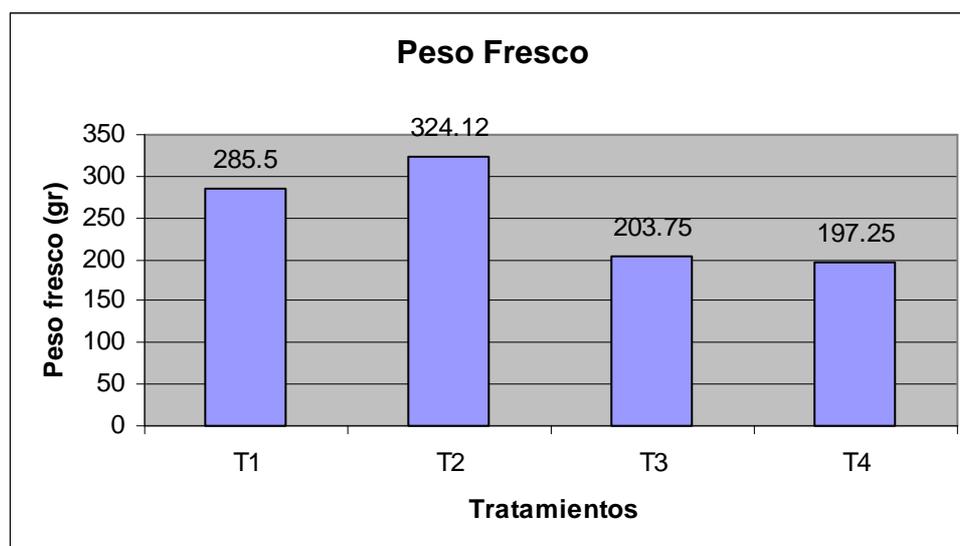
Cuadro 4.7 Análisis de varianza para peso fresco.

FV	GL	SC	CM	FC	P>F
TRATAMIENTOS	3	46592.625000	15530.875000	1.6987*	0.220
ERROR	12	109712.250000	9142.687500		
TOTAL	15	156304.875000			
C.V. %	37.84				

*Significativa al 5% de la probabilidad

Cuadro 4.8 Medias para la variable peso fresco.

TRATAMIENTO	MEDIA
1Paja de sorgo/ testigo	285.5000 b
2Paja de sorgo/ miel de abeja	324.1250 a*
3Paja de sorgo/ miel de maíz	203.7500 c
4Paja de sorgo/ azúcar de mesa	197.2500 c

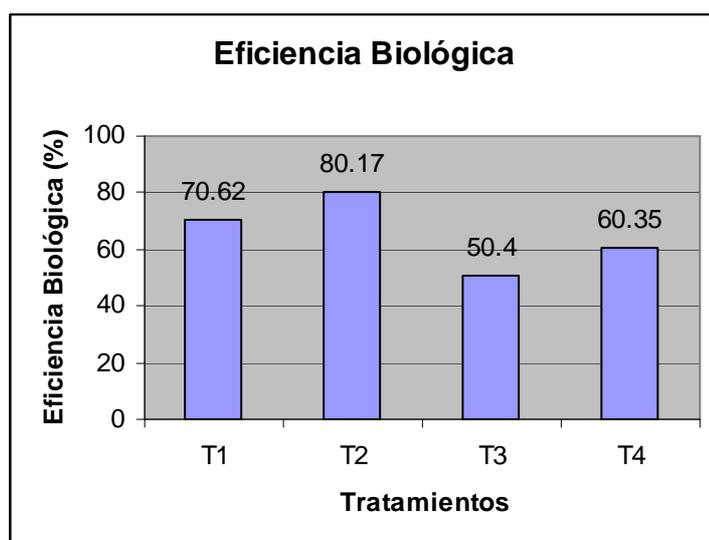


Grafica 4. Peso fresco hongo.

Eficiencia Biológica: En la eficiencia biológica, los resultados obtenidos en dos cortes (Cuadro 4.9) observamos que el mejor tratamiento es el dos que corresponde a paja de sorgo más Miel de abeja con 80.17%, seguido por el tratamiento uno (testigo) que contiene paja de sorgo con 70.62, seguido por el tratamiento cuatro que corresponde a paja de sorgo y azúcar de mesa con 60.35, el tratamiento que obtuvo el menor resultado fue el 3 que corresponde Miel de maíz con un 50.4% de Eficiencia Biológica (Grafica 5), Martínez-Carrera; *et al.*, elaboro mezclas de 1:1 utilizando bagazo de caña más paja de cebada obtuvo una Eficiencia Biológica del 65%, y la mezcla de bagazo de caña con pulpa de café obtuvo una Eficiencia Biológica de 97%; de acuerdo a los resultados obtenidos con la aplicación de miel de abeja podemos obtener una buena Eficiencia Biológica.

