

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA ANTONIO NARRO

DIVISIÓN DE AGRONOMÍA

DEPARTAMENTO DE BOTÁNICA



Estudio Comparativo de la Producción de Hongos Comestibles (*Pleurotus ostreatus*) Bajo Diferentes Sustratos Orgánicos

Por:

MAYELI MIRALDA GURGUA JIMÉNEZ

TESIS

Presentada como requisito parcial para obtener el título de:

INGENIERO EN AGROBIOLOGÍA

Saltillo, Coahuila, México

Diciembre del 2019

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA ANTONIO NARRO
DIVISIÓN DE AGRONOMÍA
DEPARTAMENTO DE BOTÁNICA

Estudio Comparativo de la Producción de Hongos Comestibles (*Pleurotus
ostreatus*) Bajo Diferentes Sustratos Orgánicos

Por:

MAYELI MIRALDA GURGUA JIMÉNEZ

TESIS

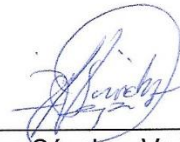
Presentada como requisito parcial para obtener el título de:

INGENIERO EN AGROBIOLOGÍA

Aprobada por el Comité de Asesoría:



Dr. Alonso Méndez López
Asesor Principal Interno



Dra. Miriam Sánchez Vega
Asesor Principal Externo



Dra. Silvia Yudith Martínez Amador
Coasesor



Dra. Iveth Dalila Antonio Carmona
Coasesor



Dr. José Antonio González Fuentes
Coordinador de la División de Agronomía



Saltillo, Coahuila, México
Diciembre del 2019

AGRADECIMIENTOS

A DIOS por haberme permitido la vida, la fuerza y la voluntad de seguir adelante. Por ser mi guía en los momentos difíciles, por darme su luz y ser mi compañía durante toda mi carrera profesional y de cumplir una de mis metas.

A la Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro, mi querida Alma Terra Mater, por permitirme la oportunidad de ser parte de ella y desarrollarme académicamente, por ser una fuente de esperanza en mi vida profesional, por facilitarme todas las comodidades que necesite, sin duda la mejor de todas.

Al departamento de Botánica y sus docentes, por la dedicación y paciencia al brindarme sus conocimientos, y ser un pilar para la universidad y haberme formado dentro de sus instalaciones como un ingeniero en Agrobiología... ¡Gracias!

Al Dr. Alonso Méndez López, por el gran apoyo que me brindo para culminar esta investigación, su dedicación, consejos y de facilitarme los implementos que necesité y además de ser mi profesor, asesor, un amigo.

A la Dra. Mirian Sánchez Vega, por su valiosa colaboración, por ser una persona excelente, una mujer valiente y comprometida, por su apoyo incondicional en todo momento, por formar parte de mi vida y tenerme mucha paciencia y sobre todo brindarme su amistad.

A la M.C. Felipa Morales Luna, gracias por su contribución, sugerencias y opiniones a esta investigación y colaboración valiosa para llevar a cabo el presente trabajo.

A mis amigos y compañeros de la generación CXXVII de Ingenieros en Agrobiología, en especial a Rolando Durantes, Omar Ucan, Norma Eleuterio, Maricruz Rodríguez, Everardo Agüero, Raul Morales. Compañeras y amigas Ixayana Gurgua, Fátima Gutiérrez, Thalía Tapia, Ludy Estrada, Belladoni López, Concepción García, Ildefonso García, Giovanni Aparicio, que durante mi carrera profesional siempre estuvieron como apoyo y compañía.

DEDICATORIAS

A mis padres:

MARIA ANTONIA JIMÉNEZ GÓMEZ

HORACIO GURGUA PÉREZ

Me cuesta imaginar de como hubiese sido mi vida sin el amor de mis padres, pero estoy segura de que no sería tan feliz como lo soy ahora, a pesar de las dificultades que ellos vivieron trataron hacer de mí una persona buena, con valores y educación, la dicha de tenerlos en vida es maravillosa y de compartirlos con ellos.

Son y serán un ejemplo de vida, valientes personas que me sacaron adelante y a mi familia, con sacrificios y enseñanzas me heredaron alegría, respeto, generosidad, fuerza, carácter, humildad. Este trabajo se los dedico a ellos agradeciéndoles con mucho amor el apoyo económico e incondicional que me brindaron... ¡Gracias, PADRES, Gracias DIOS!

A mis hermanos

Adriana, Elena, Horacio y Pablo, que como las ramas de un árbol crecemos en diferentes direcciones, pero nuestra raíz es una sola, aunque parezca que estamos alejados, siempre nos pensamos el uno al otro. Mis queridos hermanos agradezco la bendición de tenerlos y formar parte de mi vida, deseo que siempre tengan salud, amor, felicidad y vida para seguir compartiendo cada minuto de esta dicha.

A mis queridos sobrinos

Hernán, Arleth, Adrián, Daniel y Miguel A., por llenar de alegría y orgullo a mi corazón, deseo cumplan sus metas y todo lo que se propongan en esta vida...

A toda mi familia, abuelas, primos tíos, y personas que ocupan un lugar muy especial en mi corazón, que me ayudaron todo el tiempo.

Índice general

AGRADECIMIENTOS	v
DEDICATORIAS	vi
ÍNDICE DE CUADROS	ix
ÍNDICE DE FIGURAS	x
RESUMEN	xi
I. INTRODUCCIÓN	1
1.1. Justificación.....	3
1.2. Objetivos	4
1.2.1. Objetivo general	4
1.2.2. Objetivos específicos	4
1.3. Hipótesis.....	4
II. REVISIÓN DE LITERATURA	5
2.1. Importancia del cultivo de hongos.....	5
2.2. Principales productores de hongos.....	6
2.3. Producción de setas en México	6
2.4. Características generales de los hongos.....	7
1.2. Clasificación de los hongos.....	8
2.5.1. Ascomicetes.....	8
2.5.2. Basidiomycetes.....	8
2.5.3. Zigomicetos.....	9
2.5.4. Deuteromycota.....	10
2.6. Nutrición de los hongos	10
2.6.1. Saprofitos	10
2.6.2. Parasíticos	10
2.6.3. Simbióticos.....	11
2.7. Ecología de hongos.....	11
2.8. Importancia del género <i>Pleurotus ostreatus</i>	11
2.9. Producción artificial de los hongos setas.....	13
2.10. Control sanitario de <i>Pleurotus ostreatus</i>	15
2.11. Utilización de la <i>Kochia scoparia</i> (L.) Schrad).....	16
III. MATERIALES Y MÉTODOS	17

3.1.	Establecimiento del experimento.....	17
3.2.	Selección de cepa	17
3.3.	Aislamiento	17
3.4.	Incremento del inóculo.....	19
3.5.	Diseño experimental en laboratorio.....	20
3.6.	Análisis estadístico de datos de laboratorio.....	21
3.7.	Variables evaluadas.	21
3.8.	Establecimiento del experimento en cámara o cuarto de producción ...	21
3.8.1.	Obtención de sustratos	21
3.8.2.	Acondicionamiento de sustratos	22
3.8.3.	Siembra de micelio.....	22
3.8.4.	Acondicionamiento del cuarto de producción.....	23
3.9.	Diseño experimental.....	23
3.10.	Descripción de tratamientos.....	23
3.11.	Descripción de variables evaluadas	23
3.12.	Análisis estadístico.	25
IV.	RESULTADOS Y DISCUSIÓN	26
4.1.	Primera etapa: laboratorio	26
4.2.	Segunda etapa: desarrollo de la producción de cuerpo fructíferos	28
4.3.	Análisis de varianza.....	28
4.4.	Análisis de componentes principales	39
V.	CONCLUSIONES	41
VI.	LITERATURA CITADA	42

ÍNDICE DE CUADROS

Cuadro 1. Cuadrados medios del análisis de varianza para método de crecimiento y días de desarrollo del hongo <i>Pleurotus ostreatus</i> , en tres diferentes explantes del cuerpo fructífero (píleo, laminilla y pie).	26
Cuadro 2. Prueba de comparación de media de Tukey, entre tratamientos para métodos de aislamiento, crecimiento y desarrollo del hongo.....	27

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1. Partes extraídas del hongo <i>Pleurotus ostreatus</i> para el crecimiento micelial.....	18
Figura 2. Crecimiento del micelio en PDA purificado	19
Figura 3. Diseño experimental del aislamiento del micelio mediante explantes de <i>Pleurotus ostreatus</i> (píleo, pie y laminilla).	20
Figura 4. Representación del número total de las orejas <i>Pleurotus ostreatus</i> , UAAAN	30
Figura 5. Peso total y peso por oreja de <i>Pleurotus ostreatus</i>	31
Figura 6. Comportamiento de variables evaluadas en los diferentes sustratos (altura, ancho de oreja y tallo.....	34
Figura 7. Variable base- oreja del hongo seta.....	35
Figura 8. Variables evaluadas con respecto a proporción del peso y crecimiento de <i>Pleurotus ostreatus</i>	36
Figura 9. Relacion altura y ancho de oreja y tallo, UAAAN.	38
Figura 10. Distribución de los tratamientos (sustratos locales) en el componente Principal (CP) 1 y 2. Donde Las letras representan los sustratos locales, probados en la producción de <i>Pleurotus</i> , A: Rodadora, B: Trigo, C: Peatmoss; D: Rodadora + Trigo, E: Rodadora + Peatmoss, F: Trigo + Peatmoss	39

Estudio Comparativo de la Producción de Hongos Comestibles (*Pleurotus ostreatus*) Bajo Diferentes Sustratos Orgánicos.

RESUMEN

En América Latina, México ocupa el primer lugar en producción de hongos setas. Su producción ha incrementado en los últimos años gracias a la capacitación y difusión de información del proceso de producción y setas a productores y pequeñas empresas. El presente trabajo se llevó a cabo en las instalaciones del Departamento de Botánica en la Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro con el objetivo de evaluar la producción del hongo *Pleurotus ostreatus* mediante el uso de diferentes mezclas de sustratos orgánicos locales disponibles. Para la producción del hongo se establecieron seis tratamientos paja de Trigo (100%), Rodadora (100%), Peatmoss (100%), y mezclas Peatmoss+Rodadora (50%-50%), Trigo+Rodadora (50%-50%), Peatmoss+Trigo (50%-50%). Los principales resultados fueron la obtención de los aislamientos y el incremento con un rápido crecimiento micelial del hongo seta en un medio de cultivo (PDA) a partir de pequeños explantes de píleo de setas comerciales. Los parámetros de calidad del hongo considerados en esta investigación se presentaron dentro de los rangos estándares, entre los que destacaron peso total con la mezcla de Trigo+Peatmoss con 177.75 g. El peso por oreja tuvo su mejor valor con la Rodadora con 68.25 g. En general el sustrato a base de paja de Rodadora presentó un buen comportamiento en todos los parámetros evaluados y se sugiere como una excelente alternativa para su uso en la producción de hongos setas.

Palabras clave: Hongo, sustratos locales, cuerpo fructífero, calidad de seta.

I. INTRODUCCIÓN

Los hongos se distribuyen ampliamente por la mayor parte del mundo, existen aproximadamente 10,000 especies de las cuales solo el 10% son comestibles para los humanos (Velasco-Vargas, 2004). Cada vez más personas aprecian las cualidades nutricionales de los hongos, ya que contienen altas cantidades de proteínas, carbohidratos, bajos niveles de grasas, minerales (calcio, fósforo, hierro), incluso algunas vitaminas, que igualan al aporte de la leche (García-Rollan, 2007). Además, pueden ser utilizados como suplemento dietético (Khatun *et al.*, 2015).

En América Latina, México ocupa el primer lugar en producción de hongos setas. Su producción ha incrementado en los últimos años gracias a la capacitación y difusión de información como hacer la producción del hongo seta a productores y pequeñas empresas y de la generación de recetas para la preparación de exquisitos platillos (Flores-Contreras, 2012). El total de la producción anual rebasa las mil cuatrocientas toneladas de hongos y setas, el estado de México es el mayor productor de país (SAGARPA, 2016).

El origen de este cultivo se inició en los países europeos como Hungría, Alemania y Checoslovaquia, sobre madera, luego en la década de los 70's su producción industrial comenzó sobre las pajas de cereales pues es más fácil, rápido y más rentable (Sierra *et al.*, 2002).

El cultivo de setas comestibles actualmente se realiza sobre sustratos locales ya que representa una buena alternativa y se hace uso de los recursos naturales disponibles, mismos que generalmente son utilizados o en el peor de los casos, estos no se aprovechan. Además, cuando se cosecha hongos sobre sustratos naturales, aún el remanente del sustrato es aprovechable como abonos orgánicos que fortalecen al suelo con grandes contenidos de nitrógeno, fósforo y potasio (Chang, 2007).

En particular los basidiomicetes xilófagos de pudrición blanca juegan un papel predominante en la degradación de materiales lignocelulósicos, por su capacidad de convertir sustratos complejos en moléculas simples. Este tipo de hongos, han sido de los organismos fungí más relevantes y prometedores, no solo por su

simpleza en las técnicas de cultivo empleadas, sino porque su eficiencia biológica que puede superar el 100% (Martínez-Carrera, 1986).

