

UNIVERSIDAD NACIONAL MICAELA BASTIDAS DE APURÍMAC

FACULTAD DE INGENIERÍA

ESCUELA ACADÉMICO PROFESIONAL DE INGENIERÍA AGROINDUSTRIAL



**EVALUACIÓN DEL CRECIMIENTO Y PRODUCCIÓN DEL HONGO OSTRÁ
(*Pleurotus ostreatus*) EN TRES DIFERENTES RESIDUOS AGROINDUSTRIALES DE
LA PROVINCIA DE ABANCAY**

**TESIS PRESENTADA PARA OPTAR EL TÍTULO DE INGENIERO
AGROINDUSTRIAL**

MERLY ANCCO FUENTES

ASESOR: Mg. Sc. VÍCTOR H. SARMIENTO CASAVILCA

Abancay, Diciembre del 2012

Perú

UNIVERSIDAD NACIONAL MICAELA BASTIDAS DE APURIMAC	
CÓDIGO	MFN
1A5 A 2012 Ej. 2	BIBLIOTECA CENTRAL
FECHA DE INGRESO:	23 JUL. 2013
Nº DE INGRESO:	00318

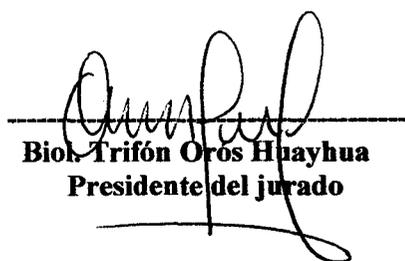
3018

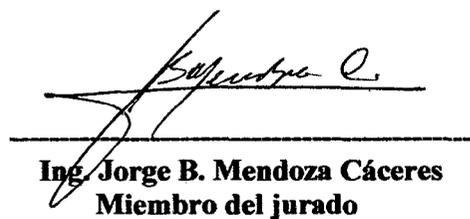
**EVALUACIÓN DEL CRECIMIENTO Y PRODUCCIÓN DEL HONGO OSTRA
(*Pleurotus ostreatus*) EN TRES DIFERENTES RESIDUOS AGROINDUSTRIALES DE
LA PROVINCIA DE ABANCAY**

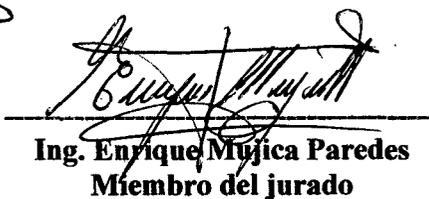


APROBADO POR:


M.Sc. Victor Hugo Sarmiento Casavilca
Asesor de la tesis


Biol. Trifón Oros Huayhua
Presidente del jurado


Ing. Jorge B. Mendoza Cáceres
Miembro del jurado


Ing. Enrique Mujica Paredes
Miembro del jurado

DEDICATORIA:

*A Dios, por darme la vida y la oportunidad
de poder concluir mis estudios profesionales.*

*A mis padres Percy Ancco Gonzales y
Primitiva Fuentes Cahuana, a mis hermanos
Michael, Jhohel, Dahel y Nayeli por el
apoyo, la confianza y el gran amor que
siempre me brindan.*

*Al amor de mi vida, Wilfredo
Ccahuana Valenza por su apoyo y amor
incondicional.*

Merly Ancco Fuentes

AGRADECIMIENTO

A toda la plana de docentes de la Escuela Académico Profesional de Ingeniería Agroindustrial quienes contribuyeron a lo largo de toda mi formación profesional.

Al Mg.Sc. Víctor Hugo Sarmiento Casavilca, por su asesoría permanente los que ha hecho posible el desarrollo y culminación de esta Tesis.

Al Ing. Jorge Mendoza Cáceres, Biol. Trifón Orós Huayhua e Ing. Enrique Mujica Paredes, por sus conocimientos brindados y constante apoyo durante la ejecución de esta investigación que favoreció la culminación de esta Tesis.

Así mismo aquellas personas que forman parte de las distintas áreas o departamentos de la Universidad Nacional Micaela Bastidas de Apurímac, que siempre me prestaron su ayuda desinteresada por lo cual han hecho que mi trabajo de investigación resulte fácil y fructífero durante su desarrollo.

INDICE

	Pág.
I. INTRODUCCIÓN	1
II. REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA	4
2.1. Generalidades de los Hongos.	4
2.1.1. Hongos macromicetos.	5
2.1.2. Ciclo de vida de los hongos macromicetos.	8
2.1.3. Valor Nutricional de los hongos.	10
2.1.4. Importancia biotecnológica de la producción de hongos comestibles.	11
2.2. Los Hongos Comestibles Cultivables.	14
2.2.1. Historia del cultivo de los hongos comestibles.	17
2.2.2. Requerimientos nutricionales para el desarrollo de los macromicetos.	19
2.2.3. Etapas del cultivo de hongos comestibles en bloques esterilizados	22
2.2.4. Requerimientos nutricionales para el cultivo de Hongos comestibles.	25
2.3. El Género <i>Pleurotus ostreatus</i>	26
2.3.1. Descripción morfológica de <i>Pleurotus ostreatus</i>	26
2.3.2. Antecedentes del cultivo de <i>Pleurotus ostreatus</i>	28
2.3.3. Composición química de <i>Pleurotus ostreatus</i>.	30
2.3.4. Etapas del cultivo de <i>Pleurotus ostreatus</i>	32
2.4. Residuos agroindustriales para el cultivo de hongos comestibles	34
2.4.1. Sustratos utilizados para la producción de <i>Pleurotus ostreatus</i>.	35

