



Universidad Autónoma de Querétaro

Facultad de Ingeniería

“Cultivo de hongos comestibles *Pleurotus djamor* y *Pleurotus ostreatus* utilizando residuos de *Agave tequilana*.”

Tesis

Que como parte de los requisitos para obtener el Grado de Maestro en Ciencias

Presenta

Byanka Arizbeth Cruz Moreno

Dirigido por:

Dra. Ana Angélica Feregrino Pérez

Co-Director:

Dr. Sergio de Jesús Romero Gómez

Querétaro, Qro. Diciembre 2019



Universidad Autónoma de Querétaro

Facultad de Ingeniería

Maestría en Ingeniería de Biosistemas

“Cultivo de hongos comestibles *Pleurotus djamor* y *Pleurotus ostreatus* utilizando residuos de *Agave tequilana*.”

Tesis

Que como parte de los requisitos para obtener el grado de Maestra en Ciencias en Ingeniería de Biosistemas

Presenta:

Byanka Arizbeth Cruz Moreno

Dirigido por:

Dra. Ana Angélica Feregrino Pérez

Co- dirigido por:

Dr. Sergio de Jesús Romero Gómez

SINODALES

Presidente: Dra. Ana Angélica Feregrino Pérez

Secretario: Dr. Sergio de Jesús Romero García

Vocal: Dr. Juan Fernando García Trejo

Suplente: Dr. Luis Miguel Contreras Medina

Suplente: Dr. Ramón Gerardo Guevara González

Centro Universitario Querétaro, Qro México

Diciembre 2019, México

AGRADECIMIENTOS

En primer lugar deseo expresar mi agradecimiento a la directora de esta tesis, Dra. Ana Angélica Feregrino Pérez, por la dedicación y apoyo que ha brindado a este trabajo, por la revisión cuidadosa que ha realizado de este texto y sus valiosas sugerencias en momentos de duda. Asimismo agradezco a mis compañeros de grado con quien he compartido proyectos e ilusiones durante estos años, mil gracias por su apoyo personal y humano.

Por su orientación y atención a mis consultas sobre metodología, y las sugerencias recibidas mi agradecimiento al Dr. Sergio de Jesús Romero García. Finalmente, agradezco al Dr. Fernando García Trejo por la confianza ofrecida desde que llegué a esta facultad.

Gracias a mis padres y a mi hermana, por creer en mí incluso cuando ni yo misma lo hago, por darme tanto amor y apoyo mil veces gracias.

A mi familia Cruz, Moreno y Guiscafré por ser siempre mi red de seguridad, gracias a ustedes el camino ha sido menos pesado.

Gracias a mis amigos, que siempre me han prestado un gran apoyo moral y humano, necesarios en los momentos difíciles de este trabajo.

Mis niños gracias por su paciencia, comprensión y solidaridad con este proyecto, por el tiempo que les he robado, sin su amor y apoyo este trabajo nunca se habrían realizado.

Pero sobre todo a mi esposo, Francisco eres la fortaleza de mi vida, por todo lo que me das, por todo lo que me otorgas, por tu amor incondicional, por tu paciencia infinita, hoy y siempre te amo corazón, muchas pero muchas gracias.

Contenido

RESUMEN.....	10
SUMMARY	12
INTRODUCCION	13
ANTECEDENTES.....	14
REINO FUNGI	14
BASIDIOMICETOS	14
Hongos comestibles	15
<i>Pleurotus ostreatus</i>	15
<i>Pleurotus djamor</i>	19
Sistemas de producción de <i>Pleurotus</i>	19
Sustratos utilizados en el cultivo de <i>Pleurotus</i>	22
Beneficios económicos y ambientales de utilizar subproductos agrícolas o agroindustriales como sustrato	33
Composición de residuos lignocelulósicos.....	34
Composición de lignocelulosa de sustratos utilizados en cultivo de <i>Pleurotus</i>	36
<i>Agave tequilana</i> :	37
JUSTIFICACIÓN	41
HIPOTESIS	42
OBJETIVOS.....	42
METODOLOGÍA.....	43
SISTEMA DE CULTIVO	43
PARAMETROS DEL SISTEMA	48
MODELO MATEMÁTICO	49
PRUEBAS BROMATOLÓGICAS DE LOS CUERPOS FRUCTÍFEROS.....	50
GASES MASA	50
TEMPERATURA	51
RESULTADOS Y DISCUSION	52

Sistema de cultivo para la producción de <i>P. ostreatus</i> y <i>P. djamor</i>	52
Eficiencia biológica del sistema <i>P. ostreatus</i> y <i>P. djamor</i>	59
Análisis del peso fresco de <i>P. ostreatus</i> y <i>P. djamor</i> en cada sustrato evaluado.	61
Tasa de producción	62
Análisis bromatológicos de los cuerpos fructíferos (basidiomicetos)	64
Gases masa de los cuerpos fructíferos.....	67
Porcentaje de bioconversión del sistema.....	70
Gastos de producción	72
CONCLUSIONES	75
REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS	76
ANEXO 1. Análisis de varianza	88
Análisis de varianza para Colonización.....	88
Análisis de varianza para Precocidad.	89
Análisis de varianza para la diferencia de pesos frescos	90
Análisis de varianza para la diferencia de Eficiencia Biológica.	92
ANEXO 2. Análisis bromatológicos de los cuerpos fructíferos (basidiomicetos).....	93
ANEXO 3. Valores de fraccionamiento de fibra	98

ÍNDICE DE TABLAS

Tabla 1. Contenido nutricional de *Pleurotus ostreatus*.

Tabla 2. Composición bromatológica de *P. ostreatus* por cada 100 g

Tabla 3. Sustratos utilizados para el cultivo de hongos comestibles.

Tabla 4 Composición en lignina, celulosa y hemicelulosa de diferentes residuos (% en peso sobre el total de material seco)

Tabla 5. Características físicas del bagazo de *Agave tequilana* w. var. Azul.

Tabla 6. Composición química del bagazo de *Agave tequilana*

Tabla 7. Contenido de los tratamientos

Tabla 8. Colonización a partir de la inoculación en los 5 tratamientos evaluados.

Tabla 9. Tasa de producción % (TP) de *P. ostreatus* y *P. djamor* en 5 diferentes tratamientos

Tabla 10. Rendimiento (R) kg/m² de *P. ostreatus* y *P. djamor* sobre 5 diferentes tratamientos

Tabla 11. Análisis bromatológicos de los cuerpos fructíferos de *P. djamor* para los 5 tratamientos.

Tabla 12. Compuestos químicos presentes en *Pleurotus ostreatus*.

Tabla 13. Porcentaje de bioconversión (%) causado por *Pleurotus djamor*.

Tabla 14. Costos de activos fijos

Tabla 15. Costos variables de Producción

Tabla 16. Costos de materia prima para la producción de *P. ostreatus*.

Tabla 17. Costos de materia prima para la producción de *P.djamor*.

Tabla 18: Análisis de varianza para la diferencia de Colonización entre tratamientos de *P. ostreatus*.

Tabla 19: Análisis de varianza para la diferencia de colonización entre tratamientos de *P. djamor*.

Tabla 20: Análisis de varianza para la diferencia de precocidad entre tratamientos de *P. ostreatus*.

Tabla 21: Análisis de varianza para la diferencia de precocidad entre tratamientos de *P. djamor*.

Tabla 22: Análisis de varianza para la diferencia de pesos frescos entre tratamientos de *P. ostreatus*.

Tabla 23: Análisis de varianza para la diferencia de pesos frescos entre tratamientos de *P. djamor*.

Tabla 24. Análisis de varianza para la diferencia de Eficiencia Biológica entre tratamientos *P. ostreatus*

Tabla 25. Análisis de varianza para la diferencia de Eficiencia Biológica entre tratamientos *P. djamor*.

Tabla 26. Análisis bromatológicos de los cuerpos fructíferos de *P. djamor* para el tratamiento 1 (100 % cebada).

Tabla 27. Análisis bromatológicos de los cuerpos fructíferos de *P. djamor* para el tratamiento 2 (75 % cebada y 25% bagazo de agave).

Tabla 28. Análisis bromatológicos de los cuerpos fructíferos de *P. djamor* para el tratamiento 3 (50 % cebada y 50% bagazo de agave).

Tabla 29. Análisis bromatológicos de los cuerpos fructíferos de *P. djamor* para el tratamiento 4 (25% cebada y 75% bagazo de agave).

Tabla 30. Análisis bromatológicos de los cuerpos fructíferos de *P. djamor* para el tratamiento 5 (100 % bagazo de agave).

Tabla 31. Valores de fraccionamiento de fibra antes de realizar el cultivo de *P. djamor*.

Tabla 32. Valores de fraccionamiento de fibra despues de realizar el cultivo de *P. djamor*.

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1. Bolsas de cultivo transparentes y negras, de derecha a izquierda: colgadas, ubicadas en estantes y apiladas.

Figura 2 .Producción de agave tequilana en el periodo comprendido entre 2010 y 2108 en México. <https://www.crt.org.mx/EstadisticasCRTweb/>

Figura 3. Bolsas con la mezcla de cada tratamiento una vez esterilizadas.

Figura 4. Partes de basidiomicetos.

Figura 5. Corte manual de basidiomas de *P. ostreatus*

Figura 6. Pesado y empaque de basidiomas de *P. djamor* y *P. ostratus*.

Figura 7. Temperatura media del ambiente.

Figura 8. Diagrama de procesos para el cultivo de *Pleurotus ostreatus* y *Pleurotus djamor*.

Figura 9. Colonización en días de *P. ostreatus* sobre 5 diferentes tratamientos. T1: 100% cebada, T2: 75% cebada/ 25% agave, T3: 50% cebada/ 50% agave, T4: 25% cebada/ 75% agave y T5: 100% agave.

Figura 10. Colonización en días de *Pleurotus djamor* sobre 5 diferentes tratamientos. T1: 100% cebada, T2: 75% cebada/ 25% agave, T3: 50% cebada/ 50% agave, T4: 25% cebada/ 75% agave y T5: 100% agave.

Figura 11. Precocidad en días de *P. ostreatus* sobre 5 diferentes tratamientos. T1: 100% cebada, T2: 75% cebada/ 25% agave, T3: 50% cebada/ 50% agave, T4: 25% cebada/ 75% agave y T5: 100% agave.

Figura 12. Precocidad en días de *P. djamor* sobre 5 diferentes tratamientos. T1: 100% cebada, T2: 75% cebada/ 25% agave, T3: 50% cebada/ 50% agave, T4: 25% cebada/ 75% agave y T5: 100% agave.

Figura 13. Porcentaje de Eficiencia Biológica de *P. ostreatus* sobre 5 diferentes tratamientos. T1: 100% cebada, T2: 75% cebada/ 25% agave, T3: 50% cebada/ 50% agave, T4: 25% cebada/ 75% agave y T5: 100% agave.

Figura 14. Porcentaje de Eficiencia Biológica de *P. djamor* sobre 5 diferentes tratamientos. T1: 100% cebada, T2: 75% cebada/ 25% agave, T3: 50% cebada/ 50% agave, T4: 25% cebada/ 75% agave y T5: 100% agave.

Figura 15. Peso Fresco en gramos de *Pleurotus ostreatus* sobre 5 diferentes tratamientos. T1: 100% cebada, T2: 75% cebada/ 25% agave, T3: 50% cebada/ 50% agave, T4: 25% cebada/ 75% agave y T5: 100% agave.

Figura 16. Peso Fresco en gramos de *Pleurotus djamor* sobre 5 diferentes tratamientos. T1: 100% cebada, T2: 75% cebada/ 25% agave, T3: 50% cebada/ 50% agave, T4: 25% cebada/ 75% agave y T5: 100% agave.

RESUMEN

El objetivo del presente trabajo fue encontrar una tecnología adecuada para el aprovechamiento del bagazo de *Agave tequilana* W. var. azul en la producción de los hongos comestibles *Pleurotus ostreatus* y *Pleurotus djamor* y establecer el porcentaje de bioconversión del sistema.

En la experimentación se realizó un montaje de 4 sustratos compuestos de bagazo de agave a diferentes proporciones, realizando 3 réplicas de cada uno, teniendo como cultivo control de eficiencia biológica (E.B.) un sustrato hecho a base de 100% paja de cebada. El cultivo de *P. ostreatus* se realizó durante los meses septiembre- diciembre 2018 mientras que el cultivo de *P. djamor* se realizó en los meses de en abril- julio 2019.

Los sustratos a evaluar fueron empacados en bolsas de polipropileno transparente con 500g de volumen de mezcla de sustrato. Se esterilizaron e inocularon con 50g de semillas de *Pleurotus ostreatus* o *P. djamor* adquiridas comercialmente. Se evaluó el tiempo de colonización, la eficiencia biológica, el peso fresco, el rendimiento, el periodo de producción y el porcentaje de bioconversión del sistema.

Como resultados se encontró que el mejor sustrato para el crecimiento y producción de *Pleurotus ostreatus* fue el tratamiento control (100% paja de cebada), el cual presenta un periodo de colonización de 7.6 ± 1.1 días, eficiencia biológica de 99 %, peso fresco de 495 ± 141.42 gr, un rendimiento de 16.42% y un periodo de producción de 67 ± 2.83 días.

Mientras que para *P. djamor* el tratamiento 4 (25% cebada y 75% bagazo) fue el mejor sustrato con mayor contenido proteico 5.88%, un periodo de colonización de 8 ± 0 días, eficiencia biológica de $56.67 \pm 13.71\%$, peso fresco de 283.33 ± 68.54 gr, rendimiento de 13.39% y un periodo de producción de 35.67 ± 11.55 días.

Finalmente el mejor porcentaje de bioconversión del sistema para el cultivo de *P. djamor* se alcanza en el tratamiento 5 (100% bagazo de agave) con 49.35%, mientras que para el tratamiento 4 fue de 41.25%.

Dichos resultados demuestran la factibilidad del cultivo de ambos hongos comestibles utilizando bagazo de *Agave tequilana*, lo cual puede permitir su aprovechamiento en la alimentación humana.

Dirección General de Bibliotecas UAQ

SUMMARY

The objective of the present work was to find a suitable technology for the use of bagasse of *Agave tequilana* W. var. azul in the production of edible fungi *Pleurotus ostreatus* and *Pleurotus djamor* and establish the percentage of bioconversion of the system.

In the experimentation, 4 substrates composed of agave bagasse were made in different proportions, making 3 repetitions of each, having as a culture of biological efficiency control (E.B.) a substrate made from a base of 100% barley straw. The cultivation of *P. ostreatus* was carried out during the months of September to December 2018, while the cultivation of *P. djamor* was carried out in the months of April to July 2019.

The substrates to be evaluated were packed in transparent polypropylene bags with 500g volume of substrate mix. They were sterilized and inoculated with 50 g of commercially acquired *Pleurotus ostreatus* or *P. djamor* seeds. Colonization time, biological efficiency, fresh weight, yield, production period and the percentage of bioconversion of the system were evaluated.

The results show that the best substrate for the growth and production of *Pleurotus ostreatus* was the treatment control (100% barley straw), which has a colonization period of 7.6 ± 1.1 days, biological efficiency of 99%, fresh weight of 495 ± 141.42 gr, a yield of 16.42%. and a production period of 67 ± 2.83 days.

While for *P. djamor* treatment 4 (25% barley and 75% bagasse) was the best substrate with the highest 5.88% protein content, a colonization period of 8 ± 0 days, biological efficiency of $56.67 \pm 13.71\%$, fresh weight of 283.33 ± 68.54 gr, yield of 13.39% .and a production period of 35.67 ± 11.55 days.

Finally, the best percentage of bioconversion of the system for the culture of *P. djamor* is achieved in treatment 5 (100% agave bagasse) with 49.35%, while for treatment 4 it was 41.25%.

These results require the feasibility of the cultivation of both edible fungi using the bagasse of *Agave tequilana*, which may allow its use in human food.

INTRODUCCION

El cultivo de hongos comestibles es una actividad, en la que se utilizan materiales de origen vegetal y animal, que simulan lo que ocurre naturalmente (Regés, 1990).

Los hongos comestibles son conocidos desde hace mucho tiempo como un alimento nutritivo entre diferentes pueblos (Guzmán *et al.*, 1993). Son organismos eucariontes, con pared celular constituida esencialmente de quitina. Dado que no poseen clorofila son organismos heterótrofos cuya reproducción puede ser sexual o asexual (Tormo, 1996). Pertenecen al reino Fungí y en el encontramos a los hongos con forma de concha (setas), mohos, levaduras, morillas y trufas, entre otros (Alexopoulos, 1996).

Los hongos saprofitos que se desarrollan en sustratos lignocelulósicos excretan una mezcla de enzimas hidrolíticas y oxidantes que despolimerizan los elementos del sustrato, los cuales según Valencia y Garin, (2001) están compuestos principalmente por celulosa (45 a 60 %), hemicelulosa (15 a 20 %) y lignina (10 a 30%). El uso de los residuos agrícolas lignocelulósicos para la elaboración de hongos comestibles a través de procesos de fermentación sólida, representa la posibilidad para la obtención de alimento humano rico en proteínas y al mismo tiempo la posibilidad de reciclar de manera rápida los residuos lignocelulósicos que se generan a partir de las industrias agrícolas, agroindustriales y forestales (Sánchez y Royse, 2002; Chang y Miles ,2004).

ANTECEDENTES

REINO FUNGI

Macromicetos. Se llama así a los hongos cuyos carpóforos también conocidos como cuerpos fructíferos se pueden observar a simple vista. Para obtener los nutrimentos necesarios para su desarrollo pueden ser saprobios, ectomicorrizas o parásitos (Pedreros, 2007).

BASIDIOMICETOS

Son un grupo de hongos que incluye más de treinta mil especies (Kirk *et al.*, 2001) consideradas superiores debido a su complejidad morfológica y la presencia de basidios, los cuales son la característica principal para la identificación y clasificación taxonómica. Los basidiomicetes son de importancia primordial en la naturaleza porque algunos de ellos, son capaces de degradar lignina (Agrios, 2005); otros causan royas como y algunos hongos forman ectomicorrizas con pinos (Pérez-Moreno, 2012).

Algunos se han estudiado con aplicaciones en medicina humana y son muy prometedores como fuente de metabolitos bioactivos. En este sentido, León (2005) señala que el uso de estos hongos se remonta al siglo I y que en varias especies se han descubierto compuestos con actividad antiviral, antitumoral, hematológica, antioxidante, antiinflamatoria y anti-diabetes (Smânia *et al.*, 2003; Aqueveque *et al.*, 2006); incluso pueden exhibir actividad anticancerígena a través de la potenciación inmunológica, efectiva en la profilaxis y el tratamiento del SIDA (Ick-Dong *et al.*, 2005).

Por otra parte, se han realizado estudios valiosos sobre la capacidad de los basidiomicetos para degradar eficazmente la lignina, un polímero aromático, heterogéneo y complejo que protege a las plantas contra los ataques fitopatógenos.

Los basidiomicetos se clasifican según su comportamiento de degradación de lignina como hongos de podredumbre parda, los cuales que degradan en parte la lignina para obtener acceso a la celulosa (Kirk y Farrell, 1987), y hongos de la pudrición blanca que la degradan completamente (Worrall *et al.* 1997; Leonowicz *et al.*, 1999; Tuomela *et al.*, 2000). Este proceso involucra enzimas conocidas como enzimas ligninolíticas (Agrios, 2005), las cuales son producto del metabolismo secundario sometido a un proceso aeróbico (Ortiz, 2009). La eficiencia de los hongos de la podredumbre blanca en campo depende del crecimiento, la colonización y, por lo tanto, de la producción de enzimas, que pueden variar según la concentración, la forma química de los nutrientes y su disponibilidad. Además de la presencia y constitución de la microflora existente, donde las interacciones interespecíficas son un factor muy importante (Valeriana, 2008).

Hongos comestibles

Reproducción y ciclo de vida

Los hongos presentan dos formas de reproducción: la sexual y la asexual. La fase sexual inicia con las células madre llamadas Basidias (en el caso de los Basidiomicetos) las cuales se localizan en el himenio y su función es producir esporas. Las esporas son lanzadas al exterior para dar origen al micelio, este crecerá bajo el suelo o entre la hojarasca y se entremezclará con el micelio de otras esporas con lo cual dará origen al micelio secundario, este crecerá hasta formar cuerpos fructíferos.