Cuadro 4.9 Resultados obtenidos Eficiencia Biológica.

TRATAMIENTO	MEDIA
1Paja de sorgo/ testigo	70.62
2Paja de sorgo/ miel de abeja	80.17
3Paja de sorgo/ miel de maíz	50.4
4Paja de sorgo/ azúcar de mesa	60.35



Grafica 5. Eficiencia Biológica de *Pleurotus ostreatus*.

V. CONCLUSIONES

En la variable diámetro de píleo el mejor tratamiento fue el de miel de maíz (T3).

Para diámetro de pie el mejor tratamiento fue el de miel de maíz (T3).

En cuanto a la altura de pie el mejor tratamiento fue de miel de maíz (T3).

En peso fresco el mejor tratamiento fue el de miel de abeja (T2).

En Eficiencia Biológica el mejor tratamiento fue el de miel de abeja (T2).

De acuerdo a los tres tratamientos de mieles, para obtener hongos con buenas características fue el de miel de maíz, y el de mayor peso fresco y por lo consecuente una buena Eficiencia Biológica fue el tratamiento de miel de abeja.

VI. LITERATURA CITADA

- Andrade, M.R.L. 1995. Evaluación de sustratos para la producción del hongo comestible Shiitake (*Lentinus edodes* Berck). En: Marroquín, J. (Ed). Memorias III Seminario Nacional sobre Utilización de Encinos, Nuevo León, México. Publicación Especial No. 15 T.II: 715:728.ISSN-0185-6332.México.
- Avila, R.L.E., 1997. Evaluación financiera de una planta rural de setas comestibles *Pleurotus spp.* diseñada bajo tecnología ambiental en el sur de Jalisco, México. Tesis profesional. Chapingo, México.
- Block, S. S., G. Tsao and L. Han. 1959. Experiments in the cultivation of *Pleurotus ostreatus*. *Mush. Sci.* 4:309-325.
- Block, S.S., G. Tsao y L.H. Han 1959. Experiments on the cultivation of *Pleurotus ostreatus*. *Mush. Sci.* 4,309
- Beltrán V. E, L.L.E. Campos, R.B. López, V.R. Oviedo, R.J. Rodríguez y M.G. Tovar. 1995. Producción Comercial de Setas (*Pleurotus spp.*). Manual de Setas y Champiñones S. A de C. V. México.
- Bessette, A.E., R.W. Kerrigan and D.C. Jordan. 1985. Yellow blotch of *Pleurotus ostreatus*. *Applied and Environmental Microbiology* 50(6):1535-1537.
- Cailleux, R., A. Diop y A. Macaya-Lizano. 1976. *Pleurotus ostreatus* et formes afines: Compartimentcultural. Influence des sources carbonées et azotées sur le développement mycelien et la fructification.
Mush. Sci. (9)1,595.

- Chang, S. T. 1996. Mushroom research and development – equality and mutual benefit. Pp. 1 – 10. In: D. J. Royse (ed.) Mushroom Biology and Mushroom Products, Proceedigs of the Secon International Conference, University Park, Pennsylvania, June 9-12.
- Chang, S. T. 1999. World producción of cultivated edible and medicinal mushrooms in 1997 with emphasis on *Lentinus edodes* (Berk.) Sing. In China. *Internacional J. Med. Mush.* 1:291-300.
- Cruz Hernández, 2000. El poder curativo de los Hongos. Edición Selector, México.
- Diego, F. 1979. Setas. Ediciones Mundi-Prensa, España.
- Eger, G., H. D. Gottwald y U. v Netzer. 1974. The action of light and other factors on sporophore initiation in *Pleurotus ostreatus*. In: K. Mori (ed). *Mush. Sc.* 9:575-583.
- Fermor, T.R. 1987. Bacterial diseases of edible mushrooms and their control. *Cultivating Edible Fungi, Developments in Crop Science* 10:361-370.
- Ferri, F. 1985. *I funghi*. Edagricole, Bologna.
- Gaitán, H.R. 1993. Cultivo de *Pleurotus djamour* en zacate buffel, viruta de encino y bagazo de henequén. En J, G. Marmolejo y F. Garza-Ocañes, Editores, Contribuciones micológicas en homenaje al Biólogo José Castillo Tovar, Por su labor en pro de la micología Mexicana. Reporte científico Especial No. 13: 111-115 pp. UANL, Linares, Mexico.
- García R. M. (1998). Cultivo de Setas y Trufas. Tercera edición, ediciones Mundi – prensa España.