Para el cultivo de estos hongos es importante tomar en cuenta la preparación del sustrato, del cual dependerá la alimentación del hongo, por lo que debe prepararse de modo en que sus componentes nutritivos sean bien distribuidos y adecuados para la especie elegida. Además, debe de quedar con una estructura y una composición homogénea posible y capaz de sostener físicamente los cuerpos fructíferos que se formen, aunque estas pueden crecer sobre sustancias determinadas o troncos de árboles, suelen prepararse mezclas de diferentes materiales que se complementen entre sí como, entre los que destacan: hojarasca, paja de cereales, pulpa de café, entre otros (García-Rollan, 2007).

En la búsqueda de sustratos esto puede muchas veces lograrse mediante la realización de mezclas, lo que permite incorporar proporciones diferentes de nutrientes (Uhart *et al.*, 2008). Estas mezclas suelen mejorar la estructura del sustrato (granulometría, porosidad), la disponibilidad y accesibilidad de los nutrientes y permiten obtener diferentes relaciones C/N o diferentes aportes de micronutrientes que pueden influir en los rendimientos.

1.1. Justificación

Los hongos son organismos diferentes a las plantas y animales por eso se encuentran clasificados en el reino Fungi. Son organismos considerados de gran importancia en la medicina, biotecnología, industria y como complemento alimenticio. El género *Pleurotus* o bien conocidos como “setas”, proporcionan un importante valor nutricional al ser humano, son bajos en grasas, aumentan los niveles de vitamina D, mejoran la función del sistema inmunológico, así como estudios clínicos indican que tienen función como anticancerígenos y reducen el colesterol alto en la sangre. Actualmente, la producción de este tipo de hongos representa una industria muy importante y su crecimiento a futuro es muy promisorio, debido principalmente a sus propiedades nutricionales y medicinales antes referidas, características que los han llevado a ganar preferencia en su aceptación por los consumidores lo que ha ocasionado que la demanda de este producto crezca día a día.

Las setas comestibles son una alternativa de cultivo, en diferentes regiones del país pues el consumo y con ello la producción se ha incrementado, en este último caso ya existen metodologías para que sea sencilla, fácil y de bajo costo, además existe la oportunidad en cada comunidad de aprovechar sustratos orgánicos, tales como el rastrojo de maíz, pajas de Trigo y avena que son fáciles de adquirir y que se utilizan como forrajes en forma común para alimentar al ganado; sin embargo, es necesario explorar la diversidad local, en este sentido especies vegetales que probablemente se puedan comportar como maleza o que su disponibilidad es amplia, en una región y/o localidad, puedan ser empleados como una propuesta o alternativa de uso como sustrato para la producción de este cultivo alternativo y que además pueden llegar a reducir los costos de producción.

1.2. Objetivos

1.2.1. Objetivo general

Evaluar la producción del hongo *Pleurotus ostreatus* mediante el uso de diferentes mezclas de sustratos orgánicos locales disponibles.

1.2.2. Objetivos específicos

- Emplear técnicas de laboratorio para favorecer el aislamiento del hongo y la producción de semilla inoculante con base en cepas comerciales de *Pleurotus ostreatus*.
- Evaluar el comportamiento de cepas comerciales aisladas en laboratorio y probadas en Trigo y sorgo como sustratos de incremento del inóculo.
- Comparar y evaluar en el desarrollo y producción de *Pleurotus ostreatus* en diferentes sustratos orgánicos como paja de Trigo, Peatmoss y maromera o Rodadora (*Kochia scoparia* (L) Schrad).

1.3. Hipótesis

La producción de hongos setas generalmente se desarrolla sobre sustratos orgánicos con alto contenido de nutrientes y reducido contenido lignocelulósico como es el caso de la paja de Trigo, sin embargo, su producción es posible mediante el uso de sustratos con menor contenido nutricional y mayor contenido de lignina y celulosa cuando se usan mezclas, por lo que, el uso de la Rodadora mezclada con PeatMoss proporcionará las condiciones óptimas para lograr alto rendimiento del hongo.

II. REVISIÓN DE LITERATURA

2.1. Importancia del cultivo de hongos

Los hongos han sido empleados y cultivados por el hombre desde hace milenios, tanto para la alimentación, como para el tratamiento de diferentes enfermedades, siendo los países como Japón, China y Corea, los consumidores más habituales (Smith *et al.*, 2002).

En el lejano Oriente, y aún más específico en China, están documentadas las más antiguas referencias al cultivo de hongos y también, el lugar donde más éxito se conseguido en cuanto a la producción. Así mismo, esta región es donde se han establecido las técnicas e infraestructura para la práctica habitual del cultivo de estos organismos entre los más éxitos son la producción de setas (Sierra *et al.*, 2002).

En México el consumo de hongos comestibles forma parte de la cultura de la población rural, su conocimiento y utilización ha sido muy importante para el desarrollo de muchas comunidades y como un cultivo alternativo que enriquece la nutrición de la población y ayuda a la estabilidad económica en las unidades de producción familiar.

En el país, la producción de hongos tuvo su inicio en 1933, con el cultivo de *Agaricus bisporus* (champiñón) y, varias décadas después, en 1974, el cultivo de *Pleurotus ostreatus* (seta). El shiitake japonés u hongo asiático (*Lentinula edodes*), se cultiva desde en 1984 (Gaitán- Hernández, 2013).

Cada día en el mercado internacional el consumo y comercialización de los hongos comestibles ha alcanzado un imaginable récord, debido a que actualmente ya se conoce un poco más sobre el valor nutricional lo que le ha dado mayor importancia al cultivo. Los hongos especiales o considerados exóticos impulsan mayores ventas, con precios que pueden ser hasta 10 a 30 veces más altos que los de las variedades básicas o más comunes en el mercado; por ejemplo, las trufas importadas pueden llegar a costar hasta \$ 1,500 la libra (453.59 g). Por otro lado,

las ventas totales de los hongos aumentan un 2 % a nivel internacional, lo que representa un poco más de \$ 266.5 millones al año, los hongos seta u ostras, así como las variedades de shiitake representan un porcentaje del 26 y 14 %, respectivamente dentro de las ventas anuales de estos cultivos (Strauss, 2014). En México, la producción de hongos es una de alternativa para exportación que favorezca las divisas del país; sin embargo, el pago de los agricultores es bajo, comparado con otros países como Japón, que puede llegar a ser el triple o más de lo que se paga a los trabajadores en el país.

2.2. Principales productores de hongos

Como potencia mundial, China es uno de los países agrícolas más grandes, que produce enormes cantidades de cultivos, residuos de cosecha y desechos orgánicos sólidos forestales y agroindustriales, que se utilizan como sustratos para hongos. En el año 2002, China produjo 86 millones de toneladas de hongos, lo que representa más del 70 % de la producción mundial. La participación de China en el volumen total de exportaciones de hongos para Asia es del 80 % y del 40 % del volumen total de exportaciones de hongos en el mundo, por lo tanto, China puede ser visto como la nueva fuente de energía de industria mundial de hongos (Chang, 2010).

2.3. Producción de setas en México

En México el total de la producción anual rebasa las mil cuatrocientas toneladas de hongos y setas, el estado de México es el mayor productor de país (SAGARPA, 2016). Lo cual equivale aproximadamente al 60 % de la producción total de América Latina. Las principales especies cultivadas y comercializadas en nuestro país son los champiñones blancos, cafés y orgánicos; las setas, el portobello, el shiitake y por supuesto el huitlacoche (Espinosa y Munguía, 2017).

2.4. Características generales de los hongos

Los hongos son organismos muy diferentes a las plantas, porque estos carecen de clorofila y por lo tanto no realizan fotosíntesis, su alimentación es heterótrofa (Campos y Arregui, 2010). La pared de los hongos se encuentra formada por quitina, que también está presente en el exoesqueleto de los artrópodos de manera que este polímero es de gran importancia por que regula el exceso de agua y evitan la deshidratación (Moreno *et al.*, 2010). Las setas son las partes fructíferas del hongo o también conocidos como cuerpos fructíferos; es común encontrar estas especies de organismos en zonas boscosas y húmedas del país. Su reproducción no es difícil y se lleva a cabo por medio de esporas. Para su desarrollo necesitan suficiente humedad y luz, de modo que la mejor producción natural de hongos y setas la obtenemos en épocas de lluvia abundante (SAGARPA, 2016).

Las setas se desarrollan y proliferan principalmente sobre troncos muertos y en descomposición u otros substratos ricos en materia orgánica. 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 y adecuadas de humedad y temperatura, este micelio extendido sobre un substrato adecuado, se transforman en pequeños grumos que van aumentando de tamaño hasta formar la típica seta (Gaitán-Hernández, 2013). A pesar de ser organismos muy simples, las setas son distintas morfológicamente entre ellas. Los caracteres morfológicos de mayor importancia y que clasifica a este tipo de hongos son el color, la estructura del sombrero, pie, himenóforo y el tamaño y morfología de la fructificación, percatarse en el modo de implantación de las láminas y el margen de estas, las más usuales son libres, escotadas, adnatas, uncinadas y decurrentes. El margen de las láminas se emplea para diferenciar especies y se diversifica entre liso, ondulado, crenado y aserrado, entre otros (Moreno *et al.*, 2010).

En lo particular, los hongos comestibles, poseen el mecanismo enzimático apropiado para la transformación de macromoléculas orgánicas complejas en compuestos simples, se han explotado como el rango medio de la planta debido a su particular capacidad de designificación selectiva (Moyson, 1991).

1.2. Clasificación de los hongos

Son organismos vivos eucariotas que se clasifican dentro del Reino Fungi abarcando las levaduras, los mohos y setas. El hongo dependiendo de las condiciones ambientales, esporula para diseminarse y colonizar ambientes cercanos o para permanecer en latencia, pero viable en situaciones adversas. El desarrollo reproductivo, las setas, macromicetos o “verdaderos hongos” forman un cuerpo fructífero que usualmente vemos y conocemos, algunos son comestibles y los demás son tóxicos para el ser humano (Grisales, 2017).

2.5.1. Ascomicetes

Los ascomicetos son muy importantes en los ecosistemas forestales, de gran relevancia económica ya que desde la antigüedad los han utilizados para las fermentaciones de pan, vino, cerveza y quesos, uno de los más evolucionados en su grupo, pueden vivir en diversos medios como el agua, los vegetales y animales en descomposición, en sustancias azucaradas y como importantes simbiontes (Romero-Zarco, 2017).

Dentro de la reproducción asexual de los ascomicetes se encuentra la formación de esporas (conidios) a partir de las hifas, es decir que no se forma el esporocarpo. Luego estos conidios son diseminados por medios muy distintos y en condiciones favorables pueden sobrevivir. Cuando se da la reproducción sexual en una zona del esporocarpo se desarrolla un tejido fértil y en él se originan unas células con forma de bolsa llamadas ascos (que contienen a las ascosporas) y que es exclusivamente una característica de este grupo (Kuhar *et al.*, 2013).

2.5.2. Basidiomycetes.

Los basidiomicetos son hongos macroscópicos, se caracterizan por tener sombrero, en estos se ubican los comestibles, los tóxicos, los alucinógenos, y fitopatógenos que incluyen a los tizones y las royas. En la actualidad se conocen un aproximado de 25,000 especies, no obstante, su clasificación aún no está completa,

pero se trata de uno de los más evolucionados del grupo y a sus especies se les conoce popularmente como setas (Rojas-Ramírez, 2013).

Su reproducción es sexualmente, las células responsables de la producción de las esporas sexuales (basidiosporas) se llaman basidios y estas a su vez se forman en la punta de ellos. En un ciclo sexual típico las basidiósporas germinan formando micelios haploides de un solo núcleo (también llamado micelio primario) que tienen una vida breve ya que pronto se produce la plasmogamia. Este acontecimiento origina un micelio dicariótico (micelio secundario) a partir del cual se forma el cuerpo fructífero o basidioma y en cuyo himenio se formarán los basidios (Kuhar *et al.*, 2013).

2.5.3. Zigomicetos.

Se encuentran en cualquier lugar como restos vegetales, en la tierra y en alimentos como son el pan, las semillas y especias, son filamentosos ubicuos se dispersan muy fácilmente por el viento debido a su pequeño tamaño. Constituyen una fuente de contaminación en cualquier tipo de trabajos de laboratorios de igual manera pueden encontrarse en la microbiota de la piel y mucosas y se aferran a ello (Alhambra y Del Palacio, 2008).

Estos organismos son de fácil y rápido crecimiento tanto en medios selectivos como no selectivos, desarrollan componentes miceliales que se propagan rápidamente y que cubren toda la placa en muy poco tiempo. Se identifican porque producen colonias finas algodonosas de color blanco, grisáceos o marrones sin bordes definidos a simple vista. Su caracterización se determina en la presencia de hifas grandes y no tabicadas, anchas y similares a cintas largas, con un tamaño de 10 a 20 micras de diámetro y con ramificaciones que se separan de la principal en ángulos próximos a los 90°, con producción de esporangiosporas dentro de los esporangios y es observado en un microscopio (Torres *et al.*, 2007).

