

Universidad Nacional de San Antonio Abad del Cusco

Facultad de Ciencias

ESCUELA PROFESIONAL DE BIOLOGÍA



CULTIVO DE SHIITAKE *Lentinula edodes* (Berkeley) Pegler. EN RESIDUOS AGROINDUSTRIALES DE ARROZ DEL DISTRITO DE KOSÑIPATA, PROVINCIA DE PAUCARTAMBO – REGION CUSCO

TESIS PRESENTADA POR:

Sheyla Ghinda Chacón Noa

Para optar al título profesional de Biología

ASESORA: Dra. María E. Holgado Rojas

Cusco – Perú

2022

ÍNDICE

RESUMEN	3
INTRODUCCIÓN	4
OBJETIVOS	6
HIPÓTESIS	7
JUSTIFICACIÓN	8
CAPÍTULO I	1
1.1. Antecedentes	1
1.2. Marco teórico	3
1.1.1 Generalidades del reino fungí	3
1.2.1.1. Los hongos a lo largo de la historia.	3
1.2.1.2. Características distintivas de los hongos.	4
1.2.1.3.1. Hábitats y función en la naturaleza.	5
1.2.1.3.2. Reproducción de los hongos.	6
1.2.2. Características generales del filo basidiomycota	7
1.2.3. Orden agaricales	9
1.2.3.1. Los basidiocarpos de los hongos seta.	9
1.2.4. Familia Tricholomataceae.	12
1.2.5. Género <i>Lentinula</i> .	12
1.2.6. Generalidades de la especie <i>Lentinula edodes</i> .	13
1.2.6.1. Características macroscópicas.	13
1.2.6.2. Características microscópicas.	14
1.2.6.3. Posición taxonómica de <i>Lentinula edodes</i> (berk) pleger 1976.	16
1.2.6.4. Ciclo de vida.	17
1.2.6.5. Distribución geográfica.	18

1.2.6.6. Propiedades y beneficios nutricionales.	19
1.2.7. Requerimientos nutricionales y factores ambientales para el cultivo de shiitake	23
1.2.7.1. Requerimientos nutricionales.	23
1.2.7.1.1. Fuente de Carbono.	24
1.2.7.1.2. Fuente de Nitrógeno.	24
1.2.7.1.3 Relación C/N.	24
1.2.7.1.4. Minerales y elementos traza.	25
1.2.7.1.5. Vitamina B1 (tiamina).	25
1.2.7.2. Factores que influyen en el crecimiento micelial y la fructificación.	26
1.2.8 Producción mundial de hongos comestibles	29
1.2.8.1 Producción de <i>Lentinula edodes</i> en américa.	30
1.2.8.2 Producción de hongos en el Perú.	32
1.2.9 Etapas del cultivo de <i>Lentinula edodes</i> .	33
1.2.9.1 Selección del sustrato.	33
1.2.9.2. Disponibilidad de residuos agroindustriales.	34
1.2.9.2.2 Preparación del sustrato.	35
1.2.9.2 Embolsado y esterilización.	36
1.2.9.3 Siembra.	37
1.2.9.3.1 Spawn o “semilla fúngica”.	37
1.2.9.3.2 La tasa de inoculación.	38
1.2.9.4 Incubación.	39
1.2.9.5 Fructificación.	41
1.2.9.6 Cosecha.	42
1.2.10. Plagas y enfermedades de <i>Lentinula edodes</i>	43

CAPÍTULO II	45
MATERIALES Y MÉTODOS	45
2.1 Área de estudio	45
2.2 Materiales	45
2.2.1 Material biológico	45
2.2.2 Materiales de laboratorio para el proceso de cultivo	45
2.3 Metodología	46
2.3.1 Obtención del inóculo (micelio de shiitake)	46
2.3.2 Obtención del sustrato	46
2.3.3 Preparación del sustrato	47
2.3.4 Inoculación e incubación del sustrato final	48
2.3.5 Amarronamiento de micelio	49
2.3.6 Inducción a la fructificación	49
2.3.7 Cosecha y pesaje de los carpóforos	49
2.3.8 Evaluación de la producción	50
2.3.9 Análisis Químico del sustrato control y sustratos alternativos y determinación del contenido de proteína, grasas y carbohidratos de <i>Lentinula edodes</i> cultivado en residuos agroindustriales de arroz	51
2.3.10 Tratamiento estadístico	51
CAPÍTULO III	53
RESULTADOS Y DISCUSIONES	53
3.1 Cultivo de <i>Lentinula edodes</i>	53
3.1.1. Evaluación del tiempo de incubación de <i>Lentinula edodes</i> .	53
3.1.2 Evaluación de la producción.	60
3.1.3 Análisis estadístico de la producción	65
3.1.4 Análisis Químico del sustrato control y sustratos alternativos	72

3.2. Determinación del contenido de proteína, grasas y carbohidratos de Lentinula edodes cultivado en residuos agroindustriales de arroz.	73
DISCUSIONES	76
CONCLUSIONES	78
RECOMENDACIONES	79
BIBLIOGRAFÍA CONSULTADA	80
ANEXOS	87

ÍNDICE DE TABLAS

Tabla 1 <i>Lentinula edodes</i> y sus compuestos.....	21
Tabla 2 Relación Carbono / Nitrógeno (C/N) y concentración de nitrógeno en la producción de shiitake.	25
Tabla 3 Requerimientos de temperatura en las diferentes fases del shiitake.....	27
Tabla 4 Humedad del sustrato y requerimientos de humedad relativa para el.....	27
Tabla 5 Producción Comercial de hongos en Latino América. (Toneladas por año –peso fresco).....	30
Tabla 6 Producción estimada (peso fresco) de <i>Lentinula edodes</i> . En algunos países de América (2010).....	31
Tabla 7 Producción comercial estimada (peso fresco) al 2009 de <i>Agaricus bisporus</i> , <i>Pleurotus spp</i> y <i>Lentinula edodes</i> en países de Iberoamérica (toneladas).	32
Tabla 8 Especies de hongos comerciales producidos en Perú.....	33
Tabla 9 Principales cultivos del distrito de Kosñipata.	35
Tabla 10 Formula de cultivo de <i>Lentinula edodes</i> (Berkeley) Pegler. en bolsas usando residuos agroindustriales de arroz	48
Tabla 11 Periodo de tiempo en días de las diferentes etapas de la incubación de <i>Lentinula edodes</i> en el control y demás formulaciones.	53
Tabla 12 Tiempo del ciclo de cultivo de <i>Lentinula edodes</i> en las diferentes formulaciones.	58
Tabla 13 Numero promedio y peso de los hongos Ostra producidos en la primera cosecha	60
Tabla 14 Ciclo de cultivo, rendimiento, eficiencia biológica y tasa de producción de <i>Lentinula edodes</i> en las diferentes formulaciones	61
Tabla 15 Estadísticos descriptivos de los pesos de los carpóforos frescos en las diferentes formulaciones	65
Tabla 16 Prueba de Normalidad para peso de los carpóforos fresco en las diferentes formulaciones.	66
Tabla 17 Prueba de homogeneidad de varianzas para los pesos de los carpóforos en los diferentes sustratos	67
Tabla 18 Prueba T F1 CONTROL Y F2	68
Tabla 19 Prueba T para muestras independientes F1 control VS F3.....	69

Tabla 20 Prueba T para muestras independientes F1 control VS F4.....	70
Tabla 21 Prueba T para muestras independientes F1 control VS F5.....	71
Tabla 22 Análisis Fisicoquímico de la formulación utilizada (%).	72
Tabla 23 Contenido de proteínas, grasas y carbohidratos de <i>Lentinula edodes</i> cultivado en residuos agroindustriales de arroz.	73
Tabla 24 Tabla de registro de cálculo de las formulaciones para cultivo de <i>Lentinula edodes</i>	87
Tabla 25 Tabla de registro de producción en las diferentes formulaciones para el cultivo de <i>Lentinula edodes</i>	88
Tabla 26 Registro de toma de datos de temperatura durante todo el ciclo de producción ...	90

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1 Diferentes tipos de estructuras que producen esporas asexuales. Los tres primeros son esporangios, y los otros coniodóforos.....	7
Figura 2 Diferentes tipos de estructuras que producen esporas sexuales.....	7
Figura 3 Detalle de las partes del cuerpo fructífero de un macro hongo.....	8
Figura 4 Diagrama que ilustra diferentes tipos de desarrollo del basidiocarpo en basidiomicetos:.....	10
Figura 5 Características del píleo.....	11
Figura 6 Basidiocarpos madereros de <i>Lentinula edodes</i> “shiitake”.....	14
Figura 7 Desarrollo de las basidias y de las basidiosporas.....	16
Figura 8 Cuerpo fructífero joven de <i>Lentinula edodes</i>	17
Figura 9 Crecimiento de <i>Lentinula</i> a partir de basidiosporas dispersas.....	18
Figura 10 A: Llenado manual de las bolsas; B: Esterilización a vapor en cilindros.....	36
Figura 11 Semilla fúngica lista para la siembra.....	38
Figura 12 Inoculación en ambiente previamente desinfectado.....	39
Figura 13 Fase pop corn o palomitas de maíz.....	40
Figura 14 Bloque amarronado.....	41
Figura 15 Bloque fructificado.....	42
Figura 16 Carpóforos cosechados.....	43
Figura 17 Adulto hembra de <i>Sciarido</i> y huevos.....	44
Figura 18 Ubicación en Google Maps.....	47
Figura 19 Diagramas de las oleadas.....	50
Figura 20 Inoculación e inicio de incubación.....	54
Figura 21 Comparación del tiempo de incubación en las diferentes formulaciones evaluadas.....	55
Figura 22 Temperatura y humedad durante en el periodo de incubación se mantuvo constante.....	55
Figura 23 La temperatura del ambiente se mantuvo constante durante el periodo de incubación, más durante la fase fructificación se incrementó la humedad y la temperatura descendió ligeramente.....	55

Figura 24 Monitoreo de temperatura y humedad en el proceso de incubación de <i>Lentinula edodes</i>	56
Figura 25 Determinación de pH del sustrato.	57
Figura 26 Medición de pH con indicador rojo de fenol	58
Figura 27 Comparación del tiempo del ciclo de cultivo en las diferentes formulaciones evaluadas	59
Figura 28 Basidiocarpos de <i>Lentinula edodes</i> en aserrín de eucalipto 80% + afrecho de arroz 19% + 1% yeso.	62
Figura 29 Presentación de rendimiento de <i>Lentinula edodes</i> en sus diferentes formulaciones	62
Figura 30 Presentación de la eficiencia biológica de <i>Lentinula edodes</i> en sus diferentes formulaciones.	63
Figura 31 Presentación de la tasa de producción de <i>Lentinula edodes</i> en sus diferentes formulaciones	64
Figura 32 Trabajo de laboratorio para cuantificación de contenido de proteínas por método de Kjendall.....	74
Figura 33 Presentación del porcentaje de proteínas de <i>Lentinula edodes</i> en sus diferentes formulaciones	74
Figura 34 Preparación de Sustrato.....	94
Figura 35 Pesado de los diferentes sustratos para cultivo de <i>Lentinula edodes</i>	94
Figura 36 Mezclado de los diferentes residuos agroindustriales como se observa en la fotografía, rastrojo con salvado de arroz y yeso	94
Figura 37 Embolsado y esterilización	95
Figura 38 Embolsado de los sustratos en presentaciones de 1 kilogramo.....	95
Figura 39 Esterilización de las bolsas con sustrato	96
Figura 40 Incubación: registro de temperatura y humedad mediante el Data Logger y la fase de Pop corn	96
Figura 41 Fructificación en estante	97
Figura 42 Fructificación en el piso	98
Figura 43 Estado de primordios de <i>Lentinula edodes</i>	98
Figura 44 Carpóforos jóvenes u óptimos para cosecha	99

Figura 45 Carpóforos maduros	99
Figura 46 Primera Oleada de carpóforos	100
Figura 47 Fructificación de F1 control (Aserrín de Eucalipto 80% + afrecho de trigo 19% + 1% yeso)	100
Figura 48 Fructificación de F2 (Aserrín de Eucalipto 80% + afrecho de arroz 19% + 1% yeso)	101
Figura 49 Carpóforos cosechados.....	101

DEDICATORIA

A mi amigo gatuno George.

AGRADECIMIENTOS

- En especial a mi asesora Blga. MARÍA E. HOLGADO ROJAS. Directora del Centro de Investigación y Producción de Hongos Alimenticios y Medicinales (CIPHAM) por todo el apoyo incondicional y facilidades brindadas durante mi vida universitaria y el desarrollo de la tesis.
- A mi amigo y compañero Blgo. Milton Olarte Bautista.
- A los integrantes de la empresa productora de hongos comestibles BIO SETAS PERU SAC.
- A todos los docentes de la Facultad de Ciencias Biológicas que con esmero y dedicación impartieron sus conocimientos.

RESUMEN

El trabajo de investigación se realizó en los laboratorios del Centro de Investigación y Producción de Hongos Alimenticios y Medicinales CIPHAM de la Escuela profesional de Biología de la Facultad de Ciencias, durante los meses de enero a abril del 2019 con la finalidad de evaluar el cultivo de Shiitake *Lentinula edodes* (Berkeley) Pegler. en los diferentes residuos generados en el pilado de arroz provenientes del distrito de Kosñipata, así como establecer los parámetros de producción, evaluar los tiempos de incubación y fructificación, para luego determinar el contenido proteico de los carpóforos de shiitake obtenidos de cada de sustrato, al mismo tiempo realizar el análisis químico de los diferentes sustratos utilizados en el cultivo para determinar cuál es el más óptimo para el cultivo de Shiitake. Las formulaciones que se han utilizado tuvieron la siguiente relación C/N, para la formulación F1= Aserrín de eucalipto 80% + afrecho de trigo 19% + 1 % yeso presento una relación C/N de 39.2, para la formulación F2= Aserrín de eucalipto 80% + afrecho de arroz 19% + 1% yeso con una relación de C/N de 39.1, para F3= Aserrín de eucalipto 80% + salvado de arroz 19% + 1% yeso presento una relación C/N de 35.6, para F4= Salvado de arroz 49.5% + rastrojo de arroz 49.5 % + 1% yeso con una relación de C/N de 35.8, para F5= Rastrojo de arroz + 1% yeso presento una relación C/N de 38.2. En cuanto a los parámetros de producción, se tuvo un ciclo de cultivo de 100 días para la formulación F3 (aserrín de eucalipto 80% + salvado de arroz 19% +1% yeso) el cual es menor al ciclo de cultivo de la formulación control F1 (aserrín de eucalipto 80% + afrecho de trigo 19% +1% yeso) de 105 días. En cuanto al rendimiento la formulación F2 que contenía (aserrín de eucalipto 80% + afrecho de arroz 19% + 1% yeso) presento un rendimiento de 21.1 %, una eficiencia biológica de 50.22% y una tasa de producción de 0.47 en dos cosechas El contenido nutricional de los basidiocarpos producidos la formulación F2 (aserrín de eucalipto 80% + afrecho de arroz 19% + 1% yeso), presento 20% proteínas, mayor en comparación a la formulación F1 (control) que es de 19%, demostrando que es un sustrato adecuado y eficiente para la obtención de cuerpos fructíferos altamente nutritivos en contenido proteico.

PALABRAS CLAVE: Shiitake, formulación, incubación, rastrojo, rendimiento, eficiencia, basidiocarpos.

INTRODUCCIÓN

El cultivo de hongos comestibles es una actividad que se ha desarrollado desde hace más de 200 años en Europa con el cultivo del champiñón *Agaricus bisporus* y en Asia con el cultivo de especies como *Lentinula edodes* y *Auricularia spp.* Esta tecnología llegó al nuevo mundo hacia finales del siglo 19 y la primera mitad del siglo 20 de una manera muy discreta. No fue sino hacia la segunda mitad de este siglo, gracias al mejoramiento de las técnicas existentes, que esta industria se hizo presente de una manera importante en varios países de América. (Sánchez & Royse, 2001).

El cultivo de hongos comestibles en Latinoamérica inicia a finales de los años 30 y su crecimiento ha sido extraordinariamente lento durante los siguientes 50 años debido a varias razones como son: el hermetismo total por parte de los pocos productores en ese tiempo, la nula información, difusión y desconocimiento total respecto al cultivo de hongos comestibles por parte de instituciones públicas y en consecuencia de esto la poca producción y consumo de hongos. (Fernández, 2004).

En Perú el cultivo de hongos se inicia en la década de los 1960s sin embargo no se han desarrollado centros de investigación, ni de capacitación en esta línea. Por lo que las pocas empresas dedicadas a la producción de hongos comestibles, han desarrollado sus propias tecnologías de manera privada, asumiendo los costos de investigación, lo cual ha conllevado a cierto hermetismo tecnológico. En nuestra condición de país mega diverso contamos con el potencial para desarrollar esta actividad, basándonos en nuestra diversidad biológica. (Chimey & Holgado, 2010).

Actualmente en la Región Cusco los estudios de investigación de producción de hongos comestibles y medicinales se han ido desarrollando con gran éxito, gracias al Universidad Nacional de San Antonio Abad del Cusco (UNSAAC) y a los centros de producción de setas comestibles, enfocando principalmente su producción en el hongo *Pleurotus ostreatus* (Seta ostra), y con una escasa producción de *Lentinula edodes* además que cuenta con las características geográficas y climáticas adecuadas para poder producir el hongo *Lentinula. edodes*, lo cual hace posible producir dicho hongo en forma artesanal y a bajo costo, ya que se cuenta con la materia prima necesaria para producir este hongo.

A nivel alimenticio, los hongos comestibles como *Lentinula edodes* (Berkeley) Pegler. y seta ostra, poseen el doble del contenido de proteínas que los vegetales disponen de los nueve aminoácidos esenciales, incluyendo leucina y lisina (ausente en la mayoría de los cereales). Así mismo, poseen alta cantidad de minerales (superando a la carne de muchos pescados) y bajo contenido de calorías y carbohidratos.

También se caracterizan por tener propiedades medicinales conocidas como generar retardo en el crecimiento de tumores, disminuir los niveles de colesterol en la sangre, poseer sustancias antioxidantes e inmunomoduladores. (Romero et al., 2000).

Según (MushWorld 2005), se puede utilizar el salvado y rastrojo de arroz, como parte del sustrato para el cultivo del hongo *Lentinula edodes*.

Este trabajo de investigación se realiza con el fin de aprovechar los residuos agroindustriales de arroz producidos en el distrito de Kosñipata, que no son utilizados ni aprovechados, constituyéndose en contaminantes ambientales al ser quemados o arrojados a las quebradas y ríos.

OBJETIVOS

Objetivo general:

Evaluar el cultivo de Shiitake *Lentinula edodes* (Berkeley) Pegler. en los diferentes residuos generados en el pilado de arroz en del distrito de Kosñipata.

Objetivos específicos:

- a) Evaluar los períodos de tiempo de la incubación y fructificación de shiitake *Lentinula edodes* (Berkeley) Pegler. en las diferentes formulaciones del sustrato.
- b) Establecer los parámetros de producción: eficiencia biológica, rendimiento y tasa de producción en residuos agroindustriales de arroz.
- c) Determinar el contenido de proteína, grasa, carbohidratos de *Lentinula edodes* (Berkeley) Pegler. cultivado en residuos agroindustriales de arroz.
- d) Determinar el contenido de Nitrógeno, Carbono y relación C/N de los diferentes sustratos utilizados.

HIPÓTESIS

Hipótesis General:

Los residuos agroindustriales de arroz son sustratos viables para el cultivo de *Lentinula edodes* en un ambiente controlado.

Hipótesis Específicos:

- a) Los períodos de incubación y fructificación son viables en las diferentes formulaciones del sustrato.
- b) Los parámetros de producción: eficiencia biológica, rendimiento y tasa de producción son óptimos en residuos agroindustriales de arroz
- c) El contenido de proteína, grasa, carbohidratos de *Lentinula edodes* (Berkeley) Pegler. cultivado en residuos agroindustriales de arroz son adecuados para los hongos comestibles.
- d) La cantidad de contenido de Nitrógeno, Carbono y relación C/N de los diferentes sustratos utilizados, están dentro de los parámetros.

JUSTIFICACIÓN

Este trabajo se justifica en la necesidad de crear alternativas de alimentos nutraceuticos de alto contenido proteico, con una baja inversión, teniendo como sustrato residuos agroindustriales de arroz, que son desperdiciados, que no tienen un manejo ambiental, y que además tengamos una opción de solución a las problemáticas ambientales, al utilizar subproductos agroindustriales generados por la peladora de arroz en el distrito de Kosñipata para cultivo del hongo comestible *Lentinula edodes* (Berkeley) Pegler.

El cultivo de hongos comestibles en la región Cusco se ha ido incrementando en los últimos años, principalmente de Seta ostra *Pleurotus ostreatus*, del cual a la actualidad se tiene buen manejo de cultivo a nivel familiar y comercial. El cultivo de Shitake *Lentinula edodes* (Berkeley) Pegler. En nuestra región no se ha desarrollado del mismo modo que el anterior, ya que no se cuenta con mucha información acerca del cultivo y manejo de Shitake *Lentinula edodes* (Berkeley) Pegler. Por el cual el trabajo que presento pretende obtener información de nuestra región para tener una opción más de cultivo de hongos comestibles en nuestra región a nivel familiar y comercial.

Con el cultivo de hongos comestibles en nuestra región ayudamos a la reducción de generación de residuos, e incentivamos a la economía circular que implica utilizar los residuos agroindustriales de arroz, rentabilizando los subproductos agrícolas y aprovechando los recursos en todas las fases de su ciclo de vida, donde priman la reducción, reutilización y reciclaje de los residuos. En el distrito de Kosñipata se tiene el cultivo de arroz del cual sus subproductos son desechados al medio ambiente sin un manejo ambiental adecuado, con la economía circular se propone buscar el uso de los subproductos del cultivo de arroz en el cultivo de hongos nutraceuticos, donde los residuos se conviertan en recursos para los cultivadores de la región.