El micelio secundario (heterocarión) crece intensamente y se multiplica vegetativamente en esta condición de forma indefinida. Por lo cual es éste el micelio que se vende a los cultivadores de hongos comestibles, los cuales lo inoculan sobre el substrato y lo multiplican (Sánchez y Royse, 2002).

Pleurotus ostreatus

Pleurotus ostreatus conocido como hongo ostra, Orellana o seta es un hongo basidiomiceto que vive en zonas templadas y forma cuerpos fructíferos llamados basidiocarpos o basidiomas que pueden observarse a simple vista, es saprobio capaz de crecer sobre un gran

número de sustratos ya que tiene la habilidad de degradar la lignina, así como la hemicelulosa y celulosa que contenga el sustrato.

Características morfológicas

Los basidiocarpos de *Pleurotus ostreatus* no tienen anillo ni volva. El píleo tiene un diámetro de 5 a 25 cm, convexo y casi plano en la madurez; margen lobulado a ondulado, cuando joven; superficie lisa, con una coloración que va del gris-marrón al crema-blanco dependiendo de su maduración y la intensidad de la luz; La carne es blanca y huele a anís. Lamela formada por branquias caducas de color blanco, amarillentas en la etapa avanzada de desarrollo, no pubescentes. Estípite grueso y corto, 0.5-2.0 cm de grosor, 0.5-3.0 cm de largo, excéntrico o lateral con pubescencia blanca y densa en la base. En su estado natural, crece en troncos, ramas frondosas, tocones, árboles caídos o en rastrojos de algodón. En las áreas de producción de cereales, las pilas de balas de paja emergen cuando las condiciones ambientales son favorables. Frutos en grupos de repisas de considerable tamaño (Wood, 1996).

Produce varias enzimas ligninolíticas como la lacasa, peroxidasa de manganeso, pero no lignina peroxidasa (Giardina, 2000).

Su cultivo ha aumentado considerablemente en todo el mundo durante últimas décadas (Chang, 1999; Royse, 2002); Su popularidad ha ido aumentando debido a su facilidad de cultivo, sabor, alto potencial de producción, consistencia, adaptación a un rango amplio de temperatura y alto valor nutricional (Banik, 2004).

Posee bajo contenido de grasa y sodio, alto contenido de potasio, lo cual es favorable para las personas hipertensas y/ o con obesidad (Navarro, 2001). Es una rica fuente de vitaminas incluida la vitamina D, contiene ergosterol, así como calcio, cobre, fósforo, hierro, magnesio, manganeso y zinc y se han reportado contenidos vitamina C en diferentes etapas de su crecimiento (Potter, 1995), dicho contenido nutricional se observa en la tabla 1.

Además, las proteínas de hongos contienen todos los aminoácidos esenciales necesarios en la dieta humana y son especialmente ricos en lisina y leucina, de los cuales carecen la mayoría de los cereales básicos (Chang y Buswell, 1996; Sadler, 2003).

Tabla 1. Contenido nutricional de *Pleurotus ostreatus*.

SUSTANCIA	%
Agua	92.20
Materia seca	7.80
Ceniza	9.50
Grasa	1.00-2.2
Ac. Oléico	56%
Palmítico	16%
Esteárico	24%
Carbohidratos	55-81%
Proteína bruta	39.00
Fibra	7.50
Fibra cruda	1.40
Nitrógeno total	2.40
Calcio	33mg/100g
Fosforo	1.34 mg/100g
Potasio	3.793 mg/100g
Hierro	15.20 mg/100g
Sodio	838mg/gr
Ac. Ascórbico Vit. C	90-144 mg/100g
Riboflamina	4.7 mg/100g
Tiamina. Vit. B1	1.16-1.80 mg/100g
Niacina Vit. B5	46-108.7 mg/100g
Ac. fólico	65mg/100g

Fuente. Modificado de Romero *et al.* 2000, López, A. y J. Alvarado, 1994.

Por otro lado se sabe que el porcentaje de proteínas, y carbohidratos sobrepasa el de varias legumbres de alto consumo, dichos valores se muestran en la tabla 2.

Tabla 2. Composición bromatológica de *P. ostreatus* por cada 100 g

Componente	Cardona, 2001	Cisterna, 2002	Rodríguez <i>et al</i> ,2005
Agua	87-93%	88-91%	90%
Proteína	24.64-30.40 g	14.40-19.90 g	15.70-30.0 g
Grasas	3.1-9.21 g	0.8-2.0 g	1.5-5.0 g
Carbohidratos	26.33-30.46 g	51.06-62 g	50-57 g
Minerales	7.66-8.79 g	0.83-13.3 g	7.90-8.0 g
Fibra	32.14-36.81 g	13.70-15.60 g/100g	8.5-14 g
Calorías	345 kcal	300 kcal	150-350 kcal

Como recurso genético *P. ostreatus* también es de interés para la agricultura y la economía, ya que puede cultivarse en una gran cantidad de sustratos lignocelulósicos útiles no solo para el consumo humano, sino también como alimentos para animales, medicamentos, farmacia, industria química, control biológico, descontaminación de suelos, etc. (Sánchez y Royse, 2002). El sustrato degradado se puede reciclar y su proteína se puede recuperar para la alimentación animal (Zadrazil, 1984). Esto se debe a que el sustrato degradado tiene un contenido de proteína más alto que el sustrato inicial porque la lignina del sustrato se degrada por el hongo y la convierte en una sustancia más digerible y enriquecida.

P. ostreatus se ha señalado como un hongo que ataca y consume nematodos, esto puede deberse a que usa los nutrientes de estos como como fuente de Nitrógeno si hay niveles bajos en el sustrato (Thorn y Barron, 1984). Las especies de *Pleurotus* producen pequeñas gotas de toxinas de sus glándulas secretoras. Cuando los nematodos tocan dichas gotas sus movimientos se aletargan o inmovilizan. Estimuladas por productos excretados por el huésped inmóvil, ciertas hifas se dirigen a los orificios del cuerpo, colonizando y digiriendo (Barron y Thorn, 1987).

Además *P. ostreatus* puede degradar herbicidas como la atrazina (Masaphy *et al.*, 1993) y mineralizar grandes cantidades de hidrocarburos poliaromáticos como el fenantreno más eficazmente que *Phanerochaete chrysosporium* (Novotny *et al.*, 1999). Finalmente se tienen registros que indican que *P. ostreatus*, inhibe el crecimiento de *Aspergillus niger* y factores que afectan el crecimiento y la fructificación.

Pleurotus djamor

Pleurotus djamor, es un hongo basidiomiceto que vive en zonas templadas, forma basidiocarpos que pueden observarse a simple vista, es saprobio capaz de crecer sobre un gran número de sustratos forestales y agrícolas debido a que presenta enzimas ligninocelulíticas. Crece especialmente rápido cuando se encuentra en condiciones ambientales cálidas. Bano *et al.* (1979) y Geetha y Sivaprakasam (1993), reportaron que su temperatura óptima de crecimiento es entre 22 a 30 °C. Se necesitan condiciones similares a las utilizadas para *P. ostreatus* y *P. pulmonarius*, para su producción pero su tiempo de producción es mucho más corto tal y como lo reportan Rajarathnam *et al* (1986) y Cetz *et al* (2000), con cosechas a partir de la segunda semana de incubación.

Sistemas de producción de *Pleurotus*

Los sistemas de producción en el cultivo *Pleurotus sp.* varían según el tipo de contenedores utilizados para el sustrato que pueden ser contenedores plásticos, bolsas de polipropileno transparente o negro y charolas, la distribución y uso del espacio físico de la sala de fructificación del hongo, la forma de acomodar las bolsas dentro de la sala ya que pueden ser ubicadas sobre estantes, de diferentes materiales, colgadas usualmente con rafia (Figura 1), apiladas etc.

El tamaño de las bolsas de cultivo, desde pequeñas bolsas para una producción familiar hasta bolsas de más de 20 kg de sustrato para una producción en masas.

Y por último el sustrato elegido para llevar a cabo el cultivo el cual varía dependiendo de la zona de trabajo y el material con lignina disponible y de bajo costo.



Figura 1. Bolsas de cultivo transparentes y negras, de derecha a izquierda: colgadas, ubicadas en estantes y apiladas.

Los procedimientos de producción más utilizados en el cultivo de *Pleurotus* son:

- Fermentación en estado sólido (FES), la cual se basa en la propagación y el crecimiento del micelio sobre un sustrato sólido y húmedo hasta obtener el cuerpo fructífero, siendo el material sólido la fuente energética, el sustrato también puede ser un material sólido inerte, al cual se le adiciona una fuente energética (Pandey *et al.*, 2001)
- Fermentación líquida sumergida (FLS), que consiste en el crecimiento de microorganismos en sistemas totalmente líquidos (Tavorsky, 1992)

El desarrollo de *Pleurotus* está influenciado por varios factores asociados con el sustrato, entre los que destacan los siguientes:

a) Tamaño de las partículas

b) El pH del sustrato influye directamente sobre el hongo, ya que afecta a las proteínas de la membrana. Para el crecimiento de *Pleurotus* se citan rangos de crecimiento entre 4 y 7 pH, con un óptimo entre 5 y 6.

c) Retención de humedad, esta influye en la disponibilidad de nutrientes, por lo tanto, un contenido de humedad por debajo del 50% no es favorable, y una humedad de más del 80% tiene un efecto negativo en el crecimiento debido a la falta de oxígeno. Cada sustrato tiene una capacidad de retención de humedad diferente, pero lo conveniente para el cultivo es que tenga una alta capacidad de almacenamiento y retención de humedad.

d) Proporción de carbono a nitrógeno. El carbono es necesario para los hongos, ya que es la principal fuente de energía para su metabolismo. Además es necesario para la formación de diferentes partes y estructuras celulares. Dada la importancia que tiene para la vida de la célula, este elemento es el elemento que se necesita en mayor proporción. El carbón puede ser utilizado por los hongos de diversas fuentes, como polímeros, carbohidratos, lípidos, etc. Los sustratos sobre los cuales crecen las especies de *Pleurotus* pueden contener niveles bajos de nitrógeno. Por lo tanto, se asumió que este género puede fijar nitrógeno del aire. Pero esto no se ha demostrado, se sabe que en algunos casos la concentración de nitrógeno en el cuerpo fructífero es mayor que la del sustrato sobre el que crece (Sánchez y Royse, 2002).

Los factores ambientales incluyen:

a) Humedad relativa. Este es un factor muy importante en la correcta fructificación de *Pleurotus ostreatus*. Dado que los cuerpos frutales están formados por un alto contenido de agua y su estructura hifal no les permite retener la humedad en condiciones adversas, se requiere un equilibrio suficiente entre la humedad ambiental y el contenido de humedad del hongo. Por este motivo, la humedad relativa del ambiente en el que crece el hongo debe ser suficiente para evitar que tanto el sustrato como los cuerpos fructíferos se deshidraten.

b) Temperatura -Influye tanto en la capacidad enzimática del organismo como en la fluidez de los lípidos de la membrana celular. Zadrazil (1974) informa que *P. ostreatus* crece en un rango entre 0 y 32 ° C con temperaturas óptimas de 26 a 28 ° C. En general, las temperaturas óptimas para la fructificación son más bajas que las condiciones óptimas para el crecimiento

del micelio. La sensibilidad a la temperatura depende tanto de la cepa como del estado de desarrollo

c) Ventilación y luz, el oxígeno es un elemento importante para el crecimiento de los basidiomicetos, ya que son organismos aeróbicos. En el caso de *Pleurotus*, se ha demostrado que los altos niveles de CO₂ estimulan la germinación de las esporas y el crecimiento del micelio, pero inhiben la fructificación. Según Eger (1974), *P. ostreatus* necesita oscuridad para el crecimiento de micelios, pero no puede dar cuerpos fructíferos en total oscuridad. Para este propósito, debe exponerse a longitudes de onda inferiores a 600 nm, pero la sensibilidad de la cantidad y la calidad de la luz dependen de la cepa.

Sustratos utilizados en el cultivo de *Pleurotus*

Generalmente los hongos comestibles se cultivan en trigo o paja pasteurizados, sin embargo se pueden cultivar en gran variedad de sustratos lignocelulósicos ya sea solos o mezclados para que puedan desempeñar un papel importante en la eliminación de desechos orgánicos, en su mayoría subproductos agrícolas (Darjania *et al.*, 1997; Obodai *et al.*, 2003; Sánchez *et al.*, 2009). En este caso, estos sustratos deben ser pre-tratados, principalmente para la eliminación de contaminantes y manejados en un ambiente limpio.

Fuentes de abastecimiento de sustrato

Existe una relación entre la cepa y el sustrato que debe considerarse para alcanzar rendimientos adecuados. Cada cepa tiene sus propias capacidades y requisitos. Una precisa relación de cepa-sustrato padre tendrá un impacto significativo en las actividades desarrolladas durante el cultivo del hongo. Por ejemplo, las propiedades fisicoquímicas del sustrato (retención de agua, tamaño de partículas, disipación de calor) afectan la periodicidad del riego y la aireación. Por otro lado, la cepa elegida determina los parámetros ambientales que deben estar presentes en el cultivo.

La actividad de producción de la mayoría de los cultivos y la industria basada en ellos produce grandes cantidades de sustancias que son subproductos de la actividad principal y no tienen importancia económica. Dentro de estos subproductos agrícolas o agroindustriales, sobresalen los de carácter lignocelulósico. Los materiales que son adecuados para la producción de sustratos para el cultivo de *Pleurotus* deben poseer muchas propiedades positivas, como buena disponibilidad y continuidad, conocimiento de sus propiedades físico-químicas y regularidad de las mismas. Deben tener un bajo precio de compra, ubicación simple y cercana, así como fácil transporte y manejo (Sánchez y Royse, 2002).

Los sustratos más utilizados para el cultivo de hongos se muestran en la tabla 3:

Tabla 3. Sustratos utilizados para el cultivo de hongos comestibles.

Hongo (especie)	Sustrato	Autor y año	Notas
<i>P. djamor</i>	Zacate buffel y periódico	Gaitan-Hernández, 1993	EB 58.7
<i>P. djamor</i>	Zacate buffel fermentado	Gaitan-Hernández, 1993	EB 54.1
<i>P. djamor</i>	Viruta de encino	Gaitan-Hernández, 1993	EB 26
<i>P. djamor</i>	Desechos de algodón	de Funaki <i>et al.</i> 2010	EB 92.5
<i>P. djamor</i>	Rastrojo de calabaza	de Cetz <i>et al.</i> .2000	EB 130
<i>P. djamor</i>	Bagazo de coco	Cayetano <i>et al.</i> 2007	EB 35.3

<i>P. djamor</i>	Rastrojo calabaza	de Ancona <i>et al.</i> 2007	EB 84-128
<i>P. djamor</i>	Bagazo Henequén	de Ancona <i>et al.</i> 2007	EB 76-115
<i>P. djamor</i>	Residuos Henequén	de Mshandete y Cuff 2008	EB 64-74
<i>P. djamor</i>	Paja de Cártamo	Atila 2017	EB 77.8
<i>P. djamor</i>	Rastrojo frijol	de Atila 2017	EB 78.2
<i>P. ostreatus</i>	Rastrojo haba, rastrojo de frijol, paja de cebada	de Sobal <i>et al.</i> 1993	EB rastrojo de haba 99.8% a 137.6%, rastrojo de frijol 113.5% a 118.0% y de 62.9% a 78.1% en la paja de cebada.
<i>P. ostreatus</i> var. <i>salignus</i>	Paja cacahuete, paja de soja, paja de sorgo y paja de trigo	de Yildiz, 1998	Rendimientos mayor y menor en paja de cacahuete y sorgo, respectivamente. Contenido de proteína más alto con paja cacahuete.
<i>P. ostreatus</i>	Tronco <i>Quercus humboldtii</i>	de Staments, 2000	Genera carpóforos de excelente calidad.

<i>P. ostreatus, eryngii y pulmonarius</i>	<i>P.</i> Mezcla de paja de trigo y residuos de algodón, Cáscaras de cacahuete, paja de trigo.	Philippoussis, 2001	Demostraron mayores tasas de colonización de paja de trigo y residuos de algodón que en cáscaras de cacahuete.
<i>P. ostreatus</i>	Granos de cerveza gastados no pretratados	Wang <i>et al.</i> 2001	BE 19% con la adición de 45% de salvado de trigo.
<i>P. ostreatus</i>	Cascaras de semilla de girasol suplementados con N-NH ₄ ⁺ o Mn,	Curvetto, 2002	La adición de nutrientes minerales aumentó la tasa de crecimiento micelial. EB 60-112%, dependiendo de la concentración de Mn y N-NH ₄ ⁺
<i>P. ostreatus, Lentinus edodés y Stropharia</i>	Bagazo de caña de azúcar, hojas de plátano, paja y, fibra de coco, tusa de maíz, paja cáscara de arroz, aserrín, granos de sorgo,	Grodzinskaya <i>et. al</i> 2002	Reporto el crecimiento de los hongos sobre dichos sustratos.

y desechos de
café.

<i>P. sajor-cajur</i>	Mezcla de Shashirekha, 2002 polvo de semilla de algodón y paja de arroz.	Cuando se usa arroz y paja de trigo para cultivar <i>P. sajor-caju</i> , los rendimientos fueron 10% más altos en el arroz que en la paja de trigo
<i>P. ostreatus</i>	<i>Tilia</i> spp., hojas Yildiz, 2002 de álamo europeo, paja de trigo, aserrín y desechos de papel.	Mayor producción de setas en paja de trigo y mezcla de paja de trigo con desechos de papel. Menor rendimiento y los diámetros pequeños del cuerpo fructífero con <i>Tilia</i> spp. Mayor número de cuerpos fructíferos con la mezcla de paja de trigo, hojas de avellana y residuos papel.
<i>Pleurotus</i> spp	Paja de arroz, Zhang, 2002 paja de trigo.	Los rendimientos fueron 10% más altos en el arroz que en la paja de trigo.

<i>P. ostreatus</i>	Residuos de papel con adición de estiércol de pollo, turba y cáscara de arroz	Baysal <i>et al.</i> , 2003	A mayor cantidad de cáscaras de arroz añadidas al sustrato la inoculación y formación del cuerpo fructífero se aceleran. Mayor proporción de estiércol produce un efecto negativo sobre el crecimiento.
<i>P. ostreatus</i>	Aserrín de <i>Quercus humboldtii</i>	García, 2003	Genera carpóforos de excelente calidad
<i>P. ostreatus</i>	Mezcla de pulpa de café y <i>Digitaria decumbens</i>	Hernández, 2003	Esta mezcla mejoró el EB. La disminución en el contenido de cafeína de las muestras de pulpa de café durante la fase de fructificación sugiere que parte de la cafeína se acumula en los basidiomas.
<i>P. ostreatus</i>	Hojas de plátano, mazorca de maíz, cáscara de maíz, cáscaras	Obodai <i>et al.</i> , 2003	La paja de arroz tiene mayor EB.

de arroz, pasto
elefante, paja de
arroz.

P. ostreatus Aserrín fresco, Obodai, 2003 La EB en *P. ostreatus*
aserrín es menor en aserrín
compostado/ fresco que en aserrín
mezcla de compostado / mezcla
salvado de salvado.

P. sajor-caju, *P. citrinopileatus*, *P. platypus* Tallo de Ragunathan, 2003 Rendimientos
algodón, fibra máximos de *P. sajor-*
de coco, heno de *caju*, *P.*
sorgo y mezclas *citrinopileatus* en
de estos tallos de algodón y *P.*
residuos *platypus* en el heno de
sorgo.

P. ostreatus y *P. sajor-caju* Paja de plátano Bonatti, 2004 Presentaron mayor
y paja de arroz. contenido de cenizas
cuando se cultivan en
paja de arroz que
cuando se cultivan en
la paja de plátano.

Pleurotus spp. Pinus spp. Croan, 2004 *Pleurotus* spp. Puede
colonizar y producir
setas en coníferas pero
no siempre colonizan
fácilmente las
coníferas.