2.5.4. Deuteromycota.

A este phylum corresponden alrededor de 25 mil especies cuya madurez sexual (fase perfecta) no ha sido observado y se reproducen asexualmente, y por esta razón se les llama imperfectos. Ésta es una conveniencia de clasificación artificial fundamentada en la forma de los conidióforos y el color, forma, tamaño y número de septos de los conidios. En el caso de que se observara la forma sexual de algún miembro de este grupo, se lo ubicaría en el que corresponda ya que tiene similitudes a los de más clasificaciones (Sobrado *et al.*, 2013).

2.6. Nutrición de los hongos

Estos son los únicos organismos heterótrofos que no se pueden desplazar para conseguir su alimento. Por lo consiguiente degradan y digieren el alimento por fuera y absorben lo necesario. En el procedimiento de absorción de nutrientes y minerales están involucradas grandes cantidades de exoenzimas, las cuales rompen las macromoléculas y el resultado de esta degradación es absorbido por el hongo (Pérez-Patiño, 2011)

2.6.1. Saprofitos

Los hongos utilizan la materia orgánica muerta o en descomposición como alimento, estos son más frecuentes en el ecosistema e interactúan con la mineralización de los restos vegetales. Estos hongos tienen distribución cosmopolita y dependen del lugar que habitan (Aguirre *et al.*, 2014).

2.6.2. Parasíticos

Estos hongos obtienen el alimento de un hospedador que es otro ser vivo, comprenden la relación de simbiosis, pero se comportan como parasíticos (Cubas, 2007).

2.6.3. Simbióticos

Esta relación trófica entre dos organismos que obtienen su alimento no causa lesión aparente a ninguna de ellas y resultan beneficiosos. En esta relación se dan dos principales funciones, la primera la relación con algas para formar líquenes y la otra en las raíces de las plantas llamadas micorrizas que tienen como objetivo de absorber y transportar Fosforo, Nitrógeno y demás elementos esenciales (Honrubia, 2009).

2.7. Ecología de hongos

Ecología de hongos o ecología fúngica es la relación entre hongos, el medio y otros organismos. Las tácticas ecológicas que han desarrollado los hongos son muy competentes. Esto reflejado en la valoración del número de especies que habitan en la Tierra (Sierra-Castro, 2012).

La importancia ecológica de esta actividad económica reside en la utilización y reciclaje de más de 474 mil toneladas de subproductos agrícolas, agroindustriales y forestales que en un dado caso ya no utilizamos y lo vemos como desechos. El cultivo de hongos en México ha evolucionado a diferencia de otros países donde se ha desarrollado como un negocio netamente privado y ven el poder adquisitivo, bajo dos vertientes principales: el desarrollo industrial privado y la producción rural por el sector social (Mora-Pérez, 2014). Los hongos debido a su capacidad degradativa que poseen más de 8,000 mil especies son perjudiciales para los vegetales (Velázquez, 2010).

2.8. Importancia del género *Pleurotus ostreatus*

El crecimiento y la comercialización de los hongos silvestres se da en regiones boscosas que propician las condiciones favorables y se estima la explotación de 200 mil toneladas anualmente (Espinosa y Munguía, 2017). Los hongos juegan un papel importante y elemental en el mantenimiento de la biosfera ya que son los principales

organismos descomponedores de la materia orgánica, permitiendo así el seguimiento del ciclo de la materia y energía. También una característica muy importante de los hongos es que producen metabolitos secundarios que se desempeñan como aliados de la medicina y la biotecnología (Guarro, 2012).

Las especies del género *Pleurotus*, al ser más flexible que el género *Agaricus*, pueden ser, cultivadas y producidas en otras latitudes y aún a altitudes cercanas al nivel del mar. Como países de España y China; o en las montañas de Perú y al sur del trópico de Capricornio en Chile y Argentina, en el hemisferio sur. Dada la biología, los hábitos de crecimiento y desarrollo del hongo seta y una menor tecnificación de su cultivo, las instalaciones para la producción de este hongo pueden ser de pequeña escala. Por ello es usual ver que pequeños productores se apropian de la tecnología y desarrollan el cultivo sin grandes inversiones (Sánchez-Mata, 2012).

Comúnmente las setas son importantes controladores biológicos que producen toxinas en sus glándulas secretoras espatuladas. Cuando los nematodos tocan las gotas de toxinas estas quedan paralizadas e inmóviles. Previamente, algunas hifas del hongo estimuladas por los productos excretados por el hospedante inmóvil, se dirigen hacia los orificios del cuerpo del nematodo, para colonizarlo y digerirlo. De igual forma, las microcolonias de especies de bacterias del género *Agrobacterium* y *Pseudomonas* pueden ser atacadas y destruidas por el hongo de este género *Pleurotus* siendo así un agente muy importante en el ecosistema ambiental (Rodríguez y Jaramillo, 2004).

En China, Japón y Estados Unidos de América se comercializan distintas formas y presentaciones de extractos de estos productos como enlatados, secos, condimentos, etc. (Pérez *et al.*, 2010). Otro dato importante es que tienen la capacidad de sobrevivir con compuestos antibacterianos y antifúngicos, por lo tanto, no es sorprendente que los compuestos antimicrobianos con actividades más o menos fuertes puedan aislarse de muchos hongos y que podrían ser beneficiosos para el ser humano (Karunanandaa *et al.*, 2005).

En estudios que se realizan a través de laboratorios de diferentes cepas de hongos silvestres se han sometido a crecimiento y los resultados se interpretan y discuten

en la perspectiva de establecer metodologías viables de producción de hongos capaces de apoyar actividades agro-económicas relevantes como estas especies: *Pleurotus ostreatus*, *Pleurotus pulmonaris*, *Pleurotus eringii* y *Volvariella volvacea* (Philippoussis *et al.*, 2001).

2.9. Producción artificial de los hongos setas

Para elaborar el sustrato que nos permita el crecimiento de las setas se debe tomar en cuenta cual es la fuente principal que nutrirá el hongo y la base del componente como es el caso de la lignocelulosa, que es un material orgánico renovable y es el principal componente estructural de todas las plantas. La lignocelulosa se conforma de tres componentes: celulosa, hemicelulosa y lignina. Además, pequeñas cantidades de otros materiales como ceniza, proteínas y pectina se pueden encontrar en residuos lignocelulósicos, en diferentes grados en función de la fuente (Sánchez, 2009). Se debe mencionar también que algunos hongos son muy selectivos en cuanto en el material en el cual obtendrán el alimento, esto se debe a la acidez, la actividad microbiana, el agua y el pH (Sosa-Leiva, 2012).

Las setas juegan un papel muy importante en el manejo de desechos orgánicos que se han convertido en un problema crítico para su eliminación y supresión (Marlina *et al.*, 2015).

Estudios recientes comprenden que la mayoría de las cepas fúngicas producen diversas enzimas en grandes cantidades que se liberan en el medio ambiente y actúan de forma sinérgica. La descomposición de la biomasa lignocelulósica implica la formación de polisacáridos de cadena larga, principalmente celulosa y hemicelulosa, y la subsiguiente hidrólisis de estos polisacáridos en sus azúcares componentes de cadenas de 5 y 6 carbonos. En la producción de biocombustibles, estos azúcares pueden convertirse en bioetanol mediante procesos de fermentación, utilizando hongos con la facilidad de degradar la materia orgánica disponible y generando ventajas tanto en lo social como en lo económico (Zhou y Ingram, 2000).

Para la degradación de los sustratos lignocelulósicos por parte de los hongos del género *Pleurotus* esta depende de la producción y secreción de enzimas ya antes mencionadas. Como resultado de las enzimas en la colonización decisiva en la producción de frutos (Giardina *et al.*, 1999; Ohga *et al.*, 2000).

Para poder obtener el cultivo de hongos se debe considerar la sostenibilidad y el respeto con el medio ambiente utilizando los materiales de desecho de la agricultura (Rosas-Alcántara, 2010). Para su producción, se requiere de un medio preparado con materiales lignocelulósicos que están presentes en grandes cantidades en los desperdicios o subproductos agrícolas locales, con aproximadamente de un 60-70 % de celulosa y 15 % de lignina de gran aporte nutrimental (Michel *et al.*, 2010).

Por definición de sustrato entendemos al conjunto de materiales orgánicos como las pajas de gramínea sobre la cual se van a cultivar las setas. A esta familia pertenecen el Trigo, la cebada, la avena, el maíz, el arroz, el centeno, el sorgo, el mijo y una gran cantidad de pastizales. Por otra parte, se define también como material sólido distinto del suelo, natural, de síntesis o residual, en mineral u orgánico que colocándolo en contenedor de forma pura o mezcladas permiten el desarrollo de los organismos desempeñando así un soporte de estos mismos (Donado- Parada, 2014).

El sustrato se debe elaborar de tal manera que permita el crecimiento selectivo, rápido y robusto de las setas y retarde el de sus competidores como son otros tipos de hongo. El cultivo de los hongos del género *Pleurotus* sp., tiene un gran atractivo debido principalmente a que producen una gran calidad sobre un sustrato, como materiales de desecho lignocelulósico. Todo el residuo del sustrato utilizado después de la cosecha también llamado composta, aún tienen nutrientes esenciales que pueden ser reutilizados para otros géneros de hongos, como forraje de ganado, como acondicionador del suelo o fertilizantes y biorremediación (Gaitán y Silva, 2016).

En cuanto al potencial como forraje que pueda tener un sustrato usado en cultivos de hongos del género *Pleurotus* sp., se ha encontrado que el mejoramiento de la digestibilidad depende mucho de la especie del hongo, del material orgánico utilizado y de las condiciones del cultivo. Hay muchas formas de producir esta

especie de hongo: se pueden usar bolsas colgadas, tarimas de madera o de cedazo inoxidable, papel periódico, troncos de árboles en descomposición (Cruz *et al.*, 2010).

2.10. Control sanitario de *Pleurotus ostreatus*

Los hongos comestibles son muy susceptibles a plagas y enfermedades que afectan a la economía y ocurren pérdidas potenciales si no hay un buen manejo, por eso es importante el control sanitario como es el proceso de pasteurización de los sustratos, ya que favorece que queden libres de organismos y microorganismos que puedan generar plagas y enfermedades; sin embargo, se debe mantener un monitoreo constante de luz, humedad, temperatura y aireación. Las plagas que más afectan al cultivo son: moscas, nematodos, cochinillas, ácaros, colémbolos, estos exterminan el micelio y no los deja desarrollar. Es muy importante controlar las plagas, por lo que se deben realizar monitoreos constantes (Ortiz y Muñoz, 2014).

La aparición de enfermedades se favorece con la humedad excesiva, el calor (para la germinación de sus esporas el hongo prefiere 25°C) y la escasa ventilación. Pueden estar caudados por hongos inferiores patógenos o competidores, bacterias y virus. Todos ellos son de fácil propagación y contagio pues su pequeñísimo tamaño hace difícil su exterminio (López Pérez, 2011).

Rodríguez *et al* (2006), mencionan varios problemas de contaminación de la semilla por microorganismos competidores (hongos y bacterias) debido a la acumulación de polvo, poca desinfección de laboratorio y esterilización de los materiales utilizados, humedad inadecuada en la semilla y mal manejo del transporte de las muestras. Además, mencionan que no se presentan crecimiento micelial en la semilla causados por temperaturas inadecuadas en la incubación, que la semilla sea vieja y que este deteriorada.

Uno de los hongos que se presenta comúnmente es *Aspergillus* sp., es un hongo filamentoso, saprofito, es uno de los principales productores de micotoxinas, crecen en cualquier tipo de sustrato. Es una contaminante habitual de los conductos de climatización y ventilación, pueden vivir entre los 12°C y los 57°C. Su transmisión

se produce principalmente por medio de esporas o conidios dispersos en el ambiente (Databio, 2012). Otro hongo importante es *Penicillium* spp, es un hongo filamentoso igual a *Aspergillus* spp., donde las colonias son normalmente de crecimiento rápido. Al principio son de textura algodonoso blanco y con el tiempo adquieren un color verdoso, azul también presentan gotas de exudado, crecen favorablemente en suelo, vegetales y compostas, las esporas se encuentran libremente en forma de bioaerosol en el aire (Databio, 2016).

2.11. Utilización de la *Kochia scoparia* (L.) Schrad)

La maromera o coquia es una planta nativa de zonas áridas y semiáridas, perteneciente a la Familia de las Chenopodiaceae, en nuestro país crecen comúnmente es los estados del norte, esta planta no exige demasiada agua y humedad. Soportan condiciones extremas de clima y suelo, pues se desarrollan en suelos alcalinos, salinos y secos (García-García, 2006).

Esta planta es rustica se emplea como alimento para el ganado, se compara con la alfalfa y los quelites para el consumo humano, por su contenido nutrimental tales como el 24 % de proteína, 58 % de fibra cruda, y 38 % de extracto libre de nitrógeno (Perea, 2008).

III.MATERIALES Y MÉTODOS

El experimento se realizó en las instalaciones de la Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro con las siguientes coordenadas 25°21'13"N 101°01'56"O y con una altitud de 1763 msnm. Durante el desarrollo se consideraron dos etapas, una de ellas fue en laboratorio, con la finalidad de aislar, purificar e incrementar la fuente de inóculo del hongo *Pleurotus ostreatus*, y otra etapa se llevó a cabo en un cuarto de producción, esta etapa consistió en el acondicionamiento de sustratos, cama de siembra y establecimiento del experimento.