CAPÍTULO I

1.1. Antecedentes

1. **Olarte y Espinoza (2011): Seminario de Investigación.** Concluye que el mayor porcentaje de rendimiento y eficiencia biológica se obtuvo en la formulación F1Cf (99% de cascarilla de café + 1% de yeso) con un valor de $R = 21.3\%$ y $EB = 60.9\%$ para la cepa CIPHAM-002 mientras que para la cepa CIPHAM-004 también se obtuvo el mayor porcentaje de rendimiento y eficiencia biológica en la formulación F1Cf (99% de cascarilla de café + 1% de yeso con un valor de $R = 18.04\%$ y $EB = 55.5\%$.
- **Paz E., (2011): Tesis.** indica que en la producción de biomasa de shiitake la formulación aserrín + trigo + kicuyo es el que muestra el mayor rendimiento en peso de carpóforos cosechados.
- **Cudris (2011)** Caracterizó el microbiota contaminante relacionada con el cultivo de *L. edodes*, en sus diferentes etapas de desarrollo y en diferentes residuos agroforestales. Se trabajó con muestras obtenidas de tres sustratos provenientes de dos empresas cultivadoras de Shiitake. Se caracterizaron los hongos contaminantes por análisis morfológicos y las bacterias contaminantes utilizando la técnica ®BBL CRYSTAL. Se realizaron cultivos duales de cada una de las especies contaminantes encontradas con *L. edodes*, para analizar si estas especies afectaban en alguna medida el desarrollo del hongo. Por último, se estableció la influencia del tipo de sustrato con las especies contaminantes encontradas realizando un análisis de correspondencias simples. Se aislaron y caracterizaron 12 especies de hongos contaminantes.
- **Bautista y Sánchez (2011)** Indican que el sustrato óptimo para la obtención de cuerpos fructíferos del hongo *Picnoporus sanguineus* (L: Fr) Murr. es la mezcla de 80 % de aserrín + 19 % de salvado de arroz + 1 % de yeso con un rendimiento (R) de 41.98 %; eficiencia biológica de 38.98 % y tasas de producción de 0.23 a la temperatura de 16°C.
- **Silva et al. (2010)** Utilizaron desechos de podas de eucalipto como sustrato para producir shiitake, y realizaron una comparación de metodologías de cultivo, así como el cultivo tradicional en troncos, y el cultivo moderno que es en bolsas de polipropileno, del cual se obtuvo que es más rentable cultivar shiitake de la forma actual.

- **Villegas et al. (2007)** Evaluaron en diferentes bloques sintéticos con el fin de aprovechar los diferentes residuos agroindustriales, no estudiados hasta el momento cuantitativamente, y que representan un problema ambiental para algunas empresas. Se realizaron 55 combinaciones diferentes utilizando dos residuos agroindustriales, con un suplemento de madera, fuente de nitrógeno, un controlador de pH y un estimulador de crecimiento; siendo el suplemento de madera esencial para la reducción del tiempo de colonización. Obteniendo como resultado que los tratamientos que proporcionaron mejores condiciones para la formación de cuerpos fructíferos contenían 75% de suplemento de madera en combinación con los residuos agroindustriales (25% salvado de trigo o 25% motosa de algodón), del cual se obtuvieron eficiencias biológicas entre un 5.3 a un 21%.
- **López (2006)** Realiza estudios comparativos para determinar el residuo sobre cuál este hongo genera mejor crecimiento y producción. De acuerdo a los resultados obtenidos se puede concluir que el mejor sustrato para el crecimiento de *Pleurotus ostreatus* es el capacho de uchuva dado que presenta un porcentaje de eficiencia biológico y un rendimiento superior al control, igualmente al tamaño y peso de los carpóforos y el tiempo de corrida de micelio muestra ser de interés para la utilización de este residuo agroindustrial en la producción a gran escala de este tipo de hongo macromycete.
- **Bejar y Warton (2006)** Indican que los sustratos más óptimos para el crecimiento micelial de *Lentinus edodes* LEJ-05 “Shiitake” es el aserrín de Eucalipto más Caña de Maíz y Caña de Carrizo más aserrín de sauce, en cuyos sustratos se obtuvo mayores velocidades de crecimiento y mayor biomasa.
- **Barreto (1997)** Indicó que el cultivo de hongos comestibles como *A. fuscusuccinia* es un buen mecanismo para la utilización de algunos de los recursos lignocelulósicos que anualmente se generan como producto residual de las actividades agrícolas y de transformación de algunos productos; como por ejemplo de rastrojo de soja, paja de trigo y de cebada, cascarilla de café, bagazo de caña de azúcar.

1.2. Marco teórico

1.1.1 Generalidades del reino fungi

1.2.1.1. Los hongos a lo largo de la historia.

Los hongos y el hombre desde tiempos antiguos han ido evolucionando conjuntamente a lo largo de la existencia, el hombre en su necesidad de uso y aprovechamiento de los hongos, los ha ido utilizando como fuente de alimento, como medicina en rituales de curación, y también como sustancias alucinógenas en fiestas y ceremonias religiosas.

El hombre primitivo de los Alpes Suizos, tenía muy presente las utilidades de los hongos, ya que se encontraron vestigios de estos en sus ropas, vestimentas y hongos secos que utilizaban para encender fuego, además de su utilidad como alimentos. (Micomania rio azul, s.f.).

En la cultura egipcia, se elaboraban con los hongos microscópicos pan y cerveza, también se tuvo hallazgos en algunos recipientes con polvo de hongos molidos con propiedades curativas que fueron encontrados en las tumbas de los faraones para ser utilizados como bagaje medicinal para el gran viaje del muerto hacia la otra vida. (Guzmán, 1990).

Se ha encontrado hallazgos de 3000 años antes de cristo, en Guatemala y México de culturas precolombinas, que utilizaban hongos alucinógenos para sus rituales religiosos, prueba de esto es el hallazgo de diversas estatuas de ídolos-seta que se han encontrado. Diversas tribus del norte de Europa han utilizado también como embriagante otro Hongo, la *Amanita muscaria*. Los romanos tenían conocimiento de la utilización de diversas clases de hongos comestibles como son las trufas o la *Amanita caesarea*. (Holgado M. E., 2012).

Durante el renacimiento, se tiene más conocimiento sobre los hongos, con la aparición de la imprenta ayudó a su difusión con obras como "Theatrum fungurum" y "Fungus in Pannonis abservatorum brevis Historia". Durante los siglos XVIII y XIX es cuando la Micología adquiere la categoría de auténtica

disciplina científica, aparecen los sistemas de clasificación que con diversas modificaciones se utilizan aún en la actualidad. (Holgado M. E., 2012).

Pero no es hasta el siglo XX cuando el estudio de los hongos alcanza su mayor desarrollo, por la gran importancia que han adquirido en gran número de campos como la alimentación, la medicina y la degradación de residuos orgánicos.

Los hongos se encuentran entre los organismos más importantes en el mundo, no solo por el papel vital en la función de los ecosistemas, sino que además son esenciales e incluso cruciales en actividades como la descomposición, reciclamiento y transporte de nutrientes y son indispensables para el desarrollo sostenible del ambiente. (Holgado M. E., 2012).

1.2.1.2. Características distintivas de los hongos.

Se estima que la diversidad de hongos a nivel mundial es aproximadamente de 1.5 millones de especies, de las cuales, solo se han descrito 100000 equivalente al 7% del conocimiento de los hongos en todo el planeta. Por lo que, se presume que muchas especies de hongos, se han extinguido y otras se encuentran amenazadas en todo el mundo. (Hawksworth, 2004).

El reino tiene aproximadamente 103 órdenes, 484 familias, 4979 géneros y unas 100 000 especies descritas hasta ahora. Se divide en cuatro grupos o filos: Ascomycota, Basidiomycota, Zygomycota y Chytridiomycota (Mueller, Bills, & Foster, 2001).

Los hongos son organismos heterótrofos, constituidos por compartimentos en forma de hilo o hifa, con solo un juego de cromosomas no pareados por núcleo, que se alimentan por absorción a través de una pared constituida por quitina (Herrera & Ulloa, 1990).

Se diferencian de las plantas porque no almacenan su energía en forma de almidón, polisacárido insoluble que forma las reservas alimenticias de las plantas. En su lugar, almacenan otros polisacáridos como la trehalosa y el glucógeno,

polímero de la glucosa que los animales utilizan para almacenar energía por corto tiempo.

La estructura de su cuerpo es diferente al de las plantas; si bien los hay unicelulares como las levaduras, la mayoría de ellos están formados por conjuntos de hifas o micelio. Esta estructura, contrariamente a los tejidos animales y vegetales, no posee células. En las hifas de los hongos inferiores el citoplasma es generalmente continuo, no está separado por septos, posee numerosos núcleos minúsculos, que se desplazan libremente por una corriente citoplasmática que también permite el transporte de elementos nutritivos al interior del micelio. Por el contrario, los hongos superiores tienen septos con perforaciones centrales que permiten el paso del citoplasma (Herrera & Ulloa, 1990).

1.2.1.3.1. Hábitats y función en la naturaleza.

Los hongos se encuentran en cualquier nicho ecológico, terrestre o acuático, siempre que encuentre carbono disponible. Esta es la razón por la cual los hongos tienen una distribución mundial y prácticamente no existe un lugar donde no se hayan encontrado hongos. (Cepero, Restrepo, Franco, Cárdenas, & Vargas, 2012).

La adquisición de nutrientes involucra la digestión extracelular, que consiste en absorber los nutrientes orgánicos solubles que requiere como fuente de energía a través de la pared y la membrana, esta es la razón por la cual los hongos son considerados como organismos heterótrofos que se alimentan por absorción. Después de digerir extracelularmente los nutrientes por acción de enzimas secretadas al medio que los rodea. Se consideran organismos quimiorganotrofos ya que requieren compuestos orgánicos como fuente de energía. Algunos hongos son oligotrofos, ya que estos pueden crecer en ambientes donde los nutrientes están presentes en cantidades mínimas, absorbiendo compuestos orgánicos volátiles que se encuentran en la atmósfera. Debido a la gran diversidad de hongos que pueden sintetizar, los hongos degradan una gran variedad de compuestos, tanto simples como complejos, utilizándolos como fuente de energía. (White, 2005).

Los hongos juegan un papel muy importante en la dinámica del ecosistema desempeñando un papel esencial en su desarrollo, estabilidad y función, además que los hongos son parte importante para determinar la biodiversidad en la superficie y en el interior del suelo. Tomando en cuenta la actividad espacial y temporal de los hongos en un sistema ecológico es necesario para evaluar su papel en el funcionamiento de los ecosistemas. (Cepero, Restrepo, Franco, Cárdenas, & Vargas, 2012).

1.2.1.3.2. Reproducción de los hongos.

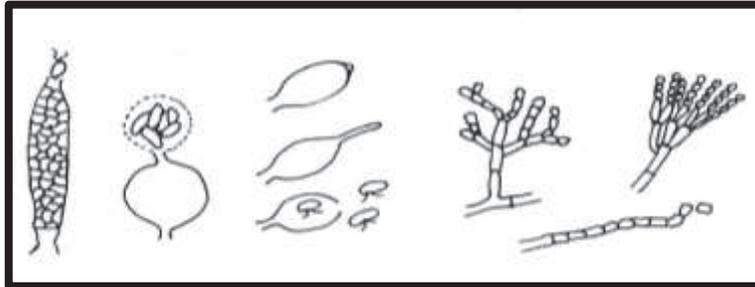
La formación de nuevos individuos que conservan las características típicas de la especie considerada como la reproducción. En los hongos se presentan dos tipos de reproducción: sexual y asexual (somática o vegetativa) esta última no involucra fusión de núcleos. Adicionalmente, existe un caso especial en el que los hongos consiguen variabilidad genética sin que haya reproducción sexual. Este fenómeno es conocido como parasexualidad. (Cepero, Restrepo, Franco, Cárdenas, & Vargas, 2012).

Se puede dar por fragmentación del micelio, el cual, al colocarse bajo condiciones adecuadas de temperatura, humedad y sustrato, da origen a un nuevo individuo. Esta forma de reproducción es muy utilizada para multiplicar los hongos comestibles en el laboratorio, pues permite mantener las características de la cepa que se está cultivando (Herrera & Ulloa, 1990).

El micelio da origen a esporas asexuales por división mitótica; las cuales se denominan según el nombre de la estructura que las produce. A las que se forman por simple fragmentación del micelio se les conoce como artrosporas u oídios; a aquellas que se producen sobre hifas especializadas denominadas conidióforos, se les llama conidiósporas a las que se producen dentro de estructuras en forma de saco (esporangio), esporangiosporas (figuras 1 y 2), (Hawksworth, C, & Ainsworth, 1983).

Figura 1

Diferentes tipos de estructuras que producen esporas asexuales. Los tres primeros son esporangios, y los otros conidióforos

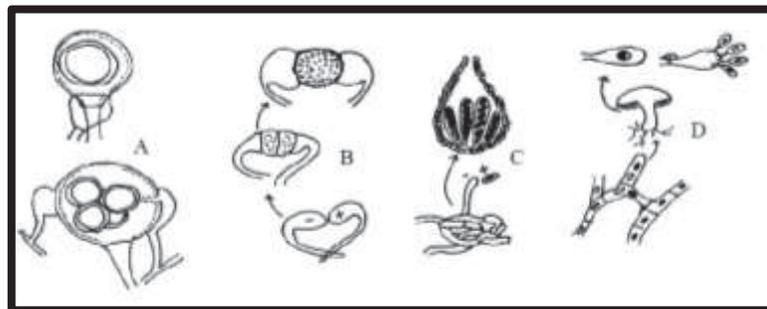


Nota: (Sanchez & Royse, 2001, pág. 31).

Figura 2

Diferentes tipos de estructuras que producen esporas sexuales

a) oogonio; b) cigospora; c) ascocarpo; d) basidiocarpo.



Nota: (Sánchez & Royse, 2001, pág. 31).

1.2.2. Características generales del filo basidiomycota

Forman un grupo de hongos muy grande y diverso que se caracteriza porque produce esporas sexuales en cuerpos fructíferos llamados basidiocarpos, también conocidos como basidiomas o basidiomas (del griego *basidion*=base pequeña, basidio + *karpos*=fruto), el cual porta estructuras especializadas conocidas como basidias. En la mayoría de las especies, cada basidia produce cuatro basidiosporas, que son fuertemente disparadas al llegar a su madurez (balistosporas). La mayoría de estos hongos produce un micelio bien desarrollado, con septos simples o doliporo, dependiendo del orden taxonómico. Usualmente es blanco, amarillo brillante o naranja, y a menudo se dispersa hacia el frente, creciendo en forma de abanico, puede entretorse formando estructuras

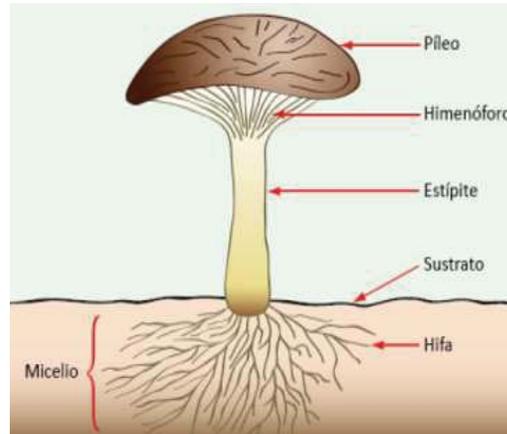
parecidas a cuerdas o raíces llamadas rizomorfos, resistentes a condiciones adversas como la falta de nutrientes o la humedad. En condiciones adversas pueden permanecer latentes hasta que las condiciones favorables para el crecimiento se presenten nuevamente. Los rizomorfos se conforman de un número de hifas arregladas paralelamente y algunas veces envueltas en una vaina o corteza. Las formas mejor desarrolladas semejan agujetas de zapatos. Comúnmente son producidos por muchas especies de hongos ectomicorrízicos y por varios descomponedores de la madera y son importantes no sólo en la dispersión de ciertas especies sino también en las actividades de exploración y acumulación de nutrientes. (Sanchez & Royse, 2001).

Clase agaricomycetes

Son una clase de hongos que incluye a la mayoría de las especies que antiguamente se colocaban en los taxones *Gasteromycetes* y *Homobasidiomycetes*, y que incluye 17 órdenes, 100 familias, 1147 géneros y más 20000 especies.

Figura 3

Detalle de las partes del cuerpo fructífero de un macro hongo



Nota: (Navarro & Mata, 2010).

Este taxón es prácticamente a la clase *Homobasidiomycetes* (Hibbett & Thorn, 2001), pero incluye a las ordenes auricularias y sebacinales. Los Agaricomycetes pueden ser definidos excluyendo de la subclase Agaricomycotina que son considerados hongos gelatinosos. Casos como el género auricularia a menudo como hongo gelatinoso, está ahora clasificado dentro de los agaricomycetes. Aunque la morfología de la seta o cuerpo

fructífero fue la base de la clasificación inicial de los hongos que hoy se incluyen en la clase Agaricomycetes, (Fries, 1874) actualmente ya no se sigue ese criterio.

1.2.3. Orden agaricales

El gran Orden de los Agaricales abarca los hongos cuyo cuerpo fructífero recibe en general el nombre de setas (Sanchez & Royse, 2001).

1.2.3.1. Los basidiocarpos de los hongos seta.

Se considera que hay tres tipos básicos de desarrollo de un basidiocarpo en Agaricales éstos fueron descritos considerando básicamente la posición del himenio en relación con la presencia o ausencia de algún tejido de protección. Para describir estas formas de diferenciación de los basidiocarpos se han usado los términos: gimnocarpo y pseudoangiocarpo. Este último se caracteriza por el hecho de que aun durante los estados tempranos de desarrollo del basidiocarpo, el himenio o la capa fértil está envuelta por los tejidos del basidiocarpo. Es decir, el margen del píleo está conectado al estípite por una membrana que se conoce como velo interno. El himenio sólo queda expuesto cuando el píleo se expande, desgarrando el velo interno. Esto ocurre antes de que las esporas maduren y sean descargadas. Con frecuencia el velo se separa completamente del margen del píleo y permanece unido al estípite para formar el anillo. En algunas especies el velo se desgarrar en tal forma que queda colgando del píleo como si fuera una cortina. En otras especies, como las Amanita, el primordio completo también está cubierto por un velo universal. Cuando el esporóforo se agranda y el píleo se expande, el velo universal se desgarrar y deja un cuerpo en forma de copa, la volva, que rodea la base bulbosa del estípite. Los remanentes del velo universal que cubrían al píleo se pueden observar cómo escamas sobre éste. Las estructuras vestigiales que quedan como rastros del desarrollo del hemiangiocarpo son importantes en la clasificación de muchas especies de Agaricales.

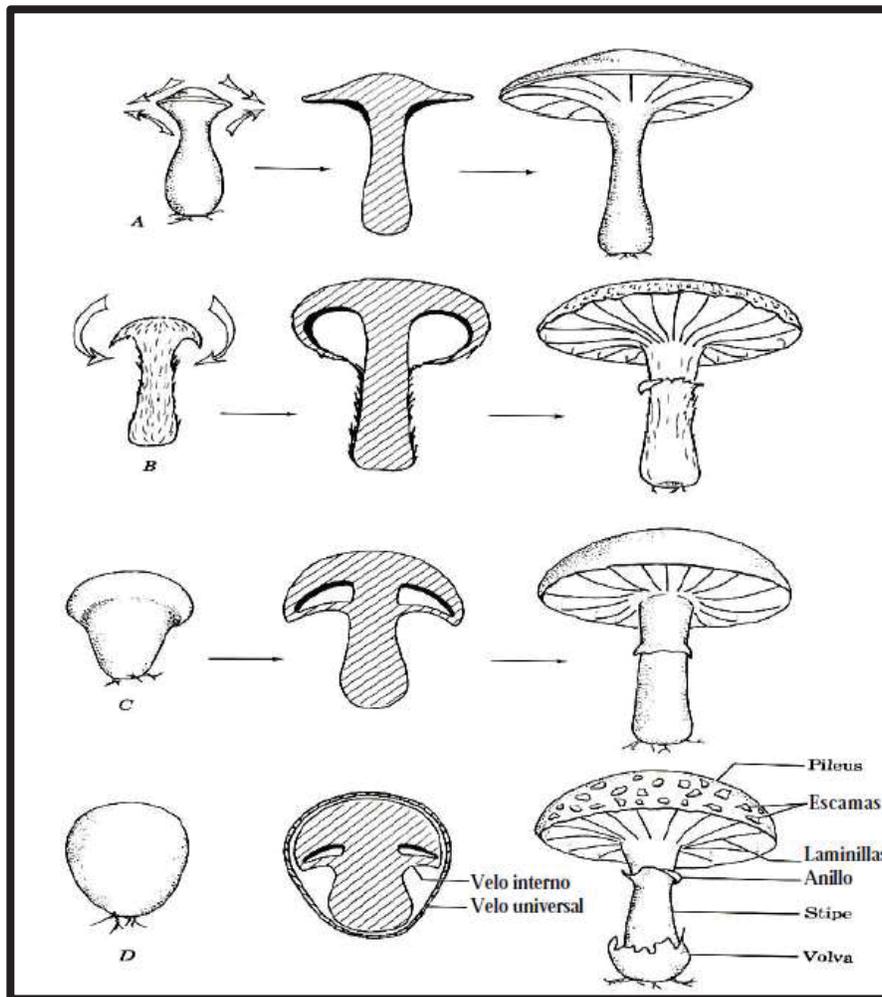
En el desarrollo del tipo gimnocarpo, el basidiocarpo permanece desnudo y nunca se encuentra cubierto por alguna estructura. En el pseudoangiocarpo, sin

embargo, el himenio queda encerrado por el margen encorvado del píleo y algunas veces también por un sobre crecimiento del estípite. El himenio puede permanecer encerrado hasta que la seta está madura y el píleo se expande. No hay estructuras vestigiales en ninguno de estos dos métodos (figura 4). (Singer, 1986).

Figura 4

Diagrama que ilustra diferentes tipos de desarrollo del basidiocarpo en basidiomicetos:

a) tipo gimnocárpico; b) tipo pseudoangiocárpico; c) tipo hemiangiocárpico con anillo; d) hemiangiocárpico con anillo y velo



Nota: (Sanchez & Royse, 2001) **Tomada de** (Alexopoulos, Blackwell, & Mims, 1996)

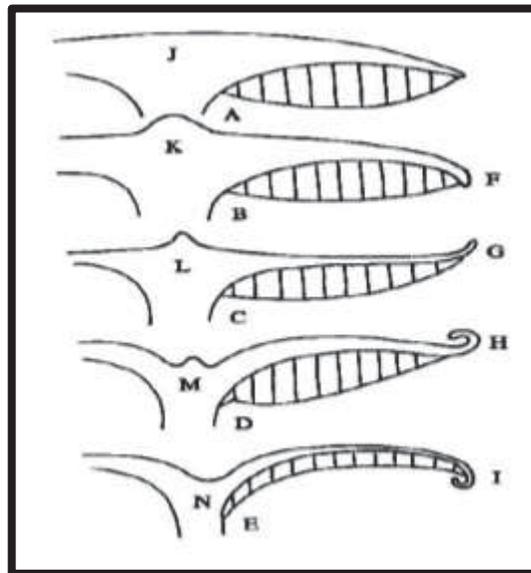
Los himenios de las setas pueden ser tubulares o lamelares. Estas últimas son bandas delgadas de tejido que irradian del margen del píleo hacia el estípite. Se mencionan

dos tipos básicos de lamelas que están presentes en los Agaricales y se han llamado equi-himeníferas e inequi-himeníferas. El primer tipo de lamelas observadas es típico en la mayoría de los Agaricales y mantienen su forma cuando son vistas en sección cruzada y tienen basidias que maduran y liberan sus esporas sobre la superficie de la lamela. Los lados de una lamela inequi-himenifera, comúnmente llamada “lamela tipo coprinus”, son paralelos. Las basidias, cuando son maduras, sueltan las esporas progresivamente de abajo hacia arriba. A medida que se sueltan las esporas, una zona de delicuescencia se presenta, destruyéndose algunas partes de la lamela.