<i>P. pulmonarius</i>	Mezcla de Paja de trigo y pasto <i>Lolium perenne</i>	Domondon, 2004	<i>Lolium perenne</i> estimuló la fructificación y el rendimiento de <i>P. pulmonarius</i>
<i>P. florida</i> y <i>P. citrinopileatus</i>	Lirio acuático	Mukherjee, 2004	BE <i>P. florida</i> 86%, BE de <i>P. citrinopileatus</i> 79%
<i>P. cornucopiae</i>	Mezcla de hierba <i>Panicum virgatum</i> con 1% de caliza molida y Mezcla de cascarilla de semillas de algodón con paja de trigo 24% y 1% de caliza molida.	Royse <i>et al</i> 2004	Mayores rendimientos en cascarillas de algodón / sustrato de paja de trigo. Rendimientos máximos 46% .
<i>P. ostreatus</i>	Aserrín de roble	Shan <i>et al.</i> 2004	Eficiencia Biológica (BE) de 64.9%
<i>P. pulmonarius</i>	Mezcla de Rastrojo de jícama y rastrojo	Bernabé-González T. <i>et al.</i> 2004.	Eficiencias biológica 111.16 - 163.79%, con tasas de

	de maíz, bagazo de agave mezcalero y rastrojo de arroz.		producción de 2.22 a 3.41% y período de producción de 45 a 54 días.
<i>P. ostreatus</i>	Mezcla de maíz y paja de calabaza.	Ancona, <i>et al</i> 2005	El sustrato no tuvo efecto sobre el contenido de nitrógeno en el perfil de aminoácidos de los cuerpos fructíferos.
<i>P. ostreatus</i>	Aserrín de roble	Hami, 2005	EB de 69.88 % sobre aserrín de Roble
<i>P. columbinus</i> y <i>P. ostreatus</i>	Diversos residuos lignocelulósicos suplementados con estiércol de pollo fresco	Mandeel <i>et al.</i> 2005	Mayor EB se observó en <i>P. columbinus</i> (134%) y <i>P. ostreatus</i> (117%) sobre sustrato de cartón.
<i>P. ostreatus</i>	Diferentes especies de árboles.	Pavlik, 2005	21% de EB para la madera de haya al 3% de EB para la madera de aliso.
<i>P. djamor</i> , <i>P. ostreatus</i> y <i>P. pulmonarius</i>	<i>P.</i> Mezcla de pulpa de café y paja de trigo	Salmones, 2005	Disminución en el contenido de cafeína de las muestras en fase de fructificación

			sugiere que parte de la cafeína se acumula en los basidiocarpos.
<i>P. florida</i>	Mezcla de arroz con semillas de algodón en polvo	Shashirekha, 2005	Dicho sustrato aumenta el rendimiento de proteínas totales, aminoácidos libres y contenido total de lípidos.
<i>Pleurotus</i> spp.	Aserrín de coníferas	Ruan, 2006	Algunas cepas de <i>Pleurotus</i> spp. pueden adaptarse para el cultivo sobre sustratos a base de aserrín de coníferas
<i>P. ostreatus</i>	Maleza (<i>Leonotis</i> sp. mezclado con paja de arroz, <i>Sida acuta</i> , <i>Ageratum conyzoides</i> , <i>Parthenium argentatum</i> , <i>Tephrosia purpurea</i> , <i>Lantana camara</i>)	Das, 2007	<i>Leonotis</i> sp. Mezclado con paja de arroz fue el mejor sustrato para la inoculación y el cultivo, <i>T. purpurea</i> fue el menos apropiado. Mayor contenido de proteína en el hongo en <i>Cassia sophera</i> , <i>Parthenium argentatum</i> y <i>Leonotis</i> sp.

y *Cassia*
sophera

<i>P. eryngii</i>	Mezcla de Mn (50 mg / g) con soja y mezcla de cáscarilla de semilla de algodón con aserrín.	Rodríguez-Estrada y Royse , 2007	Rendimientos mayores en sustratos que contienen Mn (50 mg / g) y soja que en sustrato de cáscara de semilla de algodón / aserrín.
<i>P. pulmonarius, P. ostreatus</i>	Rastrojo de Tomate y una combinación con madera de vid y paja de trigo.	Sánchez <i>et al.</i> 2009	La EB varió de 92.0 a 139.8 %, con el valor mayor en rastrojo de tomate.
<i>P. ostreatus</i>	Capacho de uchuva, cáscara de arveja y tusa de maíz	López-Rodríguez <i>et al.</i> 2008	Capacho de uchuva EB 76.1% en 41 días, rentabilidad de 39.03 Kg/m
<i>P. ostreatus</i>	cáscaras de girasol, paja de trigo, residuos de maíz y serrín de árboles de hoja caduca y corteza de roble	Vlasenko <i>et al.</i> , 2016	Los mejores índices de cultivo y morfología del crecimiento y desarrollo de micelios fueron identificados para el sustrato de residuos de maíz.

Beneficios económicos y ambientales de utilizar subproductos agrícolas o agroindustriales como sustrato

Es conocido que la actividad agroindustrial genera una gran cantidad de lo que hasta ahora se ha declarado como desechos, con importantes impactos negativos al medio ambiente, tales como generación de plagas, contaminación de aguas, malos olores, entre otros (Barragán-Huerta *et al.*, 2008). Ante esta preocupación, se ha despertado el interés por aprovechar lo que se había considerado desecho y enfocarlo como un residuo aprovechable para la producción de nuevos productos.

Datos oficiales de 2006, establecen que en México se produjeron 75.73 millones de ton de materia seca proveniente de 20 cultivos, de los cuales 60.13 millones de ton corresponden a residuos primarios, obtenidos al momento de la cosecha, entre los que están: hojas y tallos del maíz, tallos y vaina de sorgo, puntas y hojas de caña de azúcar, paja de trigo, paja de cebada y de frijol, así como cáscara de algodón.

Mientras que, 15.60 millones de ton corresponden a residuos secundarios obtenidos del procesamiento post-cosecha, entre los que están: bagazo de caña de azúcar, mazorcas y olotes, bagazo de maguey o agave, así como pulpa de café (Valdez-Vázquez *et al.*, 2010).

En el mundo se producen alrededor de 6.2 millones de toneladas de hongos cultivados cuyo valor estimado es de 30 billones de dólares, con una tasa de incremento de producción anual del 11 % lo cual se debe al incremento de la investigación, difusión y confirmación de sus propiedades como alimentos nutracéuticos (Boa, 2005).

La producción de hongos frescos en México alcanza las 38 708 toneladas por año, lo que representa aproximadamente el 59% de la producción total en América Latina, el décimo octavo productor mundial (Martínez-Carrera *et al.*, 2004). Sus exportaciones generan más de cuatro millones de dólares al año. La importancia ecológica de esta actividad económica radica en el uso y reciclaje de más de 386,000 toneladas por año de subproductos agrícolas y agroindustriales. El género *Pleurotus* es el segundo más cultivado en México solo después de *Agaricus* con una producción de 2,190 toneladas por año (Boa, 2005).

Por otro lado hablando de rentabilidad sobre superficie en cultivos de hongos se obtienen producciones de 3.1 kg/m^2 , cifra superior a muchos cultivos agropecuarios (por ejemplo, trigo: 0.27 kg/m^2 , carne: 0.69 kg/m^2 (Schiess, 2006).

Composición de residuos lignocelulósicos

En general, los residuos lignocelulósicos agroindustriales están compuestos principalmente de celulosa, hemicelulosa y lignina (Deysson, 1982; Hendriks & Zeeman, 2009; Hopkins, 2003) presentes en la pared celular de las fibras vegetales.

A continuación se describen cada uno de estos compuestos:

Celulosa: es el biopolímero más abundante en la Tierra. Consiste en cadenas lineales de celobiosa de aproximadamente 10,000 unidades glicosídicas en la celulosa nativa de las fibras de madera donde representan más del 50% del peso. En la célula vegetal, una gran parte de la celulosa está en forma de microfibrillas de muy alta densidad. Poco se sabe sobre la regulación de este plegado. Contiene zonas amorfas y cristalinas. Las cadenas de la zona amorfa son sensibles a la bioconversión (celulasas). La superficie de las microfibrillas de celulosa es altamente polar debido a los grupos hidroxilo asociados entre sí por enlaces de hidrógeno (Sjöstrom, 1993). Esto dificulta la compatibilidad con materiales no polares y afecta la agregación entre las fibras y la absorción de humedad, lo que disminuye su dispersión en los materiales compuestos y su rigidez.

Hemicelulosas son polisacáridos con grupos heterogéneos las cuales tienen un grado de polimerización entre 100 y 200 en fibras madereras. Son insolubles en agua, y solubles en medio alcalino. Su principal función es la interacción con la celulosa y lignina para proporcionar rigidez a la pared celular. Su comportamiento físico-químico, principalmente su capacidad de enlace y su comportamiento visco-elástico, es de gran importancia para

proporcionar propiedades deseadas como grado de hinchamiento, (re)hidratación, plasticidad, flexibilidad, rigidez, dureza, etc.

Lignina: es un polímero orgánico ampliamente distribuido que se descompone muy lentamente en el medio ambiente debido a su compleja estructura química. La biodegradación de la lignina por los hongos de la podredumbre blanca que pertenecen a los basidiomicetos es eficaz en la mineralización de la lignina. Es un proceso de pasos múltiples mediado por las enzimas del complejo lignolítico. La tasa de descomposición de lignina depende de la concentración de oxígeno molecular (Revin, 2002)

Los sistemas enzimáticos extracelulares incluyen la lacasa (benzodiol: oxidor oxidorreductasa) (Lac.), Peroxidasa de manganeso (MnP) y lignina peroxidasa (LiP). La peroxidasa de manganeso es una glicoproteína de hemo que cataliza la oxidación de Mn^{2+} a Mn^{3+} en presencia de H_2O_2 . Mn^{3+} se equilibra eficientemente en solución acuosa por a-hidroxiácidos (Giardina *et al.*, 2000). Estos complejos funcionan como oxidantes difusibles que pueden oxidar sustratos fenólicos terminales y también posiblemente sustituyentes no fenólicos a través de un mediador radical (Bao, 1994). La lignina peroxidasa (LiP) juega un papel central en la biodegradación de la lignina de la pared celular de la planta. LiP es capaz de oxidar compuestos aromáticos con potenciales redox superiores a 1,4 V (NHE) por abstracción de un solo electrón, pero el mecanismo redox exacto todavía es poco conocido (Piontek *et al.*, 2001). Las Lacasas son glicoproteínas pertenecientes a las oxidasas multicopper azules y son capaces de oxidar fenoles y aminas aromáticas con reducción del oxígeno molecular al agua (Couto y Toca-Herra, 2007). Las funciones fisiológicas de las lacasas fúngicas incluyen la producción de pigmentos, los patógenos de las plantas y la degradación de los materiales lignocelulósicos (Thurston, 1994).

Composición de lignocelulosa de sustratos utilizados en cultivo de *Pleurotus*

Son muchos y diversos los residuos lignocelulósicos utilizados para llevar a cabo el cultivo de *Pleurotus* en la tabla 4 se pueden observar algunos de estos residuos así como sus composición de lignina, celulosa y hemicelulosa.

Tabla 4. Composición en lignina, celulosa y hemicelulosa de diferentes residuos (% en peso sobre el total de material seco)

Residuo lignocelulosico	Lignina	Celulosa	Hemicelulosa
Bagazo de Agave tequilana	19.05	43-56	24.5
Bagazo de caña de azúcar	23.09	39.01	
Desecho de Girasol	29	47	23
<i>Eucalyptus globosus</i>	22.9-26.91	48.07	25.8- 46.3
Paja de cebada	13.94 -15	31- 46.4	24-29
Paja de Trigo	15- 16.85	51- 32.64	34
<i>Pinus radiata</i>	25.9	41.7	
<i>Pinus pinaster</i>	28.53-30.2	39.2-42	20.29-17.6
Sorgo dulce (<i>Sorghum bicolor</i>)	16.09	34.01	
<i>Panicum virgatumis</i>	17.56	30.97	
Rastrojo de maíz	18.59	37.61	

Modificado de Parajó *et al.*, 1993; Alonso y Rigal (1997), Garrote *et al.*, 2007; Ramírez-Cortina *et al.*, 2012

Agave tequilana:

El género *Agave* es una monocotiledónea, económicamente muy importante y consta de 197 taxones: 136 especies, 26 subespecies, 29 variedades y 7 formas., pertenece a la familia Agavaceae, agrupados en el orden de Asparagales. En 1902, Weber describió el *Agave tequilana* perteneciente al subgénero *Agave* y la sección *Rigidae* que se extienden a México y América Central. Es una planta suculenta que se extiende radicalmente desde 1,2 hasta 1,8 m de longitud. Tallo grueso y corto de 30 a 50 cm de altura al madurar, sus hojas estrechas y muy rígidas de 90 a 120 cm lanceoladas, acuminadas de fibras firmes, casi siempre estiradas rígidamente; generalmente con una coloración de azul glauco a verde grisáceo. Presenta margen es recto a ondulado siendo los dientes generalmente de tamaño regular y espaciados irregularmente, la mayoría de las veces de 3 a 6 mm de largo en el medio de la hoja. La inflorescencia es una panícula de 5-6 ms de altura, densamente ramificada con 20 a 25 largas, umbelas dispersas de flores verdes y estambres rosados. Flores de 68 a 75 mm de largo con bractéolas en pedicelos de 3-8 mm de largo. La fruta es una cápsula ovalada con una pequeña cúspide.

Producción del cultivo

La industria del tequila en México es una de las más importantes. Produciéndose millones de litros de esta bebida anualmente.

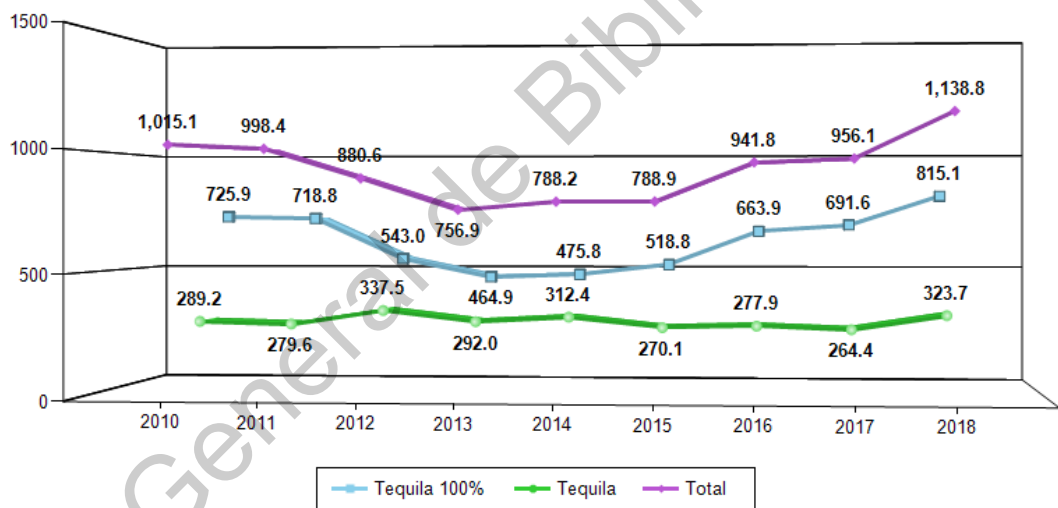
El cultivo se ha establecido intensivamente y existe una tendencia a aumentar el área cultivada con este agave. En México, la zona de denominación de origen Tequila fue declarada por decreto del Diario Oficial Mexicano en octubre de 1974.

Sin embargo en el proceso de producción, existe la generación de residuos, el bagazo de agave es uno de los principales.

Este desecho es la fibra residual que queda después de cocinar, moler y extraer el jugo fermentable de la piña del *Agave tequilana*, se considera que el 40% del peso total del agave

consumido corresponde al bagazo residual (Cedeño 1995; Iñiguez, 2004), por lo que se generan grandes volúmenes de este desecho el cual es muy ácido y su disposición se ha vuelto un problema ambiental y económico (Linerio, 1998).

A pesar que desde hace más de 20 años parte del bagazo se usa para elaborar ladrillos o relleno de tapicería (Rico, 1995; Guzmán, 1997) la solución al problema de la disposición final del bagazo de agave es encontrar una tecnología apropiada para su tratamiento y valoración indirecta, de manera que pueda ser integrado en los procesos industriales de interés económico. Por esta razón, es importante buscar vías de valorización que puedan transformarlo en productos con valor agregado para su comercialización (Alonso y Rigal, 1997).



	2010	2011	2012	2013	2014	2015	2016	2017	2018
Tequila 100%	725.9	718.8	543.0	464.9	475.8	518.8	663.9	691.6	815.1
Tequila	289.2	279.6	337.5	292.0	312.4	270.1	277.9	264.4	323.7
Total	1,015.1	998.4	880.6	756.9	788.2	788.9	941.8	956.1	1,138.8

Comparativo Enero - Diciembre 2017 - 2018

Figura 2 .Producción de agave tequilana en el periodo comprendido entre 2010 y 2108 en México. <https://www.crt.org.mx/EstadisticasCRTweb/>

Bagazo de *Agave tequilana*

Según los análisis reportados por Alonso y Rigal (1997) y Ramírez- Cortina *et al* (2012), el bagazo de agave tiene un alto contenido de lignina sus características físicas así como su composición química se observan en las tablas 5 y 6 respectivamente.

Tabla 5. Características físicas del bagazo de *Agave tequilana* w. var. Azul.

Características	Descripción
Textura	Poco Rígida
Color	Café- amarillento
Largo de la fibra	0.5-10cm
Absorción de agua	6mL de agua .g ⁻¹ de bagazo

Adaptada de Ramírez-Cortina *et al.*, 2012

Tabla 6. Composición química del bagazo de *Agave tequilana*

Parámetro	Valor
Humedad	5%
Fibra (% MS)	77
Celulosa (% fibra seca)	56
Hemicelulosas (% fibra seca)	24.5
Lignina (% fibra seca)	19.5
Nitrógeno (% MS)	3
Grasas (% MS)	1
Minerales (% MS)	6
Pectinas (%MS)	1
Azucares reductores (% MS)	7

Adaptada de Ramírez-Cortina *et al.*, 2012

Según lo Reportado por el Consejo regulador del Tequila se producen alrededor de 400 mil toneladas de bagazo al año, lo que la convierte en una fuente de materia prima disponible para la producción de nuevos productos.

Por todo lo anterior y como complemento a los trabajos antes mencionados en este estudio se evaluó el potencial del bagazo de *Agave tequilana* como un sustrato para el cultivo de *P. ostreatus* y *P. djamor*.

Dirección General de Bibliotecas UAG

JUSTIFICACIÓN

La obtención de hongos comestibles es una opción primordial para satisfacer los requerimientos alimenticios de la población; además de servirse de residuos agrícolas es una fuente para crear empleo, se estima que en México se podrían haber creado 25,000 empleos directos e indirectos podrían haberse generado en los últimos años como resultado de la producción e industrialización de estos organismos (Martínez-Carrera *et al.*, 2007).

Sumado a esto, este trabajo proporciona información sobre el uso de basidiomicetos para la producción de bio-productos y su aplicación en la degradación de contaminantes del medio ambiente como es el caso del bagazo de *Agave tequilana*. El procesamiento de este residuo que puede tener una nueva función como materia prima, convirtiéndolo en la base de un sustrato adecuado para el cultivo de hongos comestibles.

Con lo anterior se pueden obtener tres beneficios: disposición de un desecho agroindustrial, producir alimentos y aumentar la economía de la población involucrada.

DESCRIPCIÓN DEL PROBLEMA

El residuo producido por las empresas tequileras cuya materia prima de fabricación es el *Agave tequilana* W. var. azul (Abderrazak, 2000; Alonso y Rigal, 1997; Valenzuela, 2003) mejor conocido como bagazo es un residuo sólido lignocelulósico, el cual representa un problema para su disposición final.

HIPOTESIS

Debido a que los hongos *Pleurotus ostreatus* y *P. djamor* crecen sobre residuos con contenido lignocelulosico, se espera que lleven a cabo su crecimiento sobre bagazo de *Agave tequilana* de manera similar al que desarrolla sobre otros sustratos lignocelulósicos, ya que dicho residuo contiene niveles de lignina y celulosa cercanos a residuos como la cebada y la avena los cuales son sustratos utilizados comúnmente para su desarrollo.