2.4.2. Residuos agroindustriales del departamento de Abancay.	34
III. MATERIALES Y MÉTODOS	44
3.1. Lugar de ejecución.	43
3.2. Materiales	43
3.2.1. Micelio del hongo <i>Pleurotus ostreatus</i>	43
3.2.2. Residuos agroindustriales.	43
3.2.3. Insumos.	44
3.3. Materiales, equipos y reactivos.	45
3.3.1. Materiales.	45
3.3.2. Equipos	46
3.3.3. Reactivos.	47
3.4. Métodos	47
3.4.1. Tipo y nivel de investigación	47
3.4.2. Diseño experimental	47
3.4.3. Población	48
3.4.4. Muestra	48
3.4.5. Etapas del procedimiento de la investigación	48
3.4.5.1. Etapa I: Colecta e identificación del hongo <i>Pleurotus ostreatus</i>	48
3.4.5.2. Etapa II: Aislamiento de la Cepa y Producción de semilla del hongo <i>Pleurotus ostreatus</i> .	52
3.4.5.3. Etapa III: Producción de <i>Pleurotus ostreatus</i> en diferentes sustratos agroindustriales	57
3.4.6. Diseño experimental	63

IV. RESULTADOS Y DISCUSIÓN	64
4.1. Colecta e identificación del hongo <i>Pleurotus ostreatus</i>	65
4.2. Características morfológicas del micelio aislado en placa de <i>Pleurotus ostreatus</i>	70
4.3. Características fisicoquímicas de los residuos agroindustriales	71
4.4. Evaluación del crecimiento y producción del hongo <i>Pleurotus ostreatus</i> en diferentes residuos agroindustriales	75
4.4.1. Tiempo de corrida del micelio de <i>Pleurotus ostreatus</i> en cada uno de los sustratos evaluados	77
4.4.2. Cantidad de hongos <i>Pleurotus ostreatus</i> cosechados por cada uno de los sustratos evaluados	80
4.4.3. Peso fresco del hongo <i>Pleurotus ostreatus</i> cosechados por tipo de sustratos evaluados	82
4.4.4. Tamaño de carpóforo del hongo <i>Pleurotus ostreatus</i> por tipo de sustratos evaluados	84
4.4.5. Rendimiento del hongo <i>Pleurotus ostreatus</i> por tipo de sustratos evaluados	86
4.4.6. Eficiencia biológica del hongo <i>Pleurotus ostreatus</i> por tipo de sustratos evaluados	89
V. CONCLUSIONES	92
VI. RECOMENDACIONES	93
BIBLIOGRAFÍA	95
ANEXOS	105

INDICE DE CUADROS

	Pág.
Cuadro 01. Aplicaciones biotecnológicas del hongo <i>Pleurotus spp.</i>	13
Cuadro 02. Cantidad estimada de agua requerida para producir 1kg de hongos comestibles	15
Cuadro 03. Contenido Nutricional del hongo comestible <i>Pleurotus ostreatus</i>	31
Cuadro 04. Producción de caña de azúcar en el Departamento de Apurímac de 1998 al 2008	37
Cuadro 05. Producción de caña de azúcar en la Provincia de Abancay de 1998 al 2008	38
Cuadro 06. Producción de papa en el Departamento de Apurímac para el periodo 2012	43
Cuadro 07. Formulación de sustrato para el cultivo de <i>P. ostreatus</i> .	60
Cuadro 08. Ubicación de los límites geográficos de la Universidad Nacional Intercultural de la Amazonía (Ecosistema investigado). Límites de la Figura 11.	66
Cuadro 09. Resultados de identificación de <i>Pleurotus ostreatus</i>	69
Cuadro 10. Análisis fisicoquímico del aserrín común	72
Cuadro 11. Análisis fisicoquímico de sustratos bagazo de caña de azúcar	73
Cuadro 12. Análisis fisicoquímico de la cáscara de papa	74
Cuadro 13. Resultados de producción de <i>Pleurotus ostreatus</i> en diferentes residuos agroindustriales usados como sustratos	76
Cuadro 14. ANOVA para tiempo de corrida de micelio por tipo de sustrato	79
Cuadro 15. ANOVA para cantidad de hongos cosechados por tipo de sustrato	81