La posición del margen interno de la lamela, con relación al estípite, también es valiosa taxonómicamente. En algunas especies las lamelas están libres del estípite, mientras que en otras pueden estar unidas (adnadas). El término decurrente es usado para describir las lamelas que están unidas y avanzan hacia abajo, sobre el estípite (figura 5).

Figura 5

Características del píleo



A-E, Tipos de inserción de las lamelas: a) lamelas libres; b) anexas; c) adnadas; d) sinuadas; e) decurrentes.

F-I, Tipos de margen en el píleo: f) inflexo; g) reflejo; h) revoluto; i) involuto.

J-N, Tipos de píleo: j) plano convexo; k) bulado; l) umbonado; m) umbilicado; n) hundido. (Sanchez & Royse, 2001) Tomada de (Ainsworth et al. 1996).

En un basidiocarpo el himenio es una capa compuesta de basidias y elementos estériles conocidos como basidiolas y los cistidios (Gr. *kystis*=globo + *idion*=diminutivo de forma). Las primeras son células semejantes a basidias que todavía no producen esporas y su función al parecer es dar soporte a las basidias fértiles. Por otro lado, las cistídias son más grandes y sobresalen de los otros elementos del himenio. Se ha sugerido que las cistídias pueden actuar como trampas de aire y ayudar en la evaporación de la humedad y otros compuestos volátiles (Smith, 1966); sin embargo, no se conoce con exactitud cuál es su función. Aunque no están presentes en todas las especies, las cistídias son muy importantes en los estudios taxonómicos. Hay diferentes tipos y la terminología usada para describirlas es bastante complicada (Singer, 1986).

1.2.4. Familia *Tricholomataceae*.

“Los miembros de esta familia presentan cuerpos fructíferos píleoestipitados. El píleo puede ser convexo o campanulado con una apariencia plegada y superficie usualmente verrugosa, villosa o setosa. Lamelas adnadasno a veces unidas a un collar en el ápice del estípite. El estípite puede ser central o excéntrico, carnoso o cartilaginoso de una superficie hirsuta. Usualmente presentan cistidios.” (Kirk et al., 2008).

Constituye una gran familia formada por especies con esporas blancas y láminas no separables. Los representantes de esta familia se encuentran sobre muchos sustratos distintos y en muchos hábitats distintos (Alexopoulos C., 1985).

Presentan el estípite y el píleo, confluyentes en muchas disposiciones, la trama con varios arreglos hifales, lamelas subadheridas y adheridas, decurrentes, raramente libres (Alexopoulos C., 1985).

1.2.5. Género *Lentinula*.

Durante mucho tiempo, el shiitake fue conocido como *Lentinus edodes* (Berk.) Singer, sobre todo entre los productores de hongos, en 1975, Pleger propuso que esta especie se transfiriera al género *Lentinula*. La razón de esta transferencia se basó en estudios microscópicos.

Este género es monomítico es decir que posee un solo tipo de micelio, de modo que las especies de este género no contienen hifas dimiticas en la parte carnosa como se observa en el género *Lentinula*. En el género *Lentinula* las células se disponen en la trama de la laminilla del hongo en un arreglo paralelo y descendente, en lugar de presentar una disposición muy irregular y entretejida de células como en el género *Lentinus*. Recientemente los estudios de DNA también apoyan esta ubicación en el género *Lentinula*. (MushWorld, 2005).

1.2.6. Generalidades de la especie *Lentinula edodes*.

El nombre Shiitake es tomado del idioma japonés, siendo Shii un tipo de árbol donde crece naturalmente y take que significa hongo. También se le conoce como hongo negro del bosque y Shiag-gu (del chino, hongo con fragancia). Este hongo se caracteriza por crecer en troncos, por no tener anillo ni volva y por su consistencia sub carnosa; es de color café pardusco o de color cuero (García I. , 2003).

Crece de forma silvestre sobre residuos de lignina y celulosa, como la que contiene la madera y sus derivados y distintos tipos de bagazo, como el de la caña de azúcar y los residuos agrícolas como del arroz.

1.2.6.1. Características macroscópicas.

El píleo o sombrero mide entre 5-20cm de ancho, es convexo o casi plano con una superficie seca y fibrosa apesada, cutícula rompiéndose en escamas de diversos tamaños y formas, textura blanda de color claro y pardo rojizo oscuro. Tonalidad clara o parda cerca de la cutícula, firme, correosa carnosa en estado adulto y suave en especímenes inmaduros; sabor agrio, olor ligero, pero no característico. Láminas blancas o pálidas tornándose pardo rojizas y algunas veces manchadas por la edad; a veces con un tono avellanado y moderadamente anchas, bordes detalladamente cerrados y denotados. (García I., 2003).

El pie mide de a 5 cm de largo y de 8 a 13 mm de grosor casi igual o ensanchado hacia abajo, sólido y correoso de superficie delgada envainada por un velo delgado que termina en la zona apical conforme la cortina se rompe cortina hialina o parduzca (García I., 2003).

La fructificación natural de este hongo ocurre generalmente durante todo el año si las condiciones climáticas son favorables, pero de preferencia suele ocurrir en los meses de otoño y primavera. Sin embargo, si el cultivo se realiza en invernadero con condiciones controladas, la fructificación puede ocurrir en cualquier época del año.

Figura 6

Basidiocarpos maduros de Lentinula edodes “shiitake”



Nota: (Fuente propia)

1.2.6.2. Características microscópicas.

Las esporas miden 5,5 a 6,5 por 3 a 5 mm, de forma sub cilíndrica no amiloides, lisas de pared delgada. Basidios tetrasporados, pleurocistidios ningunos, trama laminar entre tejidos y no claramente distintas al contexto, conexiones en grapa presentes (García I. , 2003).

- **La basidia**

Una basidia es una estructura que sostiene un número definido de basidiosporas (usualmente cuatro), formadas como resultado de cariogamia y de meiosis. Normalmente tiene forma de mazo y se origina del compartimento terminal de una hifa binucleada. Está separada del resto de la hifa por un septo sobre

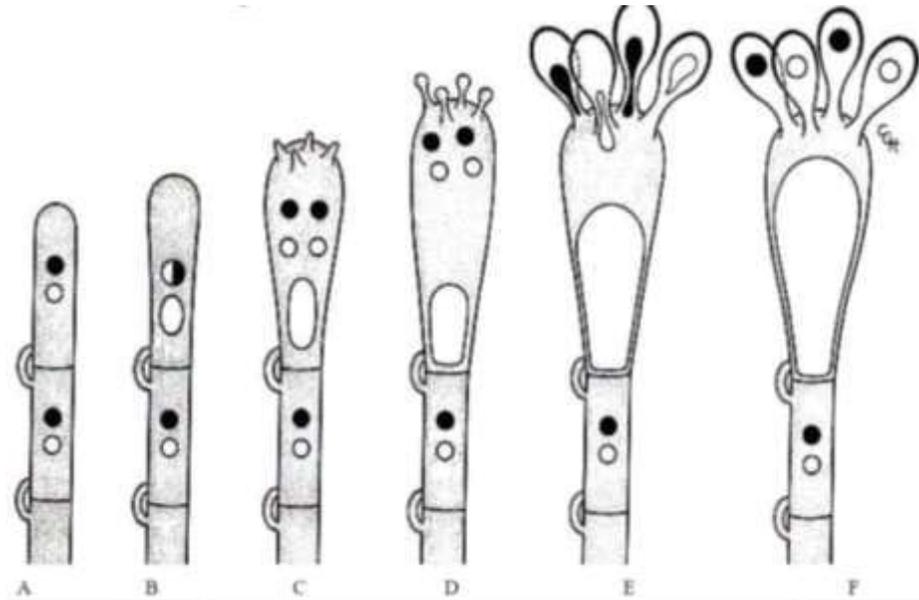
la cual se observa una conexión. Al principio la basidia es estrecha y alargada pero pronto se ensancha. Mientras estos cambios externos se llevan a cabo, los dos núcleos dentro de la joven basidia se fusionan (cariogamia) y el núcleo resultante da origen por meiosis a cuatro núcleos. Mientras tanto cuatro pequeñas excrecencias llamadas esterigmas sobresalen en la punta de la basidia y sus puntas se agrandan, formando eventualmente los primordios de las basidiosporas (figura 06). Durante este proceso una vacuola se forma en la base de la basidia y al incrementar de tamaño parece empujar el contenido de la basidia hacia los primordios de las basidiosporas. Sin embargo, no se ha demostrado si la vacuola está realmente involucrada en este proceso o si simplemente se desarrolla como una consecuencia de la salida del contenido de la basidia. (Sanchez & Royse, 2001).

- **Las basidiosporas**

La basidióspora es típicamente una estructura unicelular haploide y usualmente recibe un solo núcleo de la basidia, aunque en algunos casos dos núcleos pueden mudarse hacia dentro de la misma espora. Una espora que es uninucleada en su origen también puede llegar a ser binucleada como resultado de una división mitótica de su núcleo. Las basidiosporas de la mayoría de las especies germinan para formar micelio primario. Esto se conoce como germinación directa. En algunos grupos, sin embargo, las basidiosporas germinan para formar esporas secundarias o geman para formar grandes números de conidios o microconidias, a partir de las cuales se forma el micelio primario. Esto ha sido llamado germinación indirecta y es similar al proceso que se observa en los ascomicetos.

Figura 7

Desarrollo de las basidias y de las basidiosporas



Nota: (Alexopoulos, Blackwell, & Mims, 1996).

a) punta de la hifa binucleada; b) basidia uninucleada y diploide después de la cariogamia; c) basidia con cuatro núcleos haploides producto de la meiosis; d) basidiosporas jóvenes sobre esterigmas; e) inicio de la migración de núcleos hacia las basidiosporas; f) basidia madura con basidiosporas uninucleadas y con vacuola grande en la base.

1.2.6.3. Posición taxonómica de *Lentinula edodes* (berk) pleger 1976.

Reino: Fungí.

Phylum: Basidiomycota.

Clase: Basidiomycetes.

Orden: Agaricales.

Familia: Tricholomataceae.

Género: *Lentinula*.

Especie: *Lentinula edodes* (Berk) Plegier1976.

NC: Shiitake, hongos aromáticos.

Figura 8

Cuerpo fructífero joven de Lentinula edodes



Nota: (Fuente propia)

1.2.6.4. Ciclo de vida.

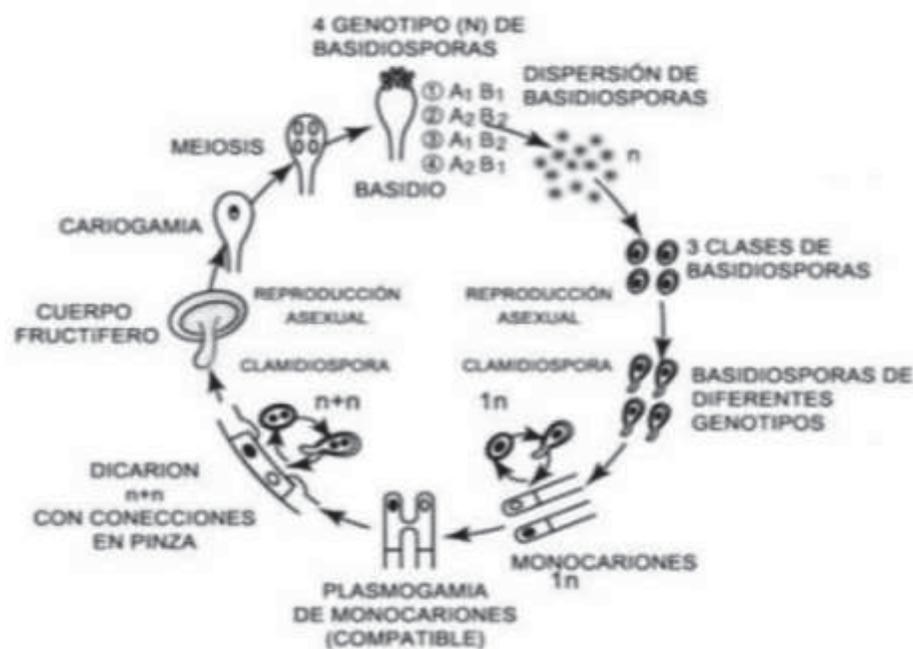
Los hongos se reproducen sobre todo por medio de esporas, las cuales se dispersan en un estado latente, que se interrumpe solo cuando se halla las condiciones favorables para su germinación. Cuando estas condiciones se dan, la espora germina, surgiendo de ella una primera hifa, las hifas crecen por alargamiento de las puntas y también por ramificación. La proliferación de hifas resultante de este crecimiento se llama micelio. Cuando el micelio se desarrolla puede llegar a formar grandes cuerpos fructíferos o carpóforos. El micelio puede clasificarse según su función en micelio vegetativo si se encarga de la nutrición y en micelio reproductivo si su función es la de formar órganos de reproducción y multiplicación.

El shiitake crece a partir de basidiosporas dispersas. Las esporas se producen en las laminillas fértiles ubicadas en la parte inferior del sombrero del

hongo son producidas por reproducción sexual a través de la meiosis. Las esporas se dispersan y germinan, en ambientes favorables y producen hifas monocarióticas. Las hifas mononucleadas genéticamente compatibles se fusionan a través de plasmogamia para producir hifas dicarióticas. Con material genético proveniente de ambos núcleos, el micelio dicariótico es capaz de dar lugar al cuerpo fructífero portador de esporas, que es lo que conocemos como hongo, en este caso particular el shiitake. El ciclo de vida se completa con la producción de basidiosporas a partir de hongo maduro. (Silva, Fritz, Cubillos, & Diaz, 2010).

Figura 9

Crecimiento de Lentinula a partir de basidiosporas dispersas



Nota: (MushWorld, 2005).

1.2.6.5. Distribución geográfica.

Los hongos Shiitake son nativos del lejano Oriente y hasta es presente se han encontrado en estado salvaje solo en lugares China, Japón y Corea. Dos hallazgos recientes de shiitake en hábitats naturales en los Estados Unidos pudieron

haberse originado de los tallos fibrosos desechados de shiitake fresco. El shiitake crece, principalmente, en climas templados como organismos individuales o en los racimos sobre maderas duras en descomposición o muertas particularmente en Shii (*Pasania* spp.) Robles (*Quercus* spp.) y otros robles y hayas asiáticas (Stamets, 2000).

1.2.6.6. Propiedades y beneficios nutricionales.

Desde tiempos remotos los hongos han sido tratados como un tipo especial de alimentos. Los griegos creían que proporcionaban fuerza en las batallas, los faraones los apreciaban como una delicadeza, los romanos y los aztecas los consideraban como el alimento de los dioses y los chinos apreciaban como un alimento saludable.

En Asia, se usa medicinalmente para enfermedades que involucran una función inmunológica deprimida, incluidas el cáncer, SIDA, alergias ambientales, gripes y resfriados frecuentes. También según Liu y Bau (1980) parece ser efectivo para aliviar la inflamación bronquial y regular la incontinencia urinaria, así como para reducir el colesterol alto crónico. Beneficioso en el tratamiento de las infecciones del hígado, reduce la presión arterial y ayuda en la prevención de la trombosis, su contenido en lisina previene la formación de azúcar en la sangre, combate la fatiga y el envejecimiento. (MushWorld, 2005) tomada de (Sorimachi, et al., 1990).

El consumo de shiitake tiene efectos benéficos para el ser humano. Algunas de las propiedades medicinales de este hongo comestible son:

- Anti-cáncer: este tipo de hongo posee lentinan, que es un agente anti-cáncer.
- Anti oxidante posee vitaminas A, E, C y Selenio.
- Anti-infecciones: Shiitake estimula la producción en el organismo de interferón, el cual tiene efectos anti-virus.
- Hormona del crecimiento: limita algunos de los factores que causan envejecimiento en el ser humano.

- Reducción de colesterol: Esto es gracias a la eritadenina y también a la parte fibrosa de los hongos que tienen quitina, sus propiedades son aumentadas por la lentinan
- Reducción de presión arterial.
- Prevención de la trombosis: investigadores de Namkog y Hawái han demostrado experimentalmente que Shiitake previene la trombosis en las arterias coronarias.
- Disminución de la viscosidad de la sangre.
- Bajo nivel de azúcar en la sangre: Los niveles bajos de hidratos de carbono y la lisina previenen la formación de azúcar en la sangre.

El shiitake es bajo en calorías, alto en proteínas, hierro, fibra, minerales y vitaminas. Contiene vitaminas B1, B2, B6, B12, y D2, con altas cantidades de riboflavina y niacina. Definitivamente un alimento excelente con propiedades medicinales. El consumo de este hongo es una buena forma de prevenir las enfermedades y de tener buena salud, se cree que puede aumentar la longevidad y que posee propiedades afrodisíacas. Fuente: (García I., 2003).

En el siguiente se describen los compuestos que presenta el hongo Shiitake y su acción benéfica sobre la salud humana.

Composición del hongo Shiitake.

Tabla 1

Lentinula edodes y sus compuestos

COMPUESTO	DESCRIPCION
Lentinan	Es un extracto de azúcar y ha sido usado experimentalmente en seres humanos y en animales con resultados anticancerígenos: cáncer intestinal, cáncer de estómago, cáncer de ovarios, etc. Entre los efectos contra el cáncer de la lentinan hay que destacar la estimulación de la producción de linfocitos y el control de células muertas en las infecciones cancerosas.
Eritadenina	Extraída en 1971, reduce la tasa de colesterol en las personas; también sea experimentado en animales con resultados positivos. Los experimentos realizados muestran una disminución entre el 5% y un 10% de la tasa de colesterol después de comer shiitake.
Interferón	Esta es una sustancia química que hace a las células inmunes a interferones víricas mostrando que las setas shiitake contienen el inductor de interferón, Interferón gamma, el cual es usado para tratamiento contra el cáncer y como antivírico, anti- inflamatorio para el tratamiento de la hepatitis B y C.
Ergosterol	Convertido en vitamina D, cuando se expone a los rayos ultravioletas solo se encuentran en los hongos shiitake secas. La vitamina D es necesaria para la absorción de calcio y fosforo y con efectos positivos en el tratamiento de cáncer de colon.
Formación de Prostaglandina	El ácido linoleico que está presente de los hongos shiitake es transformado en el cuerpo en diferentes tipos de prostaglandina. Estas fueron extraídas del semen y se pensó que eran excretadas por la próstata, pero que ahora sabe que son producidas por muchos

tejidos del cuerpo. La prostaglandina E1 es empleada para provocar erecciones en los hombres, por inyección intramuscular. Lentinan estimula la producción de linfocitos T, de los que se ha demostrado que estimula la producción de prostaglandina.

Anti-oxidantes Investigaciones Húngaras han demostrado que una de las enzimas que contienen los hongos shiitake, Superóxido Dismutasa, decrementa la peroxidación de lípidos. Este es un factor importante en la prevención de enfermedades y cáncer de arteria coronaria y es una de las teorías de las causas de la longevidad.

Aminoácidos La glutamina es el aminoácido de más alta concentración en los Shiitake. Las concentraciones de glutamina muscular decrecen en un 50% después de una operación, de forma que su reemplazo se puede prevenir. La arginina es otro aminoácido presente en los shiitake, esta estimula los linfocitos T y además previene la pérdida de nitrógeno tras una operación. La inflamación provoca un aumento de las necesidades corporales de glicina, serina, metionina y cisteína. Todos estos son aminoácidos que se encuentran en las setas Shiitake.

Zinc Se describió un síndrome caracterizado por niveles bajos de Zinc en plasma y la incapacidad de los órganos genitales para madurar en la pubertad. Investigaciones en Finlandia han demostrado que la adición de Zinc aumenta los niveles de testosterona en plasma y la cantidad de esperma.

También se ha demostrado, que los pacientes de sexo masculino en diálisis con problemas de uretra, mejoran su vida sexual cuando se añade zinc al fluido de la diálisis. El zinc está presente en estos hongos.

Enzimas	Se ha descrito una lista de 37 enzimas que se encuentran en estos hongos, existiendo hasta cerca de 50 enzimas localizadas en los hongos shiitake. Estas incluyen celulosa, enzimas digestivas y asparaginasa. Esta última es utilizada en el tratamiento de algunas leucemias infantiles. El rápido crecimiento del hongo shiitake, la cual dobla el tamaño durante la noche es evidencia de la gran cantidad de actividad enzimática que da lugar.
Quitina	El 80% de la fibra en shiitake consiste en la quitina. Se ha demostrado en Japón que reduce el nivel que colesterol en sangre en seres humanos.

Fuente: (García I., 2003).

1.2.7. Requerimientos nutricionales y factores ambientales para el cultivo de shiitake

Los requerimientos nutricionales (fuente de carbono y nitrógeno relación C/N, minerales y elementos traza y vitaminas) y los factores ambientales (temperatura, humedad, oxígeno, luz y pH del sustrato) son consideraciones importantes en el cultivo del shiitake (MushWorld, 2005) tomada de (Ting, 1994).

1.2.7.1. Requerimientos nutricionales.

Como hongo saprofito de la pudrición blanca, el shiitake produce micelio durante su fase de crecimiento vegetativo más vigorosa. El micelio puede absorber pequeñas moléculas de nutrientes en forma directa. Sin embargo, es necesario previamente romper las moléculas de nutrientes complejos a través de la secreción de enzimas del micelio para descomponer estas sustancias lignocelulósicas complejas que sirven como mayor fuente de carbono para el shiitake. Esta especie utiliza el protoplasma de la corteza en crecimiento y el xilema como fuentes de nitrógeno, y absorbe cantidades pequeñas de sustancias solubles, así como minerales del xilema y floema de la madera. (MushWorld, 2005).

Hongos que ocasionan una pudrición blanca, aquí ubicamos a todos aquellos hongos capaces de degradar celulosa, hemicelulosa y además tienen la facultad de degradar la lignina, aquí encontramos a *Lentinula edodes*, *Pleurotus spp.* *Ganoderma lucidum*, *Psilocybe cubensis*, entre otros. (Deacon, 1997) & (Alexopoulos, Blackwell, & Mims, 1996).

1.2.7.1.1. Fuente de Carbono.

El carbono es el nutriente más importante requerido por el shiitake. El carbono es el elemento base para construcción de las proteínas, los ácidos nucleicos y los azúcares de las células vivientes. También es el mayor componente para la obtención de la energía usada para la oxidación en el metabolismo. El carbono normalmente proviene de los compuestos orgánicos como azúcares, ácidos orgánicos, alcoholes, almidones, celulosa, hemicelulosa y lignina.

1.2.7.1.2. Fuente de Nitrógeno.

El nitrógeno es un elemento indispensable para la estructura protoplasmática y los elementos celulares estructurales del shiitake. Las fuentes mayores de nitrógeno son compuestos orgánicos e inorgánicos, incluyendo urea y proteína. Las fuentes de nitrógeno están distribuidas irregularmente en los troncos de madera. El contenido de nitrógeno es más alto en el cambium y más bajo en el duramen. La corteza del árbol contiene 3.8-5% de nitrógeno, mientras que la xilema contiene solo el 0,4-0,5% de nitrógeno.

