



Esta obra está bajo una [Licencia Creative Commons Atribución- NoComercial-Compartirigual 2.5 Perú](http://creativecommons.org/licenses/by-nc-sa/2.5/pe/).

Vea una copia de esta licencia en <http://creativecommons.org/licenses/by-nc-sa/2.5/pe/>



UNIVERSIDAD NACIONAL DE SAN MARTÍN - TARAPOTO

FACULTAD DE CIENCIAS AGRARIAS

ESCUELA PROFESIONAL DE AGRONOMÍA



**DETERMINACIÓN DE LA EFICIENCIA BIOLÓGICA DE
Auricularia spp Y *Pleurotus spp* CULTIVADOS SOBRE SUSTRATOS
AGROINDUSTRIALES**

Tesis para optar el título profesional de Ingeniero Agrónomo

AUTOR:

Bach. Juan Pablo Jimenez Flores

ASESOR:

Dr. Winston Franz Ríos Ruiz

**Tarapoto – Perú
2016**

UNIVERSIDAD NACIONAL DE SAN MARTÍN - TARAPOTO

FACULTAD DE CIENCIAS AGRARIAS

ESCUELA PROFESIONAL DE AGRONOMÍA



**DETERMINACIÓN DE LA EFICIENCIA BIOLÓGICA DE
Auricularia spp Y *Pleurotus spp* CULTIVADOS SOBRE SUSTRATOS
AGROINDUSTRIALES**

Tesis para optar el título profesional de Ingeniero Agrónomo

AUTOR:

Bach. Juan Pablo Jimenez Flores

Sustentado y aprobado ante el honorable jurado el día 18 de enero del 2016

.....
Dr. Carlos RENGIFO SAAVEDRA
Presidente

.....
Dr. Agustín CERNA MENDOZA
Secretario

.....
Ing. María Emilia RUIZ SÁNCHEZ
Miembro

.....
Dr. Winston Franz RÍOS RUIZ
Asesor

Declaración de Autenticidad

Yo, JUAN PABLO JIMENEZ FLORES, egresado(a) de la Facultad de CIENCIAS AGRARIAS de la Escuela Profesional de AGRONOMÍA, de la Universidad Nacional de San Martín – Tarapoto, identificado con DNI N° 47229579, Domiciliado en: Caserío Bagazán – Pachiza – Mariscal Cáceres – San Martín, con la tesis titulada: “DETERMINACIÓN DE LA EFICIENCIA BIOLÓGICA DE *Auricularia spp* Y *Pleurotus spp* CULTIVADOS SOBRE SUSTRATOS AGROINDUSTRIALES”.

Declaro bajo juramento que:

1. La tesis presentada es de mi autoría.
2. He respetado las normas internacionales de citas y referencias para las fuentes consultadas. Por tanto, la tesis no ha sido plagiada ni total ni parcialmente.
3. La tesis no ha sido auto plagiada; es decir, no ha sido publicada ni presentada anteriormente para obtener algún grado académico previo o título profesional.
4. Los datos presentados en los resultados que se presenten en la tesis se constituirán en aportes a la realidad investigada.

De considerar que el trabajo cuenta con una falta grave, como el hecho de contar con datos fraudulentos, demostrar indicios y plagio (al no citar la información con sus autores), plagio (al presentar información de otros trabajos como propios), falsificación (al presentar la información e ideas de otras personas de forma falsa), entre otros, asumo las consecuencias y sanciones que de mi acción se deriven, sometiéndome a la normatividad vigente de la Universidad Nacional de San Martín – Tarapoto.

Tarapoto, 18 de Enero del 2016



JUAN PABLO JIMENEZ FLORES

DNI N° 71721821



Formato de autorización NO EXCLUSIVA para la publicación de trabajos de investigación, conducentes a optar grados académicos y títulos profesionales en el Repositorio Digital de Tesis

1. Datos del autor:

Apellidos y nombres:	Jimenez Flores Juan Pablo	
Código de alumno :	091120	Teléfono: 916652773
Correo electrónico :	j.pablo.1992@hotmail.com	DNI: 47229579

(En caso haya más autores, llenar un formulario por autor)

2. Datos Académicos

Facultad de:	Ciencias Agrarias
Escuela Profesional de:	Agronomía

3. Tipo de trabajo de investigación

Tesis	(X)	Trabajo de investigación	()
Trabajo de suficiencia profesional	()		

4. Datos de trabajo de investigación

Título:	Determinación de la eficiencia Biológica de <i>Danicularia</i> spp y <i>pleuroks</i> spp cultivados sobre sustratos Agrícolas: <i>desbiato</i>
Año de publicación:	

5. Tipo de Acceso al documento

Acceso público *	(X)	Embargo	()
Acceso restringido **	()		

Si el autor elige el tipo de acceso abierto o público, otorga a la Universidad Nacional de San Martín – Tarapoto, una licencia **No Exclusiva**, para publicar, conservar y sin modificar su contenido, pueda convertirla a cualquier formato de fichero, medio o soporte, siempre con fines de seguridad, preservación y difusión en el Repositorio de Tesis Digital. Respetando siempre los Derechos de Autor y Propiedad Intelectual de acuerdo y en el Marco de la Ley 822.

En caso que el autor elija la segunda opción, es necesario y obligatorio que indiquen el sustento correspondiente:

6. Originalidad del archivo digital

Por el presente dejo constancia que el archivo digital que entrego a la Universidad Nacional de San Martín – Tarapoto, como parte del proceso conducente a obtener el Título Profesional o Grado Académico, es la versión final del trabajo de investigación sustentado y aprobado por el jurado.

7. Otorgamiento de una licencia *CREATIVE COMMONS*

Para investigaciones que son de acceso abierto se les otorgó una licencia *Creative Commons*, con la finalidad de que cualquier usuario pueda acceder a la obra, bajo los términos que dicha licencia implica.

<https://creativecommons.org/licenses/by-nc-sa/2.5/pe/>

El autor por medio de este documento, autoriza a la Universidad Nacional de San Martín – Tarapoto, publicar su trabajo de investigación en formato digital en el Repositorio Digital de Tesis, al cual se podrá acceder, preservar y difundir de forma libre y gratuita, de manera íntegra a todo el documento.

Según el Inciso 12.2, del Artículo 12° del Reglamento Nacional de Trabajos de Investigaciones para optar Grados Académicos y Títulos Profesionales –RENATI “**Las universidades, instituciones y escuelas de educación superior tienen como obligación registrar todos los trabajos de investigación y proyectos, incluyendo los metadatos en sus repositorios institucionales precisando si son de acceso abierto o restringido, los cuales serán posteriormente recolectados por el Repositorio Digital RENATI, a través del Repositorio ALICIA**”.

.....
Firma del Autor

8. Para ser llenado en la Oficina de Repositorio Digital de Ciencia y Tecnología de Acceso Abierto de la UNSM-T.

Fecha de recepción del documento:

13 / 03 / 2019



.....
Firma del Responsable de Repositorio Digital de Ciencia y Tecnología de Acceso Abierto de la UNSM-T.

***Acceso abierto:** uso lícito que confiere un titular de derechos de propiedad intelectual a cualquier persona, para que pueda acceder de manera inmediata y gratuita a una obra, datos procesados o estadísticas de monitoreo, sin necesidad de registro, suscripción, ni pago, estando autorizada a leerla, descargarla, reproducirla, distribuirla, imprimirla, buscarla y enlazar textos completos (Reglamento de la Ley No 30035).

****Acceso restringido:** el documento no se visualizará en el Repositorio.

Dedicatoria

A Dios por haberme dado la vida y permitir haber llegado hasta este momento tan importante de mi formación profesional.

A mis padres Fermín y Carmen, por ser la razón de mi vida, por el apoyo y motivación incondicional en cada momento de mi formación moral, espiritual y académica.

A mis hermanos y hermanas por ser más que familia mis mejores amigos por ese apoyo moral y a mi novia Silvia Roxana por apoyarme y ayudarme en cada instante, en especial los momentos difíciles.

Agradecimiento

Mi agradecimiento especial al Dr. Winston Franz Ríos Ruiz, por haberme apoyado como asesor del presente trabajo de investigación.

Al Blgo. Renzo Alfredo Valdez Nuñez, por su gran apoyo y por formar parte de este proyecto como co-asesor.

Al Ing. Eybis José Flores García, por aportar opiniones juiciosas durante la realización de la tesis.

Al Ing. Jean Francis Saavedra Cárdenas, por el apoyo brindado durante la realización de este proyecto.

Índice General

	Página
Dedicatoria.....	vi
Agradecimiento.....	vii
Resumen.....	xii
Abstract.....	xiii
INTRODUCCIÓN.....	1
CAPÍTULO I: REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA.....	3
1.1 Antecedentes de la investigación.....	3
1.2 Generalidades de los Hongos.....	4
1.3 Morfología de los Hongos.....	5
1.4 Valor nutricional.....	5
1.5 Partes de un hongo.....	6
1.6 Condiciones climáticas.....	7
1.7 Descripción de los sustratos.....	9
1.8 Medios artificiales de cultivo en laboratorio.....	10
1.9 Técnica para la obtención del cultivo puro o sepa.....	11
1.10 Producción del inóculo.....	11
1.11 Preparación de los sustratos.....	12
1.12 Siembra del micelio en sustratos.....	12
1.13 Incubación para el desarrollo del micelio en los sustratos.....	13
1.14 Inducción a la producción de setas.....	13
1.15 Cosecha.....	14
1.16 Eficiencia biológica.....	14
CAPÍTULO II: MATERIALES Y MÉTODOS.....	16
2.1 Ubicación del lugar del experimento.....	16
2.2 Metodología.....	16
2.2.1 Instalación de los experimentos.....	16
2.2.2 Ejecución del experimento.....	17
2.2.3 Indicadores evaluadas.....	22
CAPÍTULO III: RESULTADOS Y DISCUSIÓN.....	24
3.1 Resultados.....	24
3.1.1 Crecimiento del micelio <i>Pleurotus</i> y <i>Auricularia</i> en medio PDA.....	24

3.1.1.1	Velocidad de crecimiento.....	26
3.1.1.2	Producción de inóculo.....	27
3.1.2	Colonización del micelio en sustratos.....	27
3.1.3	Formación del cuerpo fructífero y cosecha de carpóforos.....	28
3.1.4	Eficiencia Biológica, Rendimiento, Tasa de producción y contenido de proteína.....	29
3.2	Discusión.....	29
CONCLUSIONES.....		34
RECOMENDACIONES.....		35
REFERENCIA BIBLIOGRÁFICA.....		36
ANEXOS.....		42

Índice de Tablas

	Página
Tabla 1: Colecta de las muestras de <i>Auricularia spp</i> en cada lugar de muestreo con sus respectivos códigos.....	18
Tabla 2: Colecta de las muestras de <i>Pleurotus spp</i> en cada lugar de muestreo con sus respectivos códigos.....	19
Tabla 3: Promedio del peso fresco y seco de los cuerpos fructíferos de <i>Auricularia spp</i> y <i>Pleurotus spp</i> , eficiencia biológica, rendimiento y tasa de producción sobre diferentes sustratos.....	29

Índice de Figuras

		Página
Figura 1:	Partes de una seta (Hernández, 1946).....	7
Figura 2:	Se muestra las tres áreas de conservación de la provincia de san Martín de donde fueron extraídos las muestras de los hongos comestibles.....	18
Figura 3:	Limpieza y desinfección de los carpóforos: Limpieza de las partes sucias y de insectos de los carpóforos colectados (A), Carpóforos en los matraces listos para ser lavados con jabón e NaOCl (B), Las muestras en los matraces con jabon en liquido al 10% por 10 minutos (C), Enjuague de las muestras con agua destilada estéril (D).....	19
Figura 4:	Corte del carpóforo (A), colocando el carpóforo en el medio PDA (B) y el carpóforo en el centro de la placa (C).....	20
Figura 5:	Propagación de inóculo: Corte del micelio con bloques de Agar (A), micelio con bloques de agar colocando en la botella (B), botellas inoculadas y rotuladas (C) y botella cubierta con papel bond para darle las condiciones de oscuridad por 15 días (D).....	21
Figura 6:	Sustrato listo para ser inoculado (A), removiendo el maíz cubierto de micelio en botella para facilitar la inoculación (B), colocando micelio con granos de maíz en los sustratos (C) y sustratos en la cámara de fructificación cubiertos con bolsas negras para proporcionarle oscuridad por 15 días para el desarrollo del micelio (D).....	22
Figura 7:	Crecimiento del micelio de <i>Pleurotus</i> y <i>Auricularia</i> en medio PDA hasta los 30 días respectivamente medido cada 5 días.....	24
Figura 8:	Crecimiento radial (cm) de 10 muestras de <i>Auricularia spp</i> provenientes de tres lugares de colecta en placas Petri con medio PDA.....	25
Figura 9:	Crecimiento radial (cm) de 10 muestras de <i>Pleurotus spp</i> provenientes de tres lugares de colecta en placas Petri con medio PDA.....	25
Figura 10:	Velocidad de crecimiento de <i>Auricularia spp</i> en 30 días después de la siembra en medio PDA.....	26
Figura 11:	La velocidad de crecimiento (cm/día) de <i>Pleurotus spp</i> en 25 días después de la siembra en medio.....	26
Figura 12:	Desarrollo del micelio de <i>Auricularia spp</i> y <i>Pleurotus spp</i> en granos de maíz en cada semana.....	27
Figura 13:	Crecimiento del micelio de <i>Pleurotus spp</i> y <i>Auricularia spp</i> en los cuatro sustratos agroindustriales a los 25 días después de la inoculación.....	27
Figura 14:	Aparición de los primordios de <i>Auricularia spp</i> (A) y <i>Pleurotus spp</i> (B), sustratos (pulpa de café y cascarilla de arroz) con carpóforos <i>Auricularia spp</i> y <i>Pleurotus spp</i> a los 45 días después de la inoculación.....	28

Resumen

La investigación tuvo como objetivo aislar el micelio secundario de *Auricularia* spp y *Pleurotus* spp procedente de tres áreas naturales de la región San Martín, así como evaluar el crecimiento en medio agar papa dextrosa y en sustratos estériles a base de residuos agroindustriales. Se obtuvieron 10 aislamientos de micelios secundarios a través de carpóforos desinfectados de *Pleurotus* spp y otros 10 aislamientos de carpóforos desinfectados de *Auricularia* spp. La mayor velocidad de crecimiento en *Auricularia* spp fue de $62,5 \mu\text{m h}^{-1}$ (A1) y de $75 \mu\text{m h}^{-1}$ (B10) para *Pleurotus* spp. En una segunda parte del experimento se produjo semilla de las cepas nativas más veloces en granos de maíz esterilizado durante un periodo de incubación de 40 días. La semilla fue inoculada en sustratos estériles a base de residuos agroindustriales. Las cepas A1 de *Auricularia* spp y B10 de *Pleurotus* spp desarrollaron mejor en sustrato a base de residuos de pulpa de café, logrando una eficiencia biológica de 30,33% y 18,20%, respectivamente. Se concluye que las cepas nativas A1 y B10 de hongos comestibles pueden ser utilizadas en la propagación de semilla y producción de hongos comestibles, brindando al agricultor una alternativa complementaria de alto valor nutritivo.