OBJETIVOS

Determinar el crecimiento y desarrollo de una cepa comercial de *P. ostreatus* y *P. djamor* en un sustrato a base de bagazo de *Agave tequilana*.

Objetivos particulares

- A) Establecer el sistema de cultivo de una cepa comercial de *P. ostreatus* y *P. djamor*
- B) Establecer la eficiencia biológica del sistema *P. ostreatus* y *P. djamor* sobre sustratos preparados con diferentes mezclas a base de bagazo de *Agave tequilana*.
- C) Analizar por medio de ANOVA el peso fresco por especie en cada tratamiento evaluado.
- D) Cuantificar el rendimiento del sistema.
- E) Realizar los estudios bromatológicos de los cuerpos fructíferos.
- F) Realizar los estudios de gases masa de los cuerpos fructíferos.
- G) Establecer el porcentaje de bioconversión del sistema.
- H) Establecer los gastos de producción para producir 25k semanales

METODOLOGÍA

Diseño de la investigación

El presente proyecto está basado en un estudio experimental comparativo que busca encontrar el mejor sustrato para el cultivo de *Pleurotus ostreatus* y *Pleurotus djamor* es decir aquel que suscite una mayor eficiencia biológica, teniendo en cuenta las características morfológicas y bromatológicas que deben tener estos hongos. En la experimentación se realizara un montaje de 4 sustratos compuestos de bagazo de agave al 100, 75, 50 y 25% realizando 3 réplicas de cada uno, teniendo como cultivo control un sustrato a base de 100% cebada.

Los experimentos se realizaron en campus Amazcala ubicado en las coordenadas 20°42'17"N, 100°15'34"W a 1922 msnm con cepas de cultivos puros de los hongos de *P. ostreatus* y *P. djamor*.

Las pruebas bromatológicas así como el análisis de gases masa se llevaron a cabo en el laboratorio de Metabolitos y Nanocompositos de la Universidad Autónoma de Querétaro (México), -campus Aeropuerto.

Las pruebas de lignina se realizaron en el laboratorio de Nutrición Animal de la Universidad Autónoma de Querétaro (México) campus Juriquilla.

SISTEMA DE CULTIVO

Se realizaron 2 experimentos: corrida 1 (abril 2018), y corrida 2 (abril- mayo 2019) con el fin de determinar el desarrollo para cada especie.

Residuos para el sustrato.

El material evaluado fue bagazo de *Agave tequilana* producto final de la fabricación de la bebida tradicional alcohólica de nombre Tequila y el sustrato control paja de cebada la cual se adquirió en un rancho cercano.

El bagazo de agave fue sometido a un proceso de secado mediante exposición directa al sol por 5 días.

Preparación del sustrato

La paja de cebada se fragmento en un molino de la marca Terramac en trozos de 5-10cm.

Se prepararon 5 mezclas de cultivo como se muestran en la tabla 7.

Tabla 7. Contenido de los tratamientos

Tratamientos	Sustratos
1	100% paja de cebada (sustrato control)
2	25% bagazo de agave, 75% paja de cebada
3	50% bagazo de agave, 50% paja de cebada
4	75% bagazo de agave, 25% paja de cebada
5	100% bagazo de agave

Se rellenaran bolsas de polipropileno de 50 x 70cm con 500gr (peso seco) del sustrato, se hidrataron durante 24hr (70-80%) de humedad final.

Para pasteurizar las bolsas se les realizaron perforaciones alrededor de la bolsa, se colocaron dentro de una vaporera de 70L con suficiente agua para cubrirlas en su totalidad y se esterilizaron durante 2 h, acto seguido se drenaron y dejaron enfriar a temperatura ambiente.



Figura 3. Bolsas con la mezcla de cada tratamiento una vez esterilizadas.

Inoculación

Para proceder con la inoculación se esteriliza cuarto así como la mesa o zona de trabajo, a cada bolsa se le agregaron 50gr de inóculo que equivale al 10% del peso del sustrato así como 5gr de carbonato de calcio distribuyéndolo manualmente y se colocaron en los estantes dentro del cuarto de colonización. Se realizaron 3 réplicas por cada tratamiento y por cada cepa.

El crecimiento micelial se llevó a cabo en un cuarto cerrado, ambiente con una temperatura promedio entre 13 y 25 °C.

El rango de humedad relativa óptima es de entre 40 al 80 % con ayuda de un wach dog se monitoreo el porcentaje de humedad, con lo cual si esta se encontraba por debajo del 40 % en el interior del espacio de cultivo, se realizaban riegos de agua al piso y se encendía un humidificador para aumentar el porcentaje.

Colonización:

También denominado crecimiento micelial se refiere al tiempo en días que tarda el micelio en colonizar el sustrato, se denota con el cambio de color de café a blanco así como la compactación del sustrato (Romero *et al.*, 2000; García, 2003; Fernández, 2004).

Control:

Cada bolsa constituye una muestra. Se registraron las observaciones sobre el crecimiento del micelio que se nota por el cambio de color de tonos cafés a blanco así como la compactación del sustrato, la aparición de contaminaciones, el día de aparición de los primordios

(precocidad), el número de cosechas totales, el tiempo de producción y peso del sustrato remanente.

Una vez que el micelio cubrió completamente el sustrato las bolsas se cambiaron de lugar a la zona de crecimiento.

La zona de crecimiento es un cuarto oscuro con humedad que ronda el 70% con ayuda de riegos diarios (Fernández, 2004) y ventilación adecuada.

Cosecha

Cuando el estípite o sombrero (figura 4) de los basidiomicetos alcanzan un tamaño mayor a los 5cm es momento de realizar la cosecha.

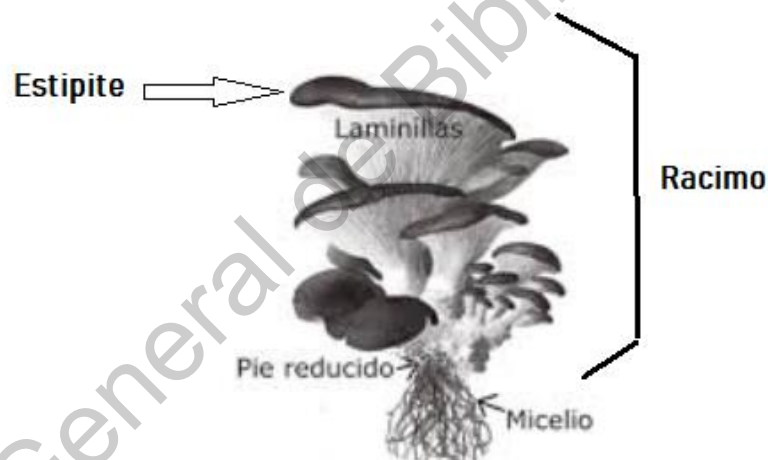


Figura 4. Partes de basidiomicetos.

Los cortes se realizaron de manera manual con guantes de latex y cubre bocas desprendiendo suavemente desde la base de los racimos (figura 5) y evitando dañar en lo posible los basidiomas. Una vez cosechados se pesaron inmediatamente para evitar la pérdida de humedad.



Figura 5. Corte manual de basidiomas de *P. ostreatus*

Se llevó a cabo un registro del tiempo en días de colonización total de la bolsa, el peso de cada cosecha en gr y al finalizar el experimento se calculara la eficiencia biológica y la tasa de producción para lo cual se tomaran únicamente los valores de las primeras 3 cosechas.

La cosecha se realizó cortando cuerpos fructíferos maduros con una cuchilla estéril (Fernández, 2004).

Empaque:

El empaque se llevó a cabo colocando 200 gr sobre charolas de unicel (figura 6) y cubriendo todo con plástico adherible lo que permite conservar en refrigeración 7 días en óptimas condiciones.



Figura 6. Pesado y empaque de basidiomas de *P. djamor* y *P. ostratus*.

PARAMETROS DEL SISTEMA

Precocidad (P) definida como el tiempo que transcurre entre el día de la inoculación y el día en que aparecen los primeros primordios.

La eficiencia biológica (EB) según Beltrán *et al.* 1995 y Naranjo 1995 se define como el rendimiento de los sustratos, en función del peso fresco de hongos por cada parte del peso seco del sustrato.

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

El peso fresco es el promedio dado por los basidiocarpos producidos por bolsa en cada uno de los sustratos evaluados en las tres cosechas.

La productividad de cada mezcla se evaluará con base en la eficiencia biológica (EB), rendimiento (R) y la tasa de producción (TP).

El rendimiento (R) se refiere al peso total de masa fúngica obtenida al final de un ciclo de producción, expresada en porcentaje, la cual es una medida de eficiencia de bioconversión alcanzada por el hongo en conjunto con la productividad del sistema de cultivo, en función de los factores como: infraestructura, capital, calidad del sustrato, experiencia en el manejo del cultivo, nivel tecnológico aplicado, material genético utilizado, entre otros, lo ideal es producir más con el mínimo de costes monetario, ambiental y social (Vedder, 1996).

$$\text{Rendimiento (R)} = \frac{\text{Peso fresco}}{\text{Peso del sustrato humedo}} \times 100$$

La tasa de producción (TP) (Royse, 1989; Sánchez y Royse, 2002) relaciona la eficiencia biológica y el tiempo en días en el cual se cumple un ciclo de cultivo.

$$\text{Tasa de Producción (TP)} = \frac{\text{EB \%}}{\text{días de producción}}$$

Se considerará el periodo de producción (PP) como el tiempo transcurrido desde la inoculación hasta la última cosecha) (Sánchez, 2001).

La bioconversión (B) será considerada como el total de Fibra Detergente Ácido (FDA) medida antes y después del desarrollo del cultivo.

MODELO MATEMÁTICO

Para realizar una comparación se establecerán las variables independientes que son Humedad, Temperatura, Luz y el Sustrato control, con lo cual tendremos las siguientes variables dependientes:

Eficiencia biológica (EB): (Peso fresco/Peso sustrato seco) x 100

Tasa de producción: EB% / días de producción

Rendimiento (R): (Peso fresco / peso sustrato húmedo) x 100

Periodo de Producción: Se refiere al número de días transcurridos entre la inoculación y la última cosecha

El análisis estadístico de los resultados se realizó con presentación de los valores promedio (\bar{x}), desviación estándar, error estándar, etc. Cada valor representa la proporción mediana y la desviación estándar de 3 réplicas de 3 experimentos (colonización, contaminación, precocidad, peso fresco y eficiencia biológica; cada réplica consistió de 3 bolsas. Se compararon los 5 tratamientos así como ambas cepas usando el método del análisis de varianza.

PRUEBAS BROMATOLÓGICAS DE LOS CUERPOS FRUCTÍFEROS.

El procesamiento de las muestras se llevó a cabo en el Laboratorio de Ciencia y Tecnología de Alimentos de la Facultad de Química, Universidad Autónoma de Querétaro. Se realizó por triplicado un análisis que incluye porcentaje de cenizas, porcentaje de humedad y fibra dietética total mediante el método gravimétrico, porcentaje proteína total mediante digestión y espectrofotometría, grasas totales mediante microondas, carbohidratos totales por espectrofotometría y las calorías mediante calorímetro isoperibólico.

GASES MASA

Dicho análisis se llevó a cabo en el Laboratorio de Metabolitos y Nanocompositos de la Facultad de Ingeniería, Universidad Autónoma de Querétaro.

Cada muestra se preparó en metanol HPLC (1 mg /ml), el metanol fue evaporado con nitrógeno gas, y posteriormente se agregaron 50 μ l de agente de derivatización, BSTFA(N, O-bis [trimetilsilil] trifluoroacetamida) + 1% TMCS (trimetilclorosilano), se agitó durante 2 min a temperatura ambiente. Finalmente, 1 μ l se inyectó en un cromatógrafo

GC-MS. El equipo utilizado consistió en un GC de la serie Agilent7890A (Wilmington, DE, EE.UU.) y un detector Agilent simple cuarupolo MS (modelo 5975C), con set de energía de electrones a 70 eV y el intervalo de masas 50-700 m / z. Una columna capilar HP-5MS (30 m x 0,25 mm de diámetro interno x 0.25 lm) y un inyector splits/splitless (2 mm de diámetro). El inyector tenía una temperatura 250 °C. GC se utilizó en modo splitless con un tiempo de 2.5 minutos sin splitless. La temperatura inicial del horno fue 100 °C durante 1 min y se elevó a 220 °C a 6 °C/min, se mantuvo durante 1.23 min, luego se elevó a 290 °C a 10°C/min, y luego se elevó a 310 °C a 40 °C/min, y se mantuvo durante 7.5 min. La velocidad de flujo de gas acarreador (Helio) se mantuvo a 1 ml/min. El controlde GC-MS y el procesamiento de datos se realizaron con el software Chem-Station (Agilent Technologies).

TEMPERATURA

La temperatura se monitoreo (figura 7) utilizando los datos recogidos por la estación meteorológica aeropuerto Querétaro intercontinental (MMQT). El rango de temperatura óptimo es de 18 – 28°C, por lo cual se utilizó un wach dog en el cuarto de cultivo, si la lectura marcaba por arriba de los 28° se regulaba la temperatura por medio de un sistema de ventilación, hasta obtener la temperatura óptima.

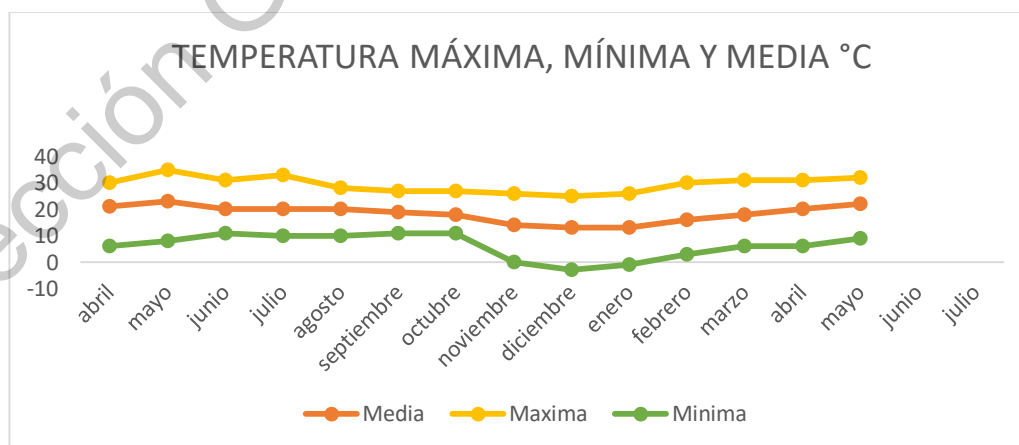


Figura 7. Temperatura media del ambiente.

RESULTADOS Y DISCUSION

Sistema de cultivo para la producción de *P. ostreatus* y *P. djamor*

El cultivo de hongos implica 9 diferentes procesos, cada una con diferentes tiempos de producción (Figura 8)

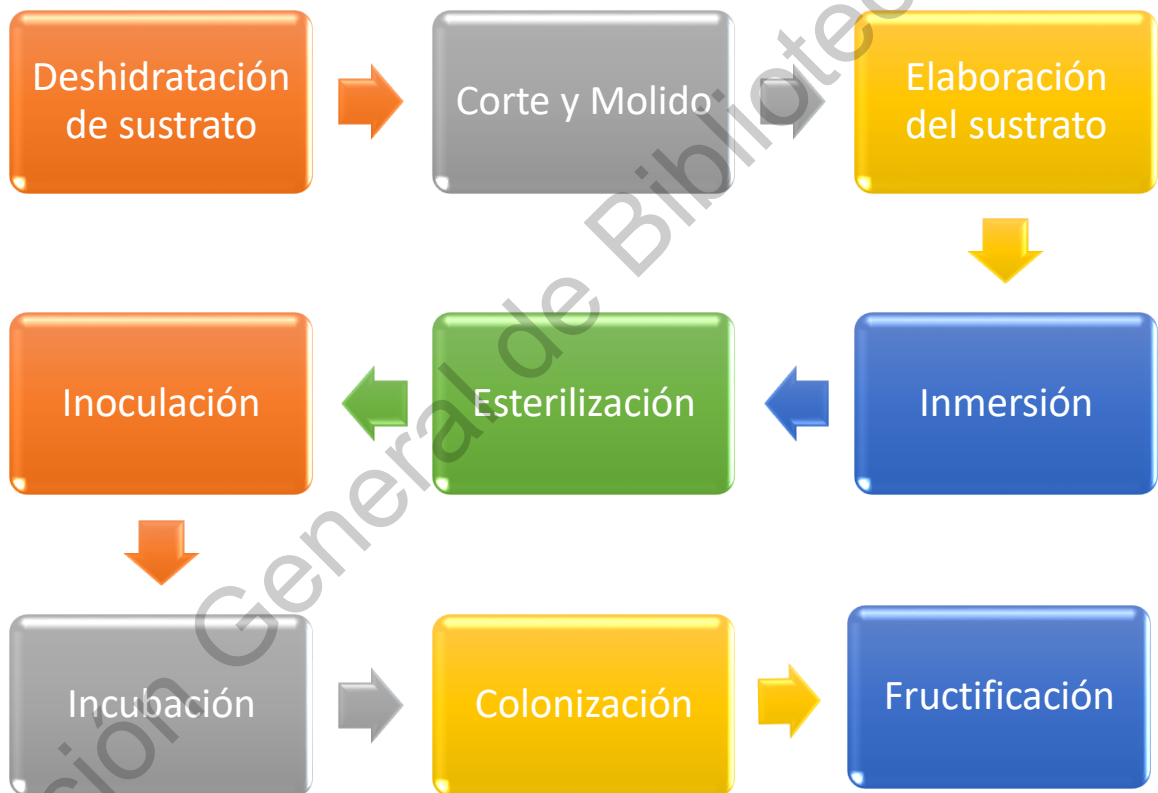


Figura 8. Diagrama de procesos para el cultivo de *Pleurotus ostreatus* y *Pleurotus djamor*.

A continuación se muestran los resultados de la colonización en los diferentes sustratos para ambas cepas (tabla 8).

Tabla 8. Colonización a partir de la inoculación en los 5 tratamientos evaluados.

Tratamiento	Sustrato	Colonización (días) \pm σ de <i>P. djamor</i>	Colonización (días) \pm σ de <i>P. ostreatus</i>
1	100%cebada	14 \pm 0	7.6 \pm 1.1
2	75% paja de cebada, 25% bagazo de agave	12.67 \pm 1.15	16.33 \pm 0.58
3	50%paja de cebada, 50% bagazo de agave	12 \pm 0	17.67 \pm 2.89
4	cebada , 75% bagazo de agave	8 \pm 0	23 \pm 3.8
5	100% bagazo de agave	8 \pm 0	***

*** Muestras contaminadas.

P. ostreatus dicho tiempo de colonización en los diferentes tratamientos es menor en el sustrato control T1 el cual presenta un crecimiento micelial de 7.67 \pm 1.1 días en comparación con el T5 con una colonización de 10.8 \pm 1.1 días (figura 9).

Por otro lado el crecimiento micelial de la cepa *P. djamor* en el tratamiento control T1 se presentó de manera uniforme en el día 14, y disminuye hasta 8 días en el tratamiento 4 y 5 (figura 10).

Sin embargo el crecimiento de la cepa de *P. djamor* fue mucho más rápida que *P. ostreatus* debido a que su temperatura optima de crecimiento es de 25 a 30 °C que coincide con las temperaturas registradas en el campus, mientras que *P.ostreatus* tiene un crecimiento lento después de los 25°C.

Estos resultados coinciden a los reportados por Romero *et al.* (2010) cuyos micelios cubrieron el sustrato por completo a los 18 días de incubación.

Además se pudo observar que al aumentar la temperatura por arriba de los 25°C el cultivo desarrolla el micelio pero no así la fructificación, entrando en una fase de latencia y si la temperatura no baja transcurridos 4 días tiende a morir.

En bibliografía se menciona, el uso de óxido de calcio como ingrediente de los medios de cultivo de *Pleurotus* (Kalmis, *et al.* 2008; Zervakis, *et al* 1996) contribuyó a mantener los valores de pH en niveles cercanos a los que se utilizan comúnmente para su producción comercial (es decir, 6.0–7.0). Este trabajo reveló que, trabajando con un pH más alto (7.5–8.0), se lograron crecimientos satisfactorios de micelios y altos rendimientos en comparación con valores de pH más bajos reportados en literatura.