1.2.7.1.3 Relación C/N.

Los materiales con una relación Carbono/ Nitrógeno de 25:1 son los mejores para el crecimiento vegetativo del micelio, mientras que los materiales con una relación C/N de 40:1 son los mejores para la fase de producción de hongos. El exceso de nitrógeno puede permitir el crecimiento exuberante del micelio durante la colonización, pero estos bloques colonizados no producirán buenos hongos. La concentración más conveniente de nitrógeno durante la fase vegetativa es de 0.016—0,064%, mientras que 0.02% es la más adecuada para la fase reproductiva. Tanto la formación de primordios como la subsiguiente formación de los cuerpos

fructíferos son sensibles a la concentración de nitrógeno, que idealmente durante estas fases no debe superar el 0,02%. (MushWorld, 2005).

Tabla 2

Relación Carbono / Nitrógeno (C/N) y concentración de nitrógeno en la producción de shiitake.

	Para crecimiento de micelio	óptimo	Para fructificación	óptima
C/N	25:1		40:1	
Concentración de N	0,016-0,064%		0,02%	

Nota: (MushWorld, 2005).

1.2.7.1.4. Minerales y elementos traza.

Los macroelementos como el fósforo, azufre, calcio, magnesio y potasio, se utilizan para construir componentes celulares y reforzar el metabolismo. Algunos minerales mantienen la presión osmótica en las células. El fósforo y el potasio, en particular, no solo son beneficiosos para el crecimiento del micelio, sino también para la formación de los cuerpos fructíferos.

Los elementos traza: Fe, Cu, Zn, Mn, B, y Mo son componentes o catalizadores de enzimas. Las cantidades requeridas de dichos elementos son minúsculas. Ciertos compuestos inorgánicos tales como KH_2PO_4 (fosfato diácido de potasio). Utilizados usualmente para la formulación de los sustratos. No es necesario agregar elementos traza ya que estos están normalmente en el agua o en los ingredientes del sustrato.

1.2.7.1.5. Vitamina B1 (tiamina).

La vitamina B1 es requerida para el crecimiento y la fructificación del micelio del shiitake. El arroz fresco en bruto (sin refinar) o el salvado de trigo utilizados en el sustrato contienen esta vitamina. La vitamina B1 es sensible al calor. Se descompone por encima de los 120°C, de modo que se debe evitar el sobrecalentamiento durante la esterilización del sustrato. (MushWorld, 2005).

1.2.7.2. Factores que influyen en el crecimiento micelial y la fructificación.

Temperatura:

En función de los rangos de temperatura en que pueden crecer, los hongos se clasifican en:

- Psicrófilos 0 - 20°C
- Mesófilos 10 - 35°C (aquí ubicamos a *Lentinula edodes*)
- Termófilos 20 - 60°C

Los shiitake son hongos de climas templados. Requieren temperaturas bajas y fluctuaciones de temperatura para formar cuerpos fructíferos. En los procesos metabólicos del shiitake, todas las reacciones físicas y químicas están controladas por la temperatura, y las numerosas enzimas tienen sus propias temperaturas óptimas de actividad perder su viabilidad. Cuando las temperaturas son demasiado bajas, la absorción de nutrientes es difícil, la actividad enzimática disminuye, y la tasa de respiración se hace más lenta. Estas tasas bajas resultan en una disminución del crecimiento del micelio. La temperatura óptima para el crecimiento del micelio de shiitake oscila entre 24-27°C. Las diferentes cepas pueden adaptarse para crecer en un amplio rango de temperatura de 5 a 32°C. El shiitake tolera temperaturas frías. Con temperaturas invernales entre 8 -10°C, el micelio de shiitake permanece viable durante 30 -40 días. Sin embargo, los shiitake son vulnerable a las temperaturas altas de verano. El micelio deja de crecer por encima de los 34°C y se vuelve de color amarillo. Sufre serios daños a los 36°C, y se vuelve rojizo y muere por encima de los 40°C. (Mushworld, 2005).

Tabla 3*Requerimientos de temperatura en las diferentes fases del shiitake*

Estado	Rango de temperatura (°C)	de Rango óptimo de temperatura (°C)
Germinación de las esporas	15 - 28	22 - 26
Crecimiento micelial	5 - 32	24 - 27
Fructificación	5 - 25	15+-1-2

Nota: (MushWorld, 2005).

Humedad, El agua es vital para el crecimiento y la producción de shiitake. Los nutrientes necesitan ser disueltos en agua para ser absorbidos por el micelio. De igual modo, los desechos metabólicos necesitan ser disueltos en agua para ser eliminados por el micelio. Se requiere una cantidad apropiada de agua para el metabolismo. Es importante proporcionar y mantener el volumen óptimo de humedad para el cultivo de Shiitake. También es importante mantener una humedad relativa óptima del aire, de acuerdo a las diferentes fases de crecimiento.

Tabla 4*Humedad del sustrato y requerimientos de humedad relativa para el*

Estado	Contenido de humedad del sustrato	de Humedad relativa del
Crecimiento micelial	55%	<75%
Fructificación	50-55%	85-95%

Nota: (MushWorld, 2005).

pH

En contraste con las bacterias, los hongos prefieren un medio ácido para su crecimiento, en un rango de pH de 4 -7, siendo el óptimo un pH entre 5.5 y 6. (Silva, Fritz, Cubillos, & Diaz, 2010).

Aire

Los hongos Shiitake son aeróbicos. Durante el proceso metabólico, dependiendo de la disponibilidad de oxígeno, los compuestos orgánicos se oxidan a través de la respiración. De este modo, la energía liberada se almacena en forma de ATP para luego ser utilizada en el crecimiento del micelio y la fructificación. Las diferentes fases de producción de shiitake requieren cantidades de oxígeno. Se requiere más oxígeno durante la fase reproductiva que durante la fase de crecimiento vegetativo del micelio. Se necesita un ambiente bien ventilado con aire fresco para el adecuado crecimiento del micelio que produce dióxido de carbono. Durante la formación del cuerpo de fructificación los requerimientos de oxígeno son más altos que cada shiitake producir 0.06g de CO₂ por hora.

Luz

Se requiere luz para la formación y dispersión de basidiocarpos. El micelio puede crecer en total oscuridad, creciendo mejor bajo luz difusa débil que bajo luz fuerte directa que inhibe el crecimiento micelial. En oscuridad, el micelio crece de 3-4 veces más rápidamente que bajo 500 lux. La luz es requerida para la formación de los cuerpos fructíferos. El nivel óptimo de luz es de 50-100 lux de luz difusa durante el fructificación, (Mushworld, 2005).

Oxígeno (O₂)

Como la mayoría de los hongos son organismos aerobios, su respiración se produce cuando existe presencia de oxígeno.

1.2.8 Producción mundial de hongos comestibles

La producción mundial de hongos comestibles se ha incrementado más de 14 veces en 30 años, desde 350 mil toneladas en 1965 hasta cerca de 4'909,000 toneladas en 1994. La mayor parte de este incremento ocurrió durante los últimos 15 años, en los cuales también se observó un considerable cambio en los géneros cultivados. (Olarte, 2015).

La producción mundial de hongos está siendo dominada cada vez más por especies que son de naturaleza nutraceútica, En la actualidad el shiitake ocupa el primer lugar en la producción de hongos de especialidad. Las tendencias actuales en la producción y el consumo de hongos giran alrededor de shiitake fresco, particularmente en los principales mercados de EE UU y Europa. (MushWorld, 2005).

El cultivo de hongos comestibles en Latinoamérica ha ido en aumento en los últimos años, se muestra que el periodo comprendido entre 1995 -2001 aumento la producción en 32%, dentro de los países más destacados en la producción de hongos comestibles se encuentran México con el 58.6%, Chile con el 17.6% y Brasil con el 10.6 % que representan el 86.8% del total de la producción de hongos comestibles de América Latina. El cultivo de Shiitake, tuvo origen en la década de los 80' en Guatemala, Colombia y México. (MushWorld, 2005) tomada de (Chen, 2001).

La producción de Shiitake va en aumento en el mundo y sobre todo en américa latina, es así que se han tecnificado diversos métodos de cultivo, un claro ejemplo es lo que se viene desarrollando en nuestro país, adaptando y modificando técnicas tradicionales para reducir el ciclo del cultivo y bajar los costos de producción al utilizar substratos materiales antes no considerados, tales como el aserrín, viruta de diferentes árboles, como el pino (*Pinus* sp.) y también residuos agrícolas como el maíz (*Zea mays*).

El hongo Shiitake es de origen asiático, por tanto, en Japón y China concentran la mayor producción silvestre de esta seta. Se comercializa de las siguientes formas.

Tabla 5*Producción Comercial de hongos en Latino América. (Toneladas por año –peso fresco)*

PAIS	1945	1955	1960	1965	1970	1972	1974	1975	1995	2001
Argentina					150	300	600	700	1200	1450
Bolivia										60
Brasil					150	350	600	700	4000	7000
Colombia					100	150	160	180	3200	3520
Costa Rica					50	500	700	600	100	110
Chile					80	100	100	100	10600	11660
Ecuador					400	460	500	500	320	352
Guatemala					10	20	20	10	40	132
México	5	100	200	400	1150	1700	2220	2430	27825	38708
Perú					60	70	100	100	300	330
Santo Domingo						200	1000	900	990	1089
Venezuela					50	50	100	80	1400	1540

Nota: (Holgado M. E., 2012) tomada de (Martínez, Carrera, Curvetto, Sobal, & Mora, 2010).

1.2.8.1 Producción de *Lentinula edodes* en américa.

El cultivo del Shiitake en América Latina tuvo su origen alrededor de la década de los 80 en Guatemala, Colombia y México. En la actualidad se cultiva también en países como Argentina y Brasil. El cultivo de Shiitake presenta ventajas económicas para su producción, como la utilización de residuos agrícolas y forestales, además del precio constante que tiene en el mercado global, manejado por Japón, Taiwán, China, entre otros; sin embargo, la explotación industrial y comercial del hongo Shiitake se ha extendido ampliamente en Europa y EU por las excelentes características nutricionales y medicinales, ocupando el segundo lugar

en la escala de producción mundial de hongos comestibles. (Romero & López, 2014).

Por otra parte, se sabe que ha habido intentos por desarrollarlo o que existen pequeñas empresas de producción variable en El Salvador, Perú, Ecuador y en general en aquellos países donde se cultiva *A. bisporus* (Argentina, Costa Rica). (Olarte M., 2015).

Dada la extrema facilidad para cultivar este género, es previsible que su producción se siga incrementando en los años venideros y que se inicie en otros países no citados ahora; sin embargo, la falta de una tradición por el consumo de los hongos comestibles en esas naciones probablemente hará que este incremento sea lento (Sanchez & Royse, 2001).

Tabla 6

Producción estimada (peso fresco) de Lentinula edodes. En algunos países de América (2010)

PAÍS	TONELADAS
Brasil	800
Argentina	86
Colombia	3.6
Bolivia	2

Fuente: (Martínez, Carrera, Curvetto, Sobal, & Mora, 2010).

Tabla 7

Producción comercial estimada (peso fresco) al 2009 de Agaricus bisporus, Pleurotus spp y Lentinula edodes en países de Iberoamérica (toneladas).

País	Año de inicio del cultivo	<i>Agaricus bisporus</i>	<i>Pleurotus spp</i>	<i>Lentinula edodes</i>
Argentina	1941	1500	88	86
Bolivia	1981	10	2	2
Brasil	1951	6885	350	800
Chile	1959	4872	36	0
Colombia	1950	6312	9.5	3.6
Ecuador	1967	625	3	0
Perú	1960	750	3	0
Venezuela	1969	1320	12	0
Costa Rica	1969	90	3	3
Guatemala	1960	80	30	15
México	1933	37230 (45260) ₁	4380 (2190) ₁	30 (18.2) ₁
España	1960	136626	10000	350
Portugal	?	1000	-	-
Total		197299	14910.5	1211.6

Fuente: (Martínez, Carrera, Curvetto, Sobal, & Mora, 2010).

1.2.8.2 Producción de hongos en el Perú.

A pesar de las dificultades, en el Perú el cultivo comercial de hongos comestibles se inició en la década de los 1960s con la introducción del champiñón (*Agaricus bisporus*) por parte de la empresa *Compass*. Sin embargo, no es sino hasta el ingreso de “Agrícola la chacra” (dueña de la marca Don Hongo) y ya en los 1980s con la entrada de la empresa Paccu S.A.” que el cultivo alcanzo niveles industriales. Posteriormente en los 1990s se completó el panorama con la introducción del cultivo de *Pleurotus ostreatus*, “setas” por parte de las empresas “Solis” y “Sori”. Cabe destacar que en el 2008 la empresa “Mundo fungi” logro

introducir por primera vez la oferta de *Lentinula edodes*, shiitake, en estado fresco y cultivado localmente (Martínez, Carrera, Curvetto, Sobal, & Mora, 2010).

Actualmente no se tiene registros de la cantidad exacta cultivada de shiitake en Perú, sin embargo, podemos afirmar que la producción de Shiitake en nuestro país está creciendo cada día, muchísimo, ya que el hábito de consumo de hongos frescos aumenta cada día su demanda.

Tabla 8

Especies de hongos comerciales producidos en Perú

Hongos Producidos	Empresa
<i>Agaricus bisporus</i>	De Chilca
<i>A. bisporus var. Portobello</i>	Don Hongo
<i>A. bitorquis</i>	Montañez Paccu Tuncco
<i>Pleurotus ostreatus</i>	Apaka Foods
<i>P. djamor</i>	FungiPro San Gabriel Solis Sori
<i>Lentinula edodes</i>	Mundo Fungí.

Nota : (Chimey & Holgado, 2010).

1.2.9 Etapas del cultivo de *Lentinula edodes*.

1.2.9.1 Selección del sustrato.

Como sustrato se puede emplear una gran variedad de residuos lignocelulósicos, entre ellos pajas de cereales y residuos agroindustriales (desechos de maíz, arroz, hojas, etc.), como también subproductos de la industria maderera (aserrín, viruta) y madera sólida, en este último caso se puede evitar especies resinosas o de alta durabilidad natural, pues pueden generar un producto de gusto fuerte y desagradable, o dificultar el crecimiento del hongo.

La selección del sustrato de cultivo dependerá principalmente de las exigencias nutricionales del hongo, de su disponibilidad tanto temporal como geográfica y también de la tecnología que se utilice para condicionarlo. (Cisterna, 2003)

El cultivo de hongos comestibles como el shiitake es una excelente alternativa para utilizar residuos de la elaboración de productos agrícolas o madereros, permitiendo aliviar los problemas de contaminación por depósito inadecuado que genera proliferación de plagas y/o quemaduras de estos.

1.2.9.2. Disponibilidad de residuos agroindustriales.

El Perú genera 16 toneladas anuales por hectárea de residuos derivados de las actividades agrícolas, agroindustriales y madereras, lo que representa un potencial energético y alimentario necesario de tener en cuenta en los cálculos de rendimiento – productividad de los terrenos de cultivo (Silva, Fritz, Cubillos, & Diaz, 2010) tomado de (FAO, 2013).

Los principales cultivos del departamento de Cusco de acuerdo al valor bruto de la producción agrícola del 2011, fueron papa, café, maíz amiláceo, y yuca. La producción del café y yuca se realiza en la zona de la selva del departamento, mientras que de los otros cultivos en la zona de sierra. En el 2011, la producción de maíz amiláceo constituyó el 7.7% del VBP del subsector agrícola del Cusco, es el tercer cultivo en importancia en el departamento, con un aporte de 22.2% de la producción nacional. (Holgado, Aranzábal, & Lazarte, 2019).

Los principales cultivos, considerando tanto los transitorios como los permanentes del valle de Kosñipata se presenta en la siguiente tabla.

Tabla 9

Principales cultivos del distrito de Kosñipata.

Producto	%
Plátano	27
Pasto brizanta	14.5
Yuca	13.5
Pasto braquearia	5.4
Coca	4.8
Maíz amarillo duro	4.1
Arroz	3.6

Nota: (INEI, 2015).

Por tanto, podemos afirmar que en nuestro departamento se tiene la disponibilidad garantizada de los residuos agroindustriales para el cultivo de hongos.

1.2.9.2.2 Preparación del sustrato.

La selección del sustrato de cultivo dependerá, principalmente, de las exigencias nutricionales del hongo, de su disponibilidad tanto temporal como geográfica y también de la tecnología que se utilice para acondicionarlo (Cisterna, 2003).

Los métodos modernos de Shiitake *Lentinula edodes* (Berkeley) Pegler usan como sustrato virutas y aserrín de maderas, más un suplemento rico en nitrógeno, como el afrecho de trigo, arroz, avena, cebada, soya, etc. En nuestro país se han logrado cultivos con mezclas de eucalipto y afrecho de trigo.

En nuestra región el cultivo de hongos comestibles como el Shiitake es una excelente alternativa para utilizar residuos de la elaboración de productos agrícolas o madereros, permitiendo aliviar los problemas de contaminación por depósito o quema de estos. Además, este tipo de producción se puede realizar en recintos relativamente pequeños y adaptando bodegas en desuso, contribuyendo a la

diversificación de la producción y permitiendo el aporte de una fuente de alimento medicinal a la dieta de las personas. (Silva, Fritz, Cubillos, & Diaz, 2010).

1.2.9.2 Embolsado y esterilización.

Se pone 1000g de la mezcla de sustrato en cada bolsa de (8x12x2) de plástico transparente y resistente al calor. Esta actividad se realiza de forma manual, se cierra atando la parte superior de las bolsas.

Las bolsas llenas se esterilizan con vapor en un cilindro, El agua se pone en el fondo del cilindro y se coloca un soporte metálico dentro del mismo para sostener las bolsas, se hace fuego en la parte baja del tambor con rajadas de leña hasta llegar a una temperatura de 85°C durante un mínimo de 5 horas, tapado con plástico de modo que se mantenga el calor dentro del cilindro y de este modo se esterilice con el vapor. Este tratamiento puede variar según la localidad, ya que la altura sobre el nivel del mar y las condiciones del lugar influyen en los parámetros de operación.

La inmersión en agua caliente ha sido ampliamente recomendada y puede considerarse como la forma más sencilla de pasteurización, por los bajos costos de instalación y lo rudimentario que puede ser el acondicionamiento del método; sin embargo, tiene sus limitaciones porque es ineficiente desde el punto de vista energético (lo que la hace operable sólo cuando se trabaja a muy pequeña escala).

Figura 10

A: Llenado manual de las bolsas; B: Esterilización a vapor en cilindros



Nota: Elaboración propia.

1.2.9.3 Siembra.

La siembra se refiere a la mezcla homogénea en condiciones de asepsia del inóculo o semilla con el sustrato. Para una siembra eficiente debe tomarse en cuenta, además de la cepa y del sustrato, el estado fisiológico del organismo, la tasa de inoculación y una higiene rigurosa (Sanchez & Royse, 2001).

Cuando la esterilización haya finalizado, las bolsas se llevan a un cuarto de enfriado y se enfrían a temperatura ambiente para luego proceder con la inoculación.

1.2.9.3.1 *Spawn o “semilla fúngica”.*

El término *semilla o blanco de hongo* se refiere en este caso al micelio del hongo utilizado para inocular un sustrato dado. Es el material empleado para sembrar cuando se cultivan hongos. Hay dos tipos de semilla: la semilla *madre, master o primaria* y la *secundaria* o semilla para siembra (figura 5). La semilla primaria, también conocida como *inóculo primario*, proviene directamente del micelio del hongo cultivado sobre un medio a base de agar, esto significa que para su preparación el sustrato empleado se inocula con un trozo de agar. El sustrato para producir la semilla secundaria, por el contrario, es inoculado con un primario de crecimiento activo. Muy frecuentemente, el sustrato utilizado para preparar los primarios son granos, mientras que para los secundarios se utilizan desechos agrícolas. Algunas veces el mismo material es usado como primario y secundario. Para evitar confusión entre unos y otros. (Olarte M., 2015).

La semilla en grano es la más común en la actualidad porque permite obtener un micelio vigoroso, con buenos puntos de crecimiento por kilogramo de grano y tiene un precio accesible. La semilla en forma de sustrato colonizado es menos frecuente, tal vez porque el micelio requiere más tiempo de preparación y puede resultar más difícil de distribuir en el sustrato que se va a inocular, sin embargo, es igualmente eficiente. El inóculo líquido es también eficaz, sin embargo, en general sólo se emplea en empresas altamente tecnificadas. (Olarte M., 2015) Tomada de (Royse, 1997).

Figura 11

Semilla fúngica lista para la siembra



Nota: Elaboración propia.

1.2.9.3.2 La tasa de inoculación.

La tasa de inoculación es la cantidad de semilla que se usa en función de la cantidad de sustrato que se pretende inocular. En el caso de especies de *Lentinula edodes* se han usado tasas de inoculación del 30%. La definición de este valor depende de las características tanto de la cepa y del inóculo, como del sustrato donde se siembra. Mientras más baja sea la tasa de inoculación, menor será el costo por compra de inóculo, pero mayor el tiempo requerido para que el hongo colonice el sustrato. Además, a mayor tiempo de colonización mayor será el riesgo de contaminación (Bano, Rajarathnam, & Nagaraja, 1979).

Figura 12

Inoculación en ambiente previamente desinfectado



Nota: Elaboración propia.

1.2.9.4 Incubación.

La incubación es la etapa que permite la colonización del sustrato por el hongo, las bolsas incuban de 25°C a 28°C durante 2 – 4 meses, el micelio blanco del shiitake crece desde la parte superior de la bolsa, donde se colocó el spawn o semilla, hasta el fondo. (MushWorld, 2005).

Luego de la completa colonización de la bolsa, pasa por dos fases hasta llegar a la fructificación.

Fase pop corn.

Esta fase podemos observar a las 14 semanas de la inoculación, esta fase se caracteriza principalmente por presentar protuberancias blanquecinas algodonosas.

Figura 13

Fase pop corn o palomitas de maíz



Nota: Elaboración propia

Fase de amarronamiento

Esta fase podemos observar a las 15 semanas y media, esta fase se caracteriza por presentar un líquido marrón que amarrona toda la bolsa en un tiempo de dos semanas aproximadamente, el cual permite compactarse y adquirir una forma del sustrato inoculado, en este caso sería la forma de bloque que le dimos con la bolsa de polipropileno para luego ser retirado e inducido a la fructificación. (Fuente propia).

Figura 14

Bloque amarronado



Nota: Elaboración propia.

1.2.9.5 Fructificación.

Una vez que la bolsa se encuentra amarronada, se retira la bolsa y se procede a la inducción que consiste en un cambio brusco de temperatura, sumergiendo las bolsas muestra en agua durante 24 horas, luego de esto, llevamos al ambiente de fructificación que consta de ventilación e iluminación, luego de 2 días aproximadamente tendremos los primordios de Shiitake *Lentinula edodes* (Berkeley) Pegler., luego de 2 a 3 días más los cuerpos fructíferos entran en condiciones de cosecha.

La fructificación se puede llevar a cabo en un área con condiciones controladas o, cuando las condiciones lo permiten, a la intemperie. (Olarde M., 2015) Tomada de (Sánchez et al. 1997).

Figura 15

Bloque fructificado



Nota: Elaboración propia.