Palabras clave: *Auricularia* spp.; *Pleurotus* spp.; eficiencia biológica; pulpa de café; cascarilla de arroz

Abstract

The objective of the research was to isolate the secondary mycelium of *Auricularia spp* and *Pleurotus spp* from three natural areas of San Martin region, as well as to evaluate the growth in agar potato dextrose medium and in sterile substrates based on agro industrial residues. Ten isolates of secondary mycelia were obtained through disinfected carpophores of *Pleurotus spp* and another 10 isolates of disinfected carpophores of *Auricularia spp*. The highest growth rate in *Auricularia spp* was 62,5 $\mu\text{m h}^{-1}$ (A1) and 75 $\mu\text{m h}^{-1}$ (B10) for *Pleurotus spp*. In a second part of the experiment, seed of the fastest strains was produced in sterilized maize grains during a 40-day incubation period. The seed was inoculated into sterile substrates based on agro industrial residues. The native strains A1 of *Auricularia spp* and B10 of *Pleurotus spp* developed better in substrate based on coffee pulp residues, achieving a biological efficiency of 30.33% and 18.20%, respectively. It is concluded that the native strains A1 and B10 of edible fungi can be used in seed propagation and edible fungus production, providing the farmer with complementary food of high nutritional value.

Keyword: *Auricularia spp*; *Pleurotus spp*; biological efficiency; coffee pulp; rice husk



INTRODUCCIÓN

Nuestro país, al igual que la mayoría de los países del mundo tiene que enfrentar el problema cada día más agudo del incremento de la población, que está ocasionando, entre otros resultados, que los habitantes dispongan en promedio, de menos tierra cultivable peligrando su seguridad alimentaria. Esta circunstancia nos debe estimular a incrementar la eficiencia productiva y con ello aprovechar mejor nuestros recursos naturales, así como los productos orgánicos que se derivan directa o indirectamente del sector agropecuario (Ríos y Ruiz, 1993).

Nuestra Amazonía Peruana, está constituida por una vasta y variada cantidad de recursos naturales. Entre ellos, los hongos comestibles que a pesar de su gran contenido nutricional aun es escaso su aprovechamiento. Los análisis modernos conducen a la conclusión sin disyuntivas que las setas, en general, se pueden comparar en valor nutritivo, calorías y vitaminas con los productos hortícolas (Singer 1964). Estos hongos constituyen un recurso del bosque que, frecuentemente, no se toma en cuenta en los estudios etnobotánicos y, a menudo, son comestibles para los indígenas amazónicos y constituyen un importante alimento para algunas tribus, quienes lo denominan “Oreja de palo”, “Callampa” y que es un plato favorito por sus cualidades culinarias.

De las 600 especies de hongos comestibles conocidos hoy, apenas algunas, aproximadamente 20 son utilizadas comercialmente, como por ejemplo *Lentinus edodes* Berc. (Shiitake), *Pleurotus sp.*, *Agaricus sp.*, *Volvariella sp.* etc. En el mundo ya existen tecnologías para el cultivo de setas comestibles (Singer, 1964); Lambert, 1977; Mignucci, 1986; Botelho y Ramos, 1985), entretanto el uso de ellos y su adaptación deben ser realizados para cada hongo comestible y en cada condición y/o región.

La producción de hongos en comunidades rurales puede aliviar la pobreza y mejorar la seguridad alimentaria. Estos mejoran la diversidad de la producción agrícola (Godfrey, *et al.* 2010). Para cultivos sucesivos, es importante seleccionar cepas de alto rendimiento. Sin embargo la producción y alto rendimiento de las cepas comerciales de hongos comestibles tiende a decrecer con los subcultivos, por lo que es necesario identificar buenas cepas para

asegurar la continua mejora del rendimiento así como buscar variedades eficientes en la amazonia peruana (Ahmed, *et al.* 2013).

Para tener un cultivo comercial de hongos comestibles es necesario conocer las especies prevalecientes en la región y determinar los factores que influyen en su desarrollo y crecimiento. El escaso o nulo conocimiento de las especies de hongos comestibles y su propagación en la región de San Martín, requiere la realización de trabajos básicos que permitan conocer la utilización de sustratos agroindustriales de la región para el cultivo de estos hongos comestibles nativos.

El objetivo del presente proyecto fue evaluar cepas de alta tasa de crecimiento radial de *Pleurotus spp* y *Auricularia spp* determinando su eficiencia biológica y otros parámetros de producción en el aprovechamiento de sustratos agroindustriales de la región San Martín.

El presente trabajo de investigación tuvo como objetivo general: Evaluar la eficiencia biológica de los hongos comestibles nativos (*Auricularia spp.* y *Pleurotus spp.*) cultivados sobre 4 sustratos agroindustriales (cascarilla de arroz, pulpa de café, aserrín y arroz pilado).

Y como objetivos específicos: Aislar y evaluar la velocidad de crecimiento de los cultivos puros de micelios de hongos comestibles nativos (*Auricularia spp* y *Pleurotus spp*),. Propagar inóculo de hongos comestibles nativos y Evaluar la eficiencia biológica y otros parámetros de producción de diferentes sustratos agroindustriales como medio de crecimiento para el cultivo de los hongos comestibles nativos (*Auricularia spp* y *Pleurotus spp*).

CAPÍTULO I

REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA

1.1 Antecedentes de la investigación

El sistema de cultivo de hongos comestibles está considerado como un conjunto de tecnologías compatibles con un desarrollo sustentable, ya que constituye uno de los pocos procesos que transforman residuos lignocelulósicos en proteína para consumo humano de manera directa (Oei 1996; Chang and Miles 2004; Gbolagade, Sobowale and Adejoye. 2006).

El cultivo comercial de hongos comestibles en el Perú se inició en la década de los 60's (Martínez –Carrera, 2000), con la introducción del “champiñón” (*Agaricus bisporus* J.E. Lange Pilát) por parte de la empresa “Compass”, la cual realizó una agresiva campaña de difusión del producto que incluía la participación de reconocidos expertos gastronómicos peruanos, como fue el caso de la Sra. Teresa Ocampo. Sin embargo, no es sino hasta el ingreso de “Agrícola la Chacra” (dueña de la marca Don Hongo) y ya en los 80s con la entrada de la empresa “Paccu S.A.”, que el cultivo alcanzó niveles industriales. Posteriormente, en los 90s se completó el panorama con la introducción del cultivo de *Pleurotus ostreatus*, “setas”. Cabe destacar que en el 2008, la empresa “Mundo Fungi” logró introducir por primera vez la oferta de *Lentinula edodes* (Berk.) Plegier, shiitake, en estado fresco y cultivado localmente.

El modelo de cultivo seguido por todos los cultivadores es aquel de integración vertical, es decir, cada productor realiza cada uno de los procesos requeridos para el funcionamiento de la empresa, desde elaborar la “semilla” y el sustrato, así como desarrollar el cultivo y llevar a cabo la distribución y comercialización de los cuerpos fructíferos. Otra característica que resalta es que existe muy poca relación entre las universidades, instituciones o centros de investigación con las empresas de cultivo de hongos. Esto implica que los productores han desarrollado la tecnología de manera privada y, por lo tanto, está poco disponible; esto ligado a que ninguna universidad ha implementado una línea de investigación y desarrollo permanente

para este rubro. Aunque se pueden mencionar algunos esfuerzos que desafortunadamente no han perdurado en el tiempo, como el taller de cultivo de hongos comestibles de la Universidad Nacional Agraria La Molina, a cargo del Agrónomo Alfonso Palomo; las investigaciones realizadas en la Universidad Peruana Cayetano Heredia, a cargo de la Dra. Magdalena Pavlich; y recientemente los talleres organizados por la Dra. Norma Salas de la Universidad Nacional Mayor de San Marcos, en que incluso se consiguió la presencia de expositores extranjeros como el Dr. Edgardo Alberto. Actualmente, se vienen realizando investigaciones sobre el cultivo de hongos comestibles y medicinales en la Universidad Nacional de San Antonio Abad del Cusco (Holgado y Henna *et al.* 2010).

1.2 Generalidades de los hongos comestibles

Los hongos comestibles han sido objeto de estudio debido a sus propiedades organolépticas y últimamente medicinales. En general, tienen un alto valor nutricional por su contenido de proteínas, vitaminas, minerales, fibra y un bajo contenido de grasas. Se considera que el valor nutritivo de los hongos es similar al de las hortalizas. Desde el punto de vista medicinal, muchos hongos comestibles se han convertido en una atractiva fuente de componentes biológicamente activos, muchos de estos compuestos son benéficos y se reportan que muestran actividad antitumoral, antiviral, antibacteriana, antihipotensivo, inmunoestimulante, antioxidante y anticoagulante (Wasser y Weis. 1999). Es así que en la literatura científica, se evidencia que *Pleurotus* y *Auricularia* son ampliamente estudiados sobre todo por la producción de proteasas fibrinolíticas.

El cultivo de los hongos comestibles es un sistema de bioconversión ecológica, pues lo que al hombre le es poco útil y que desecha, como las pajas, bagazos, cascarillas y pulpas, los hongos lo transforman en alimento proteínico y en mercancía para venta. Además, una vez que se obtiene el producto comestible, del sustrato residual se puede obtener abono orgánico mediante procesos de composteo y vermi composteo para la producción de plantas y hortalizas, dado el efecto directo en la conservación y mejora de la calidad de los suelos (Ardón 2007).

1.3 Morfología de los hongos

Pleurotus spp presenta un sombrero o píleo liso convexo, casi siempre en forma de ostra o concha. El píleo puede medir entre 5 y 12 cm de diámetro, está formado como una expansión lateral del ápice del estípite, extendiéndose en estadios maduros o viejos hasta llegar a casi plano. Su color es muy variable, desde café intenso hasta café pálido o crema. La intensidad del color puede alterarse de acuerdo a cambios en los factores medioambientales, como por ejemplo la luz y la temperatura. El estípite es corto, excéntrico o lateral, engrosado gradualmente hacia el lado del sombrero o píleo, algunas veces no se presenta. El himenio es la parte inferior del píleo y está formada por láminas estrechas, delgadas, recurrentes. En las láminas se producen los basidios, los cuales son estructuras especializadas que soportan las basidiosporas (Guzmán, *et al.* 1994).

Los basidiocarpos de *Auricularia* pueden variar desde una simple trama de hifas, como en *Helicobasidium*, hasta un cuerpo fructífero bien desarrollado y grande como en *A. polytricha*. En lo que respecta a las características macro-microscópicas de los basidiocarpos de *Auricularia spp* este desarrolla un basidiocarpo del tipo gimnocárpico, el cual presenta el himenio al descubierto desde su formación cuando las esporas están aún inmaduras (Guzmán, *et al.* 1993). Los basidiocarpos tienen un aspecto gelatinoso y algo coriáceo, con formas muy variables, unas veces tienen forma de copa o plato aplastado, otras con aspecto de oreja con lóbulos o pliegues irregulares, de hasta 10 cm de diámetro. En cuanto a su grosor apenas pasa de 1 mm, con la cara externa aterciopelada de color gris aceitunada y la interna más oscura, de color pardo-violáceo y con pliegues. La esporada es blanca y las esporas normales son alargadas, levemente arqueadas, de 14-23 x 5-8 micras (Guzmán, *et al.* 1993).

1.4 Valor nutricional

En diversos estudios se ha observado que los hongos del género *Pleurotus* y otras especies comestibles, son un alimento de alto valor nutritivo por su contenido de proteínas, grasas, fibra, carbohidratos, vitaminas y minerales. En general el valor

nutricional de los hongos comestibles se considera aceptable e incluso recomendable para las poblaciones con deficiencias dietarias, ya que poseen todos los aminoácidos esenciales para el hombre, son de valor nutritivo más alto que las proteínas de plantas, con una calidad muy cercana a la proteína animal (Lelley, 1987). Los hongos contienen carbohidratos como el glucógeno y la quitina y varios compuestos carbonados como la glucosa, fructosa, galactosa, y muchos otros. Contienen un amplio rango de vitaminas tales como la tiamina (vitamina B1), riboflavina (vitamina B2), ácido pantoténico (B3) y ácido ascórbico (vitamina C) (Chang y Miles, 1989). Con respecto a los minerales, el fósforo y el potasio se encuentran en altas cantidades, aunque también poseen calcio, fierro, cadmio, zinc y cobre. El contenido de grasas es de 0,9 a 1,8% en base a su peso seco (Bano y Rajarathnam, 1982). El contenido de proteína varía de 1,6 a 2,5%, y el contenido de niacina es aproximadamente diez veces más alta que la de cualquier otro vegetal (Ahmed, *et al.* 2013).