Por otra parte se pudo determinar por medio de ANOVA que existieron diferencias estadísticamente significativas en al menos uno de los tratamientos para ambas cepas al obtenerse valores de $p=0.0003$ $F_{(0.05,3,8)}=4.53$ para *P. ostreatus* y $p=1.025 \times 10^{-7}$ $F_{(0.05,4,10)}=4.65$ para *P. djamor*.

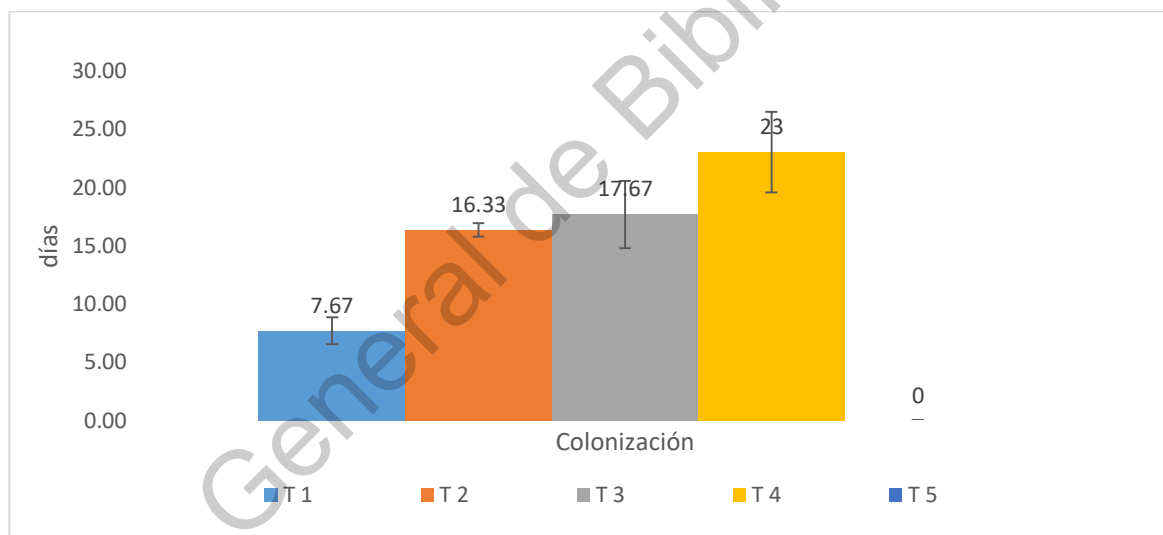


Figura 9. Colonización en días de *P. ostreatus* sobre 5 diferentes tratamientos. T1: 100% cebada, T2: 75% cebada/ 25% agave, T3: 50% cebada/ 50% agave, T4: 25% cebada/ 75% agave y T5: 100% agave. Las barras indican la media de cada experimento por triplicado con σ .

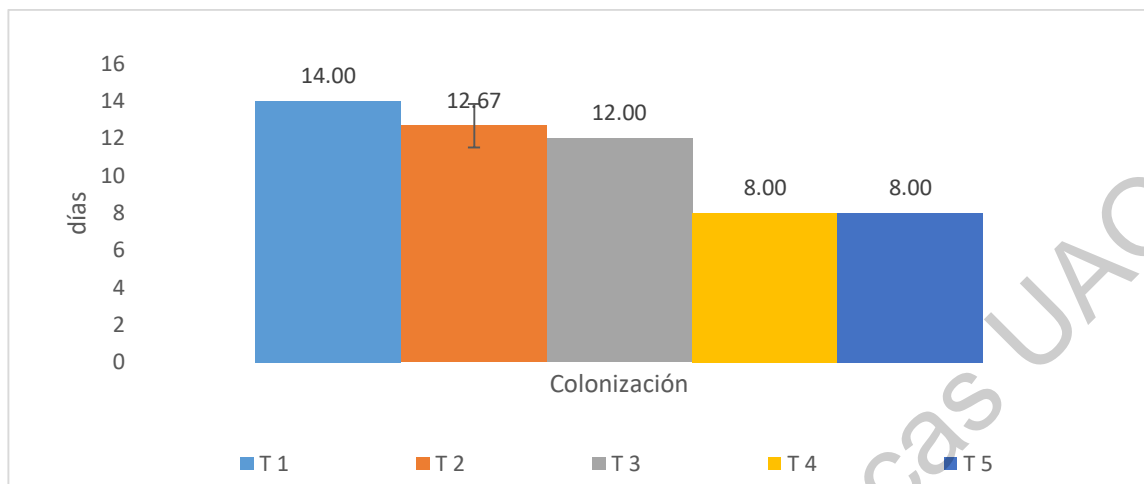


Figura 10. Colonización en días de *Pleurotus djamor* sobre 5 diferentes tratamientos. T1: 100% cebada, T2: 75% cebada/ 25% agave, T3: 50% cebada/ 50% agave, T4: 25% cebada/ 75% agave y T5: 100% agave. Las barras indican la media de cada experimento por triplicado con σ .

Contaminación

Se presentó contaminación en ambas cepas por hongos micromicetos del genero *Aspergillus*, en *P. ostreatus* dicha contaminación se presentó únicamente en el tratamiento 5 alcanzando el 100%, mientras que para *P. djamor* se presentó en el tratamiento 3 con el 33%, esto puede deberse a que al preparar las mezclas se presenta una aglomeración que se va acrecentando del tratamiento 1 al tratamiento 5 lo cual hace ineficiente la difusión de oxígeno en el sustrato.

Cuando la oxigenación no es adecuada en el sistema el desarrollo del micelio se ve afectado y a su vez le da ventaja a los hongos microscópicos los cuales se basan en una respiración anaerobia (Hami, 2005).

Por otro lado, la falta de experiencia fue otro factor importante en la inoculación por lo que puede tratarse de un error humano en el aseo tanto del área como del equipo de trabajo.

Mata y Martínez (1988), Leal-Lara (1985) y Romero *et al* (2010) reportan la presencia de organismos contaminantes, como; *Trichoderma spp.*, así como moscas del género *Lycoriella*

en cultivos de *Pleurotus* spp., Para corregir estos problemas, se recomiendan las siguientes medidas:

- El área de trabajo debe ser un espacio completamente cerrado.
- Durante la inoculación se debe utilizar además de lo antes mencionado bata y cofia
- Lavar nuestras manos entre cada muestra inoculada.
- Limpiar el piso de la zona de colonización con trapeador agua y cloro cada tercer día hasta terminar el ciclo de cultivo.

Todo lo anterior ayudo a disminuir los porcentajes de contaminación para ambas cepas, llegando a 0% de contaminación en 4 de los 5 tratamientos.

Precocidad:

Se evaluó el tiempo en el que aparecieron los primordios (Precocidad) encontrando los siguientes resultados, los primordios de *P. ostreatus* se presentaron en primer lugar en el tratamiento 1 a partir del día 18.5 ± 0.7 y aumentaron del T1 al T5 (figura 11) hasta llegar a 23 ± 1 días, mientras que por el contrario para *P. djamor* el número de días fue descendiendo (figura 12) desde los 17.33 ± 2.31 días en el tratamiento 1 hasta los 14 días en el tratamiento 5 (100% bagazo de agave).

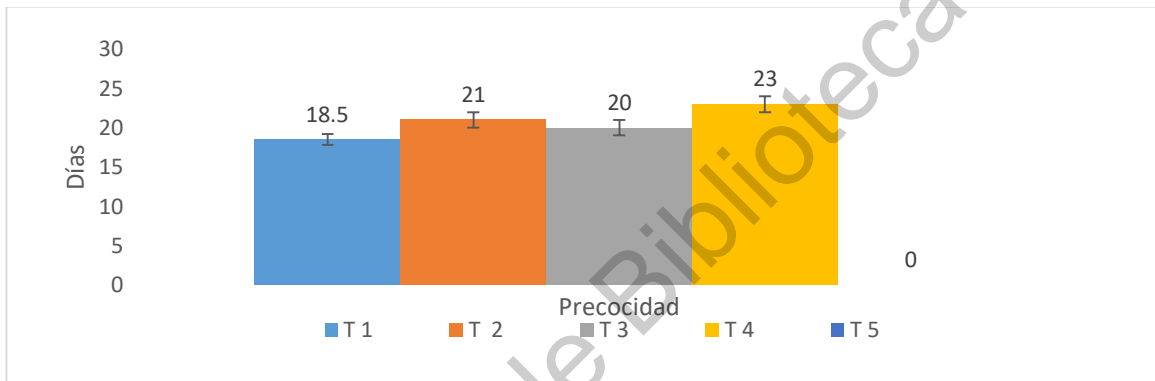


Figura 11. Precocidad en días de *P. ostreatus* sobre 5 diferentes tratamientos. T1: 100% cebada, T2: 75% cebada/ 25% agave, T3: 50% cebada/ 50% agave, T4: 25% cebada/ 75% agave y T5: 100% agave. Las barras indican la media de cada experimento por triplicado con σ .

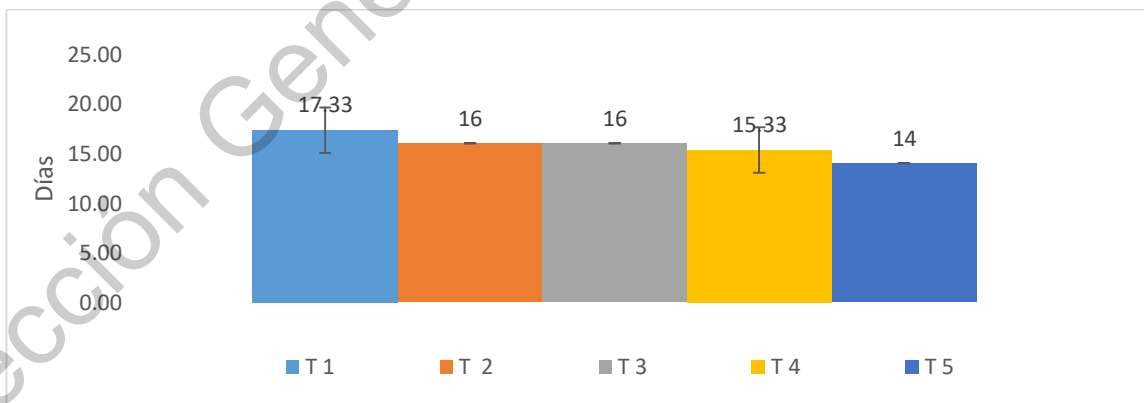


Figura 12. Precocidad en días de *P. djamor* sobre 5 diferentes tratamientos. T1: 100% cebada, T2: 75% cebada/ 25% agave, T3: 50% cebada/ 50% agave, T4: 25% cebada/ 75% agave y T5: 100% agave. Las barras indican la media de cada experimento por triplicado con σ .

Los valores de precocidad observados en este trabajo fueron semejantes a lo que se reportó sobre paja de cebada Romero *et al.* (2010) con 22 días para *P. ostreatus*, sobre bagazo de oliva (Ruiz-Rodríguez *et al.* 2010) para *P. ostreatus* y *P. pulmonarius*, en cascaras de algodón y trigo para *P.ostreatus*, *P. pulmonarius*, y *P.eryngii* (Philippoussis *et al.* 2001) y en rastrojo de maíz, rastrojo de jicama y bagazo de agave mezcalero para *P. pulmonarius* (Bernabé-González *et al.* 2004). Cada bolsa dio alrededor de 2.5 oleadas de corte para ambas cepas iniciando después de 22.3 ± 0.5 días para *P. ostreatus* lo cual coincide con los resultados de Romero *et al.* (2010) que van de 25 a 27 días para la misma cepa sobre paja de cebada y 18.5 ± 0.7 días para *P. djamor*.

El periodo de producción total más corto fue de 52 ± 21.66 días para *P. ostreatus* en el tratamiento 4 (75% bagazo + 25% paja), mientras que el tratamiento 2 (25% cebada + 75% bagazo) fue más largo llegando a los 72 días para la misma cepa, muy parecido a lo reportado por Bernabé-González *et al.* (2004) en rastrojo de jicama seca + rastrojo de maíz para *P. pulmonarius*, para *P. ostratus* López-Rodríguez *et al.* (2008) reportaron 41 días de producción total sobre capacho de uchuva finalmente Romero *et al.*, (2010) reporta 52 días para la misma cepa.

Por otro lado para *P. djamor* los tiempos de producción total van de 25.67 ± 5.7 días con el periodo más corto en el tratamiento 5 (100% bagazo de agave) y el mayor periodo de producción lo obtuvo el tratamiento 2 con 37.67 ± 2.89 días lo cual concuerda a lo reportado en literatura Rajarathnam *et al.* 1986; Cetz *et al.* 2000.

El análisis estadístico ANOVA para precocidad arrojó los siguientes resultados: para *P. ostreatus* $p=0.002$ $F_{(0.05,3,8)}=4.53$ por lo que se presentan diferencias estadísticamente significativas entre los grupos mientras que para *P. djamor* no se presentan diferencias con $p= 0.266$ $F_{(0.05,3,8)}=4.65$.

Eficiencia biológica del sistema *P. ostreatus* y *P. djamor*

En este estudio el crecimiento de *P. ostreatus* sobre el tratamiento 1 (cebada al 100%) genero un porcentaje de EB del 99 (± 28.28) % (figura 13) el cual es mayor al reportado por Sobal *et al.* (1993) con 78.1% sobre paja de cebada, por López-Rodríguez *et al.* (2008) sobre capacho de uchuva con EB de 76.1 5%, Fracchia *et al.* (2009) en una combinación entre *J. macrocarpa* y *Simmondsia chinensis* EB de 89.7%, Hami (2005) con EB de 69.88 % sobre aserrín de roble; pero menor al reportado por Romero *et al.* 2010 de $120,41 \pm 4,4\%$ para la misma cepa sobre paja de cebada y 129.34 % sobre paja de trigo y Sobal *et al.* 1993 sobre rastrojo de haba con EB de 137.6%. El tratamiento con el menor valor de EB fue el T4 (25% cebada y 75%) con solo 44.2%.

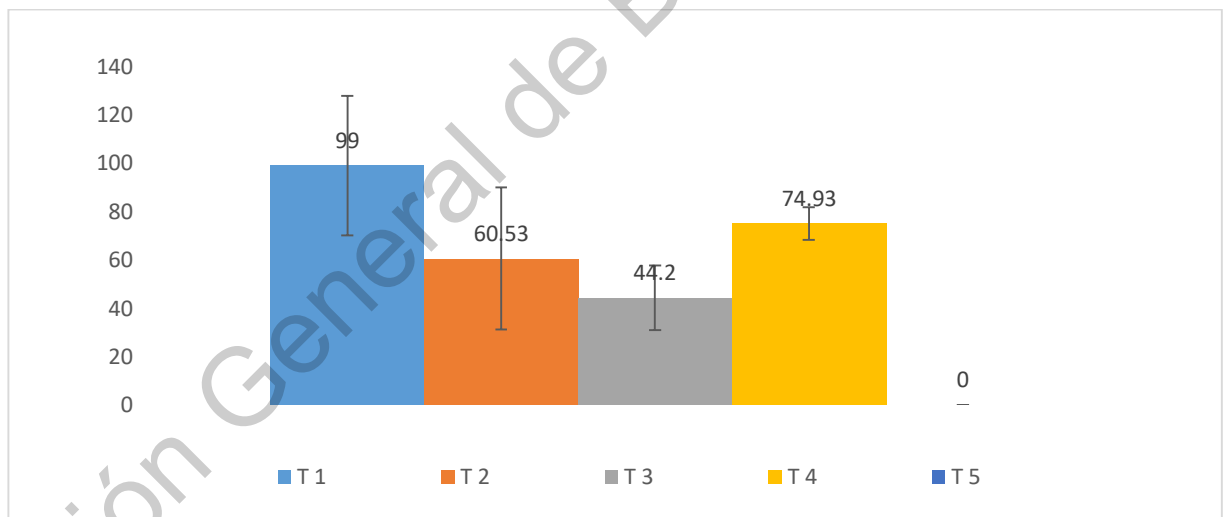


Figura 13. Porcentaje de Eficiencia Biológica de *P. ostreatus* sobre 5 diferentes tratamientos. T1: 100% cebada, T2: 75% cebada/ 25% agave, T3: 50% cebada/ 50% agave, T4: 25% cebada/ 75% agave y T5: 100% agave. Las barras indican la media de cada experimento por triplicado con σ .

Por su parte *P. djamor* alcanzó su mayor EB en el tratamiento 3 (50% cebada y 50% bagazo) con un porcentaje de 56.7 ± 15.76 (Figura 14) y la menor EB se observa en el tratamiento 5 con 36.60 ± 13.3 %.

Dichos resultados son parecidos a los reportados por Gaitán-Hernández, (1993) sobre Zacate buffel y periódico cuya EB alcanza 58 %, Zacate buffel fermentado con EB de 54.1% y son mayores a los reportados sobre viruta de encino con EB de 26%.

De León *et al.* (1988) reportaron 140% de EB en un sustrato hecho a base de agave de maguey con paja de trigo, Soto Velasco *et al.* (1989) reporta EB de 96.4%, Salmones *et al.* 1997 reportaron de 75.6 a 168% de EB con 19 cepas de *Pleurotus* en un sustrato de paja de cebada.

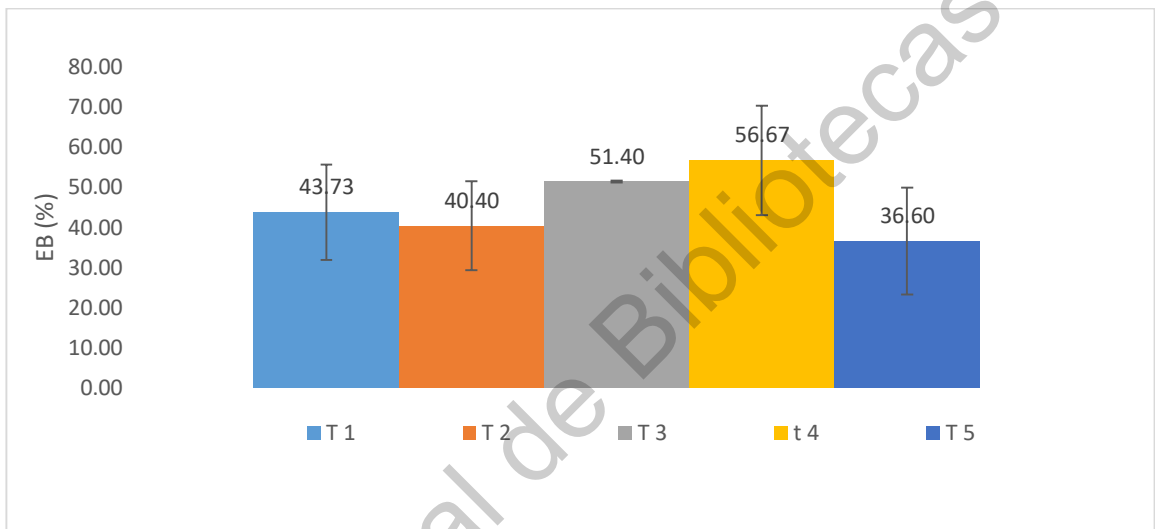


Figura 14. Porcentaje de Eficiencia Biológica de *P. djamor* sobre 5 diferentes tratamientos. T1: 100% cebada, T2: 75% cebada/ 25% agave, T3: 50% cebada/ 50% agave, T4: 25% cebada/ 75% agave y T5: 100% agave. Las barras indican la media de cada experimento por triplicado con σ .

El análisis estadístico ANOVA para EB arrojó los siguientes resultados: para *P. ostreatus* $p=0.0429$, $F_{(0.05,3,8)}=4.53$ por lo que se presentan diferencias estadísticamente significativas entre los grupos mientras que para *P. djamor* no se presentan diferencias con $p= 0.570$ $F_{(0.05,3,8)}=4.65$.

Análisis del peso fresco de *P. ostreatus* y *P. djamor* en cada sustrato evaluado.

Hablando del peso fresco obtenido *P. ostreatus* obtuvo mayores cantidades de biomasa en el tratamiento 1 (100% paja), con 495gr +/- 141.42 mientras que la menor cantidad de biomasa se obtuvo en el tratamiento 3 (50% paja, 50% bagazo) con 221gr +/-66.78 (figura 14).