1.2.9.6 Cosecha.

En condiciones normales, dos o tres días después de haber puesto los sustratos inoculados bajo las condiciones ambientales necesarias para inducir la fructificación, empiezan a aparecer los primordios. De cuatro a seis días después, dichos primordios se han desarrollado normalmente, cubren la totalidad de la superficie del pastel y están en madurez comercial, listos para ser cosechados.

Para cosechar se debe observar que los carpóforos alcancen el mayor tamaño posible. No se debe permitir que el borde del píleo se ponga totalmente plano o comience a enrizarse hacia arriba porque se demerita la calidad y se propicia la diseminación de esporas. La cosecha se hace cortando el estípite, justo en la base, en la unión con el sustrato. En general, las primeras oleadas producen un número muy grande de fructificaciones por “clúster” (García O., 2008).

Figura 16

Carpóforos cosechados



Nota: Elaboración propia

1.2.10. Plagas y enfermedades de *Lentinula edodes*

Uno de los problemas más comunes en lo que se refiere a plagas son diversas especies de dípteros (Figura 17.) como son de la familia Sciaridae, Drosophilidos, Calliforidos y los más comunes son los Múscidos, así como también diversas familias de escarabajos como son los de la familia Erotylidae, y Scolytidae (MushWorld, 2005) que se presentan desde el período de incubación si las condiciones de limpieza no son muy buenas y los orificios de las bolsas son muy grandes.

Otra plaga de cuidado son los gasterópodos (caracoles y babosas) que proliferan debido a la alta humedad del medio, también algunos roedores pueden causar problemas. Las enfermedades son otro factor limitante en la producción de setas.

Durante la incubación de *Lentinula* necesita temperaturas entre los 20 y 28°C, en caso de registrarse temperaturas más bajas el riesgo de contaminación será mayor, los principales problemas son los mohos de los géneros *Trychoderma*, *Penicillium* y *Aspergillus sp.* (Sanchez & Royse, 2001).

Figura 17

Adulto hembra de Sciarido y huevos.



Nota: (Olarde M., 2015)

CAPÍTULO II

MATERIALES Y MÉTODOS

2.1 Área de estudio

La evaluación de la producción y crecimiento vegetativo del hongo Shiitake *Lentinula edodes* (Berkeley) Pegler. se llevó a cabo en las instalaciones de producción del Centro de investigación y producción de hongos alimenticios y medicinales (CIPHAM), que se encuentra en el campus de la Universidad Nacional de San Antonio Abad del Cusco, en el distrito de Cusco, Provincia de Cusco- Región Cusco.

Los residuos agroindustriales de arroz, se obtuvieron del distrito de Kosñipata, provincia de Paucartambo- Cusco.

2.2 Materiales

2.2.1 Material biológico

- Micelio de Shiitake comercial
- Salvado de arroz del distrito de Kosñipata- Paucartambo.
- Rastrojo de arroz del distrito de Kosñipata- Paucartambo.
- Afrecho de arroz del distrito de Kosñipata- Paucartambo.
- Afrecho de trigo comercial.
- Aserrín de Eucalipto.
- Carpóforos de *Lentinula edodes*

2.2.2 Materiales de laboratorio para el proceso de cultivo

A) Equipos:

- Balanza analítica digital.
- Termohigrómetro.

B) Reactivos:

- Hipoclorito de sodio 5%.
- Alcohol al 96%.
- Sulfato de calcio dihidratado(yeso).
- Carbonato de calcio (cal).

C) Otros materiales:

- Mechero.
- Bisturí.
- Bolsas de polipropileno.
- Algodón.
- Rafia.
- Cilindro de metal.
- Recipientes de plástico.
- Guantes de látex.

2.3 Metodología

2.3.1 Obtención del inóculo (micelio de shiitake)

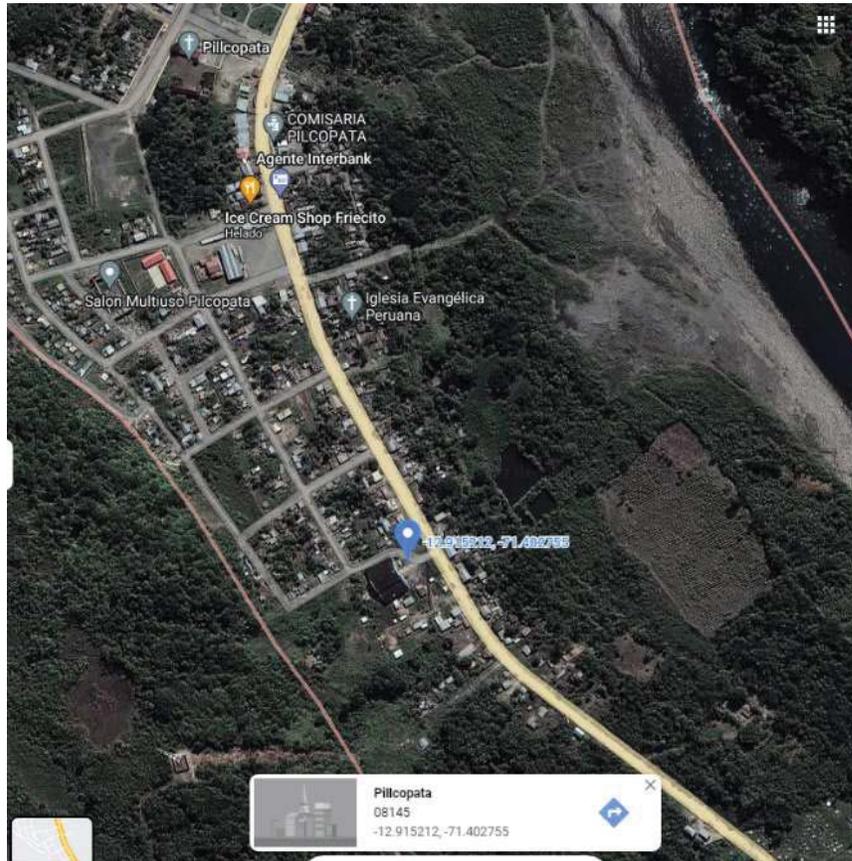
Se adquirió el inóculo de shiitake de la empresa Bio Setas Perú SAC, que consistió en micelio en granos de trigo en presentación de 500 gramos.

2.3.2 Obtención del sustrato

Los residuos agroindustriales de arroz (rastrojo, salvado y afrecho) se obtuvieron de la piladora de arroz del distrito de Kosñipata (-12.915636E, -71.402584N), provincia de Paucartambo – Región Cusco, el aserrín de eucalipto, se obtuvo de los aserraderos del distrito de Izcuchaca-Provincia de Anta-Región Cusco. (Google Maps, 2022).

Figura 18

Ubicación en Google Maps



Nota: (Google, 2022)

2.3.3 Preparación del sustrato

Se realizó la hidratación de los residuos agroindustriales (Rastrojo, Salvado, afrecho de arroz y trigo con aserrín de eucalipto) en un 65% de humedad. De tal forma que al tocarlo se sienta húmedo, pero no moje las manos, luego se agregó el yeso homogenizando la mezcla, con la finalidad de obtener un valor óptimo de pH del sustrato para el crecimiento micelial el cual es de 5,0 a 6,5. Se colocaron en bolsas de polipropileno de 2 kilogramos y se pasteurizó por 5 horas a 80°C en un cilindro acondicionado. Se preparó diez repeticiones por formulación. (MushWorld, 2005).

Tabla 10

Formula de cultivo de Lentinula edodes (Berkeley) Pegler. en bolsas usando residuos agroindustriales de arroz

Formula	Sustrato principal (Fuente de Nitrógeno)				Aserrín de Eucalipto (Fuente de Carbono) (%)	Activador del crecimiento (%)
	Rastrojo de arroz (%)	Salvado de arroz (%)	Afrecho de arroz (%)	Afrecho de trigo (%)		
F1(Control)				19	80	Yeso 1
F2			19		80	Yeso 1
F3		19			80	Yeso 1
F4	49.5	49.5				Yeso 1
F5	99					Yeso 1

Leyenda:

F1= Aserrín de eucalipto 80% + afrecho de trigo 19% + 1 % yeso

F2= Aserrín de eucalipto 80% + afrecho de arroz 19% + 1% yeso

F3= Aserrín de eucalipto 80% + salvado de arroz 19% + 1% yeso

F4= Salvado de arroz 49.5% + rastrojo de arroz 49.5 % + 1% yeso

F5= Rastrojo de arroz + 1% yeso

2.3.4 Inoculación e incubación del sustrato final

La inoculación se realizó a lado de un mechero dentro de una cámara de vidrio; suministrando 30 gramos de inóculo por cada bolsa.

La incubación se realizó en un ambiente cerrado con un promedio de temperatura de 20°C sin iluminación (Deacon J., 2006). Los bloques de sustrato de los diferentes

residuos agroindustriales evaluados se distribuyeron al azar dentro del cuarto en cada uno de los andamios (Fernández, 2004).

2.3.5 Amarronamiento de micelio

Una vez que 1/3 de la bolsa amarronó, se procedió a retirar las bolsas con sumo cuidado. (MushWorld, 2005).

2.3.6 Inducción a la fructificación

Cuando el micelio de Shiitake *Lentinula edodes* (Berkeley) Pegler. está totalmente maduro, es decir completamente amarronado es el momento de inducir a la fructificación.

Las siguientes acciones promovieron la fructificación:

- Fluctuación de la temperatura de 25°C a 12°C.
- Humedad relativa de 95% (Fernández, 2004).
- Ingreso de luz natural, durante un periodo de 8 – 12 horas diarias (García O., 2008).
- Choques físicos (agitación, perturbación).
- Inmersión en agua (12 horas para la segunda oleada a 12°C; y 18 horas para la tercera oleada a 12°C).

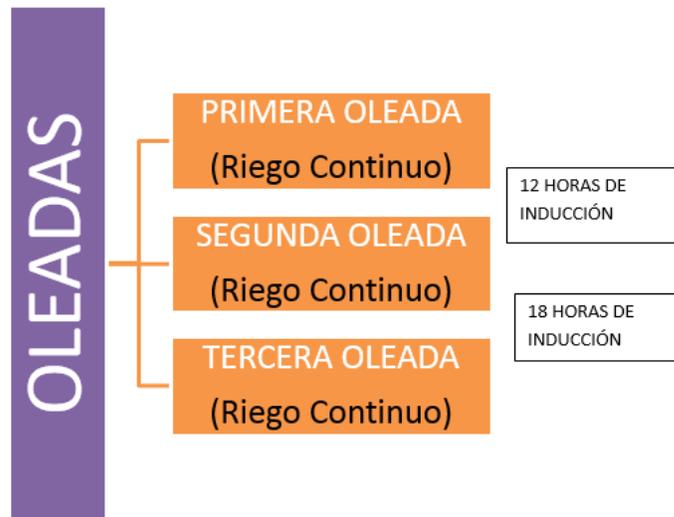
2.3.7 Cosecha y pesaje de los carpóforos

Los cuerpos fructíferos se cosecharon con la ayuda de un cuchillo cortando de la parte del estípite del hongo. El peso de los carpóforos se determinó inmediatamente por medio de una balanza analítica, este procedimiento se realizó durante las tres cosechas (Stamets & Chilton, 1993).

Después de la cosecha se continuó el riego diario para mantener la humedad alta, a temperatura ambiente durante 7-10 días (Stamets & Chilton, 1993). Luego los bloques de sustrato se sumergieron en agua por 12 horas para inducir la segunda oleada y 18 horas para la tercera oleada de basidiocarpos. Como se observa:

Figura 19

Diagramas de las oleadas



Nota: Elaboración propia.

2.3.8 Evaluación de la producción

La producción se evaluó en función de los siguientes parámetros:

- **Ciclo de cultivo (CC):** tiempo transcurrido desde la inoculación del spawn o semilla del hongo en el sustrato hasta el último día de producción (Acosta, 2010).
- **Rendimiento (R):** definido como la relación en porcentaje del peso de hongo fresco y el peso húmedo del sustrato. (Martínez, 1993).

$$R = \frac{\text{peso de hongo fresco}}{\text{peso del sustrato húmedo}} \times 100$$

- **Eficiencia biológica (EB):** definida como la relación del peso de hongo fresco y el peso seco del sustrato. (Martínez, 1993).

$$EB = \frac{\text{peso de hongo fresco}}{\text{peso del sustrato seco}} \times 100$$

- Tasa de producción (TP): definida como la relación en porcentaje de la eficiencia biológica y los días transcurridos desde la siembra hasta el último día de producción. (Sanchez & Royse, 2001).

$$TP = \frac{\text{eficiencia biológica}}{\text{ciclo decultivo}}$$

Según establece la tecnología del cultivo de hongos se considera una producción aceptable cuando el rendimiento (R) es superior al 10%, y la eficiencia biológica (EB) es mayor al 40%, esto determina que el proceso sea factible económicamente. (Martínez C., 1993).

2.3.9 Análisis Químico del sustrato control y sustratos alternativos y determinación del contenido de proteína, grasas y carbohidratos de *Lentinula edodes* cultivado en residuos agroindustriales de arroz

Se envió las muestras al laboratorio MC QUIMICA LAB para el análisis químico de las diferentes formulaciones de sustrato, y determinación del contenido de proteína, grasas y carbohidratos de *Lentinula edodes* cultivado en residuos agroindustriales de arroz, los cuales se realizaron con el método de Kjeldahl, OFFICIAL METHODS OF ANALYSIS- ASSOCIATION OF OFFICIAL ANALYTICAL CHEMISTS (AOAC). Det N as in 955.04. Multiply result by 6.25. of in case of wheat grains by 5.70.954.01 protein (crude) in animal feed Kjendahl Method. Gravimetría (AOAC 2015,934.01) Químico gravimétrico (AOAC 2015.962.09) gravimétrico (AOAC 2015.954.02) volumétrico (AOAC 2015.2001.11) Gravimétrico (AOAC 2015.942.05) Estequiométrico.

Estracto Etéreo (grasa bruta). Es el método oficial de la aoac para granos, piensos, harinas, carnes, etcétera. (laboratorio MC QUIMICA LAB, 2020).

2.3.10 Tratamiento estadístico

Las diferencias entre los pesos de los carpóforos y rendimiento son corroboradas mediante la prueba t-student para muestras independientes el cual permite establecer la existencia de igualdad o diferencia significativa entre las variables de producción de los

diferentes sustratos y combinaciones realizadas con respecto del control (F1=Aserrín de eucalipto 80%+ afrecho de trigo 19% + yeso 1%).

Se plantea la hipótesis nula (H_0) que el promedio de pesos de los carpóforos frescos de Shiitake *Lentinula edodes* (Berkeley) Pegler. de los sustratos alternativos no difieren del peso promedio de carpóforos de Shiitake *Lentinula edodes* (Berkeley) Pegler. del control.

Se empleó la prueba de Kolmogórov-Smirnov, el cual se utilizó mediante el paquete estadístico SPSS V 25 por la cual se comprobaría la normalidad de la distribución de la variable peso de los carpóforos.

$$H_0: \underline{X}_1 = \underline{X}_2$$
$$H_1: \underline{X}_1 \neq \underline{X}_2$$

Se calculó el estadístico de la prueba: donde se rechaza la hipótesis nula (H_0) si el valor t calculado de la prueba estadística es mayor o igual al valor crítico de esta prueba estadística (t tabular); de lo contrario no se rechaza. (Downie & Heath, 1986).

CAPÍTULO III

RESULTADOS Y DISCUSIONES

3.1 Cultivo de *Lentinula edodes*

3.1.1. Evaluación del tiempo de incubación de *Lentinula edodes*.

Tabla 11

*Periodo de tiempo en días de las diferentes etapas de la incubación de *Lentinula edodes* en el control y demás formulaciones.*

Etapas	Sustratos (incubación en días)				
	F1(contró l)	F 2	F 3	F 4	F 5
Fase de Pop corn	35	3	3	3	3
		3	5	5	0
Inicio de amarronamiento	50	4	4	5	4
		7	9	1	6
Fin de amarronamiento	66	6	6	6	6
		4	4	6	2
Inoculacion-induccion	66	6	6	6	6
		6	6	6	6

Nota: Elaboración Propia

Leyenda:

F1= Aserrín de eucalipto 80% + afrecho de trigo 19% + 1% yeso

F2= Aserrín de eucalipto 80% + afrecho de arroz 19% + 1% yeso

F3= Aserrín de eucalipto 80% + salvado de arroz 19% + 1% yeso

F4= Salvado de arroz 49.5% + rastrojo de arroz 49.5% + 1% yeso

F5= Rastrojo de arroz + 1% yeso

El tiempo de incubación del sustrato evaluado finalizó a los 66 días. Sin embargo, la colonización de micelio de shiitake fue ligeramente más rápida en la formulación F5 (Rastrojo de arroz + 1% yeso), con un tiempo de 62 días de finalización de las fases incubación de shiitake. En comparación a lo indicado por (Olarte & Espinoza, 2011) el tiempo de incubación Shiitake *Lentinula edodes* (Berkeley) Pegler., tomo 80 días en residuos agroindustriales de café, cacao y aserrín de madera, siendo más prolongado que en residuos agroindustriales de arroz.

Figura 20

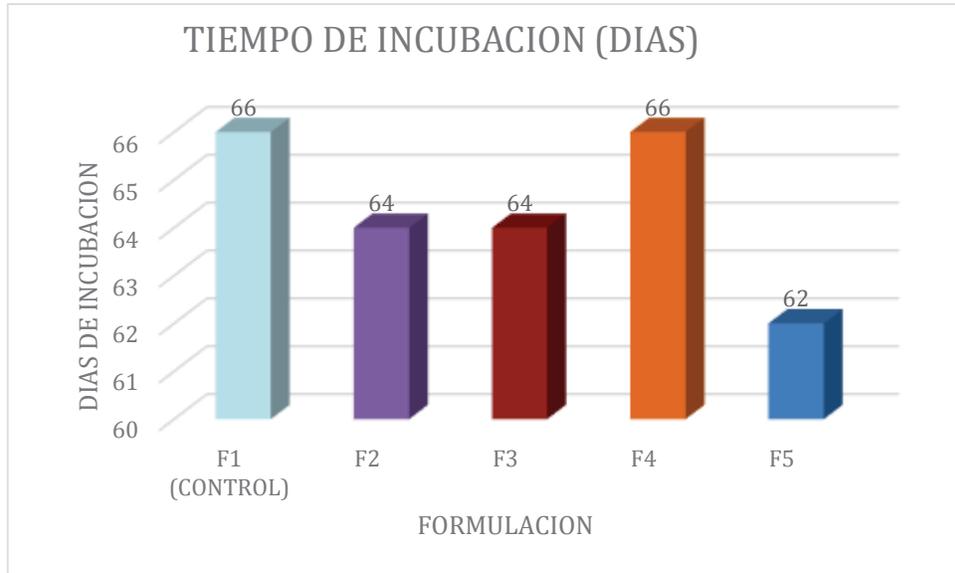
Inoculación e inicio de incubación



Nota: Elaboración Propia

Figura 21

Comparación del tiempo de incubación en las diferentes formulaciones evaluadas



En la figura se muestra que el período de incubación fue más corto en la F5 con 62 días en comparación de la formulación control que fue de 66 días; mientras que F2 y F3 tuvieron un tiempo de incubación de 64 días.

Figura 22

Temperatura y humedad durante en el periodo de incubación se mantuvo constante

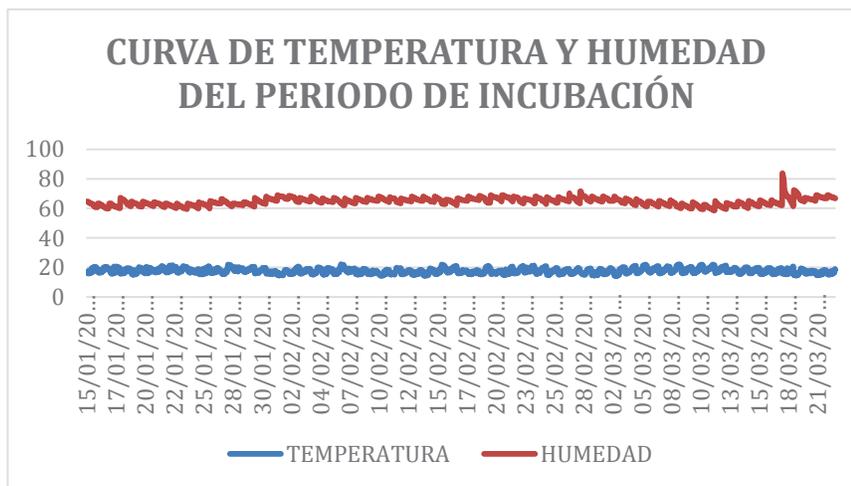
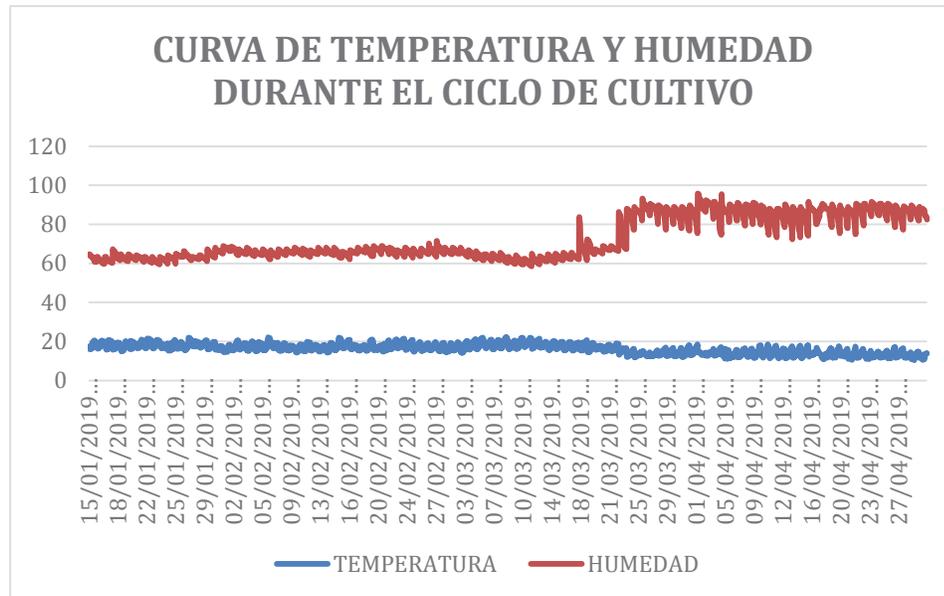


Figura 23

La temperatura del ambiente se mantuvo constante durante el periodo de incubación,

más durante la fase fructificación se incrementó la humedad y la temperatura descendió ligeramente.



Se muestra la temperatura y humedad para el periodo de cultivo de Shiitake *Lentinula edodes* (Berkeley) Pegler. La inducción a la fructificación se realizó a los 66 días para todas las formulaciones, incrementándose la humedad desde 64.6% a más de 86.3% y la temperatura bajó de un promedio de 17.6 °C hasta por debajo de 13.4°C.