1.5 Partes de un hongo

Según Hernández (1946), estas son las partes de un hongo:

Píleo. También llamado sombrero, es la parte del cuerpo fructífero del hongo que sustenta la superficie donde se alojan las esporas.

Himenio. Es el conjunto de láminas y laminillas, es la parte fértil del hongo. Una característica importante que permite diferenciar a las setas por el sombrero es debido a que puede tomar diferentes aspectos, formas y colores.

Cutícula. Ejerce la función de proteger la superficie del sombrero, donde sus principales características son el color que es proporcionado por las distintas pigmentaciones que puede adquirir, si bien estas pueden variar en función de las condiciones climatológicas y del grado de crecimiento de la seta. La ornamentación de la cutícula además puede tomar formas significativas, donde las más comunes suelen ser de tipo, lisa, cuarteada, fibrilosa, escamosa, mechosa, con placas, flocosa, glabra, etc., cubriendo total o parcialmente la superficie.

Láminas. Son las estructuras bajo el sombrero que actúan como unión de las laminillas con el pie.

Laminillas. Son las que contienen los basidios, y estos a su vez son los que generan las esporas.

Anillo. Sólo presente en algunos hongos, es el resto del velo parcial al romperse para exponer a las esporas. El velo parcial es la estructura de algunos hongos para proteger el desarrollo del himenio.

Estipe. También llamado pie o pedúnculo, es el que sostiene el sombrero. Está conformado por tejido estéril hifal.

Volva. Sólo presente en algunos hongos, es el resto dejado por el velo

Micelio. Es el conjunto de hifas o filamentos cilíndricos, encargada de la nutrición de los hongos.

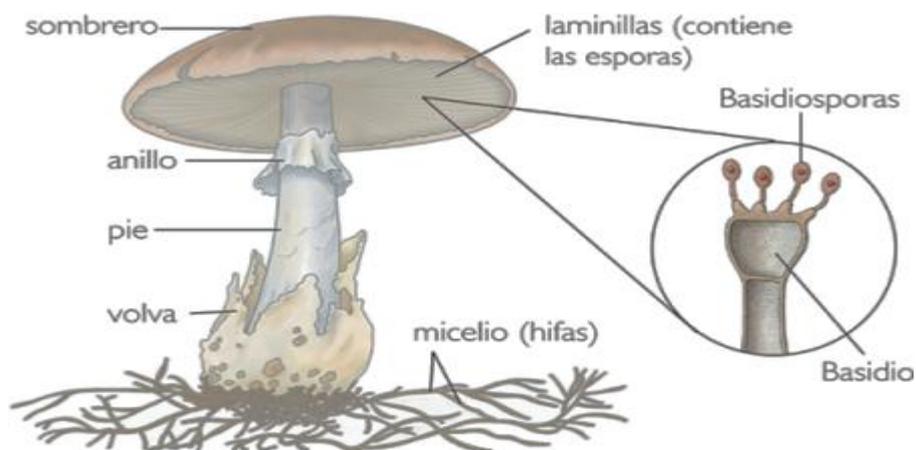


Figura 1: Partes de una seta (Hernández, 1946).

1.6 Condiciones climáticas

- Temperatura

La temperatura es un factor vital para el cultivo de *Pleurotus*. En general, muchas especies son cultivadas en un rango de 20 a 30 °C. Por lo que son llamados hongos subtropicales (Martínez, 2012).

- El pH

El grado preferido de acidez o alcalinidad depende de la especie cultivada, pero suele oscilar ampliamente alrededor de la neutralidad, aunque suele variar a lo largo del cultivo. Como cifras orientadoras diremos que *Pleurotus* suele preferir pH de 6-6,5 y *Auricularia* 4,5-7, pero todos pueden crecer aunque el pH del

medio no sea el óptimo, sobre todo si se añade algún aditivo regulador (Gaitán–Hernández, *et al.* 2006).

- **Luz**

No es un factor crítico que afecte el crecimiento o producción de cuerpos fructíferos. Sin embargo, algunos investigadores consideran que el cultivo de estos hongos es necesaria la luz para la formación de primordios y su posterior crecimiento. Aun así, lo cierto es que dentro de su hábitat natural crece normalmente en la oscuridad. Algunas especies de color claro tienden a oscurecerse al ser expuestas a la luminosidad intensa (Rajarathnam y Bano, 1987).

- **Humedad Relativa**

En cuanto a la humedad relativa, estudios que se han hechos sobre el efecto que tienen sobre el crecimiento y reproducción de setas indican que es principalmente el de evitar la desecación del sustrato y de cuerpos fructíferos. Los rangos a la que mejor se desarrollan están entre un 70 y 80%. Pero, también indican que la humedad ambiental en combinación con la temperatura óptima puede incrementar la producción, es decir, la humedad relativa por sí sola no es suficiente para incrementar la producción (García, 1991).

- **Contenido de humedad y tamaño de partícula del sustrato**

El contenido de humedad en el sustrato es uno de los factores más simples pero vitales para el desarrollo y producción del hongo *Pleurotus*. El rendimiento de la producción en sustratos que tienen entre el 70 y el 80% de agua es satisfactorio. Aquí el tamaño de partícula tiene una relación directa con el contenido de humedad. El mismo contenido de agua con partículas grandes puede no ser bueno para el cultivo si se reduce el tamaño de partícula porque los espacios aéreos se ven muy reducidos. El contenido de humedad en el sustrato para el desarrollo de los hongos debe estar entre el 50 y el 80%, la fructificación suele darse en condiciones normales cuando se tiene un 20% de oxígeno y una concentración de CO₂ no mayor de 800 ppm en el ambiente que circunda al hongo y la humedad relativa óptima para la fructificación de *P. ostreatus* es de 85 a 90% (Sánchez y Royse, 2001).

1.7 Descripción de los sustratos

1.7.1 Cascarilla de arroz

Es un subproducto de la industria molinera, que resulta abundantemente en las zonas arroceras de muchos países y que ofrece buenas propiedades para ser usado como sustrato. Es un material rico en K y P, pero pobre en N. Además posee grandes cantidades de Mn y B, es una fuente importante de Si, porosidad, permeabilidad y aireación elevadas, pH neutro, CE y CIC bajas. Presenta 39,1 % de Carbono, 5,2 % de Hidrógeno y 0,6 de Nitrógeno (Prada, 2010).

1.7.2 Pulpa de café

En contraste con las operaciones en mayor escala que se necesitan para el tratamiento de las aguas residuales y para hacer el ensilaje, la pulpa de café puede ser manejada en menor escala con facilidad, como tarea de la familia. La pulpa fermentada y secada parcialmente puede ser usada como sustrato para el cultivo de setas exóticas. De interés especial es la mezcla de cáscara y pulpa semi seca para el cultivo rápido, en unas cuantas semanas, de *Shiitake*, *Linchi* y otras setas que habitualmente tardan muchos meses en crecer en leños de roble. Más rápida aún es la producción de *Pleurotus* o setas ostra que habitualmente crecen en árboles podridos en los matorrales. En zonas en que las setas son bocado delicado y apreciado, los caficultores en pequeña escala pueden conseguir ingresos importantes en los mercados locales (Rajkumar and Giorgio, 2005).

La pulpa de café debe provenir de un despulpado sin agua, ya que esta posee las condiciones adecuadas para ser ensilada sin necesidad de utilizar aditivos: Su contenido de azúcares reductores es del orden del 12,6%. Tamaño de partícula entre 1 y 2 cm. Contenido de humedad alrededor del 75%; Nitrógeno (% bs) 1,89; pH 3,76 y Proteína (% bs) 11,8 (Rodríguez, 2008).

1.7.3 Aserrín

Se compone principalmente de fibras de celulosa unidas con lignina. Según análisis, su composición media es de un 50% de carbono (C), un 42% de oxígeno (O), un 6% de hidrógeno (H) y un 2% de nitrógeno (N) asociado a otros elementos

con una relación C/N 200 -500: 1. Los hongos son organismos que utilizan la madera como fuente de alimento. Actúan en la madera como una red microscópica que crece directamente penetrando la pared celular de la madera. Las hifas de los hongos producen las enzimas que degradan la celulosa, hemicelulosa, y lignina. Una vez que el hongo obtiene una suficiente cantidad de energía de la madera, produce un cuerpo fructífero sexual o asexual que permite distribuir las esporas reproductivas, las que siguen el proceso de invasión y degradación de la materia orgánica (Basaure, 2008).

1.7.4 Arroz pilado

Es una excelente fuente de energía por su elevado contenido de carbohidratos de tipo complejo como almidones, además, Contiene 8 aminoácidos esenciales por lo que, al consumirlo en forma combinada con leguminosas como los frijoles, provee una fuente de proteína de buena calidad y bajo costo. La cubierta fibrosa del arroz contiene fitosteroles, que ejercen un efecto reductor en los niveles de colesterol sanguíneo. Por su bajo contenido de sodio es de gran utilidad para las dietas restrictivas en personas con hipertensión, patologías renales y cardiacas (Morice, 2011).

La composición química del arroz pilado o pulido según Samalvides (2005) es:

- Humedad 15,47
- Proteínas 10,51
- Lípidos totales 10,13
- Cenizas 5,52
- Carbohidratos por diferencia 55,46
- Fibra cruda 2,91

1.8 Medios artificiales de cultivo en laboratorio

EL llamado agar-patata-dextrosa, que es uno de los más utilizados, puede prepararse fácilmente cociendo unos 150 g de patatas sin piel en medio litro de agua. Luego se aplastan las patatas en el líquido y se filtran todo por gasa o algodón. Se añaden 10 g de glucosa y 20 g de agar para un litro de agua destilada.

También se usa a menudo el compuesto para un litro de agua destilada, 20 g de agar, 20 g de extracto de malta, 20 g de dextrosa (azúcar) y 1 g de peptona (García, 2007).

1.9 Técnica para la obtención del cultivo puro o sepa

Lo primero que hay que conseguir es aislar la especie de hongo que se quiere cultivar. Esto puede lograrse a partir de las esporas que producen las setas o utilizando una porción del sombrero (Flores, 2007).

Si la siembra no se hace con esporas, sino con tejido del hongo (cosa que al parecer tiene menos riesgo de transmitir virosis), la pequeña porción a utilizar se obtiene con pinzas después de cortar el sombrero de una seta joven por la mitad, de la parte que está cerca del sitio donde el pie se une con el sombrero. Se deposita el trocito sobre la superficie del micelio del cultivo. Con este método, que en realidad es un clonado (equivalente al uso de esquejes en las plantas), se obtiene cultivos con la misma característica del ejemplar utilizado este rango de crecimiento del micelio, se encuentra entre los 20 y 30 días dependiendo de la especie. Anotemos que los ejemplares de setas que se vayan a emplear para siembras, han de ser sanos y deben envolverse en un papel cuando se cogen para que no les caigan esporas de otra especie. Además se tiene que hacer asepsia de las muestras (García, 2007).

1.10 Producción del inóculo

Gaitán-Hernández, *et al* (2006), menciona que la elección de los granos o semillas para la producción de inóculo dependerá de su disponibilidad, bajo costo y calidad. Se pueden emplear semillas de sorgo, trigo, centeno, cebada, avena, maíz y arroz, entre otros. La semilla previamente se limpia, lava e hidrata por inmersión en agua de 8-12 hrs. Transcurrido el tiempo de hidratación, los granos se enjuagan y se escurre el exceso de agua con la ayuda de un cernidor, pasando un lienzo seco sobre la semilla hasta que al momento de tomar una porción con la mano ésta no quede húmeda. La cantidad de agua que absorbe la semilla es de aproximadamente 25-30 por ciento. Una vez controlado el contenido de humedad en el grano, se

coloca 300 g en bolsas de polipapel, después se esterilizan en olla de presión o autoclave, a 15 lb durante 50-60 min. Las bolsas esterilizadas se enfrían en un área aislada y limpia, de preferencia en una superficie desinfectada. Las muestras así preparadas, servirán para hacer la propagación de la cepa que se encuentra en el medio de cultivo, éste se corta con una navaja o bisturí flameado o desinfectado con alcohol, en fragmentos de aproximadamente 1 cm² y con una aguja de disección se toma uno de éstos y se coloca sobre la semilla, se le deja un poco de aire a la bolsa y se le hace un pequeño nudo en la parte superior. Se incuba de 25-28°C en oscuridad hasta que el micelio cubra totalmente la semilla de 15 ó 20 días. El inóculo es el que se usa para la siembra y fructificación de las setas, si el inóculo no se emplea inmediatamente puede ser almacenado de preferencia en oscuridad y refrigeración a 5°C hasta por tres meses, aunque lo recomendable es utilizarlo a la semana de estar en refrigeración.

1.11 Preparación de los sustratos

Una operación fundamental en la preparación de cualquier sustrato es la hidratación, consiste en aumentar la cantidad de humedad del sustrato (de 75 a 80 %), la cual es necesaria para el desarrollo del micelio del hongo, esto se obtiene sumergiendo al sustrato en agua durante 12 horas (García, 1991). Lo más importante en la preparación del sustrato es el tratamiento térmico para destruir parásitos, agentes patógenos, semillas y posibles competidores. Lo más cómodo es realizarla en autoclaves, aparatos que cierran herméticamente y aplican vapor de agua a presión. Cuando no se dispone de autoclave, hay quien coloca las bolsas del sustrato sobre rejillas dispuestas como estanterías dentro de un bidón en cuyo fondo se echa agua para que hierva gracias al fuego aplicado bajo el recipiente; se deja que el vapor haga su labor durante unas horas (Gaitán-Hernández, *et al* .2006).

1.12 Siembra del micelio en sustratos

La cantidad de micelio que se emplea varía del 1 al 4% del sustrato húmedo, siendo el 3% la cifra más corriente. Si se emplea más cantidad, el desarrollo del hongo será más rápido y abundante, pero resulta más caro y la temperatura del

sustrato puede subir demasiado y matar el propio micelio, sobre todo si el sustrato lleva aditivos nitrogenados. Las bolsas son anchas o la humedad de la masa es mayor del 75%. Conviene colocar las bolsas sembradas separadas unas de otras o ponerlas sobre soportes de alambre para que el aire al circular entre ellas evite sobre calentamientos (García, 2007).