3.1. Establecimiento del experimento

En la etapa de laboratorio, el experimento se estableció en el laboratorio de Botánica de la UAAAN.

3.2. Selección de cepa

La cepa para la producción del inóculo, fue obtenida de setas comerciales, por lo que se compraron charolas de hongo de la empresa Monteblanco[®], las cuales fueron seleccionadas con base en frescura, sanidad y tamaño grande del cuerpo fructífero.

3.3. Aislamiento

Para el aislamiento de la cepa, se requirió preparar medio de cultivo PDA (Papa-Dextrosa-Agar) con la finalidad de que se desarrollen y crecieran hifas del hongo y posteriormente micelio, el medio de cultivo se preparó disolviendo 39 g de PDA (BD Bioxon) en un litro de agua destilada en el matraz de Erlenmeyer y se colocó en la parrilla de calentamiento con agitadores magnéticos dentro del matraz, para homogenizar la solución, se colocó un tapón hermético y posteriormente se introdujo el medio de cultivo en una autoclave para esterilizarse a una temperatura de 120-

125°C durante 15 min. Pasado el tiempo, y ya que el medio de cultivo estaba templado se colocó 1.0 mL de antibiótico (gentamicina), para evitar el crecimiento de bacterias y posteriormente se vació el medio de cultivo en cajas Petri de 9.0 cm de diámetro.

Una vez gelatinizado el PDA y evaporada la condensación en las cajas Petri, se procedió a hacer la siembra; por lo tanto, se desinfectaron los cuerpos fructíferos de las setas comerciales con una solución de cloro al 6 % (60 mL de hipoclorito de sodio diluido y aforado a 1000 mL de agua destilada), los cuales se agitaron durante tres minutos. Una vez realizado este paso con ayuda de un bisturí se procedió hacer pequeños cortes del material biológico (píleo, pie, y tallo del cuerpo fructífero de la seta) en cuadros (1.0 cm² aproximadamente) (Figura 1).

Cada explante se colocó en una caja Petri con medio de cultivo y se incubaron en una cámara con temperatura controlada de 25 a 30°C.



Figura 1. Partes extraídas del hongo *Pleurotus ostreatus* para el crecimiento micelial.

Las cajas Petri sembradas con los explantes de las setas fueron supervisadas cada tres días para ver si no había problemas de contaminación y monitorear el crecimiento de las hifas, en el caso de haber identificado algún material contaminado, éste se purificó hasta dejar el material libre de otros microorganismos, y esto requirió haber eliminado cajas Petri y haber hecho resiembras con explantes de medio de cultivo con hifas o micelio (Figura 2).



Figura 2. Crecimiento del micelio en PDA purificado

3.4. Incremento del inóculo

Una vez purificadas y crecidas las cepas de *Pleurotus ostreatus* en PDA, se procedió a incrementar el micelio para ser utilizado como fuente de inóculo, para lo cual se requirió hacer el establecimiento en semilla de Trigo y sorgo.

La semilla fue adquirida en una empresa forrajera, se trasladó al laboratorio, se limpió, lavo y se eliminaron partículas extrañas y/o contaminantes, como piedras y restos de materia orgánica. Ya limpia la semilla de cada una de las especies, en forma independiente se pusieron a remojar por 8 a 12 h, con la finalidad de que la semilla se embebiera e iniciará internamente los procesos fisiológicos y bioquímico de desdoble de nutrientes y sustancias contenidas en el endospermo y capa de aleurona.

De cada especie se llenaron bolsas de polipapel con 200 g de semilla y se esterilizaron en la autoclave a una temperatura de 120°C por 15 min. Una vez frías las bolsas con la semilla, se procedió a hacer la siembra, colocando pequeños trozos de PDA con micelio entre la semilla y se volvieron a cerrar se procuró no dejar mucho aire dentro de la bolsa. La semilla se incubo a temperaturas frescas de 20 a 25°C por un tiempo de 8 a 12 días y bajo oscuridad. Se monitoreo el crecimiento del micelio cada tres días, así como también se verificó que no hubiera presencia de contaminantes como bacterias, hongos y ácaros.

3.5. Diseño experimental en laboratorio.

Se estableció un diseño experimental completamente al azar para el experimento de aislamiento, el cual tuvo cinco repeticiones y tres tratamientos, los cuales consistieron en T1: explantes de píleo o sombrero, T2: explantes de pie, T3: explantes de laminilla, bajo dos condiciones ambientales, luz y temperatura. La unidad experimental se definió como una caja Petri con cuatro explantes, de cada tratamiento (Figura 3).

En el caso del experimento que se estableció para el incremento del inóculo, de igual forma se aplicó un experimento completamente al azar, con dos tratamientos (semilla de Trigo y semilla de sorgo), con cuatro repeticiones, la unidad experimental consistió en una bolsa de 200 g de semilla húmeda.

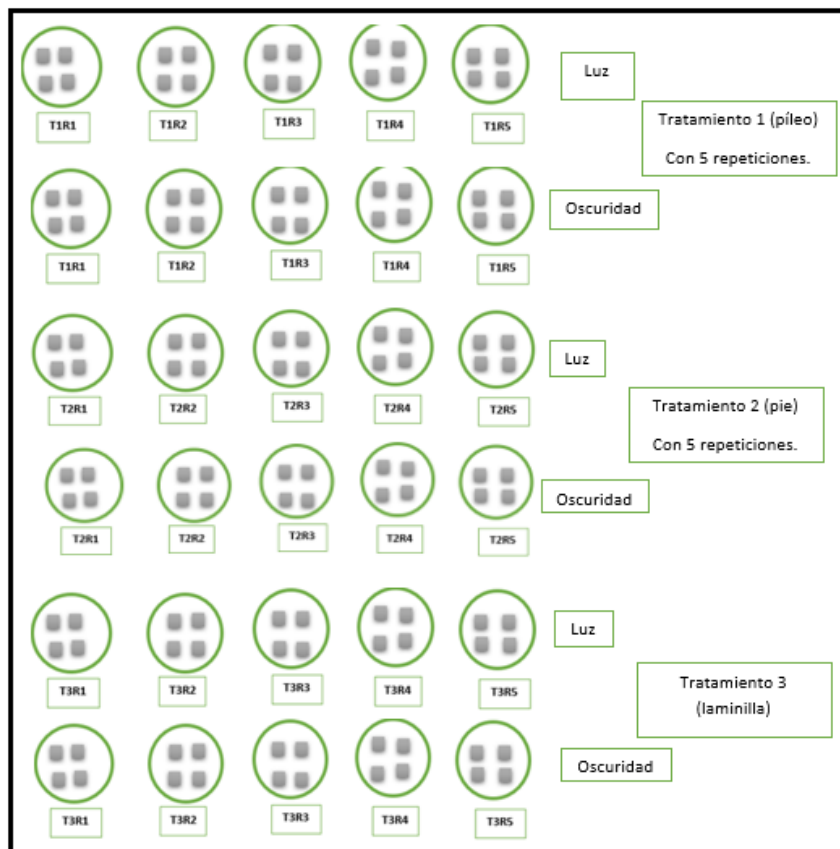


Figura 3. Diseño experimental del aislamiento del micelio mediante explantes de *Pleurotus ostreatus* (píleo, pie y laminilla).

3.6. Análisis estadístico de datos de laboratorio.

Para el análisis estadístico se realizó un análisis de varianza y comparación de medias entre tratamientos con una prueba de rango múltiple de Tukey ($P < 0.05$) (SAS Institute, 2002), para determinar que explantes del hongo tuvieron mejor desarrollo y crecimiento micelial bajo luz y oscuridad y los días de cobertura completa en el medio de cultivo dentro de las cajas Petri.

También se analizó el porcentaje del crecimiento micelial del inóculo en semilla de Trigo y sorgo, bajo las mismas condiciones estadísticas.

3.7. Variables evaluadas.

LUZ: porcentaje de crecimiento de hifas, bajo condiciones de luz.

DCL: días transcurridos de la cobertura total de micelio dentro de la caja Petri, bajo condiciones de luz.

OSC: porcentaje de crecimiento de hifas, bajo condiciones de oscuridad.

DCO: días transcurridos de la cobertura total de micelio dentro de la caja Petri, bajo condiciones de oscuridad.

CMST: porcentaje del crecimiento de micelio en semilla de Trigo.

CMSS: porcentaje del crecimiento de micelio en semilla de sorgo.

3.8. Establecimiento del experimento en cámara o cuarto de producción

3.8.1. Obtención de sustratos

Se recolectó la Rodadora (*Kochia scoparia* L.), como propuesta de sustrato local para la producción de *Pleurotus ostreatus*, se trató de ubicar la temporada en la que la planta se encontraba seca en campo, por lo que la época de colecta fue en invierno (finales de febrero, 2018). Las plantas recolectadas fueron trituradas en pequeñas partículas, con apoyo de un molino de motor, con el objetivo de que la

planta presentara las características adecuadas, para el establecimiento y facilitar la siembra del hongo.

Como sustratos comerciales ya utilizados en la producción de setas se utilizaron el Peatmoss Turbe y la paja de Trigo seca, este último es comúnmente el más usado debido a los nutrimentos, textura, manejo y fácil desarrollo del cultivo de los hongos.

3.8.2. Acondicionamiento de sustratos

El proceso de esterilización del sustrato juega un papel muy importante en el desarrollo de los hongos, ya que de este depende en gran medida el éxito del proyecto, una deficiente esterilización puede ocasionar la aparición de organismos patógenos u contaminantes, por tal razón, se utilizó la técnica de inmersión en agua caliente descrita por Kurtzman en 1979.

Los sustratos se pesaron (100 g) y colocaron en costales tipo arpillas con una etiqueta de identificación, y se esterilizaron en una tina con agua hirviendo por una hora, a una temperatura de 70 °C a 80 °C, se buscó que el agua cubriera totalmente el sustrato, cumplido el tiempo se dejó reposar. Al día siguiente se sacaron las arpillas para que escurrieran y se prosiguió a realizar la siembra.

3.8.3. Siembra de micelio

Para realizar la siembra primeramente se limpió y desinfecto el laboratorio con hipoclorito de sodio y alcohol al 70%, se utilizó una bata limpia de laboratorio y se tomaron todas las medidas necesarias para evitar fuentes de contaminación por cualquier otro microorganismo que afecte el micelio para el establecimiento del experimento.

Se utilizó como fuente de inculo el grano de Trigo y sorgo con el micelio de *Pleurotus ostreatus* incrementado en laboratorio. La siembra consistió en ir colocando en bolsas plásticas de un kilogramo de capacidad, una capa de sustrato y esparcir homogéneamente sobre éste, el inculo (semilla con micelio) aproximadamente 250 g, en total se hicieron cuatro capas por bolsa.

3.8.4. Acondicionamiento del cuarto de producción

El experimento se instaló en un cuarto acondicionado para la producción de hongos, ubicado en el edificio de Agrotecnia en la UAAAN. Se armó un estante de madera para el establecimiento de los tratamientos. El cuarto cuenta con tres ventanas y en estas mismas se sellaron a la mitad con plástico negro con el fin de proporcionar oscuridad para el buen desarrollo del hongo, así como también se instaló un termómetro digital que permitió monitorear la temperatura y humedad.

3.9. Diseño experimental

El experimento se estableció bajo condiciones homogéneas y controladas de luz, temperatura y humedad, en un módulo piloto o cuarto de producción para hongos; con un diseño experimental de bloques completamente al azar, con seis tratamientos y cuatro repeticiones. La unidad experimental consistió de una bolsa de un kilogramo de capacidad, se llenaron con el sustrato correspondiente a cada tratamiento.

3.10. Descripción de tratamientos

Se establecieron seis tratamientos (T), los cuales consistieron de paja de Trigo (testigo, T1) Rodadora (T2) y Peatmoss Turbe (T3), en forma independiente con un 100% de sustrato en cada tratamiento y los otros tres tratamientos sirvieron para evaluar mezclas entre sustratos Peatmoss+Rodadora (50%-50%, T4), mezcla paja de Trigo+Rodadora (50%-50%, T5), mezcla Peatmoss+Paja de Trigo (50%-50%, T6).

3.11. Descripción de variables evaluadas

Numero de orejas (NO): esto consistió en contar el número de orejas por cada cuerpo fructífero de cada tratamiento y repetición y se registró número.

Peso total (PT): se pesaron los cuerpos fructíferos cosechados en cada tratamiento, y se registró el dato en g·unidad experimental⁻¹.

Peso de la oreja (PO): se pesó tres orejas tomadas al azar de cada repetición por tratamiento en una báscula digital y se procedió tomar el dato en g·unidad experimental⁻¹.

La proporción del porcentaje del peso de la oreja (PPPO): se consideró el peso total en gramos menos el peso de tres orejas seleccionadas al azar en gramos y se multiplico por cien por ciento y dividido entre el peso total.

Altura de la oreja (hO): se midió la altura de las orejas utilizando un vernier graduado en milímetros tomando tres orejas al azar y se registró el dato en mm·unidad experimental⁻¹.

Ancho de la oreja (aO): se midió el ancho de la oreja utilizando un vernier graduado en milímetros tomando tres orejas al azar y se registró el dato en mm·unidad experimental⁻¹.