- García R. M. (1985). Nuevas técnicas de cultivo del *Pleurotus ostreatus*. Hojas Divulgadoras No. 8, Madrid, España.
- García, R. 1976. Hongos de la madera. Ministerio de agricultura. Madrid, España.
- Gea, F.J., J.C. Tello and M. Honrubia. 1996. *In vitro* sensitivity of *Verticillium fungicola* to selected fungicides. *Mycopathologia* 136:133-137.
- Guzmán D. et al. 1990. El cultivo de hongos comestibles *Pleurotus ostreatus* sobre el bagazo del maguey de la industria tequilera. Instituto de Botánica, Universidad de Guadalajara, Zapopan, Jalisco, Mex. Revista Mexicana de Micología. No. 3 pp 47-49.
- Guzmán, G. D. Salmenes, C. Soto-Velázco, L. Guzmán Dávalos. 1993. *El cultivo de los hongos comestibles*. Instituto Politécnico Nacional. México, D.F. 42-121.
- Guzmán G. y Matínez C. 1985. Planta productora de hongos comestibles sobre pulpa de café. Revista Ciencia y Desarrollo. (95): 41-48.
- Guzmán G. 1980. Identificación de los hongos comestibles, venenosos, Alucinantes, Edición Limusa. Mexico.
- Kamra, D.N. y F. Zadrazil. 1986. Influence of gaseous phase, light and substrate pretreatment on fruit body formation, lignin degradation and *in vitro* digestibility of wheat straw fermented with *Pleurotus* spp. *Agr. wastes* 18: 1-17.
- Lizan R, L. (1967). Identificación de Hongos Comestibles, Madrid, España p24-27.
- López, R. A. 1995. Cultivo de setas. Centro de Genética de Forestal. Universidad Veracruzana, Xalapa Ver. México.

- Matinez C. D., P. Morales, M. Sobal, 1990. Cultivo del *Pleurotus ostreatus* sobre bagazo de caña enriquecido con pulpa de café o paja de cebada. CEICADAR, Puebla, Pue, Mex. Micología Neotropical Aplicada No. 3 p 49-52.
- Marlowe, A. and C.P. Romaine. 1982. Dry bubble of oyster mushroom caused by *Verticillium fungicola*. Plant Disease 66:859-860.
- Moore, D. 1995. Tissue formation. In: N.A.R. Gow y G.M. Gadd (eds). *The Growing Fungi*. Chapman and Hall. 423-465.
- Morales, P. 1987. Cultivo de *Pleurotus ostreatus* sobre pulpa de cárdamo. INIREB, Xalapa, Veracruz, Méx. Revista Mexicana de Micología No. 3 p71-73.
- Naranjo, J.N., A.N. Almaraz, C.J. Herrera, R.J. Avila, 1998, Corteza de pino en el cultivo del hongo comestible *Pleurotus sp.* En raya, G.D, Ed. II Congreso Mexicano de Productos Forestales. Morelia, Mich; México. p32.
- Naranjo, J.N, J. Herrera-Corral, J. Avila-Relles, N. Almaraz-Albarca. 1995. Cultivo de hongos comestibles. Parte II. Crecimiento del hongo *Pleurotus ostreatus* en mezclas de paja de frijol con bagazo de *Agave mezcalero*. (CIDIIR-IPN-Dgo. Durango, Mex.). UBAMARI; Revista hispanoamericana de ciencia y tecnología. Vol. 11 (36): 31-33.
- Moore, D. 1995. Tissue formation. In: N.A.R. Gow y G.M. Gadd (eds). *The Growing Fungi*. Chapman and Hall. 423-465.
- Nordquist, P. and Rumery, M. 1967. Corn and Sorghum silage for lactating cows. J. Dairy Sci. 50, 115-1261.
- Pardo, P. 1999. Comunicación personal.