1.13 Incubación para el desarrollo del micelio en los sustratos

Una vez mezclado el sustrato con el micelio, el sustrato ira siendo invadido por el micelio según va creciendo y trabajando los componentes sueltos de modo que al cabo de 15-25 días todo se habrá convertido en un bloque blanquecino a temperaturas preferías por los hongos que son entre 20 y 28°C. Las bolsas de plástico, se les harán agujeros con tubos de hierro caliente agujeros no muy grandes de 2-3 cm, el exceso de oxigeno activara microorganismos que harían subir peligrosamente la temperatura del sustrato y al llegar a 40°C el micelio moriría en un día. (Gaitán–Hernández, *et al* .2006).

Dependiendo de la especie y de la temperatura del local este período de tiempo puede oscilar entre los 12 y 60 días para sustratos triturados y entre los 3 y 9 meses para los sustratos leñosos no triturados. El local de incubación debe tener mucha humedad, algo ventilado y bastante caliente (normalmente de 20 a 25° C) (Sierra, López y Eiroa, 2002)

1.14 Inducción a la producción de setas

Cuando se comprueba que el micelio ha invadido todo el sustrato y asoma por su superficie, es decir, ha terminado su crecimiento, hay que cambiar las condiciones ambientales para provocar la formación de los primordios, bastones o gránulos que luego crecerán y darán lugar a las setas de 5 a 10 días . El brusco cambio ambiental es como un “susto” que induce al hongo a reproducirse y para ello forma las setas que producirán esporas. En realidad el cambio suele consistir en la baja de la temperatura unos grados más bajos que la necesaria para el crecimiento del micelio. Así como el micelio aguantaba bastante concentración de CO₂ y podía crecer en

bolsas casi cerradas, ahora es preciso disminuir mucho esa concentración haciendo agujeros más grandes y ventilando el lugar, la humedad del ambiente debe ser muy alta, del orden del 95% y, en muchas especies, es necesario además regar el sustrato (Yang, fengling y zhengjie. 2013).

1.15 Cosecha

Se da entre los 6 y 8 días, a partir del día de la nacencia. La mejor talla para comercializar el hongo seta, es de 10 a 14 cm. que es cuando se puede aprovechar el hongo por completo. A veces, hay matas que pueden crecer hasta 25 o más centímetros, pero resultan muy correosas y no se puede aprovechar completamente el pie del hongo; además, cuando las matas son muy grandes no son bien aceptadas por la gente y no se conservan por mucho tiempo. En general se devalúan y el sustrato se acaba con más rapidez, por lo que en lugar de esperar tres cosechas sólo se darán escasamente dos (Flores, 2007).

1.16 Eficiencia biológica

Según Irawati, et al. (2012) la eficiencia biológica para *Auricularia* fue de 15,6%; 10,1% y 5,6% en aserrín de *Falcataria moluccana*, *Shorea sp* y *Tectona grandis*.

Ahila Deli, et al. (2013), Menciona que la mejor combinación de sustratos para el crecimiento micelial y fructificación de *Auricularia polytricha* fue la cascarilla de arroz y afrecho de trigo (3:1), con una eficiencia biológica del 59,04%.

Ojeda et al. (2009), la eficiencia biológica de *Auricularia delicata* sobre Pulpa de café fue de 72 %.

Según Gaitán–Hernández, et al. (2009). La EB en cepas de *Pleurotus sp* fue en promedio de 71,25% y la TP de 0,92%. La mayor EB la obtuvo la cepa IE–760 con 93,63%, un 31% superior al parental y significativamente diferente ($p < 0,05$) al resto de las cepas.

Según Obodai, *et al.* (2003), la eficiencia biológica de *P. ostreatus* se encuentra en un rango de 0-61% en una variedad de residuos lignocelulósicos. En general un bajo índice de eficiencia biológica se atribuye al agotamiento de los nutrientes en el sustrato y la forma en la que la semilla los asimiló, también influye la procedencia de la semilla (Cardona, 2001).

CAPÍTULO II

MATERIALES Y MÉTODOS

2.1 Ubicación del lugar experimental

El trabajo de investigación se realizó en el laboratorio de Microbiología de la Facultad de Ciencias Agrarias; Escuela Profesional de Agronomía de la UNSM–T, Ciudad Universitaria, Morales, Provincia y Región San Martín.

2.2 Metodología

2.2.1 Instalación de los experimentos

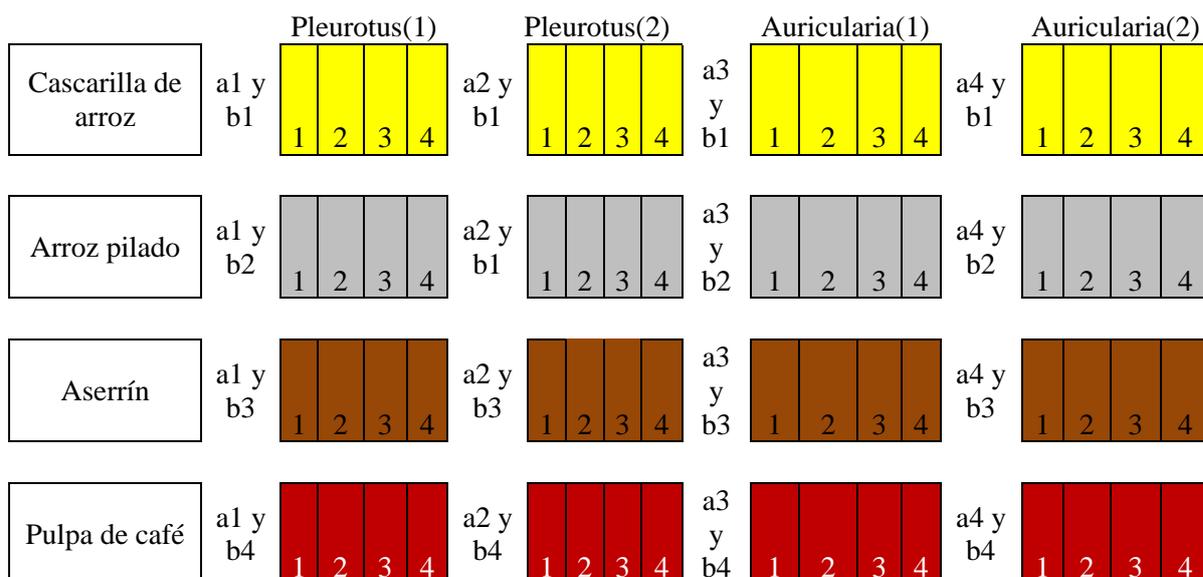
2.2.1.1 Diseño experimental

Se utilizó un arreglo factorial de 4 x 4 (donde FA: hongos, FB: sustratos y a= especies) con 4 repeticiones.

FA: a1 y a2 (*Pleurotus spp.*) - a3 y a4 (*Auricularia spp.*)

FB: b1 (Cascarilla de arroz), b2 (arroz pilado), b3 (aserrín) y b4 (pulpa de café).

2.2.1.2 Distribución de los tratamientos



Tratamientos:

- a1b1: Pleurotus, especie 1 en cascarilla de arroz
- a1b2: Pleurotus, especie 1 en arroz pilado
- a1b3: Pleurotus, especie 1 en aserrín
- a1b4: Pleurotus, especie 1 en pulpa de café
- a2b1: Pleurotus, especie 2 en cascarilla de arroz
- a2b2: Pleurotus, especie 2 en arroz pilado
- a2b3: Pleurotus, especie 2 en aserrín
- a2b4: Pleurotus, especie 2 en pulpa de café
- a3b1: Auricularia, especie 1 en cascarilla de arroz
- a3b2: Auricularia, especie 1 en arroz pilado
- a3b3: Auricularia, especie 1 en aserrín
- a3b4: Auricularia, especie 1 en pulpa de café
- a4b1: Auricularia, especie 2 en cascarilla de arroz
- a4b2: Auricularia, especie 2 en arroz pilado
- a4b3: Auricularia, especie 2 en aserrín
- a4b4: Auricularia, especie 2 en pulpa de café

El análisis de los datos se realizó empleando el programa estadístico XLSTAT, versión 1.1. Los datos fueron sujetos al análisis de varianza (ANOVA) al 0,05 de significancia. (Mintesnot, Ayalew y Kebede. 2014), usando la prueba de multivarianza Duncan.

2.2.2 Ejecución del experimento

2.2.2.1 Colecta e identificación de hongos comestibles

Se realizó una colecta de 10 carpoforos (5 de *Auricularia* spp y 5 de *Pleurotus* spp) por sitio de muestreo las cuales fueron: Área de Biodiversidad de la UNSM – T, área de conservación de Shilcayo y bocatoma del río Cumbaza, en total se colectaron 30 muestras, se colectaron los carpoforos encontrados en guaba, café y especies forestales. En las áreas se tomaron datos correspondientes al ámbito natural e inmediatamente fueron envueltos en papel toalla y colocados en tapetes de tapa hermética rectangulares (capacidad de un litro), luego fueron trasladados al laboratorio de microbiología de la Facultad de Ciencias Agrarias, para su posterior identificación (figura 2). A todas las muestras colectadas se les

proporcione un código tanto para *Auricularia spp* (Tabla 1) así como también para *Pleurotus spp* (Tabla 2).



Figura 2: Se muestra las tres áreas de conservación de la provincia de san Martín de donde fueron extraídos las muestras de los hongos comestibles.

Tabla 1

Colecta de las muestras de *Auricularia spp* en cada lugar de muestreo con sus respectivos códigos.

Lugares de colecta	Numero de muestras	Código
Bocatoma del río cumbaza	1	BCR (A1)
	2	BCR (A2)
	3	CRS (A3)
	4	CRS (A4)
Área de conservación del río shilcayo	5	CRS (A5)
	6	CRS (A6)
	7	CRS (A7)
	8	CRS (A8)
Biodiversidad de la UNSM-T	9	BIO (A9)
	10	BIO (A10)

Tabla 2

Colecta de las muestras de Pleurotus spp en cada lugar de muestreo con sus respectivos códigos.

Lugares de colecta	Numero de muestras	Código
Área de conservación del río shilcayo	1	CRS (P1)
	2	CRS (P2)
	3	CRS (P3)
	4	CRS (P4)
	5	CRS (P5)
	6	CRS (P6)
Biodiversidad de la UNSM-T	7	BIO (P7)
	8	BIO (P8)
	9	BIO (P9)
	10	BIO (P10)

2.2.2.2 Limpieza y desinfección de los carpóforos colectados

Se realizó en el laboratorio de microbiología de la UNSM- usando una solución al 10% de un detergente y se agito por 10 minutos. Luego las muestras fueron metidas en una solución de NaOCl al 2% por espacio de un minuto, finalmente se realizaron 8 enjuagues con H₂O destilada estéril (Figura 3).



Figura 3: Limpieza y desinfección de los carpóforos: Limpieza de las partes sucias y de insectos de los carpóforos colectados (A), Carpóforos en los matraces listos para ser lavados con jabón e NaOCl (B), Las muestras en los matraces con jabón líquido al 10% por 10 minutos (C), Enjuague de las muestras con agua destilada estéril (D).

2.2.2.3 Aislamiento del micelio secundario y obtención de cultivos puros o sepas de hongos comestibles nativos

Con la ayuda de un bisturí se realizaron cortes de aproximadamente un cm^2 del cuerpo fructífero, las cuales se colocaron en el centro de una placa Petri conteniendo Agar Papa Dextrosa, este medio fue enriquecido al 5 % con extracto de levadura (APDE) (Jonathan and Fasidi, 2003) para *Pleurotus* spp. y con extracto de Malta para *Auricularia* spp. Las placas luego fueron incubadas a 27°C por 10 a 15 días. Para cada aislamiento se midió el crecimiento micelial, mediante la tasa de crecimiento radial, eligiendo las cepas con mayor velocidad de crecimiento ($\mu\text{m h}^{-1}$) (Gaitán-Hernández and Salmenes. 2008). Cada cepa aislada y en cultivo puro fue almacenada como cultivo de trabajo en APD a $4\text{-}5^\circ\text{C}$ y mantenidos mediante sub-cultivos (figura 4). El desarrollo radial del micelio en placas Petri conteniendo agar PDA fue medido cada 5 días después de los primeros 10 días.

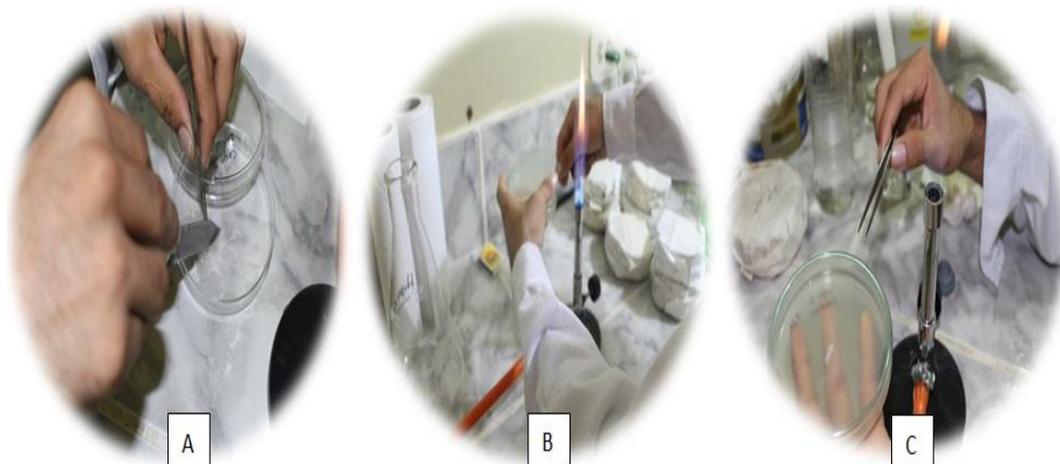


Figura 4: Corte del carpóforo (A), colocando el carpóforo en el medio PDA (B) y el carpóforo en el centro de la placa (C)

2.2.2.4 Producción de micelio en granos de maíz

Se tomaron tres kilogramos de maíz, los cuales fueron hervidos en 5 Litros de agua por 15 minutos, luego el agua fue drenada y los granos se dejaron reposar toda la noche. Al día siguiente las semillas fueron neutralizadas usando sulfato de calcio y carbonato de calcio hasta alcanzar el pH adecuado (5,5-6,5) así como para reducir la adhesión entre granos. El maíz preparado fue colocado en botellas de vidrio (figura 5) con tapa hermética y luego autoclavadas a 121°C por 15 minutos. Se dejó reposar las botellas a temperatura ambiente por 24 horas.