Relación altura-ancho de la oreja (relhaO): esta variable consiste en la división de la altura y el ancho de las orejas seleccionadas.

Ancho del tallo (aT): consistió en medir el ancho del tallo con un Vernier graduado en milímetros y se registró el dato en mm·unidad experimental⁻¹

Altura del tallo (hT): consistió en medir el alto del tallo con un Vernier graduado en milímetros de las orejas seleccionadas y se registró el dato en mm·unidad experimental⁻¹

Relacion ancho-altura del tallo (relahT): esta variable consiste en la división del ancho entre la altura de las orejas seleccionadas.

Base-oreja (BO): esta variable consistió en medir con Vernier graduado en milímetros desde la base de la seta hasta llegar a la oreja y se registró mm·unidad experimental⁻¹.

Proporción de la oreja (PropO): se consideró la altura de la oreja por el cien por ciento y dividiendo con la variable de base- oreja para la obtención de datos y que refleje el mayor acercamiento a la significancia del cien por ciento y sea aceptada.

Proporción del tallo (PropT): se consideró el ancho de la oreja por el cien por ciento y dividiendo con la variable de base- oreja para la obtención de datos y que refleje el mayor acercamiento a la significancia del porcentaje y sea aceptada.

3.12. Análisis estadístico.

Para el análisis estadístico se realizó un análisis de varianza y comparación múltiple de medias entre tratamientos con una prueba de Tukey, a una confiabilidad del 99% ($\alpha \leq 0.01$) (SAS Institute, 2002), para determinar cuál de los sustratos y sus combinaciones presentó mayor rendimiento de setas y calidad de cuerpos fructíferos.

IV. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

De las tres etapas desarrolladas en el experimento, se obtuvieron los siguientes resultados

4.1. Primera etapa: laboratorio

Ríos y Ruiz (1993), mencionan que se observan mejor crecimiento micelial cuando se aísla de tejidos basidiocarpos correctamente desinfectados, en esta investigación se aislaron explantes de setas partir del píleo, pie y laminilla y se sometieron bajo condiciones de luz y oscuridad y se evaluó el porcentaje de crecimiento del micelial en cada explante así como los días en los que se cubrió totalmente el medio de cultivo dentro de la caja Petri; de esta forma el análisis de varianza que se aplicó a las variables arrojó diferencias altamente significativas en el porcentaje de crecimiento micelial, tanto en incubación con luz (LUZ), como con oscuridad (OSC) y los días que transcurrieron para que el micelio cubriera completamente la caja Petri en presencia de luz (DCL); mientras que la variable días en los que el micelio cubrió en su totalidad la caja Petri con oscuridad (DCO), solo presento diferencias significativas (Cuadro 1).

Cuadro 1. Cuadrados medios del análisis de varianza para método de crecimiento y días de desarrollo del hongo *Pleurotus ostreatus*, en tres diferentes explantes del cuerpo fructífero (píleo, laminilla y pie).

FUENTE DE VARIACION	gl	LUZ	DCL	OSC	DCO
TRATAMIENTOS	2	6125.00**	69.80**	6500.00*	69.06**
ERROR	8	343.75	1.30	458.33	1.40
TOTAL	14				
CV (%)		37.08	10.00	42.82	13.65
R ²		0.83	0.93	0.80	0.93
DSTD		34.07	3.31	36.60	3.33
MEDIA		50.00	11.40	50.00	8.67

** : diferencias altamente significativas ($\alpha \leq 0.01$); * : diferencias significativas ($\alpha \leq 0.01$); CV (%): porcentaje del coeficiente de variación para cada variable; R²: varianza total de la variable explicada por la regresión, DSTD: Desviación estándar; gl: grados de libertad, LUZ: porcentaje de crecimiento micelial con luz; OSC: porcentaje de crecimiento micelial con oscuridad; DCL: días que transcurrieron para que el micelio cubriera completamente la caja Petri en presencia de luz; DCO: días en los que el micelio cubrió en su totalidad la caja Petri con oscuridad.

En cuanto al desarrollo micelial en condiciones de luz, Cerzos (2017), menciona que esta condición no es tan necesaria porque el micelio crece favorablemente en oscuridad imitando las condiciones naturales en donde se reproducen. Por lo que, el experimento en el laboratorio comprobó el efecto de la oscuridad con más rapidez y expansión total del micelio en las cajas Petri con agar por un tiempo de cuatro a ocho días aproximadamente (Cuadro 1).

La prueba de medias de Tukey encontró diferencias significativas entre tratamientos para la variable de crecimiento en oscuridad, lo que indica que el píceo (T1) obtuvo un desarrollo del 90 % invadiendo totalmente la caja Petri en 4.40 días, seguido del tratamiento pie (T2) lo cual dio un 40 % del crecimiento micelial en 10.40 días y por último el tratamiento de laminilla (T3) el cual obtuvo un menor crecimiento micelial del 20 % y durante 11.20 días aproximadamente (Cuadro 2).

Cuadro 2. Prueba de comparación de media de Tukey, entre tratamientos para métodos de aislamiento, crecimiento y desarrollo del hongo.

TRATAMIENTOS	LUZ	DCL	OSCURIDAD	DCOSC
T1: PILEO	85.0 a	7.40 c	90.0 a	4.40 b
T2: PIE	50.0 b	12.0 b	40.0 b	10.40 a
T3: LAMINILLA	15.0 c	14.58 a	20.0 b	11.20 a
DMS	27.04	1.662	31.223	1.725

Valores con la misma letra son estadísticamente iguales a un $\alpha \leq 0.05$; DMS: Diferencia mínima significativa; LUZ: porcentaje de crecimiento micelial con luz; OSC: porcentaje de crecimiento micelial con oscuridad; DCL: días que transcurrieron para que el micelio cubriera completamente la caja Petri en presencia de luz; DCO: días en los que el micelio cubrió en su totalidad la caja Petri con oscuridad.

El crecimiento del micelio a partir de setas comerciales, bajo condiciones de luz en el píceo (T1) presentó un crecimiento de explantes del 85% y tardó en cubrirse el medio de cultivo dentro de la caja Petri en un tiempo de 7.40 días, seguido del T2 realizado con el explante pie que tuvo un porcentaje del 50 % de los explantes con crecimiento micelial en un tiempo 12 días; mientras la laminilla (T3) presentó solo un 15% de explantes de los cuales hubo crecimiento micelial y además fue el más tardado en llenar la caja con 15 días es importante resaltar que este último

tratamiento presento contaminantes relacionados con hongos, en comparación a los demás (Cuadro 2). Al respecto, Varnero *et al.* (2010) indican que el micelio también puede ser obtenido de setas que crecen de forma natural sobre troncos muertos y de ahí mismo propagarlos en laboratorio colocando los pequeños cortes en medio de cultivo de nuestra preferencia siempre y cuando este contenga los nutrientes que propicie el desarrollo micelial.

4.2. Segunda etapa: desarrollo de la producción de cuerpo fructíferos

Debido a los problemas de contaminación que se presentaron en el incremento del inoculo, se compró éste con una empresa productora de hongos del Estado de México, para poder dar seguimiento a la producción de setas, mediante sustratos locales.

El análisis de varianza que se realizó en la evaluación de sustratos locales en la producción de *Pleurotus ostreatus*, indico que no hubo diferencias estadísticamente significativas ($\alpha \leq 0.10$; $\alpha \leq 0.05$ y $\alpha \leq 0.01$) en el modelo aplicado e incluso entre tratamientos, los cuales se refieren a los diferentes tipos de sustrato.

Debido a que no se encontraron diferencias significativas entre los tratamientos (sustratos), se decidió hacer la interpretación de los resultados por medio de un análisis descriptivo y como complemento se hizo un análisis de componentes principales, para determinar cuál de los sustratos presentó mejores características expresada en la respuesta de la producción de *Pleurotus*.

4.3. Análisis de varianza

A continuación, se presentan los resultados del trabajo de campo, en donde se observan las gráficas de obtención de datos y la significancia de cada una de las variables obtenidas en el análisis de varianza.

4.3.1. Número de orejas

La prueba de medias Tukey ($\alpha \geq 0.05$), no mostro diferencias estadísticas entre tratamientos; sin embargo, es importante destacar que el tratamiento Rodadora (100%) presentó el mayor rendimiento en cuanto al número de oreja producidas en comparación con el tratamiento Trigo (100%) el cual obtuvo un valor de 25.50 orejas de seta, seguido por el tratamiento cuatro correspondiente a la mezcla de Rodadora con Trigo con un valor de 24.75 orejas de setas, registrando el valor más bajo para el tratamiento cinco con un valor de 14.25 orejas. Estos datos sugieren que el hongo encontró las condiciones adecuadas para su buen desarrollo en el sustrato a base de Rodadora, lo que representa una observación muy importante. Por lo tanto, aunque se observa una tendencia hacia el establecimiento de diferencias entre tratamientos (figura 4).

Los datos obtenidos en el presente trabajo superan a los reportados por Romero *et al.* (2010), guardando la proporción debido a que estos autores utilizaron bolsas de 6 kg de sustrato, en total se cosecharon 283 (23.5) hongos en las muestras de paja de Trigo, 250 (20.8) en paja de cebada, 218 (18.1) en la hoja de plátano deshidratada, por lo que, el rastrojo de Rodadora utilizado en esta investigación presenta mejor respuesta. Bermúdez *et al.* (2007), utilizaron en su investigación la mezcla de pulpa de café y viruta de cedro como sustrato para la producción de setas, con un buen índice de rendimiento de (64.7%) y (18.2%). Para este proceso se tomó como muestra una cepa de la especie de *P. sajor caju.*, registrada como CCEBI3027 de la colección del CEBI (Centro de Estudios de Biotecnología Industrial) de la Universidad de Oriente, Cuba.

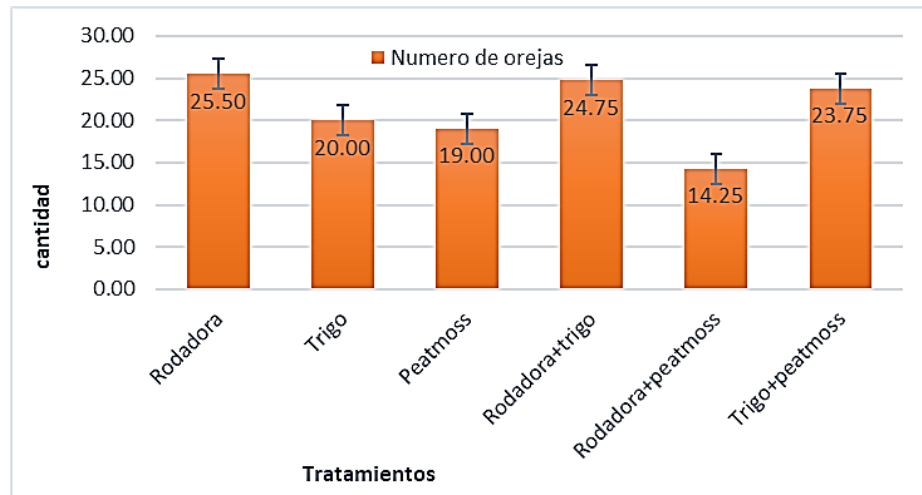


Figura 4. Representación del número total de las orejas *Pleurotus ostreatus*.

4.3.2. Peso total

En cuanto al peso total, los resultados mostraron un amplio rango que va desde 177.75 g (Trigo+Peatmoss) hasta 52.25 g (Rodadora+Peatmoss), el tratamiento Rodadora (100%) mostró un peso aceptable con 116.75 g y se ubicó como el segundo con mayor peso, superando al tratamiento de Trigo (100%) el cual alcanzó un peso total de 82.67 (figura 5).

En este sentido Romero *et al.* (2010), reportan desde 129 hasta 123 gr de peso de orejas en sustratos de paja de Trigo, cebada y hoja de plátano respectivamente, representado como eficiencia biológica. Mora y Martínez-Carrera (2007), encontraron eficiencias biológicas de 39 a 162 en sustrato de paja de Trigo con cepas comerciales *Pleurotus spp.*

4.3.3. Peso por oreja

En cuanto al peso por oreja, la prueba de medias indica que, aunque no se identificaron diferencias estadísticas, el tratamiento Rodadora (100%) presentó el mayor rendimiento con 68.25 g por oreja, en tanto que la combinación de

Rodadora+Trigo obtuvo 59.50 g por oreja. Por otro lado, se destaca que las combinaciones de Trigo+Peatmoss y Rodadora+Peatmoss presentaron los valores más bajos con 39.50 y 32.25 g por oreja respectivamente, por lo que, estas combinaciones promovieron la formación de los cuerpos fructíferos, pero no aportaron los nutrientes necesarios para que estos alcanzaran un buen desarrollo (figura 5).

En este sentido, Barrales *et al.* (2016), mencionan que la utilización de diferentes sustratos como paja de caña cruda y paja de caña fermentada para la producción de setas comestibles han generado resultados favorables, al utilizar especies silvestres (*P. opuntiae*, y *P. pulmonaris*) en donde se evalúan la tasa de producción en fresco obteniendo 393.9 g y 345.1 g por sustrato, sin embargo no se encontraron diferencias estadísticamente significativas, como lo ocurrido en esta presente investigación.