Se pudo determinar por medio de ANOVA que existieron diferencias estadísticamente significativas en al menos uno de los tratamientos, al obtenerse un valor de $p=0.042885$ $F_{(0.05,4,8)}=4.53$.

Por su parte *P. djamor* obtuvo mejores resultados de peso fresco en el tratamiento 4 (25% paja, 75% bagazo) con valores de 283.33 ± 68.54 gr y los resultados más bajos se obtuvieron con el tratamiento 5 con valores de 183 ± 66.51 hasta 168gr (figura 15).

En cuanto al análisis estadístico ANOVA arrojó que no existen diferencias significativas entre los tratamientos con valores de $p=0.251$ con $F_{(0.05,5,10)} = 4.65$

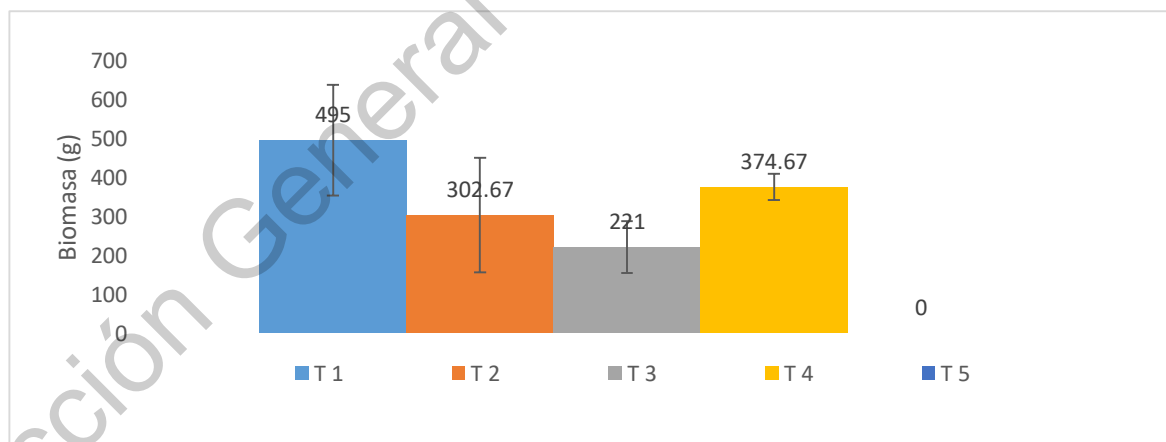


Figura 15. Peso Fresco en gramos de *Pleurotus ostreatus* sobre 5 diferentes tratamientos. T1: 100% cebada, T2: 75% cebada/ 25% agave, T3: 50% cebada/ 50% agave, T4: 25% cebada/ 75% agave y T5: 100% agave. Las barras indican la media de cada experimento por triplicado con σ .

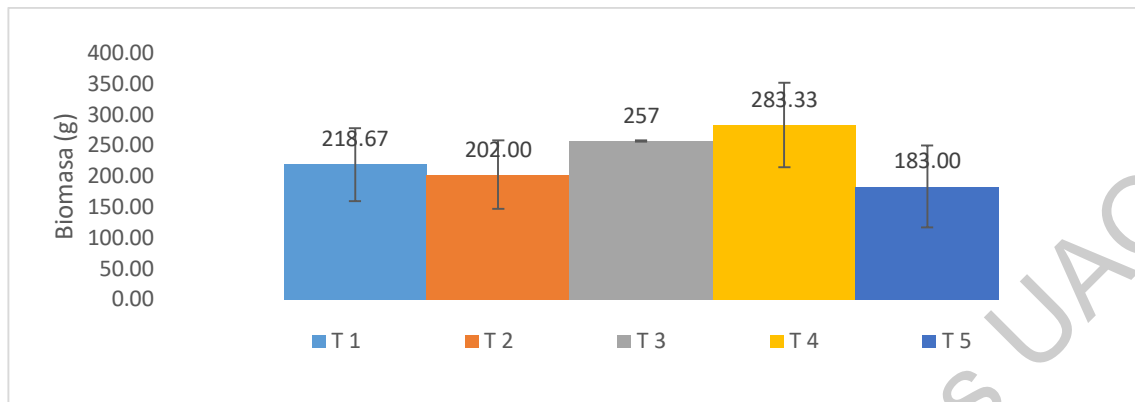


Figura 16. Peso Fresco en gramos de *Pleurotus djamor* sobre 5 diferentes tratamientos. T1: 100% cebada, T2: 75% cebada/ 25% agave, T3: 50% cebada/ 50% agave, T4: 25% cebada/ 75% agave y T5: 100% agave.

Tasa de producción

En cuanto a la Tasa de Producción (TP) (tabla 9), el valor más alto para *P. ostreatus* se obtuvo en el tratamiento 1 (1.47%), seguido por el tratamiento 4 (1.44%) y el menor, en el tratamiento 3 (0.77%). Dichos valores son parecidos a los obtenidos por Fracchia *et al.* (2009) con una TP de 1.74%, y mayores a los reportados por Pérez-Merlo y Mata (2005), con una TP entre 0,63 y 1,13%, al inocular 19 cepas de *Pleurotus* spp., en viruta de pino y paja de cebada.

Por otro lado para *P. djamor* la TP con el valor más alto se presentó en el tratamiento 4 con 1.77%, seguido por el tratamiento 1 (1.63%) y el valor menor en el tratamiento 5 (1.42%).

Tabla 9. Tasa de producción % (TP) de *P. ostreatus* y *P. djamor* en 5 diferentes tratamientos

T	<i>P. ostreatus</i>	<i>P. djamor</i>
1	1.47	1.63
2	0.84	1.07
3	0.77	1.77
4	1.44	1.58
5	----	1.42

T1: 100% cebada, T2: 75% cebada/ 25% agave, T3: 50% cebada/ 50% agave, T4: 25% cebada/ 75% agave y T5: 100% agave.

Rendimiento

A su vez el rendimiento de los sustratos obtuvo resultados cercanos a lo reportado en literatura (tabla 10) y más importante aún, estos resultados se obtuvieron sin la adición elementos ricos en nitrógeno y / o nutrientes de liberación retardada.

Ambas cepas alcanzan su mayor rendimiento en el tratamiento 4, *P. ostreatus* con 17.71 kg/m² y *P. djamor* alcanza 13.38 kg/m².

Estos valores se ajustan a los reportados por Dundar *et al.* (2009) cuyos valores dependiendo del sustrato utilizado van de 14.3 a 31.5 kg/m², pero son menores a lo reportado por López - Rodríguez *et al* (2008) quienes reportan un rendimiento de 39.03 kg/m².

Tabla 10. Rendimiento (R) kg/m² de *P. ostreatus* y *P. djamor* sobre 5 diferentes tratamientos

T	<i>P. ostreatus</i>	<i>P. djamor</i>
1	16.42	7.25
2	11.45	7.63
3	9.14	10.62
4	17.71	13.38
5	-----	10.83

T1: 100% cebada, T2: 75% cebada/ 25% agave, T3: 50% cebada/ 50% agave, T4: 25% cebada/ 75% agave y T5: 100% agave.

Análisis bromatológicos de los cuerpos fructíferos (basidiomicetos)

Las características fundamentales de los cuerpos fructíferos como el contenido de cenizas, proteínas, grasas, carbohidratos y el valor energético *P. djamor* cultivado en diferentes fórmulas de sustrato se presentan en la tabla 11.

El mayor contenido de humedad ($89.44 \pm 0.13\%$) se obtuvo en el T1 (100% paja de cebada). Este resultado se debe a la capacidad de retención de agua del sustrato. El contenido de humedad más bajo ($84.83 \pm 0.13\%$) registró en el T5 (100% bagazo de agave) esto podría deberse a la naturaleza pobre de este sustrato en la capacidad de retención de agua en comparación con los otros sustratos. Estas cifras fueron bastante cercanas al valor declarado por Hoa *et al.* 2015 quienes reportaron 89.71-91.56% sobre diferentes desechos agroindustriales y a lo que registraron Mintesnot *et al.* (2014), Kurtzman (2005) Ahmed (2009) para varias especies de *Pleurotus* cultivadas en diferentes desechos agroindustriales. El contenido de humedad también pudo ser influenciado por la edad de los hongos, los ambientes de cultivo, las cepas de hongos y los ambientes de poscosecha.

Tabla 11. Análisis bromatológicos de los cuerpos fructíferos de *P. djamor* para los 5 tratamientos.

Parámetro	Método	Tratamiento	Resultado (g/100 g producto)
Humedad	AOAC 925.09B	T1	89.44 ± 0.13
		T2	87.91 ± 0.57
		T3	88.04 ± 0.05
		T4	87.13 ± 0.52
		T5	84.83 ± 0.13
Lípidos	AOAC 920.39	T1	0.28 ± 0.01
		T2	0.14 ± 0.02
		T3	0.17 ± 0.02
		T4	0.27 ± 0.02
		T5	0.28 ± 0.01

Proteína total	AOAC 954.01	T1	2.69± 0.42
		T2	3.67± 0.14
		T3	4.09± 0.18
		T4	5.88± 0.12
		T5	6.50± 0.13
Cenizas	AOAC 923.03	T1	1.15± 0.03
		T2	1.07± 0.04
		T3	1.28± 0.04
		T4	1.58± 0.08
		T5	1.55± 0.06
Carbohidratos	Por diferencia	T1	6.44± 0.3
		T2	7.21± 0.7
		T3	6.41± 0.23
		T4	5.12± 0.55
		T5	6.84± 0.2

*El cálculo de los resultados se hizo en base húmeda y promedio de triplicado.

Los hongos presentan un contenido bajo de grasas, situación por la cual son apreciados como alimento para personas con hipercolesterolemia e incluso entre diabéticos que presentan niveles altos de colesterol los valores hallados en este trabajo se encuentran por debajo de los rangos reportados para el género *Pleurotus* (0,20-1,02) (Fasidi y Ekuere, 1993), (1,1-2,2) (Miles y Chang, 1998), (1,0-2,4 y 2,16-3,10) (Joan-Hwa *et al.*, 2001). Dentro de los sustratos analizados el mayor contenido graso lo presentan los tratamientos T1 y T5 cultivados sobre 100% cebada y 100% agave respectivamente, mientras que el menor contenido graso se encuentra en el T2 (75% paja de cebada + 25% bagazo de agave) con un valor de 0.14. Dentro de estos ácidos grasos se encuentran los triterpenoidales los cuales hacen de este grupo de hongos alimentos nutraceuticos (Nieto y Chegwin, 2008).

Se puede apreciar que el contenido de proteína oscila 2.69 y 6.50% en base seca. De los sustratos analizados el mayor contenido proteico lo presenta el T5 (6.50%), seguido por el T4 (5.88%) y por último el T1 con el valor más bajo (2.69%).

El contenido de cenizas, se encuentra dentro del rango de los reportados por Fasidi y Ekuere, (1993) de 1.00-7.03%, se puede observar que los valores van en aumento del T1 al T4 lo que se puede relacionar con la composición de los sustratos sobre los que están cultivados.

En los hongos los carbohidratos están representados por azúcares que nuestro organismo puede aprovechar como fuente de energía quitina y hemicelulosa (La Guardia *et al.*, 2005). En nuestra cepa de *P. djamor* los valores de carbohidratos van de 5.12 en el T4 hasta 6.84 en el T5 encontrándose por debajo del rango reportado para este tipo de setas que oscila entre 44,0-74,3 y 46,6-81,8% (Joan-Hwa *et al.*, 2001).

Con respecto al valor nutricional, en términos del contenido proteico, el empleo de residuos de la industria tequilera es una buena alternativa para obtener un alimento de alta calidad nutritiva.

Con lo anterior se puede observar que a mayor cantidad de bagazo de agave en las fórmulas de los sustratos aumenta el contenido de proteínas, de los cuerpos fructíferos de *P. djamor* por lo cual el uso de bagazo de agave aumenta la calidad nutricional de los hongos y soluciona en parte el problema ambiental que su mala disposición produce.

Gases masa de los cuerpos fructíferos.

Se identificaron por espectrometría de masas los compuestos químicos presentes en la cepa de *Pleurotus ostreatus* y se encontraron compuestos con aplicaciones terapéuticas como es el caso del antibiótico de uso común Paromomycin o la D-manosa entre otros.

Los compuestos químicos mejor representados se observan en la tabla 12.

Tabla 12. Compuestos químicos presentes en *Pleurotus ostreatus*.

T	Compuestos	CAS	Uso	Referencia
1	• Ácido palmítico	57-10-3	Ac. Graso saturado, usual en productos de belleza	Carta <i>et al.</i> 2017
	• Ac. oleico	112-80-1	Ac. Graso mono insaturado, hipotensor.	FAO ISBN: 978-92-5-306733-6
	• Manitol	69-65-8	Alcohol, endulcolante, sustituto de plasma sanguíneo, diurético.	Cruz J. <i>et al.</i> 2001.
	• DL Arabinosa	20235-19-2	Monosacarido, utilizado para el cultivo in vitro de diversos microorganismos	Kotake, T., <i>et al.</i> 2016.
2	• 2-Deoxy-D-galactose	1949-89-9	Análogo de la glucosa, Inhibición en el crecimiento de tumores	Laszlo J. 1960.
	• Quinoleína	1613-34-9	Compuesto orgánico cuyos derivados tienen propiedades antisépticas, antibióticas, amebicidas. Se extraen colorantes en tonos azul, amarillo y rojo.	Zharekeev, B.K. <i>et al.</i> , 1974.
	• 2-Deoxy-D-galactose	1949-89-9	Análogo de la glucosa	Laszlo J. 1960.

- | | | | | |
|---|---|-----------|--|--|
| 3 | <ul style="list-style-type: none"> • Acido silícico | 3555-45-1 | Compuesto químico con silicio, estimular la producción de colágeno, aumenta la fuerza del cabello y grosor, ayuda a eliminar de forma segura la placa con el cepillado, desecante. | Jurkić, L <i>et al.</i> 2013. |
| | <ul style="list-style-type: none"> • Pirrol (1, 2, a) pirazina 1, 4, diona, hexahidro 3- (2-metilpropil) | | Metabolito anticancerígeno | |
| 4 | <ul style="list-style-type: none"> • Ácido palmítico | 57-10-3 | Ac. Graso saturado, usual en productos de belleza | Carta <i>et al.</i> 2017 |
| | <ul style="list-style-type: none"> • Pirrol (1, 2, a) pirazina 1, 4, diona, hexahidro 3- (2-metilpropil) | | Metabolito anticancerígeno | |
| 5 | <ul style="list-style-type: none"> • Ácido hidroxicítrico | 3530-14-1 | Limita la transformación de carbohidratos en grasas por la inhibición de la enzima ATP-citrato liasa | Shara M, Ohia SE, Yasmin T, <i>et al.</i> 2003 |
| | <ul style="list-style-type: none"> • 2-Deoxy-D-galactose | 1949-89-9 | Análogo de la glucosa | Laszlo J. 1960. |
| | <ul style="list-style-type: none"> • D-Manosa | 3458-28-4 | Azúcar útil en infecciones urinarias | Delgado J. 1997. |
| | <ul style="list-style-type: none"> • Paromomycin | 1263-89-4 | Antibiótico oligosacárido común en el uso de infecciones parasitarias. | Salah B. <i>et al.</i> 2013 |

- Ácido palmítico 57-10-3 Ac. Graso saturado, usual en productos de belleza
- Pirrol (1, 2, a) Pirazina 1, 4, diona, hexahidro 3- (2-metilpropil) Metabolito anticancerígeno

Algunos compuestos químicos se presentan en mas de un tratamiento como es el caso del Ácido palmítico presente en los tratamientos T1, T4 y T5, mientras que otros solo se presentan en uno de los tratamientos como es el caso de la Quinoleína presente únicamente en el tratamiento T2.

Estos resultados demuestran que el sustrato sobre el que son cultivados estos hongos influye tanto en el valor nutricional como en el nutracéutico.

Porcentaje de bioconversión del sistema.

Para obtener los valores de bioconversión es necesario conocer el porcentaje de hemicelulosa, lignina y celulosa (FND) presente en cada uno de nuestros sustratos antes de comenzar el experimento y al finalizar el mismo (tabla 13). Para obtener estos valores se realizó el análisis de Fraccionamiento de fibra de los tratamientos T2, T3, T4 debido a que se trata de las mezclas de paja y bagazo mientras que los datos de los tratamientos 1 y 5 por ser 100% paja y bagazo respectivamente se tomaron sus valores directamente de literatura, esto con el fin de disminuir costos.

Tabla 13. Porcentaje de bioconversión (%) causado por *Pleurotus djamor*.

Tratamiento	T1	T2	T3	T4	T5
Hemicelulosa	22.06	42.71	45.16	37.3	33.87
Celulosa	74.13	93.01	91.15	96.55	97.32
FND (antes)	89.2	86.1	80.0	81.7	99.9
FND (después)	61.5	49.2	50.0	48	49.3
% de Bioconversión	31.05	42.86	37.5	41.25	49.35

Rajaratnam et al. (1979), registraron que la degradación de la celulosa y hemicelulosa se relacionaba con las actividades enzimáticas de las celulasas y hemicelulasas.

Al observar los valores encontramos que el mayor contenido de fibra lo tienen el T5 y T1 (99.9 y 89.2% respectivamente) mientras que el tratamiento con el menor valor es el T3 (50% paja de cebada + 50% bagazo de agave) 80 % esta variable se ve reflejada por el sustrato utilizado.

El mayor porcentaje de bioconversión se obtuvo en el tratamiento 5 con 49.35% mientras que el menor valor se obtuvo en el T1 con 31.05%, estos resultados concuerdan con los

registrados por Kivaisi *et al.* (2003) con una pérdida de fibra entre 31 al 40% decreciendo la fracción de celulosa entre 35 a 48%. Rolz *et al.* (1986) reportaron disminuciones de 42.6% de lignina, 32.35% de hemicelulosa y 22.58% de celulosa trabajando con *P. djamor* en pasto de limón y de 30, 44.96 y 36.57%, respectivamente al cultivarlo sobre bagazo de citronela. Capelari y Zadrazil (1997) obtuvieron pérdidas superiores al 50% de lignina al cultivar *P. ostromosus* en paja, después de 60 días de cultivo.

Pero son menores a lo reportado por Zadrazil (1974), Danelón, (2001) ambos con una disminución de 80% al finalizar el desarrollo de *P. ostromosus* el contenido de lignina y celulosa en el sustrato pueden llegar a reducirse hasta en un 80% (porcentaje de bioconversión).

Se esperaría que al tener valores altos de FND en los sustratos la eficiencia biológica (EB) fuera alta sin embargo puede suceder que aun con valores altos de FND en los sustratos iniciales la eficiencia biológica (EB) no se incrementa, debido a que el hongo no es capaz de asimilarlo.

Gastos de producción

Debido a que este campus está dedicado a la agroindustria y a la elaboración de productos, es necesario hacer un balance de egresos e ingresos para conocer qué tan sustentable o conveniente resulta la producción de dichos hongos, los costos totales se pueden observar en las tablas 14 y 15.

Este análisis corresponde a costos de 2018

Tabla 14. Costos de activos fijos

ACTIVOS FIJOS	CANTIDAD	COSTO \$	TOTAL \$
ESTANTES DE PLASTICO	2	550.00	1100
HUMIDIFICADOR	1	1,500.00	1500
WHATCH DOG	1	3,000.00	3000
VENTILADOR	1	1,000.00	1000
MESA DE TRABAJO	3	3,000.00	3000
QUEMADORES DE GAS	1	1,500.00	1500
TANQUES DE GAS	1	1,350.00	1350
VAPORERAS DE 70 LITROS	2	1,000.00	2000
BALANZAS	2	900	1800
	TOTAL		\$16250

Tabla 15. Costos variables de Producción

PRODUCCIÓN	MENSUAL	ANUAL
LUZ	100.00	\$1200
AGUA	\$200.00	\$2400
CEBADA	\$300	\$3600
AGAVE	\$100	\$1200
INOCULO	\$250	\$3000
GAS	\$200.00	\$2400
EQUIPO DE LAB.	\$450.00	\$5,400
BOLSAS TRANSPARENTE	\$50.00	\$600
TOTAL	\$	\$ 76,920.00

Dado que el mejor tratamiento para el cultivo de *P. ostreatus* fue el tratamiento 1 (100% paja de cebada) el balance se realizó con este sustrato quedando como se muestra en la tabla 16:

Tabla 16. Costos de materia prima para la producción de *P. ostreatus*.