Posteriormente fueron inoculadas usando bloques de agar conteniendo micelio secundario de los hongos en prueba, las que fueron incubadas a 27 °C por 30 a 40 días, hasta desarrollo del micelio.

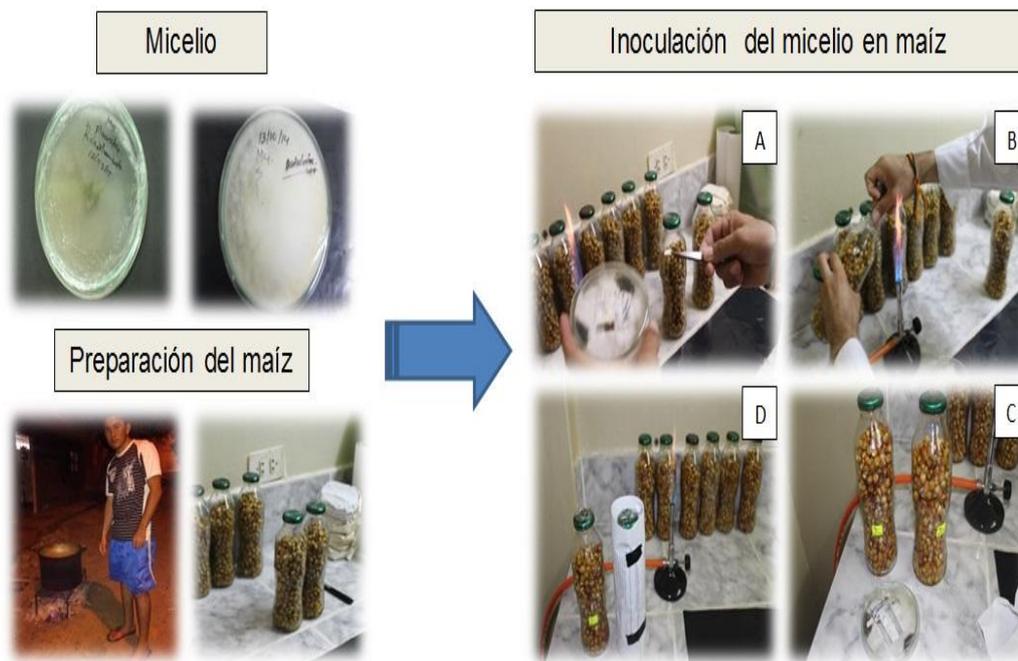


Figura 5. Propagación de inóculo: Corte del micelio con bloques de Agar (A), micelio con bloques de agar colocando en la botella (B), botellas inoculadas y rotuladas (C) y botella cubierta con papel bond para darle las condiciones de oscuridad por 15 días (D).

2.2.2.5 Preparación de los sustratos

- A) cascarilla de arroz: fue colectada del molino león rojo del distrito del Morales.
- B) Pulpa de café: fue colecta del fundo del señor Carlos Ruiz, del Km 8 carretera Yurimaguas, la pulpa de café fue de la variedad catimor y caturra y además fue colectada semi seca.
- C) Aserrín: fue colectado de un aserradero de atumpampa del distrito de morales, fue seleccionado de especies forestales (Moena, estoraque, tornillo y bolaina blanca) que estaban trabajando esa semana. El aserrín colectado fue el de partículas media no muy menudo.
- D) Arroz pilado: Procedente del distrito de San Hilarion, provincia de picota. La variedad del arroz fué INIA 507 (La conquista). Se utilizó los tres cuarto también llamado arrocillo.

Los sustratos se pusieron a remojo en bandejas con agua destilada por un periodo de 48 horas para alcanzar una humedad de 75 a 80 %. Luego 1 Kg del sustrato fue colocado en bolsas de polipropileno para ser autoclavados a 121 °C por 15 minutos. Posteriormente las bolsas fueron enfriadas a temperatura ambiente, e inoculadas al 3% con micelio en base al peso húmedo (1 Kg/bolsa). (Grafico 5). Las bolsas fueron acondicionadas en una cámara de crecimiento preparada especialmente para desarrollo del micelio cuyas condiciones de temperatura fueron de 25 a 30 °C y humedad relativa de 70 a 90 %, bajo condiciones de oscuridad por 15 días para el desarrollo del micelio. La oscuridad se le proporcionó cubriendo las bolsas de polipropileno con bolsas negras, en esta etapa se midió el tiempo de colonización total del sustrato por parte del micelio.

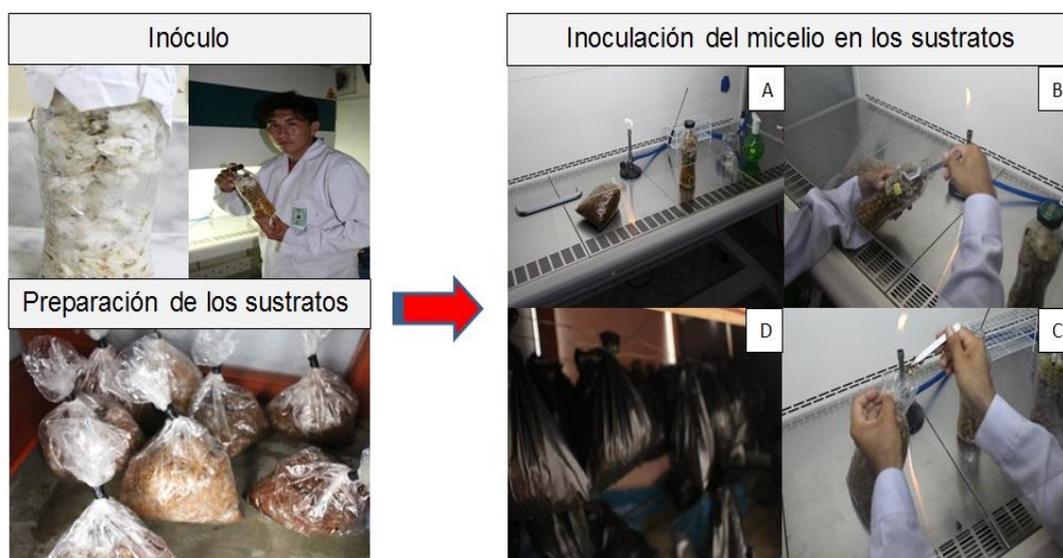


Figura 6: Sustrato listo para ser inoculado (A), removiendo el maíz cubierto de micelio en botella para facilitar la inoculación (B), colocando micelio con granos de maíz en los sustratos (C) y sustratos en la cámara de fructificación cubiertos con bolsas negras para proporcionarle oscuridad por 15 días para el desarrollo del micelio (D).

2.2.3 Indicadores evaluados

2.2.3.1 Velocidad de crecimiento(cm/día)

Se determinó según Zharare, Kabanda y Poku (2010), con mediciones radiales en cm/día a las placas Petri en un rango de 5 días promedio hasta que la placa se cubra de micelio. Esto nos sirvió para la selección de cepas que se trabajó.

2.2.3.2 Eficiencia biológica

Para la formación de los carpóforos, las bolsas con semilla fueron trasladadas al fundo del Sr. Carlos Ruiz Ramírez, ubicado en el Km 8 de la carretera Tarapoto - Yurimaguas, lugar escogido por las condiciones ambientales apropiadas de temperatura y humedad que existen allí, para la aparición de los cuerpos fructíferos. Después del apareamiento de los primordios en las bolsas de polietileno, los cuerpos fructíferos de cada una de las bolsas fueron pesadas a fin de calcular la EB con la siguiente fórmula propuesta por Bautista, *et al.* (2003).

$$EB (\%) = \text{Peso fresco de cuerpos fructíferos cosechados por bolsa} / \text{Peso seco del sustrato empleado al momento de la inoculación} \times 100.$$

2.2.3.3 Rendimiento

Se obtiene con la siguiente fórmula:

$$\text{Rendimiento} (\%) = \text{Peso seco de los cuerpos fructíferos} / \text{Peso de sustrato seco} \times 100.$$

2.2.3.4 Tasa de producción

La TP se obtiene con la siguiente fórmula:

$$TP = \text{Eficiencia biológica} / \text{período de colonización del sustrato} + \text{período de fructificación en días}.$$

CAPÍTULO III

RESULTADOS Y DISCUSIÓN

3.1 Resultados

3.1.1 Crecimiento del micelio de *Pleurotus* y *Auricularia* en medio PDA.

El desarrollo radial del micelio de *Pleurotus* y *Auricularia* en medio PDA (Figura 6) fue medido cada 5 días hasta que el micelio cubrió la placa.

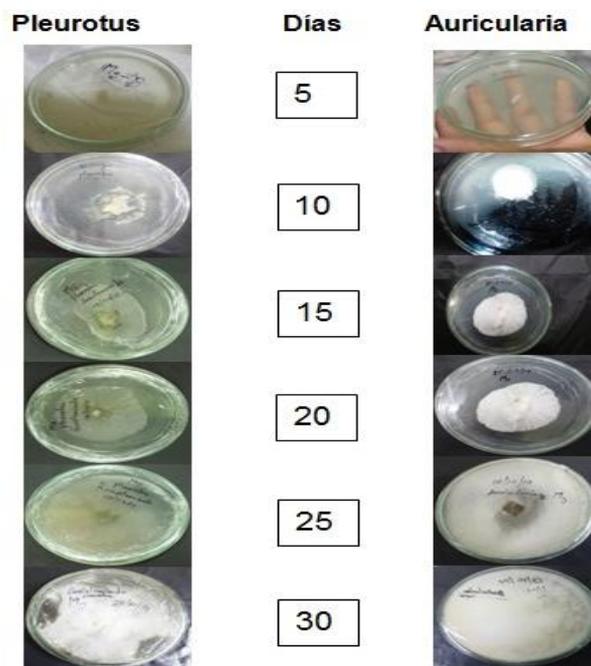


Figura 7: Crecimiento del micelio de *Pleurotus* y *Auricularia* en medio PDA hasta los 30 días respectivamente medido cada 5 días.

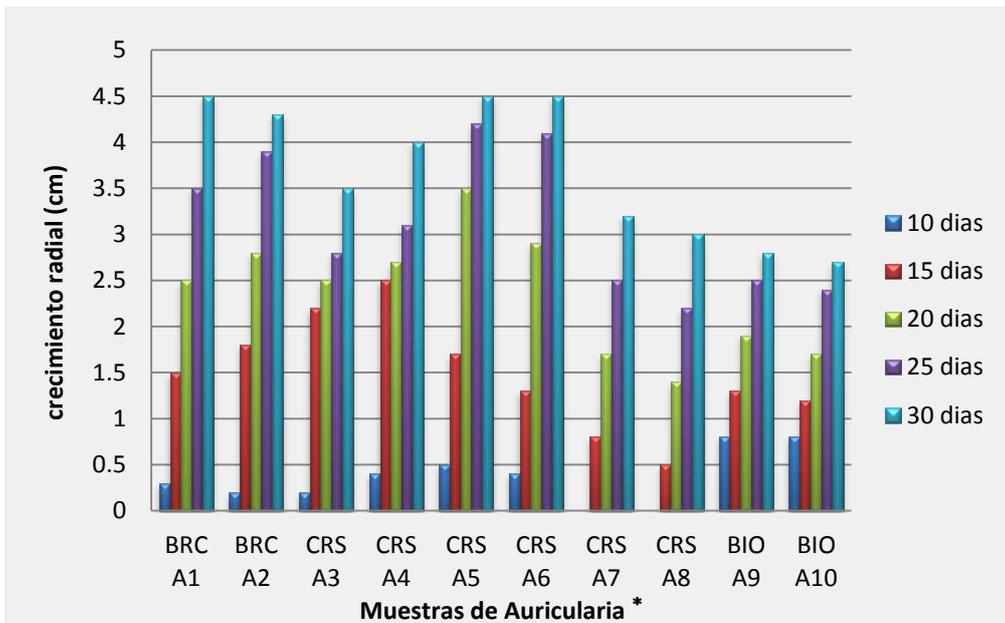


Figura 8: Crecimiento radial (cm) de 10 muestras de *Auricularia* spp provenientes de tres lugares de colecta en placas Petri con medio PDA.