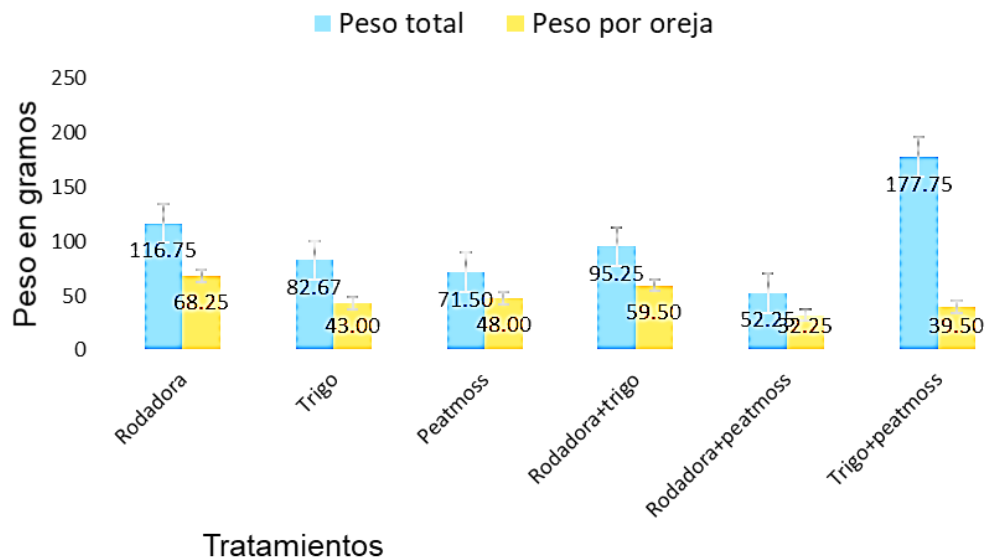


Figura 5. Peso total y peso por oreja de *Pleurotus ostreatus*.

4.3.4. Altura de la oreja

En la prueba de medias se observa que la mezcla de los sustratos de Rodadora con Trigo provocó la mayor altura de la oreja o sombrero, cuantificando un valor promedio de 382.8 mm por oreja, que representa más que el tratamiento uno de Rodadora con el que se obtuvieron hongos con una altura promedio de 348.9mm, indicando que las mezclas de estos sustratos influyeron en el desarrollo de la altura de los hongos setas representado en (figura 6).

En este sentido, Romero *et al.* (2010), concluyen que el tamaño o el diámetro del pileo varían de acuerdo al sustrato, al estudiar el comportamiento de los residuos de hojas de plátano (*Musa paradisiaca*) deshidratada y paja de Trigo, esto debido a la composición química que presentan cada una de ellas.

4.3.5. Ancho de la oreja

En la prueba de medias, dichos datos arrojaron diferencias numéricas entre los tratamientos, aunque esos valores nos son estadísticamente significativos. Sin embargo, si para cada tratamiento y mezclas de estas, donde el tratamiento cuatro que corresponde a la mezcla de Rodadora+Trigo obtuvo un valor de 434.5 mm siendo este el más alto, seguido del tratamiento Rodadora (100%) con un valor de 405.5 mm y dejando el tratamiento dos que corresponde a Trigo (100%) con un valor de 267.1 mm siendo este el valor más bajo.

Sosa-Leyva (2012), indica que la pulpa de café fue el mejor sustrato con relación al diámetro de la seta. En el caso particular de esta investigación el mayor diámetro de seta se atribuye a la mezcla de Rodadora+Trigo (figura 6).

Díaz-Pérez (2008), indica que, en la evaluación de los sustratos sorgo, zacate, tallo de maíz, olote de maíz, cartón y fibra de coco, en el análisis de varianza si se encuentra diferencias significativas, donde la paja de Trigo con un valor de 8.46 cm resultó el mejor y el más bajo tratamiento con cartón con un valor de 4.8 cm.

4.3.6. Ancho de tallo

Para esta variable ancho del tallo, la prueba de medias se obtuvieron significancia entre tratamientos, mostrándose diferencia entre el tratamiento cuatro que corresponde a la mezcla de Rodadora con Trigo con un valor de 174.66 mm y al tratamiento uno que corresponde a Rodadora con un valor de 162.90 mm. dentro del análisis de medias también se encuentra el tratamiento dos que corresponde a Trigo con un valor de 84.75mm representado en (figura 6).

4.3.7. Altura del tallo

Para el caso de esta variable cabe denotar que la prueba de medias demuestra diferencias entre tratamiento siendo el tratamiento uno que corresponde a Rodadora arroja un valor de 54.53 mm, seguido del tratamiento cuatro de Rodadora con Trigo con valor de 49.15 mm, el tratamiento dos correspondiente a Trigo arrojo un valor de 30.68 mm siendo este el más bajo de todos los tratamientos representado (figura 6).

Los resultados obtenidos en esta investigación superan a los difundidos por Díaz-Pérez (2008), quienes reportan diferencias estadísticas en el parámetro diámetro del tallo de *Pleurotus ostreatus* al utilizar los sustratos sorgo, zacate, tallo de maíz, olote de maíz, cartón y fibra de coco; donde el Trigo arrojó el valor más alto con 19.2 mm, y el más bajo correspondió al cartón con un valor de 8.20 mm.

García-Téllez (2008), indica que para obtener el mejor desarrollo del hongo el estípite tanto como el píleo es muy necesaria la humedad y aireación del sustrato; y de acuerdo con su investigación, los resultados obtenidos los que cubrieron estas condiciones son los sustratos olote y la mezcla olote más rastrojo, en este caso los valores más altos lo arrojaron los tratamientos de Rodadora con Trigo y el sustrato de Trigo.

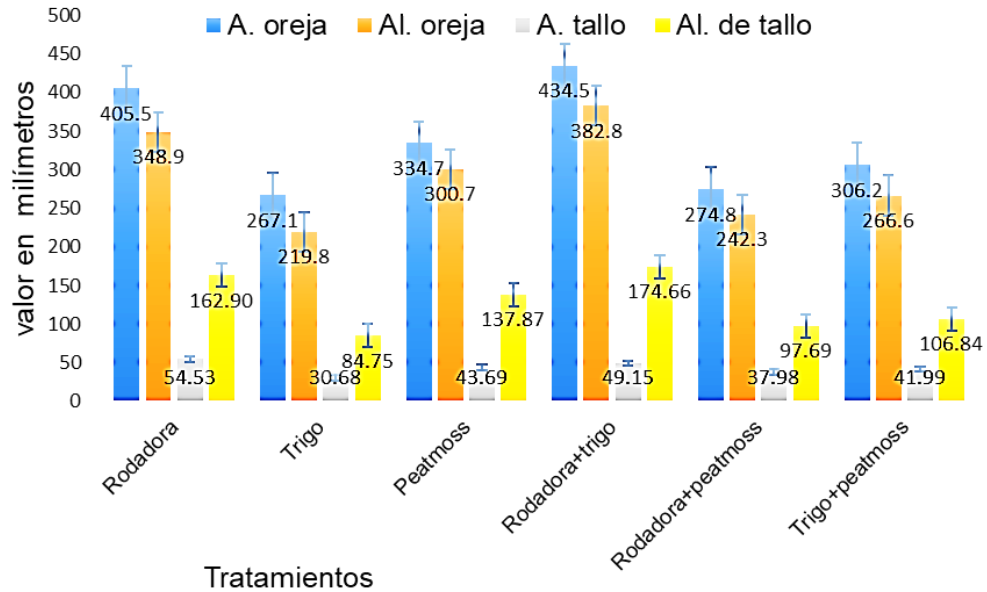


Figura 6. Comportamiento de variables evaluadas en los diferentes sustratos altura, ancho de oreja y tallo.

4.3.8. Base-oreja

En esta variable, demuestra los datos obtenidos de la mezcla de Rodadora con Peatmoss correspondiente al tratamiento cinco constituye un rango de 502.4 mm en longitud de la seta y el tratamiento dos (Trigo), refleja el número más bajo en cuanto a longitud obtenida en la cosecha (289.8). Aunque no demuestra diferencia estadísticamente significativa en el análisis de varianza, si presenta diferencia entre tratamientos representado (figura 7).

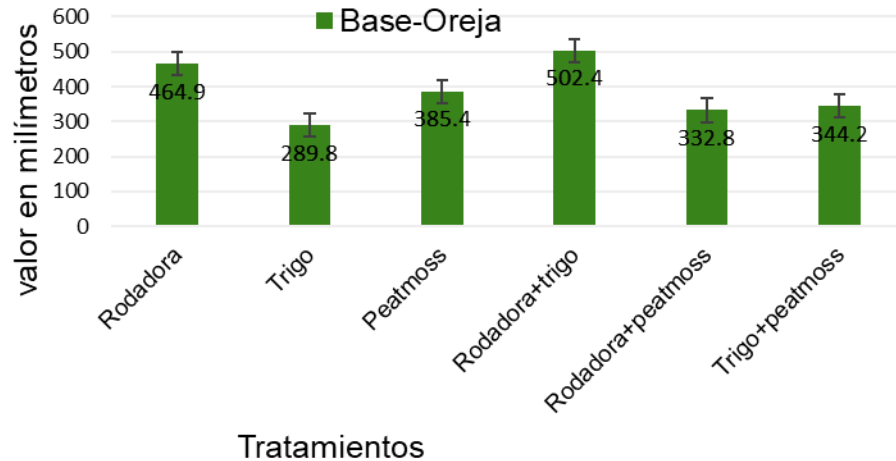


Figura 7. Variable base- oreja del hongo seta.

4.3.9. Proporción de la oreja

La prueba de medias realizada con base a los datos obtenidos demuestra que la proporción de la oreja es igual a: al ancho de la oreja multiplicado por el cien % y dividiéndose entre la variable base-oreja tiene un porcentaje de tendencia en el 70% al 80% en todos los tratamientos establecidos, marca como el tratamiento más alto en cuanto a proporción a la mezcla de Trigo con Peatmoss obteniendo un valor de 77.4%, seguido del tratamiento tres (Peatmoss) con un valor de 77.3% siendo estos dos los rangos más altos, en sí que estadísticamente no hay diferencia significativa pero si entre tratamiento representado en (figura 8).

4.3.10. Proporción del tallo

La prueba de medias realizada con base a los datos obtenidos demuestra que la proporción del tallo es igual a: el ancho del tallo multiplicado por el cien % y dividiéndose entre la variable base-oreja tiene un porcentaje de tendencia en el 30% en todos los tratamientos establecidos, marca como el tratamiento más alto en cuanto a proporción a Rodadora obteniendo un valor de 36.5%, seguido del tratamiento tres (Peatmoss) con un valor de 36.3% siendo estos dos los rangos más

altos, en sí que estadísticamente no hay diferencia significativa pero si entre tratamientos (figura 8).

4.3.11. Porcentaje de proporción del peso de la oreja

En esta variable de porcentaje de proporción del peso de la oreja se obtuvo del peso total de los cuerpos fructíferos menos peso de cada oreja seleccionada multiplicando al cien por ciento y dividiéndose entre el peso total lo cual indica que hay diferencias entre los tratamientos establecidos, en la prueba de medias, arroja que el tratamiento dos correspondiente a Trigo obtiene el puntaje más alto con 49.92%, seguido del tratamiento seis correspondiente a la mezcla de Trigo con Peatmoss con un 49.85% representado (figura 8).

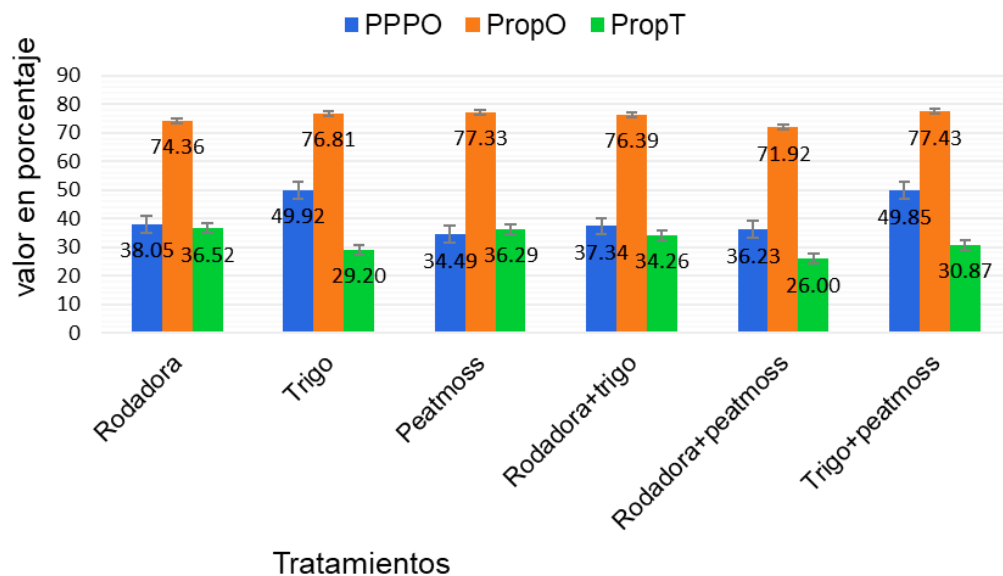


Figura 8. Variables evaluadas con respecto a proporción del peso y crecimiento de *Pleurotus ostreatus*.