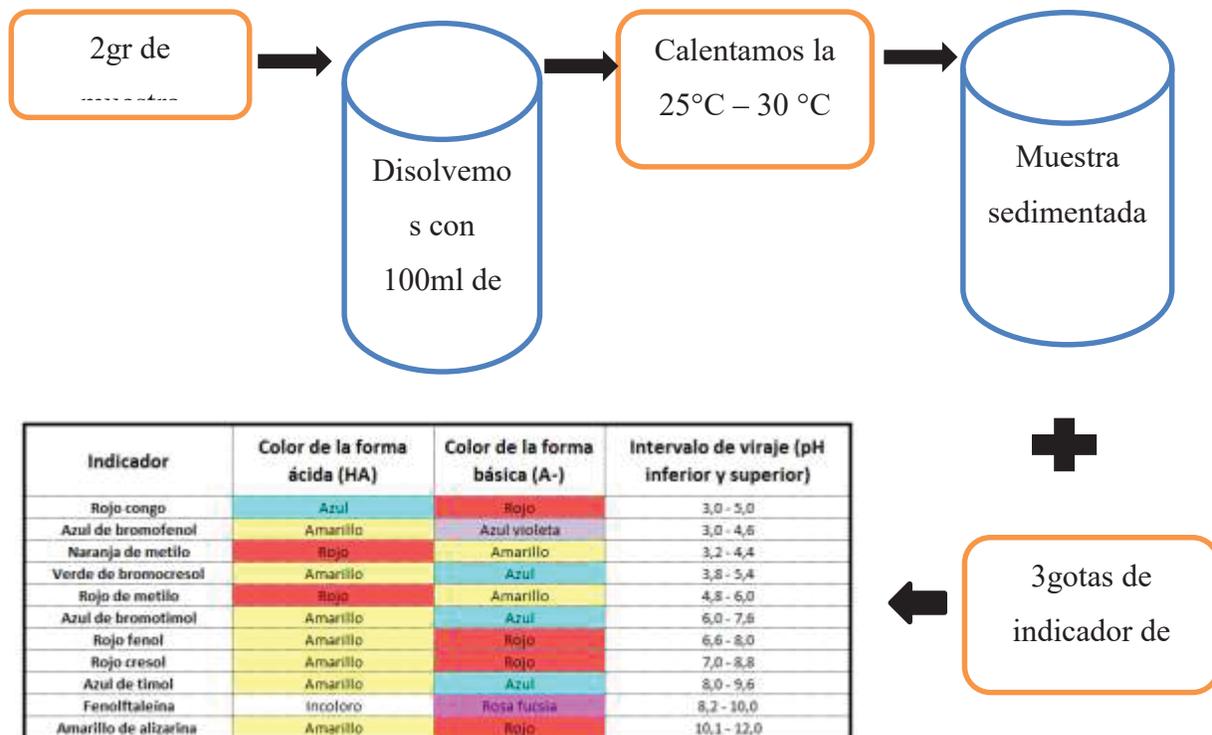
Figura 24

Monitoreo de temperatura y humedad en el proceso de incubación de Lentinula edodes



Figura 25

Determinación de pH del sustrato.



Nota: (QuimiTube, 2012)

Fuente propia) Los pH de los diferentes sustratos se aproximaron al pH neutro, estando en el rango óptimo del sustrato para el cultivo de *Lentinula edodes*

Para determinar el pH de las formulaciones, se utilizó el indicador rojo de fenol para el método colorimétrico.

Para el procedimiento para determinar el pH de las formulaciones, se inició tomando 2 gramos de muestra previamente molidos en un mortero, el cual llevamos a disolver en 100 ml de agua destilada, para luego calentarlas a 25°C - 30°C durante 15 minutos, esperamos a que la muestra sedimente, para posteriormente agregarle 3 gotas de indicador rojo de fenol, como se muestra en el siguiente diagrama de flujo:

Figura 26

Medición de pH con indicador rojo de fenol



Realizamos la lectura de acuerdo al intervalo de viraje de rojo de fenol, que va desde 6.6 a 8.0, de acuerdo a la coloración indica que las muestras dieron como resultado el color amarillo se encuentra en un pH ácido y anaranjado según estos resultados se aproxima a un pH 7.

Tabla 12

Tiempo del ciclo de cultivo de Lentinula edodes en las diferentes formulaciones.

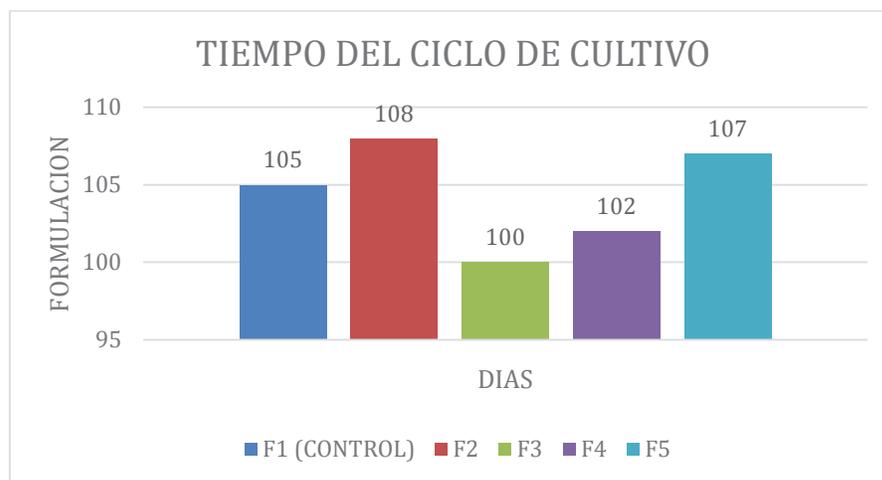
ETAPAS	SUSTRATOS (Ciclo de cultivos en días)				
	F1(contro l)	F2	F3	F4	F5
Fase de Pop corn	35	33	35	35	30
inicio de amarronamiento	50	47	49	51	46
fin de amarronamiento	66	64	64	66	62
Inoculacion-induccion	66	66	66	66	66
induccion-1° cosecha	10	11	9	10	12

1° cosecha-2° cosecha	14	15	11	12	13
2° cosecha-3° cosecha	15	16	14	14	16
TOTAL	105	108	100	102	107

El ciclo de cultivo más corto fue para F3 que fue de 100 días, en comparación con el la F1 (control) que fue de 105 días, mientras que para la F5 fue de 107 días, siendo ligeramente más duradera que la del control.

Figura 27

Comparación del tiempo del ciclo de cultivo en las diferentes formulaciones evaluadas



En la figura 27, podemos observar que el tiempo más corto de ciclo de cultivo se tuvo en la formulación F2, con 100 días; en comparación de la formulación control y demás formulaciones.

3.1.2 Evaluación de la producción.

A los 10 días en promedio después de la inducción se obtuvieron cuerpos fructíferos de las formulaciones.

Tabla 13

Número promedio y peso de los hongos Ostra producidos en la primera cosecha

Formu la	Fuente de Carbo no	Suplemento (fuente de Nitrógeno)				Regulad or de pH (cal 1%)	Peso del sustrat o seco Kg.	Peso del sustrato húmedo	Peso del sustrato húmedo por bolsa (Kg.)	Total de bolsas	Tiempo y T° de pasteurizació n (min)	Tasa de inoculació n Spawn	Peso total de hongos producidos (Kg)
		Aserri n de eucalip to %	Afrech o de trigo 19%	Afrecho de arroz 19%	Rastrojo de arroz %								
F1 (contro l)	2.8	0.665			0.035	3.5	10	1	10	300' (>80°C)	3%	2.019	
F2	2.8		0.665		0.035	3.5	10	1	10	300' (>80°C)	3%	2.110	
F3	2.8			0.665 (19%)	0.035	3.5	10	1	10	300' (>80°C)	3%	1.689	
F4				1.715 (50%)	0.035	3.5	10	1	10	300' (>80°C)	3%	0.739	
F5				3.465(99 %)	0.035	3.5	10	1	10	300' (>80°C)	3%	0.259	

La tabla 13; se observa que con F2, obtuvimos la producción más elevada en comparación al control teniendo 2.110 kg, mientras que con la F5 se obtuvo la menor cantidad 0.259 kg, comparando con el control. Todas estas formulaciones tuvieron las mismas condiciones de crecimiento.

Tabla 14

Ciclo de cultivo, rendimiento, eficiencia biológica y tasa de producción de Lentinula edodes en las diferentes formulaciones

Formulació n	CC (días)	R (%)	EB (%)	TP
F1(control)	105	20.18	48	0.45
F2	108	21.1	50.22	0.47
F3	100	16.89	40.22	0.40
F4	102	7.38	17.59	0.17
F5	107	2.58	6.15	0.057

Nota: Elaboración propia

Leyenda:

CC = Ciclo de cultivo.

R (%) = Rendimiento.

EB (%) = Eficiencia biológica.

TP = Tasa de producción.

La tabla 14 muestra que para la formulación F2, se obtuvo mejores resultados en comparación con el control, pese a que su ciclo de cultivo fue el más largo.

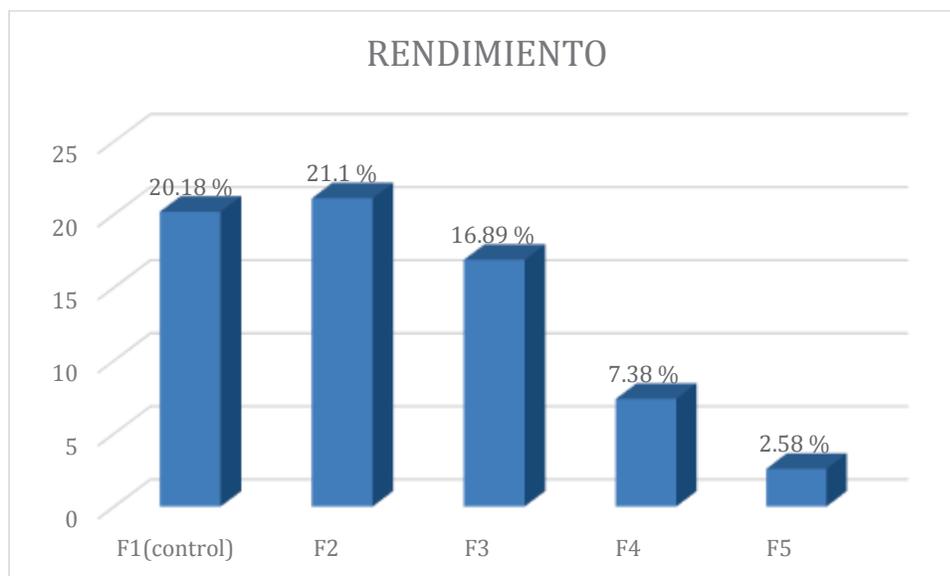
Figura 28

Basidiocarpos de Lentinula edodes en aserrín de eucalipto 80% + afrecho de arroz 19% + 1% yeso.



Figura 29

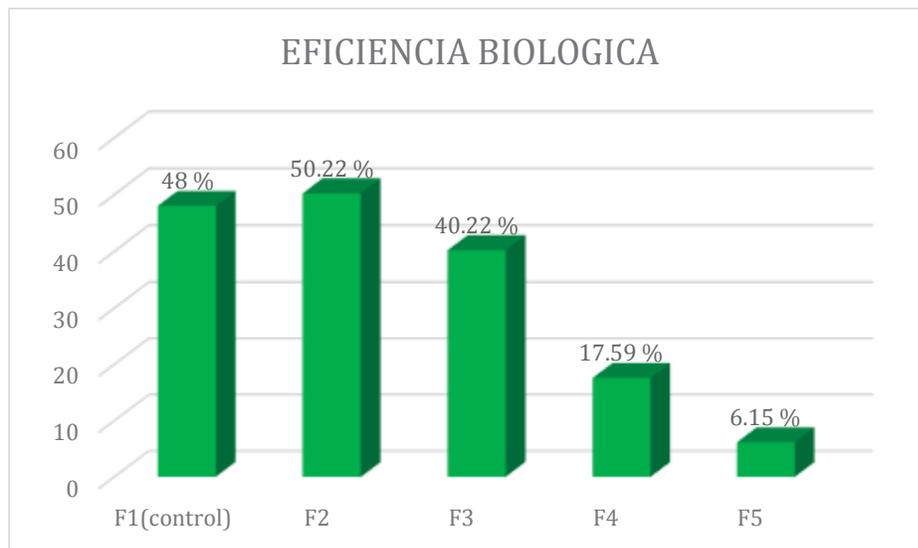
Presentación de rendimiento de Lentinula edodes en sus diferentes formulaciones



El mayor porcentaje de rendimiento presento la formulación F2 (aserrín de eucalipto 80% + afrecho de arroz 19%+ yeso 1%), presentando 21.1% en comparación a la formulación control F1 (aserrín de eucalipto 80% + afrecho de trigo 19%+ yeso 1%), que presento un rendimiento de 20.18 %.

Figura 30

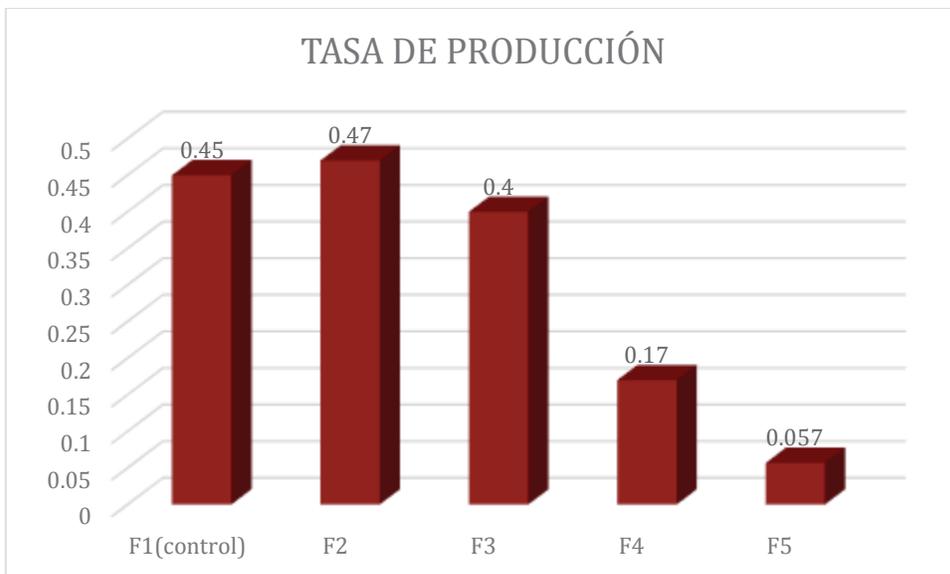
Presentación de la eficiencia biológica de Lentinula edodes en sus diferentes formulaciones.



En la formulación F2 (aserrín de eucalipto 80% + afrecho de arroz 19%+ yeso 1%), se presentó la mayor eficiencia biológica, en comparación con las demás formulaciones e incluso que la formulación F1 control (aserrín de eucalipto 80% + afrecho de trigo 19%+ yeso 1%), que presento 48%.

Figura 31

Presentación de la tasa de producción de Lentinula edodes en sus diferentes formulaciones



La formulación F2 (aserrín de eucalipto 80% + afrecho de arroz 19%+ yeso 1%), presenta la mayor tasa de producción con un valor de 0.47, por otra parte, la formulación F5 (rastajo de arroz 99% + yeso 1 %) y a la formulación control F1 (aserrín de eucalipto 80% + afrecho de trigo 19%+ yeso 1%), que presenta 0.45.

3.1.3 Análisis estadístico de la producción

Tabla 15

Estadísticos descriptivos de los pesos de los carpóforos frescos en las diferentes formulaciones

TIPO DE FORMULACIÓN		N	Míni mo	Máxi mo	Medi a	Desv. Desviació n
F1	PESO DE LOS CARPÓFOROS FRESCOS	10	168,7	225,5	201,3 10	15,8892
	N válido (por lista)	10				
F2	ASERRÍN EUCALIPTO 80% + AFRECHO DE ARROZ 19% + 1% YESO	10	181,7	241,6	210,9 50	16,3242
	N válido (por lista)	10				
F3	ASERRÍN DE EUCALIPTO 80% + SALVADO ARROZ 19% + 1% YESO	10	105,8	185,4	164,4 40	23,8333
	N válido (por lista)	10				
F4	RASTROJO DE ARROZ 49.5 %+ SALVADO ARROZ 49.5 % + 1% YESO	10	56,9	90,6	73,86 0	10,9122
	N válido (por lista)	10				
F5	RASTROJO DE ARROZ 9% + 1% YESO	10	18,0	37,0	25,87 0	5,2337
	N válido (por lista)	10				

La tabla 15 muestra los estadísticos descriptivos de la variable peso de los carpóforos frescos en cada una de las formulaciones asumidas, se utilizó el paquete estadístico SPSS V 25.

Tabla 16

Prueba de Normalidad para peso de los carpóforos fresco en las diferentes formulaciones.

**Prueba de Kolmogórov-Smirnov para una
muestra**

TIPO DE FORMULACIÓN		PESO DE LOS CARPÓFOROS FRESCOS	
F1	N		10
	Parámetros normales ^{a,b}	Media	201,310
		Desv.	15,8892
		Desviación	
	Máximas diferencias extremas	Absoluto	,177
		Positivo	,125
		Negativo	-,177
Estadístico de prueba		,177	
Sig. asintótica(bilateral)		,200 ^{c,d}	
F2 ASERRÍN EUCALIPTO 80% + AFRECHO DE ARROZ 19% + 1% YESO	N		10
	Parámetros normales ^{a,b}	Media	210,950
		Desv.	16,3242
		Desviación	
	Máximas diferencias extremas	Absoluto	,160
		Positivo	,160
		Negativo	-,134
Estadístico de prueba		,160	
Sig. asintótica(bilateral)		,200 ^{c,d}	
F3 ASERRÍN DE EUCALIPTO 80% + SALVADO ARROZ 19% + 1% YESO	N		10
	Parámetros normales ^{a,b}	Media	164,440
		Desv.	23,8333
		Desviación	
	Máximas diferencias extremas	Absoluto	,239
		Positivo	,190
		Negativo	-,239
Estadístico de prueba		,239	
Sig. asintótica(bilateral)		,110 ^c	
F4 RASTROJO DE ARROZ 49.5 %+	N		10
		Media	73,860

SALVADO ARROZ 49.5 % + 1% YESO	Parámetros normales ^{a,b}	Desv. Desviación	10,9122
	Máximas diferencias extremas	Absoluto	,156
		Positivo	,112
		Negativo	-,156
	Estadístico de prueba		,156
	Sig. asintótica(bilateral)		,200 ^{c,d}
F5 RASTROJO DE ARROZ 9% + 1% YESO	N		10
	Parámetros normales ^{a,b}	Media	25,870
		Desv. Desviación	5,2337
	Máximas diferencias extremas	Absoluto	,203
		Positivo	,203
		Negativo	-,125
	Estadístico de prueba		,203
	Sig. asintótica(bilateral)		,200 ^{c,d}

La tabla 16 muestra la prueba de Kolmogórov-Smirnov, el cual se utilizó mediante el paquete estadístico SPSS V 25 por la cual se comprobó que la distribución de la variable peso de los carpóforos es la normal, ya que el valor de Sig. (bilateral) es mayor a 0.05 en todas las formulaciones.

Tabla 17

Prueba de homogeneidad de varianzas para los pesos de los carpóforos en los diferentes sustratos

			Estadístico de Levene	gl1	gl2	Sig.
PESO DE LOS CARPÓFOROS	Se basa en la media		1,906	4	45	,126
			1,589	4	45	,194
FRESCOS	Se basa en la mediana y con gl ajustado		1,589	4	24,978	,208
		Se basa en la media recortada	1,731	4	45	,160

La tabla 17 es el resumen de la prueba de Levene, para comprobar la homogeneidad de varianzas, el cual se utilizó mediante el paquete estadístico SPSS V 25, y se comprobó

que existe homogeneidad de varianzas ya que el valor de Sig. (bilateral) es mayor a 0.05 en todas las formulaciones.

Tabla 18

Prueba T F1 CONTROL Y F2

		Prueba de Levene de igualdad de varianzas		prueba t para la igualdad de medias						
		F	Sig.	t	gl	Sig. (bilateral)	Diferencia de medias	Diferencia de error estándar	95% de intervalo de confianza de la diferencia	
									Inferior	Superior
PESO DE LOS CARPÓFOROS FRESCOS	Se asumen varianzas iguales	,040	,843	-1,338	18	,197	-9,6400	7,2038	-24,7746	5,4946
	No se asumen varianzas iguales			-1,189	17	,198	-9,6400	7,2038	-24,7754	5,4954

La tabla 18 es el resumen del análisis T de student para los pesos de los carpóforos del control con respecto a la formulación F2, el cual fue hallado mediante el paquete estadístico SPSS V 25. El análisis T de student dio como resultado el valor del sig. calculado igual a 0.197 al 95% de confianza, este valor es mayor al sig. tabular que es igual a 0.05, por lo tanto, se acepta la hipótesis nula (H_0) y se rechaza la hipótesis alterna (H_1), es decir no existe una diferencia significativa entre los promedios de la tasa de pesos de los carpóforos de la F1 control en con los pesos de los carpóforos de la F2.

Tabla 19*Prueba T para muestras independientes F1 control VS F3*

		Prueba de Levene de igualdad de varianzas		prueba t para la igualdad de medias							
		F	Sig.	t	gl	Sig. (bilateral)	Diferencia de medias	Diferencia de error estándar	95% de intervalo de confianza de la diferencia		
									Inferior	Superior	
PESO DE LOS CARPÓFOROS	Se asumen varianzas iguales	,370	,551	20,909	18	,000	127,4500	6,0954	114,6440	140,2560	
OROS FRESCOS	No se asumen varianzas iguales			20,909	15,945	,000	127,4500	6,0954	114,5247	140,3753	

La tabla 19 muestra el análisis T de student para los pesos de los carpóforos del control con respecto a la F3, el cual fue hallado mediante el paquete estadístico SPSS V 25. El análisis T de student dio como resultado el valor del sig. calculado igual a 0.001 al 95% de confianza, este valor es menor al sig. tabular que es igual a 0.05, por lo tanto, se rechaza la hipótesis nula (H_0) y se acepta la hipótesis alterna (H_1), es decir existe una diferencia significativa entre los promedios de la tasa de pesos de los carpóforos de la F1 control en con los pesos de los carpóforos de la F3.

Tabla 20*Prueba T para muestras independientes F1 control VS F4*

		Prueba de Levene de igualdad de varianzas		prueba t para la igualdad de medias							
		F	Sig.	T	gl	Sig. (bilateral)	Diferencia de medias	Diferencia de error estándar	95% de intervalo de confianza de la diferencia		
									Inferior	Superior	
PESO DE LOS CARPÓFOROS	Se asumen varianzas iguales	,668	,425	4,07	18	,001	36,8700	9,0581	17,8396	55,9004	
OROS FRESCOS	No se asumen varianzas iguales			4,07	15,6	,001	36,8700	9,0581	17,6358	56,1042	

La tabla 20 muestra el análisis T de student para los pesos de los carpóforos del control con respecto a los pesos de los carpóforos de la F4, el cual fue hallado mediante el paquete estadístico SPSS V 25. El análisis T de student dio como resultado el valor del sig. calculado igual a 0 al 95% de confianza, este valor es menor al sig. tabular que es igual a 0.05, por lo tanto se rechaza la hipótesis nula (H_0) y se acepta la hipótesis alterna (H_1), es decir existe una diferencia significativa entre los promedios de la tasa de pesos de los carpóforos de la F1 control en con los pesos de los carpóforos de la F4.