* Lugares de colecta: Bocatomá del río Cumbaza (BCR), Área de conservación río Shilcayo (CRS) y Biodiversidad de la UNSM – T (BIO); A1, A2, A3, A4, A5, A6, A7, A8, A9 Y A10 (muestras de *Auricularia* spp)

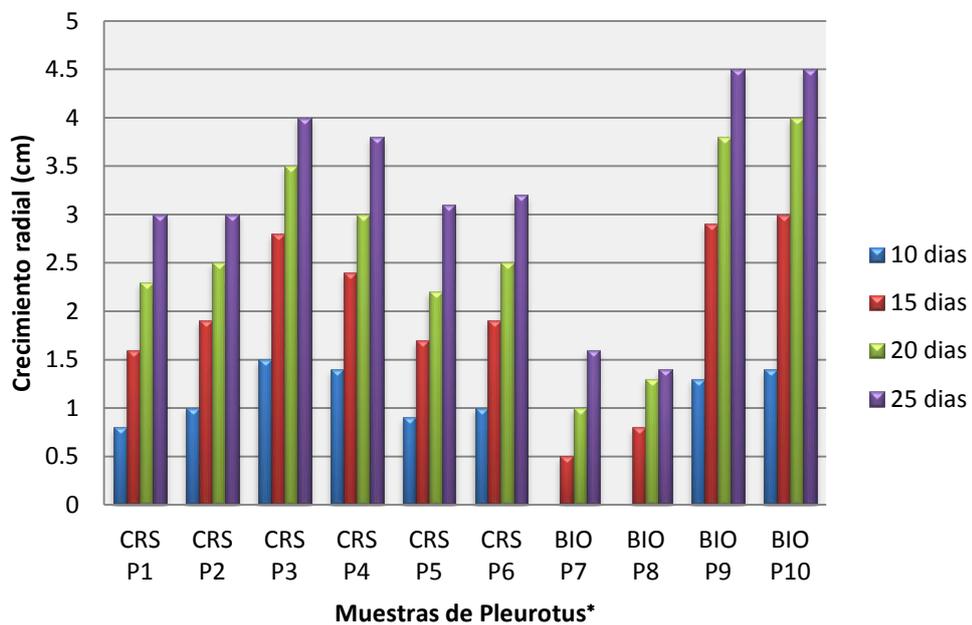


Figura 9: Crecimiento radial (cm) de 10 muestras de *Pleurotus* spp provenientes de tres lugares de colecta en placas Petri con medio PDA.

* Lugares de colecta: Bocatomá del río Cumbaza (BCR), Área de conservación río Shilcayo (CRS) y Biodiversidad de la UNSM – T (BIO); P1, P2, P3, P4, P5, P6, P7, P8, P9 Y P10 (Muestras de *Pleurotus* spp).

3.1.1.1 Velocidad de crecimiento

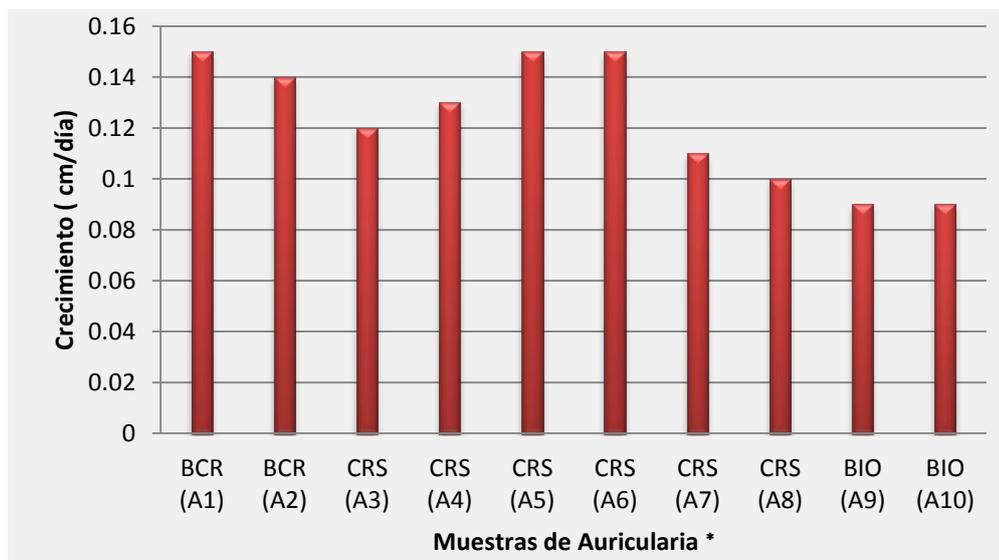


Figura 10: Velocidad de crecimiento de *Auricularia spp* en 30 días después de la siembra en medio PDA.

* Lugares de colecta: Bocatoma del río cumbaza (BCR), Área de conservación río Shilcayo (CRS) y Biodiversidad de la UNSM –T (BIO); A1, A2, A3, A4, A5, A6, A7, A8, A9 Y A10 (muestras de *Auricularia spp*); con sus respectivas velocidades de crecimiento.

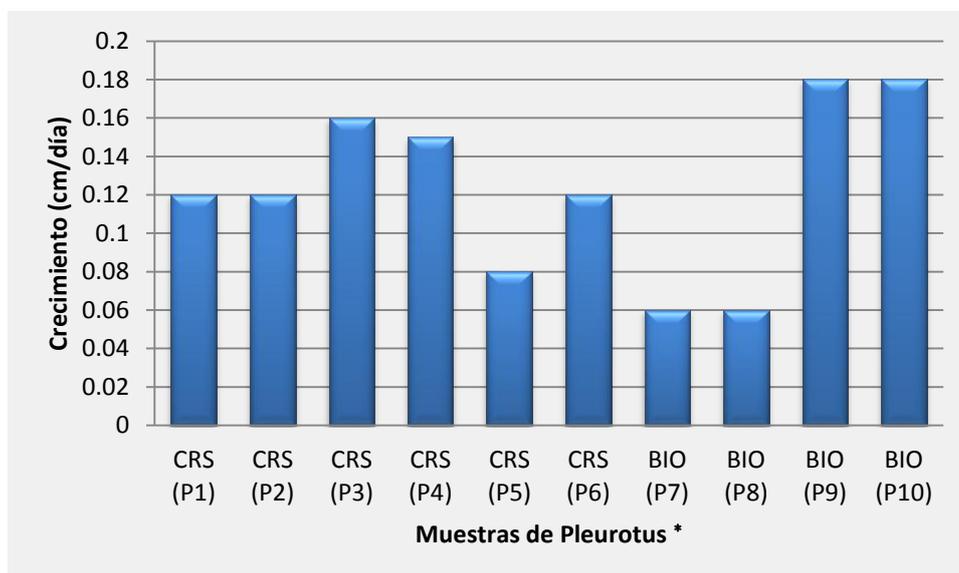


Figura 11: La velocidad de crecimiento (cm/día) de *Pleurotus spp* en 25 días después de la siembra en medio.

* Lugares de colecta: Bocatoma del río cumbaza (BCR), Área de conservación río Shilcayo (CRS) y Biodiversidad de la UNSM –T (BIO); P1, P2, P3, P4, P5, P6, P7, P8, P9 Y P10 (Muestras de *Pleurotus spp*); con sus respectivas velocidades de crecimiento.

3.1.1.2 Producción de inóculo.

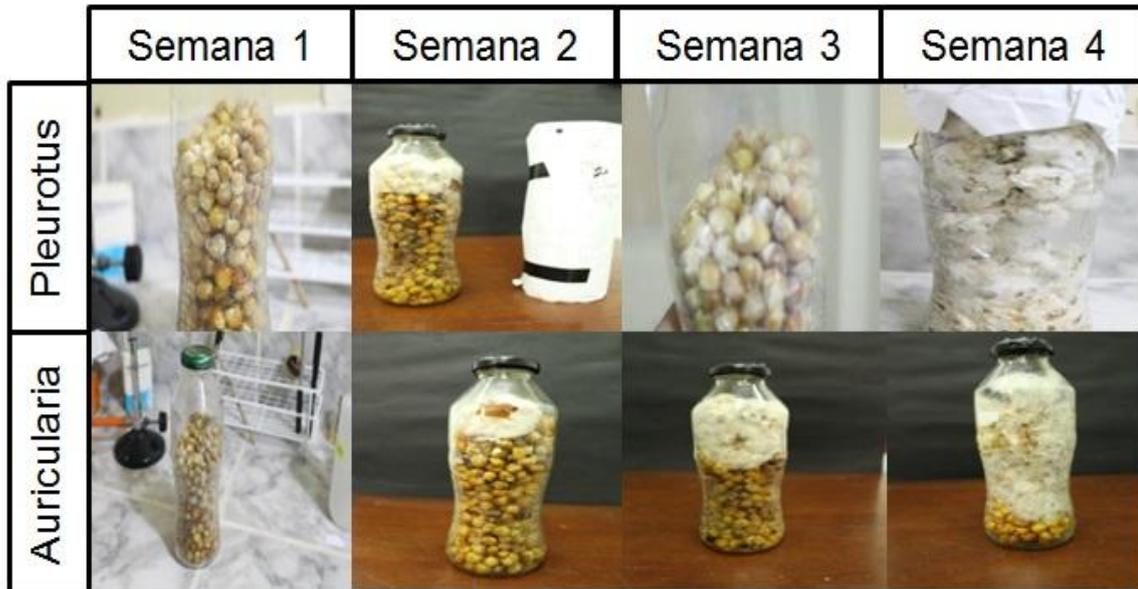


Figura 12: Desarrollo del micelio de *Auricularia spp* y *Pleurotus spp* en granos de maíz en cada semana.

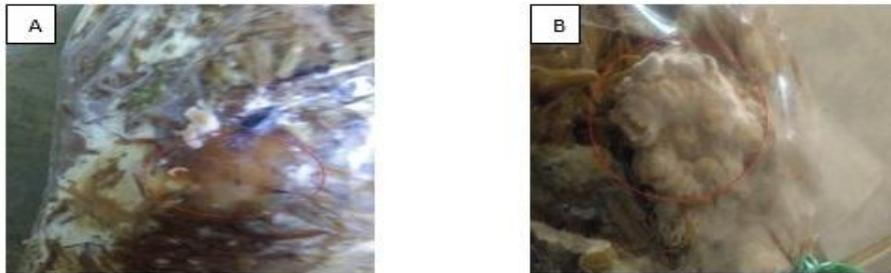
3.1.2 Colonización del micelio en sustratos



Figura 13: Crecimiento del micelio de *Pleurotus spp* y *Auricularia spp* en los cuatro sustratos agroindustriales a los 25 días después de la inoculación.

3.1.3 Formación del cuerpo fructífero y cosecha de carpóforos

Aparición de los primordios



Cuerpo Fructífero

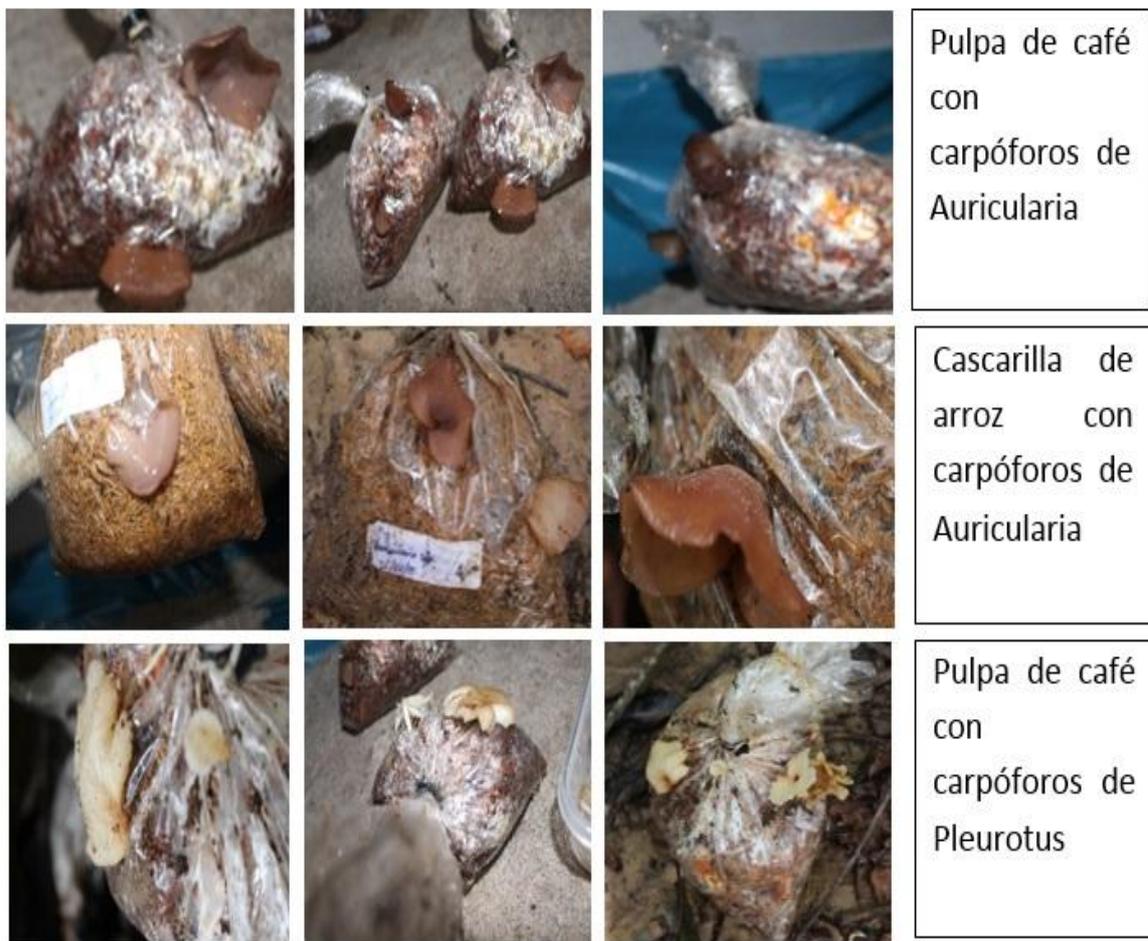


Figura 14: Aparición de los primordios de *Auricularia spp* (A) y *Pleurotus spp* (B), sustratos (pulpa de café y cascarilla de arroz) con carpóforos *Auricularia spp* y *Pleurotus spp* a los 45 días después de la inoculación.

3.1.4 Eficiencia Biológica, Rendimiento, Tasa de producción y Contenido de proteína

Tabla 3

Promedio del peso fresco y seco de los cuerpos fructíferos de *Auricularia spp* y *Pleurotus spp*, eficiencia biológica, rendimiento y tasa de producción sobre diferentes sustratos.