- Perala, Santolaria, 1973. Setas. 2aEd. Madrid, España.
- Poppe, J., W. Welvaert and G. De Both. 1985. Diseases and their control-possibilities after ten years *Pleurotus* culture in Belgium. Med. Fac. Landbouww. Rijksuniv. Gent 50(3b):1097-1108.
- Quimio, T. H. 1986. Guide to low-cost mushroom cultivation in the tropics. University of the Philippines at Los Banos. 73 p.
- Quimio, T.H., S. T. Chang, and D. J. Royse. 1990. Technical guidelines for mushroom growing in the tropics. FAO Plant Production and Protection Paper 106. Food and Agriculture Organization of the United Nations, Rome.
- Romero, Cova, S. 1993. Hongos Fitopatógenos . 1Ed. UACH, México.
- Revista de Ciencia y Desarrollo. CONACyT. Vol. XVI. Número 96. Enero-febrero 1991. México.
- Rodríguez, M., 1996. Caracterización de cepas del hongo comestible (*Pleurotus ostreatus*), en medios de cultivos y su evaluación en sustratos lignocelulosicos forrajeros para la producción de carpóforos. Tesis profesional. UANL. Nuevo León, México.
- Rzedowski, Jersy 1988. Vegetación de México. Ediciones Limusa, México.
- Sánchez J. E. y Royse D. J. 2001. La biología y el cultivo de *Pleurotus spp.* 1ª edición. Ediciones Limusa. México.
- Seymour, J. 1979. La naturaleza de las setas. 1Ed. Castell, Barcelona, España.
- Sobal, M., P. Morales, D. Martínez-Carrera, 1993. Utilización de los rastrojos del haba y frijol como sustrato para el cultivo del *Pleurotus*.

Laboratorio de Biotecnología en Hongos comestibles, Puebla, Pue., México. Micología Neotropical Aplicada (6) 137-141.

Soto, V. C. 2004. El Cultivo de las Setas (*Pleurotus spp.*) Tecnología de Producción de Alimentos. 1ª edición. Ediciones Cuellar. México.

Steel, R. G. D. and Torrie, D. H. 1980. Principales and procedures of statistics Ed; Magraw-Hill. USA PCPRPBIT Versión 1.0 Colegio de Posgraduados. Chapingo México.

Velásquez, Delín, N. 1995. Producción del hongo ostión o de cazahuate (*Pleurotus spp.*). Revisión bibliográfica departamento de Fitotecnia. UACH. México.

Villaseñor, I.L, A. Arias Garcia, O. Rodríguez Alcanzar. 1997. Hongos comestibles que podemos cultivar. Sección Universitaria, Internet. México.

Villegas, G. 1996. La producción de Hongos en México. Ed. Chapingo, México.

VII ANEXOS

1. Diámetro de Píleo (cm)

ANALISIS DE VARIANZA

FV	GL	SC	CM	F	P>F
TRATAMIENTOS	3	5.775696	1.925232	1.2274	0.343
ERROR	12	18.822601	1.568550		
TOTAL	15	24.598297			
C.V.%	23.94				

TABLA DE MEDIAS

TRATAMIENTO	MEDIA
1	4.6725 b
2	5.0200 ab
3	6.2450 a
4	4.9875 ab

2. Diámetro de pie (mm)

ANALISIS DE VARIANZA

FV	GL	SC	CM	F	P>F
TRATAMIENTOS	3	0.153002	0.051001	0.7587	0.541
ERROR	12	0.806600	0.067217		
TOTAL	15	0.959601			
C.V.	26.32				

TABLA DE MEDIAS

TRATAMIENTO	MEDIA
1	1.0750 ab
2	0.8800 b
3	1.0900 a
4	0.8950 b

3. Altura de pie (cm)

ANALISIS DE VARIANZA

FV	GL	SC	CM	F	P>F
TRATAMIENTOS	3	2.467316	0.822439	2.2161 **	0.138
ERROR	12	4.453339	0.371112		
TOTAL	15	6.920654			
C.V. %	13.19				

TABLA DE MEDIAS

TRATAMIENTO	MEDIA
3	4.9750 a**
4	4.9250 ab
2	4.5900 b*
1	3.9900 c

NIVEL DE SIGNIFICANCIA = 0.05

DMS = 0.9386

TABLA DE MEDIAS

TRATAMIENTO	MEDIA
3	4.9750 a
4	4.9250 a
2	4.5900 a
1	3.9900 a

NIVEL DE SIGNIFICANCIA = 0.01

DMS = 1.3160

4. Peso de hongos (gr)

ANALISIS DE VARIANZA

FV	GL	SC	CM	F	P>F
TRATAMIENTOS	3	46592.625000	15530.875000	1.6987*	0.220
ERROR	12	109712.250000	9142.687500		
TOTAL	15	156304.875000			
C.V.	37.84				

TABLA DE MEDIAS

TRATAMIENTO	MEDIA
1	285.5000 b
2	324.1250 a*
3	203.7500 c
4	197.2500 c

5. Eficiencia Biológica en por ciento

TRATAMIENTO	MEDIA
1Paja de sorgo/ testigo	70.62
2Paja de sorgo/ miel de abeja	80.17
3Paja de sorgo/ miel de maíz	50.4
4Paja de sorgo/ azúcar de mesa	60.35