Tabla 21*Prueba T para muestras independientes F1 control VS F5*

			Prueba de Levene de igualdad de varianzas		prueba t para la igualdad de medias						
			F	Sig.	t	gl	Sig. (bilateral)	Diferencia de medias	Diferencia de error estándar	95% de intervalo de confianza de la diferencia	
										Inferior	Superior
PESO DE LOS CARPÓFOROS	Se asumen varianzas iguales		4,164	,056	33,1	18	,000	175,4400	5,2901	164,3258	186,5542
ROS FRESCOS	No se asumen varianzas iguales				33,1	10,9	,000	175,4400	5,2901	163,7874	187,0926

La tabla 21 muestra el análisis T de student para los pesos de los carpóforos de la formulación control con respecto a los pesos de los carpóforos de la F5, el cual fue hallado mediante el paquete estadístico SPSS V 25. El análisis T de student dio como resultado el valor del sig calculado igual a 0 al 95% de confianza, este valor es menor al sig. tabular que es igual a 0.05, por lo tanto se rechaza la hipótesis nula (H_0) y se acepta la hipótesis alterna (H_1), es decir existe una diferencia significativa entre los promedios de la tasa de pesos de los carpóforos de la F1 control en con los pesos de los carpóforos de la F5.

3.1.4 Análisis Químico del sustrato control y sustratos alternativos

Tabla 22

Análisis Fisicoquímico de la formulación utilizada (%).

Formulaciones	Humedad	pH	Cenizas	Fibras	Carbono	Nitrógeno	C/N
F1 (control)	64.5	6.7	5.3	13	54.9	1.4	39.2
F2	63.7	6.6	5.4	11	54.8	1.4	39.1
F3	63.4	7.1	7.9	20	53.4	1.5	35.6
F4	62.6	7.2	15.3	15	49.1	1.4	35.8
F5	64.3	7.2	14.2	14	49.7	1.3	38.2

Leyenda:2

F1= Aserrín de eucalipto 80% + afrecho de trigo 19% +

1 % yeso

F2= Aserrín de eucalipto 80% + afrecho de arroz 19% +

1% yeso

F3= Aserrín de eucalipto 80% + salvado de arroz 19% +

1% yeso

F4= Salvado de arroz 49.5% + rastrojo de arroz 49.5 % +

1% yeso

F5= Rastrojo de arroz + 1% yeso

La tabla 22 muestra la composición química de las formulaciones que se han utilizado para el cultivo de *Lentinula edodes*. Este procedimiento se realizó en el laboratorio MC QUIMICA LAB, de los resultados obtenidos podemos observar que la F2 (Aserrín de eucalipto 80% + afrecho de arroz 19% + 1% yeso) presenta la relación C/N 39.1, acercándose a la concentración de C/N 40 que es la concentración más adecuada para la etapa de fructificación de *Lentinula edodes* según (MushWorld, 2005)

3.2. Determinación del contenido de proteína, grasas y carbohidratos de *Lentinula edodes* cultivado en residuos agroindustriales de arroz.

Tabla 23

*Contenido de proteínas, grasas y carbohidratos de *Lentinula edodes* cultivado en residuos agroindustriales de arroz.*

FORMULA CION	PROTEIN A %	GRAS A %	CARBOHIDRA TOS %	FIBRA %	CENIZ A %	ENERGIA Kcal
F1 (control)	19	0.9	56.3	13	10.8	298.1
F2	20	1.0	59.9	11	8.1	316.7
F3	18	1.5	52.5	20	8.0	285.2
F4	19	1.1	56.8	15	8.1	298.1
F5	18	1.5	55.6	14	10.9	285.2

Nota: Laboratorio CM QUIMICALAB

Leyenda:



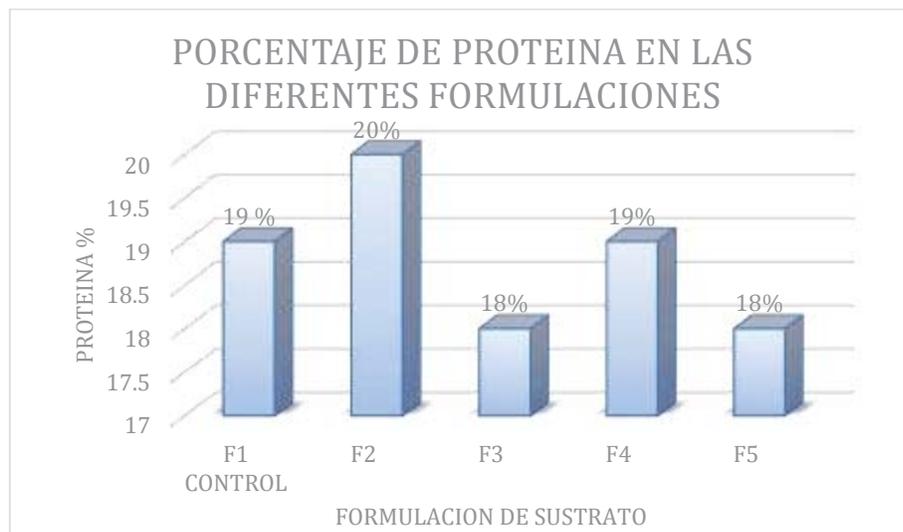
Figura 32

Trabajo de laboratorio para cuantificación de contenido de proteínas por método de Kjendall

- F1= Aserrín de eucalipto 80% + afrecho de trigo 19% + 1 % yeso
F2= Aserrín de eucalipto 80% + afrecho de arroz 19% + 1% yeso
F3= Aserrín de eucalipto 80% + salvado de arroz 19% + 1% yeso
F4= Salvado de arroz 49.5% + rastrojo de arroz 49.5 % + 1% yeso
F5= Rastrojo de arroz + 1% yeso

Figura 33

*Presentación del porcentaje de proteínas de *Lentinula edodes* en sus diferentes formulaciones*



La formulación F2 (aserrín de eucalipto 80% + afrecho de arroz 19%+ yeso 1%), presenta el mayor porcentaje de proteínas con un valor de 20 % en 100 gramos de *Lentinula edodes* secos, diferenciándose de la F1 (aserrín de eucalipto 80% +

afrecho de trigo 19%+ yeso 1%), control que al igual que la formulación F4, presentaron un porcentaje de 19%.

DISCUSIONES

1. El tiempo de incubación del sustrato evaluado finalizó a los 66 días. Sin embargo, la colonización de micelio de shiitake fue ligeramente más rápida en la formulación F5 (Rastrojo de arroz + 1% yeso), con un tiempo de 62 días de finalización de las fases incubación de shiitake. En comparación a lo indicado por **(Olarde & Espinoza, 2011)** el tiempo de incubación Shiitake *Lentinula edodes* (Berkeley) Pegler., tomo 80 días en residuos agroindustriales de café, cacao y aserrín de madera, siendo más prolongado que en residuos agroindustriales de arroz.
2. La formulación F2 que es aserrín de eucalipto en un 80% + afrecho de arroz en un 19%+ yeso en 1%, presenta una Eficiencia Biológica= 50.22%, un Rendimiento = 21 %, y una Tasa de Productividad = 0.47, siendo de manera similar a la propuesta por **(Bautista & Sánchez 2011)** como sustrato óptimo para la obtención de cuerpos fructíferos del hongo *Picnoporus sanguineus* **(L: Fr) Murr.** es la mezcla de 80 % de aserrín + 19 % de salvado de arroz + 1 % de yeso con un rendimiento (R) de 41.98 %; eficiencia biológica de 38.98 % y tasas de producción de 0.23 a la temperatura de 16°C, del cual tanto la eficiencia biológica como el rendimiento son superiores, en cuanto el rendimiento no muestra superioridad la formulación F2 para *Lentinula edodes*.
3. El cultivo en bolsas de polipropileno de 1 kilogramo, es mejor que el cultivo en troncos ya que de acuerdo a los tiempos de incubación y fructificación obtenidos son inferiores al tiempo que toma cultivar en troncos de eucalipto, nuestros periodos incubación y fructificación tomaron de 64-66, y hasta el fructificación fueron de 100 – 107 días en sus diferentes formulaciones, por tanto, lo indicado por **Silva et al. (2010)**, que el cultivo moderno en bolsas de polipropileno es más rentable para el cultivo de *Lentinula edodes* que el método tradicional en troncos de eucalipto, se respalda el trabajo de tesis realizado.
4. De acuerdo a **Villegas et al. (2007)** indicó que para el cultivo de Shiitake la fuente de madera al 75% con suplementos de residuos agroindustriales al 25% más un controlador de pH y un estimulador de crecimiento; obtuvo eficiencias biológicas entre un 5.3 a un 21%, del cual podemos diferir ya que la formulación F2 con aserrín de eucalipto en un 80% + afrecho de arroz en un 19%+ yeso en 1%, se obtuvo una

Eficiencia Biológica= 50.22% de lo cual podemos resaltar la importancia del aserrín de eucalipto que hace que el micelio tenga una buena corrida.

CONCLUSIONES

1. Del cultivo de Shiitake *Lentinula edodes* (Berkeley) Pegler. se concluye que la mejor formulación del sustrato es el aserrín de eucalipto en un 80% + afrecho de arroz en un 19%+ yeso en 1%, el cual no presentó diferencia significativa con la formulación control en cuanto a la producción de carpóforos, esto de acuerdo al resultado de los parámetros de producción.
2. El período de incubación fue más corto en la F5 con 62 días en comparación de la formulación control que fue de 66 días; mientras que F2 y F3 tuvieron un tiempo de incubación de 64 días; La inducción para todas las formulaciones a los 66 días, para pasar a la etapa de fructificación, el tiempo más corto de ciclo de cultivo se tuvo en la formulación F2, con 100 días; en comparación de la formulación control, mientras que para la F5 fue de 107 días, siendo ligeramente más duradera que la del control.
3. De igual forma presentó buenos indicadores de producción, como es la Eficiencia Biológica= 50.22%, un Rendimiento = 21 %, y una Tasa de Productividad = 0.47 en tres cosechas siendo ligeramente mayor a los de la formulación control que fue Eficiencia Biológica= 48.06%, un Rendimiento = 20.2 %, y una Tasa de Productividad = 0.46. por lo que se asume a esta formulación de sustrato viable para el cultivo de *Lentinula edodes*.
4. El porcentaje de proteínas, grasas y carbohidratos, mediante un análisis de laboratorio se determinó que los carpóforos de shiitake producidos que presentaron un mayor porcentaje de proteínas son los de la F2 (aserrín de eucalipto 80% + afrecho de arroz 19%+ yeso 1%) es de 20% de proteínas, algo mayor al de las otras formulaciones.
5. Se ha determinado que la F2 (aserrín de eucalipto 80% + afrecho de arroz 19%+ yeso 1%) presentó la mejor relación C/N que fue de 39.2 para la fructificación de los hongos shiitake, resaltándose como formulación adecuada para cultivo de shiitake.

RECOMENDACIONES

1. Desarrollar trabajos de investigación sobre el cultivo de hongos comestibles en otros residuos lignocelulósicos y con un mayor número de cepas.
2. Hacer pruebas con más rastrojos generados en nuestra región, como subproducto de la actividad agrícola, que estén a disponibilidad y bajo costo económico, que puedan ser sustratos probables para el cultivo de *Lentinula edodes*.
3. Incentivar el cultivo de hongos shiitake a nivel y su consumo.
4. Promocionar las propiedades nutraceuticas de los hongos shiitake en nuestra región, para realizar estudios de mercado sobre comercialización de *Lentinula edodes* en la Región Cusco.
5. Generar flujo gramas sencillos de entender al público en general para cultivo de shiitake en ambientes con temperatura y humedad controlado.
6. Mejorar la metodología de cultivo de shiitake en nuestra región, para capacitar a comuneros emprendedores en las técnicas de cultivo de hongos alimenticios y medicinales.
7. Implementar proyectos de seguridad alimentaria con municipios cuya población tiene altos índices de desnutrición de la Región Cusco que pueda mejorar a través de la Biotecnología del cultivo de hongos alimenticios y medicinales.
8. Realizar propuestas de proyectos que involucren el desarrollo de la economía circular con el aprovechamiento de nuestros subproductos agrícolas a nivel regional.

BIBLIOGRAFÍA CONSULTADA

- Acosta, L., et al, (2010) “Pycnoporus sanguineus, un hongo con potencial biotecnológico”. Mexico.
- Ainsworth, D.L., P.M. Kirk, B.C. Sutton y D.N. Pegler. 1996. Ainsworth & Bisby’s dictionary of the fungi. 8a edit. International Mycological Institute. CAB International. 616 p
- Alexopoulos, C.J. (1985) “Introducción a la Micología” Ediciones Omega S.A. Barcelona España.
- Alexopoulos C.J., C.W. Mims y M. Blackwell. 1996. “Introductory Mycology”. John Wiley & Sons, Inc. N.Y. Pag. 869.
- Bano, Z., S. Rajarathnam, y N. Nagaraja. 1979. “Some aspects on the cultivation of *Pleurotus flabellatus*” in India. Pag. 19, 597-608.
- Barreto D. N (1997). Aislamiento y cultivo del hongo comestible "Auricularia fuscosuccinea" (Mont) Farlow, del Valle de la Convención. Tesis para optar el Título Profesional de Biólogo. UNSAAC.
- Bejar y Warton (2006) “Crecimiento Micelial de Lentinus edodes en Residuos Lignocelulosicos de la Región Cusco”
- Bermúdez, R.; García, N.; Murlot, A.;(2007) “Tecnología Química” (Fermentación sólida para la producción de *Pleurotus sp.* Sobre mezclas de pulpa de café y viruta de cedro). Editorial del centro de Biotecnología Industrial. Vol. XXVII, N°2, Cuba. Pág. 53 – 58.
- Buchanan, P. 1993. “Identification, names and nomenclature of common edible mushrooms”.
- Calvo, L.; Sánchez-, J., (1993) “Producción de hongos comestibles en condiciones rústicas bajo un cacaotal y utilizando cáscaras de cacao como sustrato”, proceed. 11th Int. Cocoa Res. Cocoa Producers Alliance. Yamoussoukro, Ivory Coast. Pág. 18 – 24.

- Candia C.N, Holgado R.M. (2009). “*Evaluación de sustratos lignocelulosicos para la producción de Pleurotus ostreatus (Jacq.Fr.) Kummer*”. Tesis. FCB - UNSAAC.
- Cappello García Silvia (2006) “Homgos Del Yumka”. Editorial Universidad Juárez Autónoma De Tabasco, Mexico. Pag. 24.
- Carbajal Tocagon G.M. (2010). “*Evaluación de la producción del hongo Pleurotus ostreatus sobre cinco tipos de sustratos (tamo de trigo, tamo de cebada, tamo de vicia, tamo de avena y paja de páramo); enriquecidos con tuza molida, afrecho de cebada y carbonato de calcio*”. Tesis Ingeniería Agropecuaria. Ecuador. Recuperado de <http://dspace.pucesi.edu.ec/handle/11010/106>.
- Cepero de G. M, Restrepo. A, Franco. A, Cárdenas. M, Vargas. N. (2012). “Biología de hongos”. *Ciencias Biológicas*. Ediciones Uniandes.
- Cha. D., Kim.Y., Park, Y.H. & You, C. (1997). “Oyster Mushroom–Cultivation Technology and Management in Korean”.
- Chang s.t y Miles G.P. (2004). “Mushrooms: Cultivation, nutritional value, medicinal effect, and environmental impact”. 2ª ed. Florida (US) CRC Press.
- Chen, A. 2001. Cultivation of *Lentinula edodes* on Synthetic Logs. The mushroom growers’ Newsletter. 10(4):3-9
- Chimey Henna, César A., (2010). Conferencia “cultivo de hongos comestibles”.
- Chimey C. & Holgado M. 2010. Los hongos comestibles Silvestres y Cultivados en Perú. En: Martínez-Carrera D., Curvetto N., Sobal M., Morales P. & Mora V.M. Hacia un Desarrollo Sostenible del Sistema de Producción- Consumo de los Hongos Comestibles y Medicinales en Latinoamérica: Avances y perspectivas en el siglo XXI. 381-395. Red Latinoamericana de Hongos Comestibles y Medicinales.
- Chimey C. (2010). “Manual de cultivo de hongos comestibles y medicinales”.
- Cisterna, C. (2003). Clasificación ecofisiológica de los hongos comestibles. MICOTEC.
- Cook. D. (1990). “Revista de trabajo del área de investigación en nutrición y alimentación animal UNSCH” – Facultad de ciencias Agrarias Ayacucho.

- Deacon, Jim. (2006) “Fungal Biology” Institute of Cell and Molecular Biology, University of Edinburgh, UK. Editorial Blackweill Publishing, cuarta edición, EE. UU. Pág. 110 – 122.
- Deacon, J.W. (1997). “Modern Mycology”. Editorial Blackwell.
- Downie. M, Heath.W. (1986). Métodos estadísticos aplicados. México Harla 1986. 5a.ed.
- Escobar, J. (2002) “Programa Especial de Seguridad Alimentaria en Coordinación” INTECAP – FAO – PESA. Cooperación Española. Pág. 19 – 32.
- Fernández, F.:(2004) “Guía Práctica de Producción de Setas (*Pleurotus Spp*)” Fungitec Asesorías, Guadalajara, Jalisco. México. Pág. 14 – 25.
- Fries, E.M. (1874). Hymenomyces Europaei. Upsaliae.
- García A.O. (2008). “Iniciación al cultivo de Hongos comestibles”, Argentina.
- García I. (2003). Produccion de enzimas lignolíticas por Basidomycetes mediante la técnica de fermentación en sustrato sólido. Revista Colombiana de biotecnología. 4 (1):56-64.
- Google Maps. (2022). Coordenadas distrito de Kosñipata provincia de Paucartambo – Region Cusco.
<https://www.google.com/maps/place/Kos%C3%B1ipata,+08145/@-13.1125627,-71.7728768,10z/data=!3m1!4b1!4m5!3m4!1s0x916e3c13ae88895f:0x234469fc57f68dce!8m2!3d-12.995008!4d-71.4299364>
- Guzmán, G. (1990) “Identificación de los hongos: comestibles, venenosos y alucinantes”. Editorial Limusa- Noriega, México.
- Guzmán G. (2003). “Los hongos del Edén Quintana Roo; Introducción a la micobiota tropical de México”. Co-edición entre el Instituto de Ecología, A.C. y la Comisión Nacional para el conocimiento y uso de la biodiversidad.
- Hawksworth, D. L. (2004). Fungal diversity and its implications for genetic resource collections. Studies in Mycology, 50(2004), 9–18.
- Hawksworth, D.L. B.C. Sutton y G.C. Ainsworth. 1983. “Dictionary of the fungi (including the lichens)”. Commonwealth mycological institute.

- Herrera, T. y M. Ulloa. 1990. "El reino de los hongos. Micología básica aplicada". UNAM FCE. Pg.552.
- Hibbett, D.S.; Thorn, R.G. (2001). McLaughlin, D.J. et al., ed. The Mycota. VII Parte B. "Systematics and Evolution". Berlin: Springer-Verlag. pp. 121-168.
- Holgado, E. M., (2013). "Cultivo de *Pleurotus ostreatus* (Jacq.ex Fr.) Kumm y *Pleurotus djamor* (Rumph. ex Fr.) Boedijn (Tricholomataceae) en la comunidad San Nicolás de Bari-Zurite-Anta"
- Holgado. M, Aranzábal. R, Lazarte. R. (2019) Cultivo de *Pleurotus* sp. Y *Lentinula edodes* bajo condiciones artesanales en comunidades campesinas de la región cusco / Perú cultivation of *Pleurotus* sp. AND *Lentinula edodes*. Under artisanal conditions in rural communities of the Cusco region / PERU Ecología Aplicada, vol. 18, núm. 2, pp. 125-132.
- Houdeau G., J.M. Olivier, S. Libmond y H. Bawadikji. 1991. "Improvement of *Pleurotus* cultivation". Pag. 13: 549-554.
- INEI. (2015). Perfil del productor agropecuario del valle Kosñipata. Biblioteca Nacional del Perú N° 2015-00000. https://www.inei.gob.pe/media/MenuRecursivo/publicaciones_digitales/Est/Lib1277/PDF/libro.pdf
- Jiyul Lee. (1993). "Coloured Korean Mushrooms I".
- Kirk, P. M., P. F. Cannon, D. W. Minter y J. A. Stalpers. 2008. Ainsworth & Bisby's dictionary of the fungi. 10a. ed. CABI. Wallingford, UK. 771 pp.
- Kurtzman R.H. y F. Zadrzil. (1989). "Physiological and taxonomic considerations for cultivation of *Pleurotus* mushrooms". Pag 293.
- Laboratorio MC QUIMICA LAB. (2020). <http://quimicalaboratorios.com/tag/mc/>
- Leal Lara, H., (1985). "El Cultivo del Champiñon y otros Macromicetos Comestibles. En prospectiva de la Biotecnología en México". Fundación Javier Barros Sierra. A. C.-CONACYT. Mexico. D.F.
- Liu, B.; Bau, Y. (1980) "Fungi Pharmacopoeia" CA: Oakland: Kinoko Press.
- López, C., et al (2006) "Evaluación del crecimiento y producción de *Pleurotus ostreatus* sobre diferentes residuos agroindustriales del departamento de

- Cundinamarca”, departamento de microbiología – Pontificia Universidad Javeriana, Colombia.
- López, A., (2007) “Manual de producción de micelio de Hongos comestibles”, Instituto de Genética Forestal – Universidad de Veracruz, México. Pág. 13 – 27
- Martínez-Carrera D., Curveto M., (2010), Hacia un Desarrollo Sostenible del Sistema de Producción-Consumo de los Hongos Comestibles y Medicinales en Latinoamérica. Avances y Perspectivas en el siglo XXI. Red Latinoamericana de Hongos Comestibles y Medicinales.
- Martínez, C. Larque, (1993). “los hongos comestibles en México – Biotecnología de su reproducción”. Micología Neotropical. Revista vol. V. Escuela de post grados de Puebla. México.
- Martínez, D. et al (2010). “Producción y consumo de los hongos comestibles y medicinales en latinoamerica: avances y perspectivas en el siglo XXI”. Pag. 382 – 395.
- Micomania (s.f). “El mundo de las setas a tu disposición”. <http://www.micomania.rizoazul.com/>
- Monge Náreja Julián, Gómez Figueroa Patricia Y Rivas Rossi Marta (2002) “Biología General”. Editorial Universidad Estatal A Distancia San Jose, COSTA RICA. Pag. 253 – 254.Oei,
- Mostajo M. N. , 2004. Aislamiento y evaluación de diversos sustratos para el crecimiento vegetativo del hongo *Auricularia delicata (Fries)Henn* del Valle de La Convención – Cusco, Lima.
- Mueller, G.; Bills, G.; Foster, M. (2001) “Biodiversity of fungus inventory and monitoring methods”, Editorial Materials. USA. Pág. 234
- Mushworld, (2005). “Manual del cultivador de hongos 1”. Editorial haengoon, República de Corea. Pág. 1 - 154.
- Muñiz Duran, G. (1992). “Utilización de los Residuos Lignocelulosicos en la Región Inka”.
- Navarro E., Mata M., Guía práctica para el cultivo del hogo comestible *Lentinula edodes* (Shiitake) sobre troncos. 1. Ed. Santo Domingo de Heredia de Costa Rica, Instituto Nacional de Biodiverdidad, 2010, p. 6

- Olarte, M. ; Espinoza, D. , (2011) “Crecimiento Y Producción De Dos Cepas De *Lentinula edodes* (Berkeley) Pegler (*Shiitake*) En Tres Residuos Agro – Industriales”
- Peter (2003). “*Lentinula edodes* (*shiitake*) cultivation on sterilized substrate, on wood logs”. Mushroom cultivation, 3rd ed. Leiden, the Netherlands: backhuys. Pág 303-324, 325-341.
- Pavlich M. (2001). “Hongos comestibles del Perú”. Revista de Ciencias Biológicas BIOTA Vol XVIII N°100.
- Ponce A.L. (1994). “Crecimiento micelial de *Pleurotus ostreatus*, y *Estropharia rugoso-annulata*, a partir de material lignocelulósico de la región y su posterior utilización como alimento de ganado”. UNSAAC.
- Quimio, T. H., S. T. Chang, and D. J. Royse. 1990. “Technical guidelines for mushroom growing in the tropics”. Pag. 106.
- QuimiTube. (2012). Cálculo del pH de un ácido fuerte. YouTube. <https://www.quimitube.com/videos/calculo-del-ph-de-un-acido-fuerte-2/>
- Rajaratnam, S. and Z. Bano. (1987). *Pleurotus* mushrooms. Part. I.A. Morphology, life cycle, taxonomy, breeding, and cultivation. *CRC Critical Reviews in Food Science and Nutrition* 26 (2): 157-223.
- Romero J., Rodríguez M. & Perez R. 2000. *Pleurotus ostreatus*: Importancia y tecnología del cultivo. Grupo de Nutrición, Departamento de Física-Química / Facultad de Mecánica / Universidad de Cienfuegos Carlos Rafael Rodríguez. Cuatro caminos. Ciudad de Cienfuegos. Cuba.
- Romero. O, López. J. (2014). El cultivo del hongo *Shiitake* en México. <http://saberesciencias.com.mx/2014/04/01/el-cultivo-del-hongo-shiitake-en-mexico/>
- Royse, D.J. (1997) “speciality mushrooms and their cultivation”. Hort. Rev. 19, 59 – 97.
- Royse, D.J. Y L.C. Schisler., (1987). “Yield and size of *Pleurotus ostreatus* and *Pleurotus sajor-caju* as effected by delayed-release nutrient. *Appl. Microbiol. Biotechnol*”. 26: 191-194.