<i>Auricularia spp.</i>						
Sustrato	Peso fresco de cuerpos fructíferos (g)	Peso seco de cuerpos fructíferos (g)	Peso seco de sustratos (g)	Eficiencia biológica (EB) (%)	Rendimiento (%)	Tasa de producción
Pulpa de café	76,00 A	11,40	250	30,33 A	4,56 A	0,67 A
Cascarilla de arroz	48,37 A	7,26	250	19,33 A	2,90 A	0,43 A
<i>Pleurotus spp.</i> **						
Pulpa de café	45,50	6,83	250	18,20	2,73	0,40

Contenido de proteína de *Auricularia*: **19 %** Contenido de proteína de *Pleurotus*: **9%**
 ** Solo se obtuvo crecimiento en un sustrato
 R^2 de EB : 74.1% y R^2 Peso fresco del cuerpo fructífero: 74.6 %

3.2 Discusión

En el Perú, son escasos los estudios realizados sobre hongos basidiomicetos tropicales comestibles (Pavlich 1976, 2001; Mori del Aguila, et al. 2011), por lo menos en la región San Martín no existen estudios publicados sobre el tema. Son varios los autores que recomiendan realizar búsqueda de cepas silvestres con el fin de aprovechar la diversidad genética de estos hongos en los trópicos (Motato, Mejía y León, 2006, Jonathan y Fasidi, 2003).

3.2.1 Crecimiento del micelio de *Pleurotus* y *Auricularia* en medio PDA

Las cepas de *Pleurotus* y *Auricularia* fueron sembradas a una temperatura de 27 °C, alcanzando el crecimiento completo a los 30 días (Figura 7) de incubación, las cepas de *Auricularia* A1, A5 y A6 (Figura 8) y las cepas de *Pleurotus* P3, P9 y P10 (Figura 9), lograron mayor crecimiento radial. García (2007), menciona que el rango de crecimiento del micelio, se encuentra entre los 20 y 30 días dependiendo de la especie. Temperaturas entre 25 a 30 °C, se han descrito como óptimas para la producción de biomasa y exopolisacáridos en basidiomicetes (Gbolagade, Sobowale y Adejoye, 2006). Zharare, Kabanda y Poku (2010), evaluó el efecto de la temperatura sobre 8 especies de *Pleurotus* y encontró que la tasa de crecimiento micelial fue óptima a 25 °C y decreció con el incremento de temperatura.

3.2.1.1 Velocidad de crecimiento

La velocidad de crecimiento máxima de *Auricularia spp* se observó en las muestras A1, A5 y A6 con 0,15 cm/día (Figura 10) y de *Pleurotus spp* en las muestras P9 y P10 con 0,18 cm/día (Figura 11). Zharare, Kabanda y Poku (2010), encontró una velocidad de crecimiento máxima de 0.34 cm/día para ambos casos, indicando que nuestra medida de velocidad de crecimiento fue a partir de carpóforo y en su estudio fue a partir del micelio.

3.2.1.2 Producción de inóculo

Los micelios de *Pleurotus spp* mostraron un desarrollo abundante en las semillas de maíz a los 25 días (Figura 12) y *Auricularia spp* a los 30 días (Figura 12) después de la siembra a 27°C. Gaitán-Hernández, et al (2006), describe que a una incubación de 25-28°C en oscuridad el micelio puede llegar a cubrir totalmente la semilla a los 15 a 20 días dependiendo de la especie. La semilla de maíz, ha sido ampliamente usada por los investigadores (Mintesnot, Ayalew y Kebede, 2014), debido a su fácil manejo. Otros han usado granos de trigo (Silveira, Furlani y Ninow, 2008), Rastrojos de trigo (Sastre-Ahuatzi, et al. 2007), mezclas a diferentes proporciones de residuos, 87% torta de semilla de algodón, 10% afrecho de trigo, 1% Sacarosa (Yang, et al. 2013); sorgo (Gaitán-Hernández and Salmones 2008). Los sustratos de mayor colonización del hongo son aquellos que tienen mayor contenido de carbohidratos estructurales, como el maíz y el salvado (Omen, Mamian y Velasco, 2013).

3.2.2 Colonización del micelio en los sustratos

Se observó variaciones en el porcentaje de colonización de cada uno de las cepas en los diferentes sustratos (Figura 13), siendo el arroz pilado el más colonizado a los 30 días (Figura 9), el micelio tiene un abundante crecimiento en sustratos que contienen altas cantidades de carbohidratos estructurales como es el caso del arroz. Gaitán-Hernández, et al (2006) menciona que al cabo de 15-25 días todo se habrá convertido en un bloque blanquecino a temperaturas preferías por los hongos que son entre 20 y 28°C. Nuestros resultados coinciden con Sierra, López y Eiroa (2002), menciona que este tiempo puede oscilar entre los 12 y 60. Yang, et al (2013) sugirió que la proporción C/N 22-30,1, favorece la proporción de primordios, una alta proporción C/N favorece el crecimiento micelial y una baja proporción C/N favorece el crecimiento del cuerpo fructífero. *Pleurotus ostreatus* presenta una capacidad enzimática compleja que le permite degradar polímeros grandes como lignina, celulosa y hemicelulosa (Vargas, Hoyos y Mosquera, 2012).

3.2.3 Formación del cuerpo fructífero y cosecha de carpóforos

Formación de los primordios, bastones o gránulos aparecieron a los 35 días (Figura 14) después de la inoculación del micelio en los sustratos y la formación del cuerpo fructífero (Figura 14) se dio 8 días después de la aparición de los primordios. Estos resultados se reflejan con Yang, fengling y zhengjie. (2013), donde menciona que la formación de los primordios, bastones o gránulos darán lugar a las setas de 5 a 10 días. La cosecha de los hongos se realizó a los 8 días después de la nacencia. Flores (2007), reporto que la cosecha se da entre los 6 y 8 días, a partir del día de la nacencia. La mejor talla para comercializar el hongo seta, es de 10 a 14 cm. que es cuando se puede aprovechar el hongo por completo.

3.2.4 Eficiencia biológica

En relación a la eficiencia biológica, las cepas de *Auricularia spp* demostraron adaptarse mejor a los sustratos evaluados, alcanzando eficiencias biológicas promedio de 30,33% en pulpa de café (Tabla 3), y de 19,33% en cascarilla de arroz (Tabla 3).

El rendimiento para pulpa de café de 4,56 % y cascarilla de arroz de 2,90% en el caso de *Auricularia spp*. Para *Pleurotus spp*, en pulpa de café con un 2,73%.

Estas eficiencias biológicas fueron superiores a las obtenidas por Irawati, et al. (2012), de 15,6%; 10,1% y 5,6% en aserrín de *Falcataria moluccana*, *Shorea sp* y *Tectona grandis*. Ahila, et al. 2013, reportó que la mejor combinación de sustratos para el crecimiento micelial y fructificación de *Auricularia polytricha* fue la cascarilla de arroz y afrecho de trigo (3:1), con una eficiencia biológica del 59,04%. Ojeda et al. (2009), reportó la eficiencia biológica de *Auricularia delicata* sobre Pulpa de café, los autores encontraron valores de hasta 72%. Cabe mencionar que los bajos valores obtenidos en el presente trabajo, puedan deberse a que las condiciones de fructificación no fueron las mejores, en relación al porcentaje de humedad ambiental (> 90%) (Mintesnot, et al. 2014).

En relación a la eficiencia biológica de la cepa de *Pleurotus spp*, solo fue posible obtener fructificación en el sustrato de pulpa de café (Tabla 3). A diferencia de otras especies de hongos comestibles, se ha reportado que el género *Pleurotus* puede utilizar como sustrato para su cultivo aproximadamente 200 desechos diferentes, esto se debe a su rápido crecimiento micelial, a las demandas nutricionales simples necesarias para su desarrollo, que deben ser proporcionadas por el sustrato, y por su sistemas de enzimas multilateral, que le permite degradar casi todos los tipos de residuos agroindustriales disponibles (Nieto y Chegwin, 2010).

La eficiencia biológica de *Pleurotus spp*, sobre pulpa de café, fue de 18,02% (Tabla 3). Nuestros resultados coinciden con los reportados por Obodai, et al. (2003), los cuales reportaron eficiencias biológicas de *P. ostreatus* en el rango de 0-61% en una variedad de residuos lignocelulósicos. En general un bajo índice de eficiencia biológica se atribuye al agotamiento de los nutrientes en el sustrato y la forma en la que la semilla los asimiló, también influye la procedencia de la semilla (Cardona 2001).

La no formación del cuerpo fructífero puede deberse a algún compuesto con propiedad antifúngica (Mintesnot, et al. 2014), para el caso de *Pleurotus spp* es probable que el aserrín y la cascarilla de arroz ejerzan este tipo de efecto. Además, Wang (2010) reportó que el sustrato de cascarilla de arroz es muy susceptible al secado, afectando a la formación de esporóforos.

3.2.4.1 Contenido de proteína

El análisis en proteína de las muestras de carpoforos de *Auricularia spp* y *Pleurotus spp* creciendo en el sustrato de pulpa de café, fue de 19 y 9%, respectivamente, determinado por el Laboratorio de Control de Calidad de la Universidad Nacional Agraria La Molina. *Pleurotus* es considerada una buena fuente de proteínas de calidad superior (Ahmed, *et al.* 2013). Estas diferencias entre especies en el contenido de nitrógeno pueden atribuirse a la eficiencia en la utilización del nitrógeno entre los géneros. Además se sabe también depende de la características biológicas, químicas y proporción C/N de los sustratos (Mintesnot, *et al.* 2014).

CONCLUSIONES

- Se aisló micelio puro de *Auricularia* spp y *Pleurotus* spp a partir de carpoforos en medio de cultivo PDA a T° promedio de 25 °C a una humedad promedio de 75 %. obteniéndose una velocidad de crecimiento máxima en *Auricularia* spp de 0,15 cm/día y en *Pleurotus* spp de 0,18 cm/día.
- Se produjo inóculo a base de micelio de los hongos *Auricularia* spp. y *Pleurotus* spp sobre granos de maíz con una colonización del 100%.
- Las cepas de *Auricularia* spp demostraron adaptarse mejor a pulpa de café y cascarilla de arroz con eficiencias biológicas promedio de 30,33% y de 19,33% respectivamente. La eficiencia biológica de *Pleurotus* spp, sobre pulpa de café, fue de 18,02% (Tabla 3). A los 45 días después de la inoculación del micelio en los sustratos.

RECOMENDACIONES

- Realizar trabajos de investigación en relación al efecto de parámetros físico químico (T°, pH, fuente carbonada, fuente nitrogenada) de las cepas de *Pleurotus spp* y *Auricularia spp* para mejorar el paquete tecnológico del cultivo de hongos comestibles nativos.
- Realizar la identificación taxonómica a nivel de especie de los hongos del género *Pleurotus* y *Auricularia* con el objetivo de su posterior industrialización.
- Realizar investigación en sustratos alternativos, utilizando residuos agroindustriales de la región san Martín. Como por ejemplo: paja de arroz, cascara de cacao, cascara de coco, etc.

REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Ahila, D.P.; Veeralakshmi, S.; Prakasam, V. y Vinothini, M. (2013). *Saw dust and wheat bran substrates for the cultivation of new wood ear mushroom (Auricularia polytricha) Montt. Sacc.* American- Eurasian J. Agric. & Environ. Sci.
- Ahmed, M.; Abdullah, N.; Ahmed, K.U.; Bhuya, M.B. (2013). *Yield and nutritional composition of oyster mushroom strains newly introduced in Bangladesh.* Pesq. Agropec. Bras. Brasília 48(2): 197-202.
- Ardón, C.E. (2007). *La producción de los hongos comestibles.* Guatemala.
- Bano, Z. and Rajarathnam, S. (1982). Pleurotus mushroom as a nutritious food. In: Chang ST y Quimio, TH. (Eds.), *Tropical Mushroom: biological nature and cultivation methods.* The Chinese University Press, Hong Kong. pp 363-377.
- Basaure, P. (2008). *Aserrín de madera/ compasta - 2.* Chile.
- Bautista, N.; Bautista-García, N.; Venegas, R.; López, L. y Portugal, D. (2003). *Evaluación de la producción de Pleurotus ostreatus sobre paja de trigo como sustrato en un módulo rústico en Galeana, municipio de Zacatepec, estado de Morelos, México.*
- Botelho, T.S. y Ramos, B. V. (1985). *“Cogumelos comestíveis” Sao Paulo Brasil,* Ed. Icome. 83 p.
- Chang, S.T. and Miles, P.G. (2004). *Mushrooms: Cultivation, Nutritional Value, Medicinal Effect and Environmental Impact.* Boca Raton: CRC Press.
- Flores, M.A. (2007). *Manual de cultivo de hongo seta (Pleurotus ostreatus) de forma artesanal.* Universidad Nacional Autónoma de México.
- France, I.A.; Cañumir, V.J. y Cortez, A.M. (2000). *Producción de hongos Ostras.* Chile: Boletín INIA N° 23.

- Gaitán–Hernández, R.; Salmones, D.; Pérez, M.R.; Gerardo, M. (2006). *Manual práctico del cultivo de setas: Aislamiento, siembra y producción*. Instituto de Ecología A.C. Xalapa, Veracruz, México 2006
- Gaitán-Hernández, R. y Salmones, D. (2008). *Obtaining and characterizing Pleurotus ostreatus strains for commercial cultivation under warm environmental conditions*. *Scientia horticultrae*, 118, 106-110.
- Gaitán–Hernández, R.; Salmones, D.; Pérez, M.R.; Gerardo, M. (2009). *Evaluación de la eficiencia biológica de cepas de Pleurotus pulmonarius en paja de cebada fermentada*. México.
- García, R.M. (1991). *Cultivo de setas y Trufas*. Segunda edición. Impresiones Mundi-Prensa, Madrid, España.
- García, R.M. (2007). *Cultivo de setas y Trufas*. Quinta edición. Impresiones Mundi-Prensa, Madrid, España.
- Gbolagade, J.; Sobowale, A. y Adejoye, D. (2006). *Optimization of sub-merged culture conditions for biomass production in Pleurotus florida (mont.) Singer, a Nigerian Edible fungus*. *African Journal of Biotechnology*, 5 (16), 1464-1469.
- Gupta, A.; Sharma, S.; Saha, S.; y Walia, S. (2013). *Yield and nutritional content of Pleurotus sajor caju on wheat straw supplemented with raw and detoxified mahua cake*. *Food Chemistry*, 141, 4231-4239.
- Guzmán, G.; Mata, G.; Salmones, D.; Soto, C. & Guzmán, L. (1993). *El cultivo de los hongos comestibles*. Instituto politécnico nacional. Dirección de bibliotecas y publicaciones, Tresguerras 27, 06040 México, D.F. pp 245.
- Guzmán, G.; Montoya, L.; Mata, G. Y Salmones, D. (1994). *Studies in the genus Pleurotus, III*. The varieties of *P. ostreatus*-complex based in interbreeding strains and in the study of basidiomata obtained in culture. *Mycotaxon* 50:365-378.