En cuanto a perspectiva de la comercialización de los hongos setas un estudio realizado en Yucatán en el año 2005, argumenta que los productores locales necesitan acceder al mercado por medio del canal supermercado, por lo cual, es

necesario disponer de estudios que permitan conocer las características del producto con el propósito de determinar su viabilidad comercial, características de su mezcla de mercadotecnia (producto, precio, promoción y distribución) y lo más importante, las necesidades del mercado meta. En otros aspectos el hongo seta ha ganado un espacio en los supermercados en lo cual compite con diferentes hongos tales como el champiñón, portobello y el huitlacoche; pero estos varían en cuanto presentación o como lo prefiere el cliente final, tal como producto fresco (89%) y (100%) producto procesado como champiñón y huitlacoche. De otra forma también conviene dar publicidad según los criterios establecidos por los supermercados tales como: calidad, presentación y la vida de anaquel ya antes mencionado, juegan un rol muy importante para la adquisición de este producto. Características físicas como el tamaño grande aproximadamente de 10 cm, en color blanco, olor agradable y fresco (Pacheco *et al*, 2005).

4.3.12. Relación altura-ancho de la oreja

La variable relación altura - ancho de la oreja es igual a la división de ambos y el resultado que se obtuvo demostró que en el análisis de varianza no hubo diferencias estadísticamente significativas, en la prueba de medias de Tukey que los tratamientos establecidos se comportaron en una tendencia estable, más sin embargo el tratamiento más alto fue el tres donde se observó en el sustrato de Peatmoss indica un valor de 0.90 mm, seguido por el tratamiento cinco que es la mezcla de Rodadora con Peatmoss con valor de 0.87 mm, el Trigo que refiere al tratamiento dos también con un valor de 0.87 mm, siendo el más bajo el tratamiento uno que corresponde a la Rodadora con un valor de 0.86 mm, eso indica que si hay diferencias entre tratamientos (figura 9).

4.3.13. Relación ancho-altura del tallo

Los resultados obtenidos para esta variable en relación ancho y altura del tallo de *Pleurostus ostretaus*, en el análisis de varianza no presenta diferencias estadísticas significativas, pero al realizar la prueba de medias el resultado corresponde al tratamiento cinco que obedece a la mezcla de Rodadora con Peat Moss obtuvo el resultado más alto superando a todos los tratamientos, registrando una media de 0.46mm, lo que indica que este tratamiento difiere en dicha relación, seguido inmediatamente por los tratamientos T2, T6, T3, y T4 respectivamente, en donde el tratamiento uno indica al sustrato Rodadora fue el más bajo registrando una media de 0.31mm, así como se muestra, en el cual si hay diferencias entre tratamientos (figura 9).

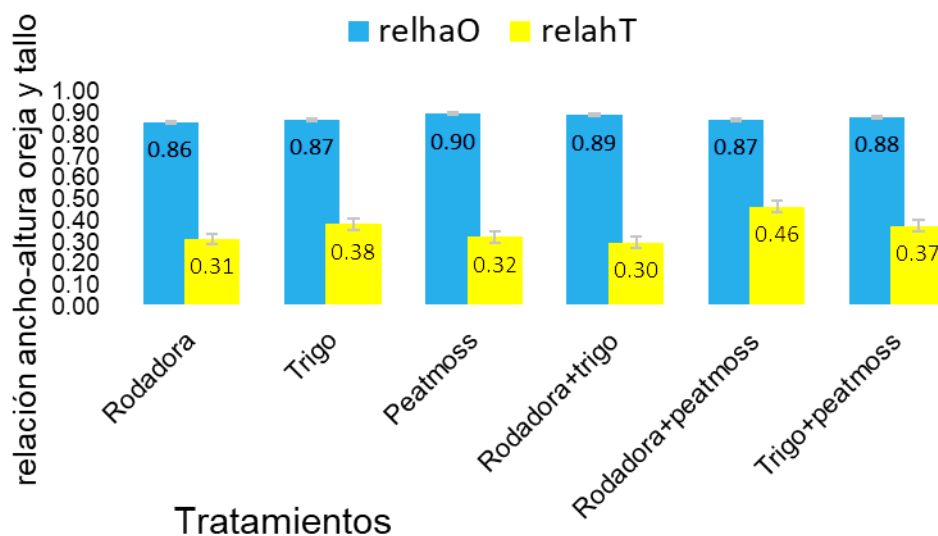


Figura 9. Relación altura y ancho de oreja y tallo, UAAAN.

Un punto muy importante es el valor que se le agrega al remanente del sustrato utilizado en la producción de las setas el cual, es utilizado como abono orgánico para otros cultivos, abono para plantas de ornato, como alimento para animales (vacas, búfalos), peces, en reutilización para el cultivo de otras setas, además como manejo de plagas y biorremediación (Bermúdez *et al*, 2019).

4.4. Análisis de componentes principales

En el análisis de los componentes principales (CP) se encontró que la mayor proporción de la varianza acumulada (>70%) se refleja hasta el tercer componente. Mientras al describir el comportamiento de cada variable en los componentes principales se encontró que en la CP1 está influenciada por variables relacionadas a las características de las orejas de *Pleurotus* ($hO=0.380$, $aO=0.383$, $BO=0.382$), según los valores absolutos más altos obtenidos en el análisis; mientras que para la CP2, se encontraron variables relacionadas a rendimiento ($PT=0.526$, $PPPO=0.571$, $RelhaO=0.509$); para el caso de la CP3 se encontró que las variables están relacionadas a tallo ($relahT=0.655$ y $PropT=0.556$), para fines prácticos y por la cantidad de varianza acumulada en cada componente se procedió a analizar la dispersión de los datos solo para la CP1 (50.4%) y CP2 (14.0%) (Figura 11).

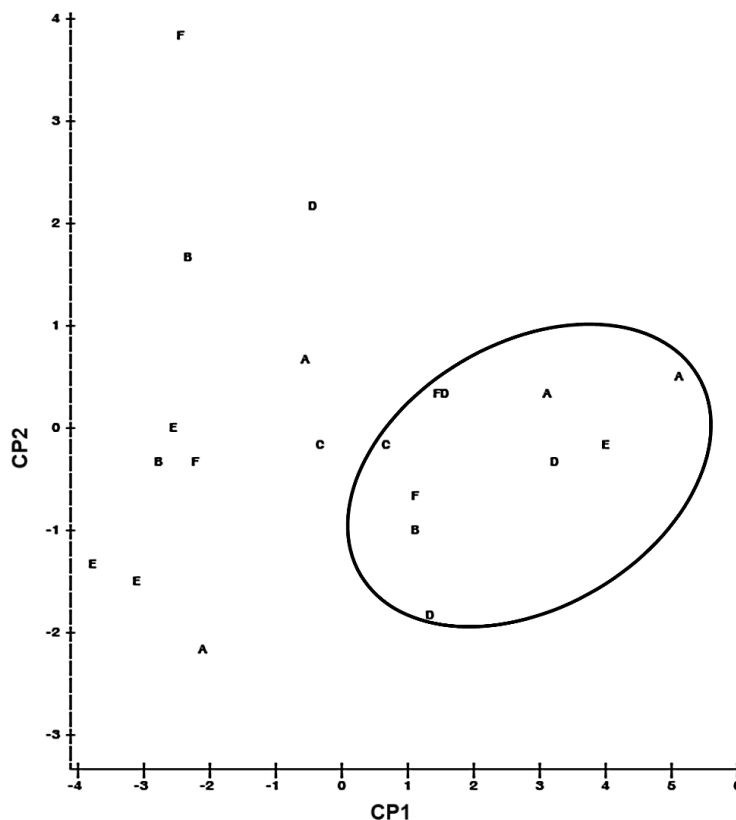


Figura 10. Distribución de los tratamientos (sustratos locales) en el componente Principal (CP) 1 y 2. Donde Las letras representan los sustratos locales, probados en la producción de *Pleurotus*, A: Rodadora, B: Trigo, C: Peatmoss; D: Rodadora + Trigo, E: Rodadora + Peatmoss, F: Trigo + Peatmoss

En la dispersión de los tratamientos en la CP1 y CP2 se encontró que el sustrato Rodadora y Rodadora más Trigo, presentaron los valores más altos para oreja y de mayores rendimientos; mientras que para el tratamiento de Rodadora con Peat moss produjo las orejas más pequeñas y el más bajo rendimiento, lo que indica que con respecto al testigo, estos tratamientos fueron diferentes, este análisis permitió encontrar variación entre los sustratos y la relación con las variables evaluadas, ya que estadísticamente no hubo diferencias, el tener rendimiento más alto y cuerpos fructíferos más grandes representa para un productor mayores ganancias, considerando que no se realizó el análisis B/C, por lo que el utilizar un sustrato local y que en el norte del país es abundante, entonces puede ser una alternativa para la producción de este cultivo y dar una alternativa a los productores.

V. CONCLUSIONES

Se lograron obtener los aislamientos y el incremento con un rápido crecimiento micelial del hongo seta en un medio de cultivo (PDA) a partir de pequeños explantes de píleo de setas comerciales.

La metodología empleada para el incremento del inóculo no fue la adecuada, debido a que se presentó contaminación por bacterias, hongos y ácaros.

Los parámetros de calidad del hongo considerados en esta investigación se presentaron dentro de los rangos estándares, entre los que destacaron peso total con la mezcla de Trigo+Peatmoss con 177.75 g. El peso por oreja tuvo su mejor valor con la Rodadora con 68.25 g.

En general el sustrato a base de paja de Rodadora presentó un buen comportamiento en todos los parámetros evaluados con respecto a la paja de Trigo, por lo que puede considerarse como una excelente alternativa para su uso en la producción de hongos setas.

VI. LITERATURA CITADA

- Aguirre-Acosta E., Ulloa M., Aguilar S., Cifuentes J., Valenzuela R. 2014. Biodiversidad de hongos en México. Revista mexicana de biodiversidad. Pág. 77. México
- Alhambra A., Del Palacio A. 2008. Casos de Microbiología Clínica. Zigomicosis Gástrica. Caso n°413. Pág.2. Editorial Francisco Soria Melguizo, S. A. Madrid, España.
- Barrales M., Mata, G. 2016. Selección de cepas nativas del hongo de maguey (*Pleurotus opuntiae*) y evaluación de su producción en sustratos fermentados. *Interciencia*, 41(5), 346-352. Caracas, Venezuela.
- Bermúdez S. R. C., García O. N., Murlot L. A. 2007. Fermentación sólida para la producción de *Pleurotus sp.* sobre mezclas de pulpa de café y viruta de cedro. *Tecnología química*, 27(2),55-62. Universidad de Oriente Santiago de Cuba, Cuba.
- Bermúdez S. R. C., García O. N., Mustelier P. I., Martínez R. O., López F. Y. 2019. Valor agregado del sustrato remanente obtenido en el cultivo de seta comestible-medicinal *Pleurotus ostreatus*. *Tecnología Química*, 39(3), 564-579. Universidad de Oriente. Santiago de Cuba, Cuba.
- Billiard S., López-Villavicencio M., Hood, M.E., Giraud T. 2012. Sex, outcrossing and mating types: *unsolved questions in fungi and beyond*. *Journal of evolutionary biology*.25 (6) Pág.1020. Estados Unidos de Norte América
- Campos, J. C., & Arregui, A. 2010. Manual de buenas prácticas y Guía de Setas de Guadalajara. Diputación de Guadalajara. México.
- Centro de Recursos Naturales Renovables de la Zona Semiárida 2017. Factores que afectan la calidad y el rendimiento del hongo en producción. Laboratorio de Biotecnología de Hongos Comestibles y Medicinales. Buenos Aires, Argentina.
- Chang, S. T. 2007. "Mushroom cultivation using the "ZERI" principle: potential for application in Brazil", revista Micología Aplicada Internacional, vol. 19, núm.2, págs. 33-34. Puebla, México.
- Chang, T.S. 2010. Witnessing the Developmente of the Mushroom Industry China. Mushroom Biotechnolgy. Hong Kong.
- Consultado en: www.aulado.net

- Cruz, D., López de León E., Pascual L.F., Battaglia M. 2010. Guía técnica de producción de hongos comestibles de la especie *Pleurotus ostreatus*. Journal of Agriculture and Environment for International Development 104 (3-4): 141-142. Guatemala.
- Cubas P. 2007. Características de los hongos. Botánica. México.
- Data-Drive Bioeconomy 2012. *Aspergillus spp.* fichas de agentes biológicos. España.
- Data-Drive Bioeconomy 2016. *Penicillium spp.* fichas de agentes biológicos. España.
- Díaz P. I. 2008. Determinación del rendimiento del hongo *Pleurotus ostreatus* en diferentes sustratos. Tesis de licenciatura. Universidad autónoma agraria Antonio narro. Saltillo, Coahuila. México.
- Donado -Parada, T.V. 2014. Evaluación de tres sustratos para la producción de hongo ostra (*Pleurotus ostreatus*); Moyuta Jutiapa. Tesis profesional. Universidad Rafael Landívar. Escuintla, Chiapas.
- Espinosa F., Munguía A. C. 2017. El Poder de los Hongos Comestibles. El Poder del Consumidor, A.C. México.
- Flores-Montes de Oca A., Contreras-Trujano M. 2012. Manual de Cultivo de Hongo Seta (*Pleurotus ostreatus*) de Forma Artesanal. Universidad Nacional Autónoma de México. D.F. México.
- Gaitán-Hernández R. 2013. Cultiva Hongos Comestibles. Instituto de Ecología. Veracruz, México.
- Gaitán-Hernández, R., Silva-Huerta A. 2016. Aprovechamiento de residuos agrícolas locales para la producción de *Pleurotus spp.*, en una comunidad rural de Veracruz, México. Revista Mexicana de Micología. Vol. 43. Instituto de Ecología, A.C. Veracruz, México.
- García T. J. 2002. Evaluación de 6 sustratos para determinar la eficiencia biológica del hongo *Pleurotus ostreatus* Saltillo, Coahuila. México. Tesis de profesional. Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro. 50 pp. Recuperado el 15 de 06 de 2019.
- García-García, J. P. S. 2006. Efecto de la Inclusión de *Kochia scoparia* sobre la Producción de Cerdos en la Etapa de Desarrollo, Saltillo, México. Tesis profesional. Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro. 23 pp. Recuperado el 27 del 10 de 2018.
- García-Rollan, M.2007. Cultivo de setas y trufas. Ediciones Mundi-Prensa. 5° edición. 111-128 pp. Madrid, España.