- Sánchez E. y Royse D., (2001) “La biología y el cultivo de *Pleurotus spp*”. Editorial UTEHA noriega editores república de México. Pág. 1 – 268.
- Sánchez Vázquez, J.E., G. Huerta Palacios and L.A. Calvo-Bado 1997. The “cultivation of edible fungi as a sustainable alternative in tropical regions”.
- Sánchez Vasquez JE., y Royse D. (2001). “La Biología y el Cultivo de *Pleurotus spp*”. Ed. LIMUSA, S. A. México.
- Silva R. S., Fritz C. F., Cubillos J. A., Díaz M. C. (2010). Manual para la producción de hongos comestibles (shiitake). PROYECTO CONAMA-FPA RM027-2010 Santiago Chile.
- Singer, R. 1986. “The Agaricales in modern taxonomy”. Koeltz Scientific, Koenigstein, Germany.
- Smith, A.H. 1966. “The hyphal structure of the basidiocarp”. In: G.C. Ainsworth y A.S. Sussman (Eds). *The fungi* Vol. II Academic N.Y. p.151-177.
- Sorimachi, H., Ohmi, S., Emori, Y., Kawasaki, H., Saido, TX., Ohno, S., Minami, Y. and Suxuki, K. (1990) *Biol. Chem. HoppeSeyler* 371, 171-176
- Stamets, P. 2000. *Growing Gourmet and Medicinal Mushrooms*. 3ra ed. Ten Speed Press. Berkeley, Toronto.
- Stamets P, Chilton JS. (1993) grain culture. En : ”the Mushroom Cultivator”. Editorial Agarikon. Washington. Pág. 1 – 385.
- Shu-Ting Chang And Philip G. Miles (2004) “Mushrooms” Second edition, Editorial CRC Press, EE. UU. Pag. 13 – 67.
- Ting. H. G. (1994) “New tecnology of High-yield and Fast Production of Shiitake”. Beijing, China
- Vega A., Mata G., Salmenes D., Caballero R. (2006). “*Cultivo de cepas nativas de Pleurotus djamor en Panamá, en paja de arroz y pulpa de café*”. *Revista Mexicana de Micología*, núm. 23. Sociedad Mexicana de Micología.
- White. E. (2005). “Alice Walker”. Pennsylvania.
- Wayne, D.(2002). “Bioestadística, Base para el análisis de la ciencia de la salud”. Editorial Limusa Willey. México. Pág. 65 - 107
- Wu, J.L. (2000) “Shiitake production in China. Beijing, China: Agricultural Prees (in chine

ANEXOS

Anexo 1:

Tabla 24

Tabla de registro de cálculo de las formulaciones para cultivo de Lentinula edodes.

FORMULACION 1	ASERRÍN EUCALIPTO 80 %+ AFRECHO DE TRIGO 19% + 1% YESO	FORMULACION 2	ASERRÍN EUCALIP TO 80% + AFRECHO DE ARROZ 19% + 1% YESO	FORMULACION 3	ASERRÍN DE EUCALIP TO 80% + SALVADO ARROZ 19% + 1% YESO	FORMULACION 4	RASTROJO DE ARROZ 49.5 %+ SALVADO ARROZ 49.5 % + 1% YESO	FORMULACION 5	RASTROJO DE ARROZ 9% + 1% YESO
SUSTRATO SECO	3.5	SUSTRATO SECO	3.5	SUSTRATO SECO	3.5	SUSTRATO SECO	3.5	SUSTRATO SECO	3.5
SUSTRATO HUMEDO	10	SUSTRATO HUMEDO	10	SUSTRATO HUMEDO	10	SUSTRATO HUMEDO	10	SUSTRATO HUMEDO	10
ASERRÍN	2.8	ASERRÍN	2.8	ASERRÍN	2.8	RASTROJO DE ARROZ	1.715	RASTROJO DE ARROZ	3.465
AFRECHO	0.665	AFRECHO	0.665	SALVADO DE ARROZ	0.665	SALVADO DE ARROZ	1.715	YESO	0.035
YESO	0.035	YESO	0.035	YESO	0.035	YESO	0.035	BOLSAS	10
BOLSAS	10	BOLSAS	10	BOLSAS	10	BOLSAS	10	% AGUA	0.65
% AGUA	0.65	% AGUA	0.65	% AGUA	0.65	% AGUA	0.65	AGUA KG	6.5
AGUA KG	6.5	AGUA KG	6.5	AGUA KG	6.5	AGUA KG	6.5	SPAWN	0.5
SPAWN	0.5	SPAWN	0.5	SPAWN	0.5	SPAWN	0.5		

Anexo 2:

Tabla 25

*Tabla de registro de producción en las diferentes formulaciones para el cultivo de *Lentinula edodes**

FORMULACIÓN 1 CONTROL (ASERRÍN EUCALIPTO 80 %+ AFRECHO DE TRIGO 19% + 1% YESO)				
REPETICION	1°	2°	3°	TOTA
ES	COSECHA	COSECHA	COSECHA	L
1	86	67.5	38.7	192.2
2	115	58.5	35	208.5
3	108	60	50	218.0
4	96	63.5	44	203.5
5	87.5	69	47	203.5
6	94	72	34.4	200.4
7	78.7	56.5	33.5	168.7
8	106	58.5	29.5	194.0
9	124	64.5	37	225.5
10	111	62	31.5	204.5
FORMULACIÓN 2 (ASERRÍN EUCALIPTO 80% + AFRECHO DE ARROZ 19% + 1% YESO)				
REPETICION	1°	2°	3°	TOTA
ES	COSECHA	COSECHA	COSECHA	L
1	101.4	70.3	42	213.7
2	99.5	67.3	38.8	205.6
3	98	61	44.2	203.2
4	100.5	79.1	35.9	215.5
5	96.8	63	45	204.8
6	113	73.5	41	227.5
7	90.2	60	31.5	181.7
8	103	69.6	44.2	216.8
9	107	80.3	54.3	241.6
10	98.4	68	32.7	199.1
FORMULACIÓN 3 (ASERRÍN DE EUCALIPTO 80% + SALVADO ARROZ 19% + 1% YESO)				
REPETICION	1°	2°	3°	TOTA
ES	COSECHA	COSECHA	COSECHA	L
1	80.5	53.2	33	166.7
2	96.3	58	29	183.3
3	70.7	50.5	29.6	150.8
4	84	61	35	180.0

5	68	41	37	146.0
6	79.8	55.6	40	175.4
7	86.7	43.7	33.6	164.0
8	78	51	31.8	160.8
9	93	62	30.4	185.4
10	82.5	61.5	33	177.0

**FROMULACIÓN 4 (RASTROJO DE ARROZ 49.5 %+
SALVADO ARROZ 49.5 % + 1% YESO)**

REPETICION ES	1° COSECHA	2° COSECHA	3° COSECHA	TOTA L
1	58	9.4	8	75.4
2	41	13	5.1	59.1
3	43.7	16	5.3	65
4	39	13	4.9	56.9
5	63	16	5	84
6	57.4	19	4.8	81.2
7	59	15	5.3	79.3
8	48.3	17.5	4.7	70.5
9	57.4	14.7	4.5	76.6
10	66	19.5	5.1	90.6

FROMULACIÓN 5 (RASTROJO DE ARROZ 9% + 1% YESO)

REPETICION ES	1° COSECHA	2° COSECHA	3° COSECHA	TOTA L
1	23	14	0	37
2	21.5	8.6	0	30.1
3	19.7	9.2	0	28.9
4	17.7	3.9	0	21.6
5	20	4.1	0	24.1
6	20.2	3.3	0	23.5
7	15	3	0	18
8	19.5	4.5	0	24
9	22	2.5	0	24.5
10	22.5	4.5	0	27

Anexo 3:

Tabla 26

Registro de toma de datos de temperatura durante todo el ciclo de producción

FECHA	T° MAX	T° MIN	H° MAX	H° MIN
15/01/2019	20.5	16	64.6	60.7
16/01/2019	20.4	16.3	63.3	59.8
17/01/2019	20.7	15.8	63.3	60.2
18/01/2019	19.5	15.7	67.2	61.5
19/01/2019	20.2	15	64.6	61.1
20/01/2019	20.3	16	64.6	61.5
21/01/2019	20.9	16.5	64.1	60.7
22/01/2019	21.5	16.6	63.3	60.2
23/01/2019	20.8	16.4	63.3	59.4
24/01/2019	19	16.4	63.3	59.8
25/01/2019	20.8	15.2	64.1	59.8
26/01/2019	19.8	16.2	65	63.3
27/01/2019	22	15.6	66.3	61.5
28/01/2019	20.2	17.3	63.3	62
29/01/2019	20.5	16.8	64.1	61.1
30/01/2019	19.9	16	67.2	62.8
31/01/2019	17.7	15.6	68.1	65
1/02/2019	18.3	14.5	68.9	66.3
2/02/2019	20.6	15.4	68.5	64.1
3/02/2019	19.2	15.8	67.2	64.6
4/02/2019	20	15.1	68.1	63.7
5/02/2019	19.6	15	66.8	64.1
6/02/2019	22.1	15.4	67.2	62
7/02/2019	19.4	16.4	66.8	63.3
8/02/2019	19.2	15.1	67.2	64.1

9/02/2019	18	15.3	67.2	65
10/02/2019	18.6	14.3	68.1	64.1
11/02/2019	19.9	15	67.6	63.3
12/02/2019	18.3	15.3	66.8	64.6
13/02/2019	18.2	14.8	68.1	65
14/02/2019	19.4	14.2	68.1	64.1
15/02/2019	22	15.5	68.1	62.8
16/02/2019	20.8	16.4	65.9	62
17/02/2019	18.4	15.9	66.8	65
18/02/2019	18.2	15.2	68.1	65.5
19/02/2019	21	15.2	68.5	63.7
20/02/2019	18.1	15.4	68.9	64.6
21/02/2019	20.6	14.8	68.9	64.6
22/02/2019	20.9	15.9	68.1	63.3
23/02/2019	21.4	16.4	66.8	63.3
24/02/2019	20.8	15.6	68.1	62.8
25/02/2019	19.7	14.8	67.6	63.7
26/02/2019	19	15.1	67.6	64.6
27/02/2019	19.6	15.5	70.2	63.3
28/02/2019	19.3	15	71.5	64.6
1/03/2019	19.1	14.5	68.1	64.6
2/03/2019	19.6	15.3	68.1	65
3/03/2019	20.3	14.1	68.1	63.3
4/03/2019	21.2	15.8	66.8	62
5/03/2019	22	16	66.3	61.5
6/03/2019	20.9	16.4	64.6	61.1
7/03/2019	20.8	15.9	65	61.5
8/03/2019	22.2	16.4	65.5	60.2
9/03/2019	20.4	16	63.3	59.8
10/03/2019	22	16.2	64.1	59.4

11/03/2019	21.9	17.1	62.4	58.5
12/03/2019	21.4	16.2	65	59.4
13/03/2019	19.9	16.8	63.7	61.1
14/03/2019	20.1	15.6	64.6	60.2
15/03/2019	19.9	16	65	61.5
16/03/2019	19.7	15.5	65.5	62
17/03/2019	19.5	15.3	65.5	62
18/03/2019	20.6	15.3	83.7	61.5
19/03/2019	19.4	14.5	72.4	64.6
20/03/2019	17.9	15.8	67.2	65
21/03/2019	18.4	14.7	68.9	66.8
22/03/2019	19	15	68.9	66.3
23/03/2019	16.6	13.2	86.3	67.2
24/03/2019	16.3	12	88	77.2
25/03/2019	15	11.8	88.9	81.9
26/03/2019	15	12.4	93.2	84.5
27/03/2019	15.4	12.3	90.6	80.2
28/03/2019	16.9	12.7	89.7	77.2
29/03/2019	16.8	12.5	88.9	80.2
30/03/2019	16.7	12.4	88.9	78
31/03/2019	18.1	12	88.9	76.7
1/04/2019	18.5	13	89.7	75.4
2/04/2019	15	13	95.8	86.3
3/04/2019	16.2	12.6	92.3	82.8
4/04/2019	17	12.6	91.5	74.6
5/04/2019	16.2	11.1	95.4	81.1
6/04/2019	15.7	11.5	90.2	81.9
7/04/2019	16.5	11.8	91	79.3
8/04/2019	16.4	12	90.2	80.2
9/04/2019	18	11.5	91	79.8

10/04/2019	18.5	11.6	89.7	74.6
11/04/2019	17.9	11.4	88	73.3
12/04/2019	16.4	11.3	88	78.5
13/04/2019	17.6	11.5	90.2	72.4
14/04/2019	17.9	11.6	88.9	73.3
15/04/2019	18	11.4	88.9	74.1
16/04/2019	14.7	12.2	91.5	80.2
17/04/2019	16.7	10.9	90.6	80.2
18/04/2019	16.6	11.7	89.7	78.5
19/04/2019	17.6	11.6	90.2	75.4
20/04/2019	16.3	12.2	89.7	78
21/04/2019	17.3	10.6	88.9	75
22/04/2019	16.2	11.6	90.6	79.3
23/04/2019	15.2	11	90.6	84.1
24/04/2019	14.8	11.7	91.5	84.5
25/04/2019	15.3	11.6	90.6	81.9
26/04/2019	17.2	11.4	90.6	78.5
27/04/2019	16.6	11.7	89.7	77.2
28/04/2019	14.4	11.6	89.3	82.4
29/04/2019	14.8	10.4	89.7	81.9
30/04/2019	14	10.6	88.9	82.4
PROMEDI	18.696226	14.208490	75.381132	68.584905
OS	4	6	1	7

Anexo 4:

Figura 34

Preparación de Sustrato



Figura 35

Pesado de los diferentes sustratos para cultivo de Lentinula edodes



Figura 36

Mezclado de los diferentes residuos agroindustriales como se observa en la fotografía, rastrojo con salvado de arroz y yeso

Anexo 5:

Figura 37

Embolsado y esterilización



Figura 38

Embolsado de los sustratos en presentaciones de 1 kilogramo



Figura 39

Esterilización de las bolsas con sustrato



Figura 40

Incubación: registro de temperatura y humedad mediante el Data Logger y la fase de Pop corn





Anexo 7:

Fructificación de *Lentinula edodes*.

Figura 41

Fructificación en estante



Figura 42

Fructificación en el piso



Figura 43

Estado de primordios de Lentinula edodes



Figura 44

Carpóforos jóvenes u óptimos para cosecha



Figura 45

Carpóforos maduros



Figura 46

Primera Oleada de carpóforos



Figura 47

Fructificación de F1 control (Aserrín de Eucalipto 80% + afrecho de trigo 19% + 1% yeso)



Figura 48

Fructificación de F2 (Aserrín de Eucalipto 80% + afrecho de arroz 19% + 1% yeso)



Figura 49

Carpóforos cosechados



Anexo 8: Resultados de los análisis fisicoquímicos para determinar contenido proteico, grasas, cenizas, carbohidratos y kilocalorías además de concentración C/N de los sustratos.



**INFORME N° LQ 0622-21
ANÁLISIS DE HONGOS SHIITAKE**

SOLICITA :

PROYECTO : "CULTIVO DE SHIITAKE – *Lentinula edodes* (Berkeley) Pegler EN RESIDUOS AGROINDUSTRIALES DE ARROZ DEL DISTRITO DE KOSHIPATA, PROVINCIA DE PAUCARTAMBO – REGION CUSCO"

MUESTRA :

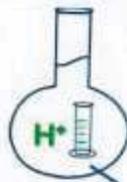
M₁: Carpofores secos de formulación 1 (F1-Aserrín de eucalipto 80% + afrecho de trigo 19%+yeso 1%)
M₂: Carpofores secos de formulación 2 (F2-Aserrín de eucalipto 80% + afrecho de arroz 19%+yeso 1%)
M₃: Carpofores secos de formulación 3 (F3-Aserrín de eucalipto 80% + salvado de arroz 19%+yeso 1%)
M₄: Carpofores secos de formulación 4 (F4- Salvado de arroz 49.5% + rastrojo de arroz 49.5% +yeso 1%)
M₅: Carpofores secos de formulación 5 (F5 – Rastrojo de arroz 99% + yeso 1%)

DISTRITO : Anta - Cconchacalla
PROVINCIA : Anta
DEPARTAMENTO : Cusco
FECHA DE INFORME : 08/07/2020

RESULTADOS :

DETERMINACIONES	UNIDAD	M ₁	M ₂	M ₃	M ₄	M ₅
Proteínas	%	19	20	18	19	18
Carbohidratos	%	56.3	59.9	52.5	56.8	55.6
Grasa	%	0.9	1.0	1.5	1.1	1.5
Ceniza	%	10.8	8.1	8.0	8.1	10.9
Fibra	%	13	11	20	15	14
Calorías	Kcal/100gr	298.1	316.7	285.2	298.1	285.2

MÉTODO DE ANÁLISIS: OFFICIAL METHODS OF ANALYSIS – ASSOCIATION OF OFFICIAL ANALYTICAL CHEMISTS (AOAC). Det N as in 955.04. Multiply result by 6.25, or in case of wheat grains by 5.70. 954.01 protein(crude)in animal feed Kjendahl Method. Gravimetría (AOAC 2015,934.01) Químico Gravimétrico (AOAC 2015,962.09) Gravimétrico (AOAC 2015,954.02) Volumétrico (AOAC 2015,2001.11) Gravimétrico (AOAC 2015,942.05) Estequiométrico.
Extracto etéreo (grasa bruta). Es el método oficial de la AOAC para granos, piensos, harinas, carnes, etcétera).
NOTA: Los resultados son válidos únicamente para las muestras analizadas.



MC QUIMICALAB

De: Ing. Gury Manuel Cumpa Gutierrez

LABORATORIO DE CIENCIAS NATURALES

AGUAS, SUELOS, MINERALES Y MEDIO AMBIENTE

RUC N° 10465897711 - COVIDUC A4 - SAN SEBASTIÁN CEL: 974 673993 - 946 688776

MUESTRA :

- F1-Aserin de eucalipto 80% + afrecho de trigo 19%+yeso 1%
- F2-Aserin de eucalipto 80% + afrecho de arroz 19%+yeso 1%
- F3-Aserin de eucalipto 80% + salvado de arroz 19%+yeso 1%
- F4-Salvado de arroz 49.5% + rastrojo de arroz 49.5% +yeso 1
- F5-Rastrojo de arroz 99% + yeso 1%

DISTRITO : Anta - Cconchacalla

PROVINCIA : Anta

DEPARTAMENTO : Cusco

FECHA DE INFORME : 08/07/2020

RESULTADOS :

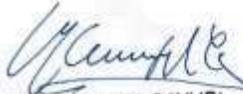
DETERMINACIONES	UNIDAD	F ₁	F ₂	F ₃	F ₄	F ₅
Nitrógeno	%	1.4	1.4	1.5	1.4	1.3
C. Orgánico	%	54.9	54.8	53.4	49.1	49.7
Relación Carbono/Nitrógeno	%	39.2	39.1	35.6	35.8	38.2
pH		6.7	6.6	7.1	7.2	7.2
Humedad	%	64.5	63.7	63.4	62.6	64.3
Ceniza	%	5.3	5.4	7.9	15.3	14.2

MÉTODO DE ANÁLISIS:

OFFICIAL METHODS OF ANALYSIS – ASSOCIATION OF OFFICIAL ANALYTICAL CHEMISTS (AOAC). Det N as in 955.04. Multiply result by 6.25, or in case of wheat grains by 5.70. 954.01 protein(crude)in animal feed Kjendahl Method. El trabajo de análisis de sustrato para el cultivo de Shitake *Lentinula edodes* (Berkeley) Pegler bajo los métodos establecidos en los Manuales de Análisis Químico-Agrícola, Nigel T. Faithfull, Institute of Rural Studies, University of Wales, UK 2005; que a su vez está basado en el Manual "The Analysis of Agricultural Materials, MAFF/ADAS.

NOTA: Los resultados son válidos únicamente para las muestras analizadas.




MARIO CUMPA CAYURI
INGENIERO QUIMICO
REG. COLEGIO DE INGENIEROS N° 12158