- Hernández, R. (1946). *Evaluación del crecimiento y producción de Pleurotus ostreatus sobre diferentes residuos agroindustriales del departamento de Cundinamarca*.
- Holgado y Henna. (2010). *Los hongos comestibles silvestres y cultivados en Perú*.
- Irawati, D.; Hayashi, C.; Takashima, Y.; Wedatama, S.; Ishiguri, F.; Iizuka, K.; Yoshizawa, N., Yokota, S. (2012). *Cultivation of the edible mushroom Auricularia polytricha using sawdust based substrate made of three Indonesian commercial plantation species, Falcataria moluccana, Shorea sp., and Tectona grandis*. *Micología Aplicada Internacional* 24:33-41.
- Jonathan, S.G. y Fasidi, I.O. (2003). *Studies on Psathyrella atroumbonatai (Pegler), a Nigerian edible fungus*. *Food Chemistry*, 81, 481–484.
- Lambert, E.B. (1977). *‘El cultivo del Champiñón’*. Centro Regional de Ayuda Técnica. México/Buenos Aires. 12 p.
- Lelley, J. (1987). *Edible mushrooms as a weapon against starvation*. *Mush. J. Tropic* 7:135-140.
- Martínez-Carrera, D. (2000). *Mushroom biotechnology in tropical America*. *International Journal of Mushroom Sciences* 3: 9-20.
- Martínez, J.C. (2012). *Cultivo de Pleurotus ostreatus en el valle del fuerte, sinaloa: una alternativa de aprovechamiento de esquilmos agrícolas*.
- Mintesnot, B.; Ayalew, A. y Kebede, A. (2014). *Evaluation of biomass of some invasive weed species as substrate for Oyster Mushroom (Pleurotus spp.) cultivation*. *Pakistan Journal of Biological Science*, 17(2), 213-219.
- Mignucci, J. (1986). *“Perspectivas para el cultivo de setas en Puerto Rico y el Caribe”*. Recinto Universitario de Mayaguez. Puerto Rico. 24 p.
- Morice, T.C. (2011). *Arroz un alimento con alto valor nutricional*. Costa Rica.

- Motato, K.E.; Mejía, A.I. y León, A. (2006). *Evaluación de los residuos agroindustriales de plátano (*musa paradisiaca*) y aserrín de Abarco (*Cariniana piriformis*) como sustratos para el cultivo del hongo *Pleurotus djamor**. VITAE, Revista de la Facultad de Química Farmacéutica. 13, 1. 24 – 29.
- Nieto, I.J. y Chegwin, A. C. (2010). *Influencia del sustrato utilizado para el crecimiento de hongos comestibles sobre sus características nutraceuticas*. Rev. Colomb. Biotechnol. 12:169-178.
- Obodai, M.; Cleland –Okine, J.; Vowotor, K.A. (2003). *Comparative study on the growth and yield of *Pleurotus ostreatus* mushroom on different lignocellulosic by-products*. J Industrial Microbiol Biotechnol. 30:146-149.
- Oei, P. (1996). *Mushroom cultivation*. With special emphasis on appropriate techniques for developing countries. Netherlands: Tool publications.
- Ojeda, I.J.; Lopez, L.D.; barzola, C.T.; León, Y.C. Y Medina, G.M. (2009). *Cultivo del hongo comestible *Auricularia delicata* Fr. Henn “Oreja de judas” en diferentes subproductos orgánicos provenientes de plantas agroindustriales Chamchamayo, Perú*.
- Omen, R.L.; Mamian, C.A. y Velasco, S.M. (2013). *Evaluación de residuos agrícola como sustrato para la producción de *Pleurotus ostreatus**. Luna Azul-Universidad de Caldas. 37: 89-100.
- Pavlich, M. (1976). *Ascomycetes y Basidiomycetes del Perú*. Con énfasis de especies de la ceja de montaña y selva tropical. Memorias del Museo de Historia Natural “Javier Prado” N° 17. UNMSM. Lima Perú. 89pp.
- Pavlich, M. (2001). *Los hongos comestibles del Perú*. BIOTA, 100: 3 -19.
- Prada A. (2010). *La descomposición térmica de la cascarilla de arroz: una alternativa de aprovechamiento integral*. Colombia. Artículo Original Orinoquia 14 sup (1): 155-170.

- Rajarithnam, S. y Bano, Z. (1987). *Pleurotus Mushroom. Part B. Morphology, life cycle, taxonomy, breeding and cultivation*. CRC Critical Reviews in Food Science and Nutrition, 26. (2): 157 – 223.
- Rajkumar, R. y Giorgio, G. (2005). *Posibles usos alternativos de los residuos y subproductos del café*. Departamento de Biología de la Universidad de Trieste. ICS-UNIDO, Science Park, Padriciano, Italia.
- Ríos y Ruiz. (1993). *Aislamiento y cultivo del hongo comestible Pleurotus ostreatus en Tingo María*.
- Rodríguez, V.N. (2008). *Ensilaje de pulpa de café para su posterior utilización como sustrato en el cultivo de hongos comestibles*. Chinchin.
- Samalvides. H. (2005). *Incorporación de pulido de arroz como fuente de compuestos bioactivos en el desarrollo de galletas. Tesis presentada como parte de los requisitos para optar al grado de magíster en ciencias agropecuarias mención en producción Agroindustrial*. 99p.
- Sánchez, J.E. y Royse, D.J. (2001). *La biología y el cultivo de Pleurotus spp*. Ed. El colegio de la frontera sur y Limusa, México. 290 p.
- Sánchez, J.E. (1994). *Producción de hongos comestibles. México, Centro de Investigaciones Ecológicas del Sureste*. 109p.
- Sastre-Ahuatzi, Téllez-Téllez, M.; Díaz-Godines, G.; Montiel-Gonzales, M.; Díaz, R. y Sánchez, C. (2007). *Mycelial growth of strains of Pleurotus ostreatus developed on agar and its correlation with the productivity in pilot Production farm*. Brazilian Journal of Microbiology. 38:568:572.
- Sierra, F.J.; López, D.T. y Eiroa, G.J. (2002). *Las setas cultivadas*. Sociedad Micológica Leonesa “San Jorge”. España

- Silveira, M.; Furlani, S.A. y Ninow, J.L. (2008). *Development of an alternative technology for the oyster mushroom Production using liquid inoculum*. *Cienc. Tecnol Aliment.*, Campinas. 28(4): 858-862.
- Singer, L. (1964). *Las setas y las trufas, la botánica, el cultivo y la utilización*. Ed. Continental. México. 470p.
- Vargas, P.S.; Hoyos, J.L. y Mosquera, S.A. (2012). *Uso de hojarasca de roble y bagazo de caña en la producción de Pleurotus ostreatus*. *Biotecnología en el sector agropecuario y agroindustrial*, 10(1): 136-145.
- Wang, B.F. (2010). *Use of wheat straw residue from a paper mill for Pleurotus ostreatus cultivation*. *Acta Edulis Fungi* 17, 30-31.
- Wasser, S.P. y Weis, A.L. (1999). *General description of the most important medicinal higher Basidiomycetes mushrooms*. *International Journal of Medical Mushrooms*, 1, 351–370.
- Yang, fengling y zhengjie. (2013). *Yield and size of oyster mushroom grown on rice/wheat basal substrate supplemented with cotton seed hull*.
- Zharare, G.E.; Kabanda, S.M.; Poku, J.Z. (2010). *Effects of temperature and hydrogen peroxide on micelial growth of eight Pleurotus strain*. *Scientia Horticulturae*. 125, 95-102.

ANEXOS

ANEXO 1: Análisis ANOVA usando el test de Duncan para la eficiencia biológica de *Auricularia sp*

Variable		Ebiol%
Pulpa de café	1	33
Pulpa de café	2	30
Pulpa de café	3	28
Cascarilla de arroz	1	20
Cascarilla de arroz	2	14
Cascarilla de arroz	3	24

Summary statistics:							
Variable	Observations	with missing	without missing	Minimum	Maximum	Mean	Std. deviation
Ebiol%	6	0	6	14.000	33.000	24.833	6.998
Variable	Categories	Frequencies	%				
Variable	Cascarilla de	3	50.000				
	Pulpa de café	3	50.000				

Regression of variable Ebiol%:						
Goodness of fit statistics:						
Observation	6.000					
Sum of weights	6.000					
DF	4.000					
R ²	0.741					
Adjusted R ²	0.677					
MSE	15.833					
RMSE	3.979					
MAPE	13.066					
DW	2.495					
Cp	2.000					
AIC	18.140					
SBC	17.723					
PC	0.517					
Press	142.500					
Q ²	0.418					
Analysis of variance:						
Source	DF	Sum of squares	Mean square	F	Pr > F	
Model	1	181.500	181.500	11.463	0.028	
Error	4	63.333	15.833			
Corrected Total	5	244.833				
<i>Computed against model Y=Mean(Y)</i>						

Variable / Duncan / Analysis of the differences between the categories with a confidence interval of 95%:						
Contrast	Difference	Standardized difference	Critical value	Pr > Diff	p-hat (Modified)	Significant
Cascarilla de	-11.000	-1.000	12.706	0.500	0.050	No
Category	LS means	Standard error	Lower bound (95%)	Upper bound (95%)	Groups	
Cascarilla de	19.333	2.297	-9.857	48.524	A	
Pulpa de café	30.333	2.297	1.143	59.524	A	

ANEXO 2: Análisis ANOVA usando el test de Duncan para el peso fresco del carpóforo de *Auricularia*

Variable		Peso carpóforo (g)
Pulpa de café	1	82.5
Pulpa de café	2	75.2
Pulpa de café	3	70.3
Cascarilla de arroz	1	50
Cascarilla de arroz	2	35.1
Cascarilla de arroz	3	60

Summary statistics:							
Variable	Observations	with missing	without missing	Minimum	Maximum	Mean	Std. deviation
Peso carpóforo	6	0	6	35.100	82.500	62.183	17.520
Variable	Categories	Frequencies	%				
Variable	Cascarilla de	3	50.000				
	Pulpa de café	3	50.000				

Regression of variable Peso carpóforo (g):					
Goodness of fit statistics:					
Observation:	6.000				
Sum of weights	6.000				
DF	4.000				
R ²	0.746				
Adjusted R ²	0.683				
MSE	97.347				
RMSE	9.866				
MAPE	12.917				
DW	2.499				
Cp	2.000				
AIC	29.037				
SBC	28.620				
PC	0.507				
Press	876.120				
Q ²	0.429				
Analysis of variance:					
Source	DF	Sum of squares	Mean squares	F	Pr > F
Model	1	1145.402	1145.402	11.766	0.027
Error	4	389.387	97.347		
Corrected Total	5	1534.788			
<i>Computed against model Y=Mean(Y)</i>					

Variable / Duncan / Analysis of the differences between the categories with a confidence interval of 95%:						
Contrast	Difference	Standardized difference	Critical value	Pr > Diff	p-value (Modified)	Significant
Cascarilla de	-27.633	-1.000	12.706	0.500	0.050	No
Category	LS means	Standard error	Lower bound (95%)	Upper bound (95%)	Groups	
Cascarilla de	48.367	5.696	-24.013	120.746	A	
Pulpa de café	76.000	5.696	3.620	148.380	A	

ANEXO 3: Medición de crecimiento del micelio de *Auricularia* y *Pleurotus* en medio PDA

desarrollo del micelio del hongo *Pleurotus* en las placas en días(radio)

		1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14	15	16	17	18	19	20	21	22	23	24	25	26	27	28	29	30	31		
CONS R,SHILC (P1)	P1a			Δ							0.9					1.6					2.3					3.0								
	P1b			Δ							1.0					1.9						2.5					3.0							
CONS R,SHILC (P1)	P2a				Δ						1.5					2.8						3.5					4.0							
	P2b					Δ					1.4					2.4							3.0					3.8						
CONS R,SHILC (P3)	P3a					Δ					0.9					1.7							2.2					3.1						
	P3b						Δ				1.0					1.9								2.5					3.2					
biodiversidad(P4)	P4a			Δ	Δ						0.8					0.5							1.5					1.4						
	P4b					Δ					0.8					0.8								1.5					1.4					
biodiversidad(P5)	P5a						Δ				1.3					2.9								3.8					4.5					
	P5b							Δ			1.4					3.0									4.0					11.6				

Auricularia.
Días después de la siembra.

desarrollo del micelio del hongo *Auricularia* en las placas en días (radio)

		1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14	15	16	17	18	19	20	21	22	23	24	25	26	27	28	29	30	31	32	33	34	
BOCATOMA (A1)	A1a															1.5																				
	A1b															1.8																				
CONS R,SHILC (A2)	A2a															2.2																				
	A2b															2.5																				
CONS R,SHILC (A3)	A3a															2.7																				
	A3b															1.3																				
CONS R,SHILC (A4)	A4a															0.8																				
	A4b															0.5																				
biodiversidad(A5)	A5a															1.3																				
	B5b															0.8																				