Insumo	Cantidad	Costo
Paja	1 paca	\$75
Micelio	2.5 k	\$250
Bolsas	25 pz	\$50
Cal	25 g	\$2
Gas	20 L	\$200
Agua	300 L	\$---
Cloro	2 L	\$20
Charolas	100	\$15
TOTAL		\$612

Por cada paca de cebada pueden sembrarse 25 bolsas de 1k y obtener hasta 1036g de hongo fresco por bolsa, lo cual nos da un total de 25k de hongo fresco que actualmente se vende con precio al público de \$50 por kilogramo dando un total de \$1250 obteniendo una ganancia de 104.24 % (\$638), por lo cual sembrar esta cepa en campus Amazcala es sustentable y requiere de una inversión inicial de \$16250.00 lo cual es accesible para pequeños agricultores.

Por otro lado hablando *P. djamor* el mejor tratamiento fue el numero 4 (25% paja y 75% bagazo) por lo que el balance con dicho sustrato se observan en la tabla 17.

Tabla 17. Costos de materia prima para la producción de *P.djamor*

Insumo	Cantidad	Costo
Paja	1 paca	\$75
Bagazo	4 costales	\$100
Micelio	2.5 k	\$250
Bolsas	38 pz	\$70
Cal	25 g	\$2
Gas	30 l	\$300
Agua	300 l	\$----
Cloro	2 l	\$20
Charolas	100	\$15
TOTAL		\$832

Con estos insumos pueden sembrarse 38 bolsas de 1k de *P. djamor* que nos proporciona hasta 664.66 gr de hongo fresco por bolsa, dando un total de 25kg de hongo fresco que tiene un precio al público de \$150 por kg lo cual se traduce en \$3790 menos la inversión de \$832

tendría una ganancia de 350.72% (\$2919), con estos resultados se puede asegurar que sembrar la cepa de *P. djamor* es una inversión redituable y además presenta tiempos de producción más acelerados que *P. ostreatus*, un mejor precio en mercado y una mayor tolerancia a altas temperaturas por lo cual se vio favorecido con las corridas que se realizaron en abril y mayo.

CONCLUSIONES

Por todo lo explicado anteriormente la hipótesis es aceptada.

Los resultados del presente estudio demuestran que el bagazo de agave es un residuo que puede ser utilizado como sustrato para el cultivo de los hongos comestibles *Pleurotus ostratus* y *P. djamor* de manera exitosa ya que permite lograr producciones de biomasa de buena calidad para la alimentación humana por lo cual es un cultivo viable tanto económica como ambientalmente.

Para *P. djamor* la duración del proceso de cultivo es menor, debido a las altas temperaturas de la zona, además de que puede ser cosechada durante todo el año y esto es beneficioso para los productores.

Perspectivas:

Esta biotecnología se puede adaptar a las necesidades de los sistemas de producción familiar rural proporcionando ingresos extra, nuevas oportunidades de trabajo así como complementar la dieta.

Finalmente debido al creciente interés en el consumo de alimentos que contienen compuestos bioactivos se favorecería una rápida aceptación en el mercado de ambas especies por lo cual la producción de estas es ventajosa para los productores.

REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Abderrazak, M. 2000. Dictionnaire de botanique des Phanérogames (2ème ed.). París, France: DUNOD.
- Agrios, G. N. 2005. Plant Pathology, 5.a ed., Elsevier Academic Press, EE. UU.922.
- Ahmed SA, Kadam JA, Mane VP, Patil SS, Baig MM. 2009. Biological efficiency and nutritional contents of *Pleurotus florida* (Mont.) Singer cultivated on different agro-wastes. Nat Sci;7:44-8.
- Aqueveque P., Becerra J., Palfner G., M. Silva M., Alarcón J., Anke. T., Sterner O. 2006. Antimicrobial Activity of Metabolites from Mycelial Cultures of Chilean Basidiomycetes. J. Chil. Chi. Soc. 51 (4): 1057-1060.
- Alonso, G. M.S. & Rigal, L. 1997. Caracterización y valorización del bagazo de Agave tequilana Weber de la industria del tequila. Revista Chapingo, Serie Horticultura, 3(2), 31–39.
- Ancona, L., G. Cetz Zapata, R. Belmar Casso, C. Sandoval Castro, 2007. Cultivo de *Pleurotus djamor* y *P. ostreatus* en Yucatán. In: Sánchez Vázquez, J.E., D. Martínez Carrera, G. Mata, H. Leal Lara (eds.), El cultivo de setas *Pleurotus* spp. en México. El Colegio de la Frontera Sur. 131-142.
- Ancona, L., S. Medina, G. Cetz. 2005. Preferencia en el consumo de *Pleurotus djamor* en Baca, Yucatán, México. Revista Mexicana de Micología 20: 39-44.
- Atila, F., 2017. Evaluation of suitability of various agro-wastes for productivity of *Pleurotus djamor*, *Pleurotus citrinopileatus* and *Pleurotus eryngii* mushrooms. Journal of Experimental Agriculture International 17(5): 1-11.
- Banik, S., Nandi R. 2004. Effect of supplementation of rice straw with biogas residual slurry manure on the yield, protein and mineral contents of oyster mushroom, Ind. Crops Prod. 20: 311–319.

- Baysal, E.; Peker, H.; Yalinkiliç, M.K.; Temiz, A. 2003. Cultivation of oyster mushroom on waste paper with some added supplementary materials. *Bioresource Technology*, v.89, 95-97.
- Bao, W.; Fukushima, Y.; Jensen, K.A.; Moen, M.A.; Hammel, K.E. 1994. Oxidative degradation of non-phenolic lignin during lipid peroxidation by fungal manganese peroxidase. *FEBS Lett.* 297-300.
- Bano Z., S. Rajarathnam, N. Nagrajan, 1979. Some aspects on the cultivation of *Pleurotus flabellatus* in India. *Mushroom Science* 10 (2): 597-608.
- Barragán-Huerta B.; Téllez-Díaz Y. A. & Laguna-Trinidad A. 2008. Utilización de residuos agroindustriales. *Revista Sistemas Ambientales*. 2: 44-50.
- Barron G. L., Thorne R. G. 1987. Destruction of nematodes by species of *Pleurotus* *Can. J. Bot.* Vol.65 : 774-778.
- Bernabé-González T., Cayetano-Catarino M., Adán-Díaz, A., Torres-Pastrana M. A. 2004. Cultivo de *Pleurotus pulmonarius* sobre diversos subproductos agrícolas de Guerrero, México. *Revista Mexicana de Micología*. 18: 77-80.
- Boa E. 2005. Los Hongos silvestres comestibles: perspectiva global de su uso e importancia para la población. FAO. Roma. 50-62.
- Bonatti M., Karnopp P., Soares H.M., Furlan S.A. 2004. Evaluation of *Pleurotus ostreatus* and *Pleurotus sajor-caju* nutritional characteristics when cultivated in different lignocellulosic wastes, *Food Chem.* 88: 425-428.
- Capelari M., Zadrazil F. 1997. Lignin degradation and in vitro digestibility of wheat straw treated with Brazilian tropical species of white rot fungi. *Folia Microbiol* 42:481-487.
- Cayetano C., Mata G., Bernabé T.G., 2007. Cultivo de *Pleurotus ostreatus* y *P. djamor* sobre dos subproductos agrícolas en Guerrero. In: Sánchez Vázquez, J.E., D. Martínez Carrera, G. Mata, H. Leal Lara (eds.). *El cultivo de setas Pleurotus spp. en México. El Colegio de la Frontera Sur. Tapachula.* 113-122.
- Cedeño C.M. 1995. Tequila production. *Crit. Rev. Biotechnol.* 15:1-11.

- Cetz, G., L. Ancona, R. Belmar, 2000. Cultivo de *Pleurotus djamor* en rastrojo de calabaza. *Revista Mexicana de Micología* 16:41-43.
- Chang S.T .1999. World production of cultivated edible and medicinal mushrooms in 1997 with emphasis on *Lentinus edodes* (Berk.) Sing. in China. *International Journal of Medicinal Mushrooms* 1:291-300.
- Chang S.T., Buswell J.A.1996. Mushroom nutraceuticals. *World J. Microb. Biotechnol.* 12: 473-476.
- Chang ST, Miles PG. 2004. Mushrooms cultivation, nutritional value, medicinal effect, and environmental impact. 2.a ed. Boca Raton, Florida: CRC
- CRT. Consejo Regulador del Tequila. En línea <https://www.crt.org.mx/EstadisticasCRTweb/>
- Couto, S.R.; Toca-Herra, J.L. 2007. Laccase production at reactor scale by filamentous fungi. *Biotechnol. Adv.*, 25, 558-569.
- Croan S. C. 2004. Conversion of conifer wastes into edible and medicinal mushrooms, *Forest Prod. J.* 54. 68–76.
- Curvetto, N.; Figlas D. and Delmastro, S. 2002. Sunflower seed hulls as substrate for the cultivation of Shiitake mushrooms. *Hort Technol.* 12(4):652-655
- Danelón, JL. 2001. Comprendiendo a los carbohidratos (en línea). Sección Bovinos de carne: Fisiología digestiva, manejo del alimento y carga (Artículo 56); Portal Argentino de Producción Animal. Buenos Aires, Argentina.
- Darjania L.; N. Curvetto; M. Schapiro; D. Figlas; D. Curvetto, 1997. Sunflower seed hulls as a substrate for cultivation of an oyster mushroom, *Pleurotus ostreatus*. *Mushroom News* 45:6–10.
- Das, N.; Mukherjee, M. 2007. Cultivation of *Pleurotus Ostreatus* On Weed Plants. *Bioresource Technology.* 98: 2723-2726.
- De León R., Guzmán G., Martínez-Carrera D. 1988. Planta productora de hongos comestibles (*Pleurotus ostreatus*) en Guatemala. *Revista Mexicana de Micología.* 4:297-301.

- Deysson, G. 1982. *Physiologie et Biologie des plantes vasculaires*. Tome III. Première partie. Nutrition et métabolisme (5ème ed). France: Société d'Édition d'Enseignement Supérieur.
- Domondon D.L., He W., Kimpe N.D., Höfte M., Poppe J. 2004. b-Adenosine, a bioactive compound in grass chaff stimulating mushroom production, *Phytochemistry*, 65:181– 187.
- Dundar A., Acay H., and Yildiz A. 2009. Effect of using different lignocellulosic wastes for cultivation of *Pleurotus ostreatus* (Jacq.) P. Kumm. on mushroom yield, chemical composition and nutritional value. *African Journal of Biotechnology* Vol. 8 (4) 18 :662-666.
- FAO ISBN: 978-92-5-306733. 2008. Ginebra
- Fasidi I. O., and Ekuere U.U. 1993. Studies of *Pleurotus tuber-regium* (Fries) Singer: Cultivation, proximate composition and mineral content of sclerotia. *Food Chemistry*. 50: 397-401.
- Fernández, F. 2004. Guía práctica de producción de setas (*Pleurotus* spp.) Fungitec Asesorías. Guadalajara, Jalisco. México. Marzo.
- Fracchia S., Aranda Rickert A. y Terrizzano E. 2009. Cultivo de una cepa comercial de *Pleurotus ostreatus* en desechos de *Simmondsia chinensis* y *Jatropha macrocarpa*. *Revista Mexicana de Micología* . vol 29.
- Funaki dos Reis, M., F. Ducca, D.M. Ferdinandi, P. de Costa Zonetti, F.R. Rosado. 2010. Análisis de sustratos alternativos para o cultivo de *Pleurotus ostreatoroseus* e *Pleurotus florida*. *Revista em Agronegocio e Meio Ambiente* 3 (2):79-91.
- Gaitán-Hernández, R., 1993. Cultivo de *Pleurotus djamor* en zacate buffel, viruta de Encino y bagazo de henequén. *Reporte Científico* 13: 111-115.
- García, I. 2003. Experimentación de diferentes tipos de sustratos para el cultivo de *Lentinus edodes* (Shiitake) y su desarrollo químico biológico. Universidad Autónoma Metropolitana Iztapalapa, México.

- García, M. 2003. Cultivo de setas y trufas. Cuarta edición. Ediciones Mundi-Prensa. Madrid. España. 143-236.
- Garrote, G.; Falqué, E.; Domínguez, H.; Parajó, J. C. 2007. Autohydrolysis of agricultural residues: Study of reaction byproducts. *Bioresource Technology*, 98 (10): 1951-1957.
- Geetha, D., K. Sivaprakasam, 1993. *Pleurotus-djamor* - a new edible mushroom. *Current Science* 64(5): 280-281.
- Giardina, P.; Palmieri, G.; Fontanella, B., Riviaccio, V.; Sannia, G. 2000. Manganese peroxidase isoenzymes produced by *Pleurotus ostreatus* grown on wood sawdust. *Arch. Biochem. Biophys.* 376 (1), 171-179.
- Grodzínskaya A. A, Infante D. H. y Piven N. M. 2002. Cultivo de hongos comestibles utilizando desechos agrícolas e industriales.
- Guzmán, P. M. 1997. Aguardientes de México: Tequila, Mezcal, Charanda, Bacanora, Sotol. *Bebidas Mexicanas* 6(4) 37-40.
- Hami, H. 2005. Cultivation of Oyster Mushroom. (*Pleurotus* spp.) on sawdust of different woods. M.Sc. Thesis. Department of Plant Pathology, University of Agriculture. Faisalabad, Pakistán. *World Journal of Microbiology and Biotechnology*. 21.4: 601-607.
- Hendriks, A. T. W. M., & Zeeman, G. 2009. Pretraetement to enhance the digestibility of lignocellulosic biomass *Bioresourse technology*.100:10–18.
- Hernández A. 2003. *Microbiología Industrial*. Costa Rica: Ed. EUNED.
- Hoa H. T., Chong-Li, W., Chong-Lu W. 2015. The Effects of Different Substrates on the Growth, Yield, and Nutritional Composition of Two Oyster Mushrooms (*Pleurotus ostreatus* and *Pleurotus cystidiosus*). *Micobiology*.43 (4):423-434
- Hopkins, W. G. 2003. *Physiologie Végétale*. España: De Boeck & Laicier.
- Iñiguez C.G., Acosta T.N, Martínez C.L., Parra J, González O. 2004. Utilización de subproductos de la industria tequilera, Parte 7. Compostaje de bagazo de agave y vinazas tequileras. *Rev. Int. Contam. Ambient.* 17(2)

- Jurkić, L., Cepanec, I., Kraljević Pavelić; Krešimir Pavelić, S., Pavelić, K. and Pavelić, K. 2013. Biological and Therapeutic Effects of Ortho-Silicic Acid. [online] Medscape.
- Kalmis, E., N. Azbar, H.Yildiz and F.Kalyoncu. 2008. “Feasibility of using olive mill effluent (OME) as a wetting agent during the cultivation of oyster mushroom, *Pleurotus ostreatus*, on wheat straw,” *Bioresource Technology*, vol.99, no.1:164–169.
- Kirk, T.K., Farrell, R.L. 1987. Enzymatic combustion: the microbial degradation of lignin. *Annu. Rev. Microbiol.* 41, 465-505
- Kirk P. M., Cannon P. F., David J. C., Stalpers J. A. 2001. *Dictionary of the fungus*. Edición 9. Wallingford, Reino Unido, CAB. International.
- Kivaisi A.K., Magingo F.S.S., Mamiro B. 2003. Performance of *Pleurotus flabellatus* on water hyacinth (*Eichhornia crassipes*) shoots at two different temperature and relative humidity regimes. *Tanzania Journal Science* 29(2): 11-18.
- Kotake, T., Yamanashi, Y., Imaizumi, C., & Tsumuraya, Y. 2016. Metabolism of L-arabinose in plants. *Journal of Plant Research*, 1–12.
- Kurtzman RH. 2005. A review mushrooms: sources for modern Western medicine. *Micol Aplicada Int.* 17:21-33.
- Laszlo J., Humphreys S. R., Goldin A. 1960. Efectos de los análogos de la glucosa (2-Deoxy- D -glucose, 2-Deoxy- D -galactose) en los tumores experimentales, *JNCI: Diario del Instituto Nacional del Cáncer*, 24: (2) 267–281.
- Leal-Lara H. 1985. La utilización microbiológica de desperdicios lignocelulósicos. Potencialidades y perspectivas. In: Fundación Barrios Sierra, CONACYT (ed). *Prospectiva de la Biotecnología en México*. México. D.F. 65.
- León, J. 2005. Química y síntesis de los principios activos aislados de hongo superiores. Sus posibles aplicaciones farmacológicas. Tesis para la obtención del título de Doctor en Ciencias, Universidad de la Laguna, Tenerife, España. 325.
- Leonowicz, A., M. Matuszewska M., Luterek J., Ziegenhagen D., Wojtas-Wasilewska M., Cho N., Hofrichter M., Rogalski J. 1999. Biodegradation of Lignin by White-Rot Fungi. *Fungal Genetics and Biology* 27: 175- 185, Holanda.

- Linerio J. 1998, Residuos Tequileros, Normatividad y Medio Ambiente, Bebidas Mexicanas (CIATEJ)
- López, A. y J. Alvarado, 1994. El Valor Nutritivo de los Hongos. Notas Técnicas No. 15. Universidad Veracruzana, Centro de Genética Forestal. Xalapa, Ver. Mex.
- 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. Vol. 13 N° 2, 128-137
- Mandeel Q., A. Al-Laith, S. Mohamed. 2005. Cultivation of oyster mushrooms (*Pleurotus* spp.) on various lignocellulosic wastes, World J. Microbiol. Biotechnol. 21: 601–607.
- Mata G., Martínez D. 1988. Estimación de la producción anual de residuos agroindustriales potencialmente utilizables para el cultivo de los hongos comestibles en México. Revista Mexicana de Micología 4:287-296.
- Martínez-Carrera, D., P. Morales, M. Sobal, M. Bonilla, W. Martínez, 2007. La cadena de valor de los hongos comestibles de México. In: Zulueta R., R., D. Trejo A., A. Trigos L. (eds.), El maravilloso mundo de los hongos. Universidad Veracruzana. Xalapa. 71- 90.
- Martínez-Carrera D, Sabal M, Morales P, Martínez W, Martínez M, Mayett Y. 2004. Los Hongos comestibles: propiedades nutricionales, medicinales y su contribución a la alimentación mexicana. Escuela de postgraduados. México.
- Meteored en línea: <https://www.meteored.mx/amazcala/historico>
- Mukherjee R., Nandi B. 2004. Improvement of in vitro digestibility through biological treatment of water hyacinth biomass by two *Pleurotus* species, Int. Biodeter. Biodegr. 53: 7–12.
- Naranjo, J., 1995. Cultivo de hongos comestibles. Parte II. Crecimiento del hongo *Pleurotus ostreatus*, en mezclas de paja de frijol con de Agave mezcalero. UBAMARI. Revista hispanoamericana de ciencia y tecnología. Vol. 11 (36): 31-33. IPN-Durango, México

- Nieto, I. J.; Chegwin A., C. 2010. Influencia del sustrato utilizado para el crecimiento de hongos comestibles sobre sus características nutraceuticas Revista Colombiana de Biotecnología, vol. XII, núm. 1. 169-178
- Obodai, M., J. Cleland–Okine, K. A. Vowotor. 2003. Comparative study on the growth and yield of *Pleurotus ostreatus* mushroom on different lignocellulosic by-products. *Journal of Industrial Microbiology and Biotechnology* 30:146–149.
- Ortiz M. L. 2009. Aproximaciones a la comprensión de la degradación de la lignina, Orinoquia, Redalyc, Vol. 13, núm. 2, Diciembre.137-144.
- Parajó, J. C., Vázquez D., Alonso, J.L., Santos V. 1993. Optimization of catalysed Acetosolv fractionation of pine wood. *Holzforschung*, 47: 188-196.
- Pavlik M. 2005. Growing of *Pleurotus ostreatus* on woods of various deciduous trees, *Acta Edulis Fungi*, 12. 306–312.
- Pedreros, J. 2007. Evaluación del crecimiento y producción de *Lentinula edodes* (shiitake), en residuos agroindustriales. Pontificia Universidad Javeriana.
- Philippoussis A., G. Zervakis, and P. Diamantopoulou, 2001. “Bioconversion of agricultural lignocellulosic wastes through the cultivation of the edible mushrooms *Agrocybe aegerita*, *Volvariella volvacea* and *Pleurotus* spp.,” *World Journal of Microbiology and Biotechnology*, vol.17, no.2. 191–200.
- Piontek, K.; Smith, A.T.; Blodig, W. 2001. Lignin peroxidase structure and function. *Biochem. Soc. Trans.* 29(Pt 2), 111-6.
- Potter, N. H., Hotchkiss, J.H. 1995. *Ciencia de los Alimentos*. Ed. Acribia S.A. Zaragoza, España. 667pp.
- Rajarathnam S., D.B. Wankhede, M.V. Patwardhan, 1979. Some chemical and biochemical changes in straw constituents during growth of *Pleurotus flabellatus* (Berk & Br) Sacc. *European Journal of Applied Microbiology and Biotechnology* 8: 125-134.
- Ragunathan R., Swaminathan K. 2003. Nutritional status of *Pleurotus* spp. grown on various agro-wastes, *Food Chem.* 80:371–375.