- Giardina P., Palmeri G., Scalont A., Fontanella B., Faraco V., Cennamo G., Sannia G. 1999. Protein and gene structure of a blue laccase from *Pleurotus ostreatus*. Biochemical Journal. 341, 655 pp. Napoly, Italy.
- Grisales L.A. 2017. Reproducción de los Hongos, tipos: Sexual y Asexual. Naturaleza Paradais Sphynx. España.
- Guarro J. 2012. Taxonomía y biología de los hongos causantes de infección en humanos. Enfermedades Infecciosas y Microbiología Clínica. Pág. 33. Facultad de Medicina. Universidad Rivira i Virgili, Reus, España.
- Honrubia M. 2009. Las micorrizas: una relación planta-hongo que dura más de 400 millones de años. Anales del Jardín Botánico de Madrid Vol. 66S1: 133-134. Universidad de Murcia. Murcia, España.
- [https://www.aulados.net/Botanica/Curso Botanica/Hongos/31 hongos general te xto.pdf](https://www.aulados.net/Botanica/Curso%20Botanica/Hongos/31%20hongos%20general%20te%20xto.pdf)
- Karunanandaa K., Varga G.A., Akin D.E., Rigsby L.L., Royse D.J. 2005. Botanical fractions of rice straw colonized by white-rot fungi: changes in chemical composition and structure. Animal Feed Science and Technology. 55:179-199. USA.
- Khatuna S., Islam A., Cakilcioglu U., Gulerd Narayan P., Chatterjee C. 2015. Nutritional qualities and antioxidant activity of three edible oyster mushrooms (*Pleurotus* spp). Estados Unidos de Norte América.
- Kuhar F., Castiglia V., Papinutti L. 2013. Reino Fungi: morfologías y estructuras de los hongos. Revista Boletín Biológica N.º 28. Pág. 13. Buenos Aires, Argentina.}
- Lindequist, U., Niedermeyer H.J.T., Wolf-Dieter J. 2005. The pharmacological potential of mushrooms. Evidence-Based Complementary and Alternative Medicine 2(3): 285-29. Greifswald, Alemania.
- López - Ramírez, A. 2007. Manuel de producción de micelio de hongos comestibles. Universidad veracruzana. Pág. 10-13. Veracruz, México.
- López-Rodríguez, C., Hernández-Corredor R., Suárez-Franco C., Borrero M., 2008. Evaluación del crecimiento y producción de *Pleurotus ostreatus* sobre diferentes residuos agroindustriales del departamento de Cundinamarca. Universitas Scientiaru, Vol. 13 N° 2, 128-137. Colombia.
- Marlina L., Sentiarti, S., Sidik, M. 2015. Potencial of Oil Palm Empty Fruit Bunch (EFB) as Media for Oyster Mushroom *Pleurotus ostreatus* Cultivation. Procedia Chemistry. Pág. 423-4312. Indonesia.

- Martínez-Carrera D., Morales P., Soto C., Murrieta M. E., Guzmán G. 1986. Cultivo de *Pleurotus ostreatus* sobre hojas usadas en la extracción de aceites esenciales. *Rev. Mex. Micol.* 2: 119-124. Disponible en: <https://www.researchgate.net/publication/287826720> Cultivo de *Pleurotus ostreatus* sobre hojas usadas en la extracción de aceites esenciales
- Michel A. A.C., Otero S. M. A., Díaz C. E., Ariza F. R., Barrios A. A. 2010. Manual de producción de hongos comestibles (*Pleurotus spp.*). Guerrero, México.
- Mora P. V. M. 2014. Hongos Comestibles en Morelos. HYPATIA: Revista de Divulgación Científico -Tecnológica del Gobierno del Estado de Morelos. Centro de Investigaciones Biológicas. Morelos, México.
- Moreno G., Esteve-Raventós F., Illana C., Natividad-Blanco Ma., Rejos J. 2010. Hongos del Campus y sus Alrededores. Cuadernos del Campus Naturaleza y Medio Ambiente No.7.pag. 3-5. Universidad Alcalá. Madrid, España.
- Moyson E., Verachtert H. 1991. Growth of higher fungi on wheat straw and their impact on the digestibility of the substrate. *Applied Microbiol Biotechnol* 36:421-424. Leuven, Bélgica.
- Ohga S., Cho N. S., Thurston C. F., Wood D. A. 2000. Transcriptional regulation of laccase and cellulase in relation to fruit body formation in the mycelium of *Lentinula edodes* on a sawdust-based substrate. *Mycoscience* 41: 149. Japón.
- Ortiz-Berrocal F., Muñoz-Espejo M.L. 2014. Control sanitario del cultivo de *Pleurotus ostreatus*. Consejería de Agricultura, Pesca y Desarrollo Rural, Instituto de Investigación y Formación Agraria y Pesquera. Pág.1-14. Córdoba, España.
- Pacheco A. M., Ancona M. L., Flores N. A., Pech M. V. C. 2005. Estimación de la demanda de *Pleurotus ostreatus* en el estado de Yucatán. *Revista Mexicana de Agronegocios*, 9(17). Sociedad Mexicana de Administración Agropecuaria A.C. Torreón, México.
- Perea E. 2008. Coquia, un forraje para zonas áridas. Imagen agropecuaria. México.
- Pérez-Armendáriz B., Mayett-Moreno Y., Martínez-Carrera D. 2010. Propiedades nutricionales y Medicinales de los Hongos Comestibles. *Revista de divulgación científica, tecnológica y humanística*. Año 4 (No. 5). Pag.9. Puebla, México.
- Pérez-Patiño I. C. 2011. Nutrición en Organismos Unicelulares y Hongos. *Ciencias Naturales la Unión*. Colombia.

- Philippoussis A., Zervakis G., Diamantopoulou P. 2001. Bioconversion of agricultural lignocellulosic wastes through the cultivation of the edible mushroom *Agrocybe aegerita*, *Volvariella volvacea* and *Pleurotus* spp. *World Journal of Microbiology and Biotechnology* 17:191. Estados Unidos de Norteamérica.
- Ríos- Ruiz R. A., Ruiz R. L. 1993. Aislamiento y cultivo del hongo. Universidad Agraria de la Selva. Tingo María, Perú.
- Rivera O. R. L., Martínez M. C. A., Morales V.S. 2013. Evaluación de residuos agrícolas como sustrato para la producción de *Pleurotus ostreatus*. *Revista Luna Azul*, (37), 89-100. Universidad de Caldas Manizales, Colombia.
- Rodríguez-Valencia N., Jaramillo-López C. 2004. Cultivos de Hongos del Género *Pleurotus* Sobre Residuos Agrícolas de la Zona Cafetera. Federación Nacional de Cafeteros de Colombia. Pág. 10. Centro Nacional de Investigaciones de Café. Colombia.
- Rojas-Ramírez L. 2013. Los basidiomicetos: una herramienta biotecnológica promisorio con impacto en la agricultura. *Fitosanidad*, vol. 17, núm. pp. 49-50. Instituto de Investigaciones de Sanidad Vegetal. Habana, Cuba.
- Romero O., Huerta M., Damián M. A., Macías A., Tapia A. M., Parraguirre, J. F., Juárez J. 2010. Evaluación de la capacidad productiva de *Pleurotus ostreatus* utilizando hoja de plátano deshidratada (*Musa paradisiaca* L.), en relación con otros sustratos agrícolas. *Agronomía Costarricense*, pág. 53-63. Universidad de Costa Rica San José, Costa Rica.
- Romero-Zarco, C. 2017. Tema 11 clase Ascomicetos. Guión para el tema 11 del programa de Botánica I. Departamento de Biología y Ecología. Universidad de Sevilla. España.
- Rosas-Alcántara M. 2010. La Importancia de los Hongos. *Revista el Ecologista*. No. 66. Ecologistas en Acción. Madrid, España.
- Sánchez C. 2009. Lignocellulosic residues: Biodegradation and bioconversion by fungi. *Biotchnology Advances*. Pág. 185-194. Universidad Autónoma de Tlaxcala, Tlaxcala, México.
- Sánchez V. J. E., Mata G. 2012. Hongos Comestibles y Medicinales en Iberoamérica: investigación y desarrollo en un entorno multicultural. Primera Edición. Pág. 14. El Colegio de la Frontera Sur. Tapachula, Chiapas.

- Secretaría de Agricultura, Ganadería, Desarrollo Rural, Pesca y Alimentación 2016. Los hongos y setas, tradición de buena alimentación. D.F. México.
- Sierra-Galván S., Castro-Santiuste S. 2012. Ecología de los Hongos y su Impacto en el Hombre. Actualidades de Micología Médica. Editorial Sefirot, S.A. de. C.V., Pág. 32. Universidad Nacional Autónoma de México. D.F., México.
- Sierra-Hernández J. L., López- Díaz T. M., García-Carabal J. A. E. 2002. Setas Cultivadas. Cartilla de divulgación No.11. España.
- Smith J., Rowan N., Sullivan R. 2002. Medicinal mushrooms: their therapeutic properties and current medical usage with special emphasis on cancer treatments. Reino Unido: University of Strathclyde. 49,2:159-70.
- Sobrado S. V., Cabral E. L., Romero F. 2013. Hongos: Diversidad vegetal. Facultad de Ciencias Exactas y Naturales y Agrimensura. Universidad Nacional del Nordeste. Argentina.
- Sosa -Leiva, O. O. 2012. Evaluación de cuatro sustratos para la producción artesanal del hongo ostra (*Pleurotus ostreatus*), bajo condiciones controladas, en el municipio de la Unión, Zacapa, Chiapas. Tesis profesional. Universidad Rafael Landívar.
- Statistical Analysis Systems (SAS), 2002. Versión 9.1. SAS Institute Inc., Cary.
- Strauss M. 2014. Canada's grocers embrace the magic of mushrooms. Retailing Reporter. <http://www.theglobeandmail.com/report-on-business/lab-grown-mushrooms-driving-sales-for-struggling-grocers/article18898809/> (28 de junio de 2016) (consultado el 26 de mayo de 2018).
- Torres-Narbona M., Guinea, J., Muñoz, P., Bouza, E. 2007. Zigomicetos y zigomicosis en la era de las nuevas terapias antifúngicas. Revista Española de Quimioterapia. Vol. 20 (no. 4) Pag.375-386. Madrid, España.
- Uhart M., Piscera J.M., Alberto E. 2008. Utilization of new naturally occurring strains and supplementation to improve the biological efficiency of the edible mushroom *Agrocybe cylindracea*. J. Ind. Microbiol. Biotechnol. 35(6):595-602. Chascomús, Argentina.
- Varnero M. T., Quiroz M. S., Álvarez C. H. 2010. Utilización de residuos forestales lignocelulósicos para producción del hongo ostra (*Pleurotus ostreatus*). Alimentos y biotecnología. Información tecnológica. v.21 n.2 La Serena. Santiago, Chile.

- Velasco-Velasco J., Vargas-Di Bella E. 2004. Cultivo del Hongo Seta (*Pleurotus ostreatus*). México.
- Velásquez E. 2010. Importancia y Rol Ecológico de los Hongos. Asociación Micológica. España.
- Villegas V., Pérez A.M., Arredondo, C. 2007. Evaluación del crecimiento de *Lentinula edodes* en medios de cultivo sólidos para la producción de micelio como inóculo. Revista Colombiana Biotecnológica, Vol. IX No.2, Bogotá, Colombia.
- Zhou S., Ingram L. O. 2000. Synergistic Hydrolysis of Carboxymethyl Cellulose and Acid-Swollen Cellulose by Two Endoglucanases (CelZ and CelY) from *Erwinia chrysanthemi*. Journal of Bacteriology. Washington, D.C.