- Ramírez-Cortina R., M. S. Alonso-Gutiérrez, L. Rigal. 2012. Valorización de residuos agroindustriales del tequila para alimentación de rumiantes. Revista Chapingo Serie Ciencias Forestales y del Ambiente.
- Rajarathnam S., Z. Bano, M.V. Patwardhan, 1986. Nutrition of the mushroom *Pleurotus flabellatus* during its growth on paddy straw substrate. Journal Horticulture Science 61(2): 223-232.
- Regés R. 1990. El cultivo de Hongos la ecología y la situación actual. C.D.E.E.A.
- Revin, V.; Kadimaliev, D.A.; Shutova, V.V.; Samuilov, V.D. 2002. Wood Lignin Modification by the Fungus *Panus tigrinus*. Appl. Biochem. Microbiol. 38 (5), 450-453.
- Rico, B. F. 1995. El Tequila, una Bebida Mexicana de Fama Internacional. Bebidas Mexicanas 4(1) 14.
- Rodriguez-Estrada and A. e. D. J. Royse. 2007. "Yield, size and bacterial blotch resistance of *Pleurotus eryngii* grown on cotton seed hulls/oak sawdust supplemented with manganese, copper and wholegroundsoybean," *BioresourceTechnology*, vol.98, no.10, 1898–1906.
- Royse, D. J., 1989. Factors influencing the production rate of shiitake. *Mushroom Journal for the Tropics* 9: 27-38.
- Royse, D.J., 2002. Influence of spawn rate and commercial delayed release nutrient levels on *Pleurotus cornucopiae* (oyster mushroom) yield, size and time to production. *Appl. Microbiol. Biotechnol.* 58, 527–531.
- Rolz, C.R. de León, M.C. de Arriola, S. de Cabrera, 1986. Biodelignification of lemon grass and citronella bagasse by white-rot fungi. *Applied and Environmental Microbiology* 52(4): 607-611.
- Romero J.; Rodriguez M.; Perez R. 2000. *Pleurotus ostreatus* importancia y tecnología de cultivo. Universidad de Cienfuegos "Carlos Rafael Rodríguez". Cuatro caminos, Ciudad de Cienfuegos.
- Romero O., Huerta M., Damian M. A., Macias A., Tapia A. M., Parraguirre J.F.C., Juárez J. 2010. Evaluación de la capacidad productiva de *Pleurotus ostreatus* con el

uso de hoja de plátano (*musa paradisiaca* L., cv. roatan) deshidratada, en relación con otros sustratos agrícolas. *Agronomía Costarricense* 34(1): 53-63.

- Ruan R. G., Ding L.C., Pan X.H., Chen H., Luo Y.F. 2006. Domestication and cultivation of *Pleurotus citrinopileatus* strain Ninghuang No. 16 on a substrate containing pine and fir sawdust, *Acta Edulis Fungi*, 13: 36–38.
- Ruiz-Rodríguez A., C. Soler-Rivas, I. Polonia, and H. J. Wichers, 2010. “Effect of olive mill waste (OMW) supplementation to Oyster mushrooms substrates on the cultivation parameters and fruiting bodies quality,” *International Biodeterioration and Biodegradation*, vol.64,no.7.638–645.
- Sadler M. 2003. Nutritional properties of edible fungi. *Br. Nutr. Found. Nutr. Bull.* 28: 305-308.
- Salah B. A.,Messaoud N, Guedri E, Zaatour A, Ben Alaya N, Bettaieb J, Gharbi A, Belhadj Hamida N. 2013. "Paromomicina tópica con o sin gentamicina para la leishmaniasis cutánea". *N. Engl. J. Med.* 368 (6): 524–32
- Salmenes D., Gaitán-Hernández R., Pérez R., Guzmán G. 1997. Estudios sobre el género *Pleurotus* VIII. Interacción entre crecimiento micelial y productividad. *Revista Iberoamericana de Micología* 14:173-176.
- Salmenes D., Mata G., and Waliszewski K.N. 2005. “Comparative culturing of *Pleurotus* spp. on coffee pulp and wheat straw: biomass production and substrate biodegradation,” *Bioresource Technology*, vol.96, no.5, 537–544.
- Sánchez A., M. Esqueda, R. Gaitán–Hernández, A. Córdova, M.L. Coronado, 2009. Uso potencial del rastrojo de tomate como sustrato para el cultivo de *Pleurotus* spp. *Revista Mexicana de Micología* 28:17–24.
- Sánchez, J.A., 2001. Cultivo del hongo comestible *Pleurotus* sobre residuos vitivinícolas y su manejo poscosecha. Tesis de Maestría. Universidad de Sonora, Hermosillo.
- Sánchez, J; Royse, D. 2002. La biología y el cultivo de *Pleurotus* spp. Colegio de la Frontera Sur (ECOSUR), Chiapas, México, D. F., MX, Editorial Limusa, S.A. 290p.

- Schiess, M. 2006. Hongos comestibles (en línea). Universidad de Chile, Facultad de Ciencias Agronómicas. La Pintana, Santiago de Chile.
- Shan, Z.; Ashraf, M.; Ishtiaq, C. 2004. Comparative study on cultivation and yield performance of Oyster Mushroom (*Pleurotus ostreatus*) on different substrates (Wheat Straw, Leaves, Saw dust). *Pakistan Journal of Nutrition*. 3. 3: 158-160.
- Shashirekha M.N., Rajarathnam S., Bano Z. 2002. Enhancement of bioconversion efficiency and chemistry of the mushroom, *Pleurotus sajor-caju* (Berk and Br.) Sacc. produced on spent rice straw substrate, supplemented with oil seed cakes, *Food Chem*. 76: 27–31.
- Shashirekha M.N., Rajarathnam S., Bano Z. 2005. Effects of supplementing rice straw growth substrate with cotton seeds on the analytical characteristics of the mushroom, *Pleurotus florida* (Block & Tsao), *Food Chem*. 92: 255–259.
- Shara M, Ohia SE, Yasmin T. 2003. Dose- and time-dependent effects of a novel (-)-hydroxycitric acid extract on body weight, hepatic and testicular lipid peroxidation, DNA fragmentation and histopathological data over a period of 90 days. *Mol. Cell. Biochem*. 254 (1-2): 339-46.
- Sobal, M. 1993. Utilización de los rastrojos de haba y frijol como sustrato para el cultivo de *Pleurotus* spp. Laboratorio de Biotecnología en hongos comestibles, Puebla. México. *Micología Neotropical Aplicada*. (6) 137-141.
- Soto-Velazco C., Guzmán-Dávalos L., Rodríguez O. 1989. Cultivo del hongo comestible *Pleurotus ostreatus* sobre bagazo de maguey tequilero fermentado y mezclado con paja de trigo. *Revista Mexicana de Micología* 5:97-101.
- Stamets, P., 2000. Growing gourmet and medicinal mushrooms. Ten Speed Press, Berkeley, California.
- Thorn, R. G., and Barron , G. L. 1984. Carnivorous mushrooms. *Science* (Washington, D.C.), 224: 76-78. 1986. Nematoconus and the tribe Resupinateae in Ontario, Canada. *Mycotaxon*, 25: 321 -453.
- Thurston, C. 1994. The structure and function of fungal laccase. *Microbiology* 140, 19-26.

- Tormo Molina, R. 1996. Los hongos: generalidades (en línea). Lecciones hipertextuales de botánica, España.
- United States Department of Agriculture (USDA). 2006. Mushrooms. National Agricultural Statistics Service, Agricultural Statistics Board. Washington, D.C.
- Valdez-Vázquez, I.; Acevedo-Benitez, J. A. and Hernandez-Santiago, C. 2010. Distribution and potential of bioenergy resources from agricultural activities in Mexico. *Renew. Sust. Energy Rev.* 14:2147-2153.
- Valenzuela, A. G. 2003. El agave tequilero, cultivo e industria de México (1a ed.). México: Ediciones Mundi-Prensa.
- Vedder, P. 1996. Cultivo moderno del champiñón. Ediciones Mundi-Prensa, Madrid, España.
- Worrall, J., Anagnost S., Zabel R., 1997. Comparison of Wood Decay Among Diverse Lignicolous Fungi, *Mycol.* 89: 199-219, EE. UU.
- Yildiz A., Karakaplan M., Aydin F. 1998. Studies on *Pleurotus ostreatus* (Jacq. ex Fr.) Kum. var. *salignus* (Pers. ex Fr.) Konr. et Maubl.: Cultivation, proximate composition, organic and mineral composition of carpophores, *Food Chem.* 61:127–130.
- Yildiz S.U., Yildiz C., Gezer E. D., and Temiz A. 2002., “Some lignocellulosic wastes used as raw material in cultivation of the *Pleurotus ostreatus* culture mushroom,” *Process Biochemistry*, vol.38, 3: 301–306.
- Zadrazil, F. 1974. The ecology and industrial production of *Pleurotus ostreatus*, *Pleurotus florida*, *Pleurotus cornucopiae* and *Pleurotus eryngii*. In: International Scientific Congress On The Cultivation Of Edible Fungi, 9.Tokyo. Proceedings. Tokyo: Mushroom Science. 552-621
- Zhang R., Li X., Fadel J.G. 2002. Oyster mushroom cultivation with rice and wheat straw, *Bioresour. Technol.* 82: 277–284.
- Zervakis G., P. Yiatras, and C. Balis, 1996. “Edible mushrooms from olive oil mill wastes,” *International Biodeterioration and Biodegradation*. vol.38, no.3-4. 237–243.

ANEXO 1. Análisis de varianza

Tomando en cuenta que:

$H_0=T_1=T_2=T_3=T_4=T_5$ No hay diferencias estadísticas entre tratamientos.

H_1 =Los tratamientos son diferentes

Se realizan los Análisis de Varianza ANOVA

Análisis de varianza para Colonización

Tabla 18: Análisis de varianza para la diferencia de Colonización entre tratamientos de *P. ostreatus*.

Origen de las variaciones	Suma de cuadrados	Grados de libertad	Promedio de los cuadrados	F	Probabilidad	Valor crítico para F
Entre grupos	363.666667	3	121.222	22.040	0.0003	4.066
Dentro de los grupos	44	8	5.5			
Total	407.666667	11				

Tabla 19: Análisis de varianza para la diferencia de Colonización entre tratamientos de *P. djamor*.

Origen de las variaciones	Suma de cuadrados	Grados de libertad	Promedio de los cuadrados	F	Probabilidad	Valor crítico para F
Entre grupos	92.26666667	4	23.067	86.5	1.025E-07	3.478
Dentro de los grupos	2.666666667	10	0.2667			
Total	94.93333333	14				

Análisis de varianza para Precocidad.

Tabla 20: Análisis de varianza para la diferencia de precocidad entre tratamientos de *P. ostreatus*.

Origen de las variaciones	Suma de cuadrados	Grados de libertad	Promedio de los cuadrados	F	Probabilidad	Valor crítico para F
Entre grupos	34.25	3	11.417	13.7	0.002	4.066
Dentro de los grupos	6.6666667	8	0.8333			
Total	40.9166667	11				

Tabla 21: Análisis de varianza para la diferencia de precocidad entre tratamientos de *P. djamor*.

Origen de las variaciones	Suma de cuadrados	Grados de libertad	Promedio de los cuadrados	F	Probabilidad	Valor crítico para F
Entre grupos	20.4	4	5.1	1.53	0.266	3.478
Dentro de los grupos	33.3333333	10	3.333			
Total	53.7333333	14				

Análisis de varianza para la diferencia de pesos frescos

Tabla 22: Análisis de varianza para la diferencia de pesos frescos entre tratamientos de *P. ostreatus*.

Origen de las variaciones	Suma de cuadrados	Grados de libertad	Promedio de los cuadrados	F	Probabilidad	Valor crítico para F
Entre grupos	121511.3333	3	40503.778	4.345821188	0.042885	4.0661806
Dentro de los grupos	74561.333	8	9320.167			
Total	196072.6667	11				

$$F_{(0.05,3,8)}=4.07 \quad F_{(0.1,3,8)}=7.59; \quad p=0.043$$

$F_{tab}=4.0661$; $F_{cal}=4.3458$; $F_{tab} < F_{cal}$ se acepta H_1

Tabla 23: Análisis de varianza para la diferencia de pesos frescos entre tratamientos *P. djamor*

Origen de las variaciones	Suma de cuadrados	Grados de libertad	Promedio de los cuadrados	F	Probabilidad	Valor crítico para F
Entre grupos	20063.067	4	5015.767	1.593	0.251	3.478
Dentro de los grupos	31493.333	10	3149.333			
Total	51556.4	14				

$$p=0.251 > 0.05$$

H_0 es aceptada

Por lo cual se acepta la Hipotesis nula (H_0)

Prueba de Tukey para *P. ostreatus*

4	A	329.00
2	B	115.33
3	B	56.00
1	B	0.00
5	B	0.00

Comparación de todos los pares usando Tukey- Kramer

	4	2	3	1	5
4	-125.52	88.15	147.48	203.48	203.48
2	88.15	-125.52	-166.19	-10.19	-10.19
3	147.48	-166.19	-125.52	-69.52	-69.52
1	203.48	-10.19	-69.52	-125.52	-125.52
5	203.48	-10.19	-69.52	-125.52	-125.52

Análisis de varianza para la diferencia de Eficiencia Biológica.

Tabla 24. Análisis de varianza para la diferencia de Eficiencia Biológica entre tratamientos *P. ostreatus*

Origen de las variaciones	Suma de cuadrados	Grados de libertad	Promedio de los cuadrados	F	Probabilidad	Valor crítico para F
Entre grupos	4860.4533	3	1620.151	4.346	0.0429	4.0662
Dentro de los grupos	2982.4533	8	372.807			
Total	7842.9066	11				

Tabla 25: Análisis de varianza para la diferencia de Eficiencia Biológica entre tratamientos *P. djamor*

Origen de las variaciones	Suma de cuadrados	Grados de libertad	Promedio de los cuadrados	F	Probabilidad	Valor crítico para F
Entre grupos	927.253	4	231.813	0.76732957	0.570	3.478
Dentro de los grupos	3021.04	10	302.104			
Total	3948.29333	14				

ANEXO 2. Análisis bromatológicos de los cuerpos fructíferos (basidiomicetos)

Tabla 26. Análisis bromatológicos de los cuerpos fructíferos de *P. djamor* para el tratamiento 1 (100 % cebada)

Ensayo	Método	Resultado (g/100 g producto)
Humedad	AOAC 925.09B	89.31%
		89.57%
		89.44%
Lipidos	AOAC 920.39	0.29%
		0.27%
		0.27%
Proteína total	AOAC 954.01	2.91%
		2.21%
		2.95%
Cenizas	AOAC 923.03	1.15%
		1.17%
		1.12%
Carbohidratos	Por diferencia	6.34%
		6.78%
		6.21%

* El cálculo de los resultados se hizo en base húmeda

Tabla 27. Análisis bromatológicos de los cuerpos fructíferos de *P. djamor* para el tratamiento 2 (75 % paja/ 25% bagazo)

Ensayo	Método	Resultado (g/100 g producto)
Humedad	AOAC 925.09B	87.25%
		88.22%
		88.26%
Lípidos	AOAC 920.39	0.16%
		0.12%
		0.13%
Proteína total	AOAC 954.01	3.52%
		3.80%
		3.70%
Cenizas	AOAC 923.03	1.05%
		1.04%
		1.11%
Carbohidratos	Por diferencia	8.02%
		6.82%
		6.79%

* El cálculo de los resultados se hizo en base húmeda

Tabla 28. Análisis bromatológicos de los cuerpos fructíferos de *P. djamor* para el tratamiento 3 (50 % paja/ 50% bagazo))

Ensayo	Método	Resultado (g/100 g producto)
Humedad	AOAC 925.09B	88.01%
		88.02%
		88.10%
Lípidos	AOAC 920.39	0.17%
		0.19%
		0.15%
Proteína total	AOAC 954.01	4.04%
		3.94%
		4.29%
Cenizas	AOAC 923.03	1.24%
		1.30%
		1.31%
Carbohidratos	Por diferencia	6.53%
		6.55%
		6.14%

* El cálculo de los resultados se hizo en base húmeda

Tabla 29. Análisis bromatológicos de los cuerpos fructíferos de *P. djamor* para el tratamiento 4 (25 % paja/ 75% bagazo)

Ensayo	Método	Resultado (g/100 g producto)
Humedad	AOAC 925.09B	87.13%
		87.65%
		86.62%
Lípidos	AOAC 920.39	0.29%
		0.27%
		0.26%
Proteína total	AOAC 954.01	5.94%
		5.96%
		5.74%
Cenizas	AOAC 923.03	1.56%
		1.51%
		1.67%
Carbohidratos	Por diferencia	5.06%
		4.60%
		5.70%

* El cálculo de los resultados se hizo en base humedad

Tabla 30. Análisis bromatológicos de los cuerpos fructíferos de *P. djamor* para el tratamiento 5 (100% bagazo)

Ensayo	Método	Resultado (g/100 g producto)
Humedad	AOAC 925.09B	84.87%
		84.68%
		84.94%
Lípidos	AOAC 920.39	0.29%
		0.27%
		0.27%
Proteína total	AOAC 954.01	6.44%
		6.41%
		6.65%
Cenizas	AOAC 923.03	1.57%
		1.59%
		1.48%
Carbohidratos	Por diferencia	6.82%
		7.04%
		6.65%

* El cálculo de los resultados se hizo en base humedad

ANEXO 3. Valores de fraccionamiento de fibra

Tabla 31. Valores de fraccionamiento de fibra antes de realizar el cultivo de *P. djamor*.

Muestra	Materia seca	FND	FDA	Hemicelulosa %	Celulosa %	Lignina%	Silice%
T1	-----	89.2	60.3	29	46.4	13.9	-----
T2	96.9	86.1	55.9	30.2	44.4	11.6	0.0061
T3	95.8	80.0	52.2	27.9	40.7	11.5	0.0067
T4	96.3	81.7	56.5	25.2	43.5	13.1	0.0015
T5	-----	99.9	75.5	24.5	56	19.5	-----

FND: Hemicelulosa, Celulosa, lignina, cutina.; FAD: Celulosa, Lignina, Cutina.

Ramírez-Cortina *et al.*2102

Tabla 32. Valores de fraccionamiento de fibra después de realizar el cultivo de *P. djamor*

Muestra	Materia seca	FND	FDA	Hemicelulosa %	Celulosa %	Lignina%	Silice%
T1	96.5	61.5	38.6	22.6	12.0	26.9	0.0071
T2	95.8	49.2	31.9	17.3	3.1	28.8	0.01
T3	96.7	50.0	34.7	15.3	3.6	31.1	0.013
T4	96.2	48.0	32.2	15.8	1.5	30.7	0.011
T5	97.3	49.3	33.1	16.2	1.5	31.6	0.012

FND: Hemicelulosa, Celulosa, lignina, cutina.; FAD: Celulosa, Lignina, Cutina.

Dirección General de Bibliotecas UAQ

Dirección General de Bibliotecas UAQ