Cuadro 16.	ANOVA para peso fresco por tipo de sustrato	83
Cuadro 17.	ANOVA para tamaño del carpóforo por tipo de sustrato	85
Cuadro 18.	ANOVA para rendimiento por tipo de sustrato	87
Cuadro 19.	ANOVA para eficiencia biológica por tipo de sustrato	90
Cuadro 20.	Peso de <i>Pleurotus ostreatus</i> colectado por tratamiento en las tres cosechas en bagazo de caña de azúcar	126
Cuadro 21.	Peso de <i>Pleurotus ostreatus</i> colectado por tratamiento en las tres cosechas de aserrín común	126
Cuadro 22.	Tiempo promedio en la producción de <i>Pleurotus ostreatus</i> según fase de producción en los diferentes sustratos	128
Cuadro 23.	Resumen Estadístico para el tiempo de corrida de micelio	130
Cuadro 24.	Pruebas de Rangos Múltiple para el tiempo de corrido de micelio por Tipo de sustrato: Prueba de Duncan al 95%	130
Cuadro 25.	Resumen estadístico para cantidad de hongos cosechados	131
Cuadro 26.	Prueba de rangos multiples para cantidad de hongos cosechados por tipo de sustrato: Prueba de Duncan al 95%	131
Cuadro 27.	Resumen estadístico para el peso fresco	132
Cuadro 28.	Pruebas de Rangos Múltiple para peso fresco por Tipo de sustrato: Prueba de Duncan al 95%	132
Cuadro 29.	Resumen Estadístico para el tamaño de carpóforo	133
Cuadro 30.	Pruebas de Rangos Múltiple para tamaño de carpóforo por Tipo de sustrato: Prueba de Duncan al 95%	133
Cuadro 31.	Resumen Estadístico para rendimiento	134
Cuadro 32.	Pruebas de Rangos Múltiple para rendimiento por tipo de sustrato:	134

Prueba de Duncan al 95%

Cuadro 33. Resumen estadístico para eficiencia biológica **135**

Cuadro 34. Pruebas de Rangos Múltiple para Eficiencia biológica por Tipo de sustrato: Prueba de Duncan al 95% **135**

INDICE DE FIGURAS

	Pág.
Figura 01. Partes de un basidiomiceto-macromiceto	7
Figura 02. Ciclo biológico de un basidiomiceto - macromiceto.	9
Figura 03. Fases de producción del cultivo de hongos comestibles	18
Figura 04. Partes del hongo comestible <i>P. ostreatus</i> .	27
Figura 05. Etapas de la metodología experimental	49
Figura 06. Forma de los Hongos	51
Figura 07. Diagrama de flujo de obtención de la cepa de <i>Pleurotus ostreatus</i>	53
Figura 08. Diagrama de flujo para la producción de semillas del hongo <i>Pleurotus ostreatus</i>	56
Figura 09. Diagrama de flujo de preparación de los sustratos	58
Figura 10. Diagrama de flujo de la producción de <i>Pleurotus ostreatus</i> en diferentes sustratos agroindustriales	62
Figura 11. Límites Geográficos de la Universidad Nacional Intercultural de la Amazonía	65
Figura 12. Tiempo de corrida del micelio de <i>Pleurotus ostreatus</i> en diferentes sustratos evaluados	79
Figura 13. Cantidad de hongos cosechados de <i>Pleurotus ostreatus</i> en cada sustrato evaluado	81
Figura 14. Peso fresco del hongo <i>Pleurotus ostreatus</i> en los diferentes sustratos evaluados	83
Figura 15. Tamaño del carpóforo de <i>Pleurotus ostreatus</i> en los diferentes sustratos evaluados	85

Figura 16.	Rendimiento de <i>Pleurotus ostreatus</i> en los diferentes sustratos evaluados	87
Figura 17.	Eficiencia biológica de <i>Pleurotus ostreatus</i> en los diferentes sustratos evaluados	90
Figura 18.	Peso del hongo <i>Pleurotus ostreatus</i> colectados por cosecha en bagazo de caña de azúcar y aserrín común	127
Figura 19.	Tiempo de producción (desde la inoculación hasta la última cosecha) del hongo <i>Pleurotus ostreatus</i> en los diferentes sustratos evaluados	129

INDICE DE ANEXOS

	Pág.
Anexo 01. Guía de claves de determinación de Hongos (Pacioni, 1982).	106
Anexo 02. Determinación de humedad (método AOAC 925.10, 1995).	111
Anexo 03. Determinación de cenizas (método AOAC 923.03, 1995).	112
Anexo 04. Determinación de proteína (Método AOAC 920.87, 1995).	115
Anexo 05. Determinación de grasa (método AOAC 920.85, 1995).	121
Anexo 06. Determinación de fibra fruta (método AOAC 991.43, 1995).	123
Anexo 07. Fotos de los procesos y tapas de producción desarrollados en la presente investigación.	124
Anexo 08. Cuadros de los resultados obtenidos en la presente investigación.	126
Anexo 09. Análisis estadístico tiempo de corrida del micelio de <i>Pleurotus ostratus</i> por tipo de sustrato evaluado.	130
Anexo 10. Análisis estadístico de la cantidad de hongos cosechados por tipo de sustrato evaluado.	131
Anexo 11. Análisis estadístico del peso fresco de los hongos por tipo de sustrato evaluado.	132
Anexo 12. Análisis estadístico tamaño de los hongos cosechados por tipo de sustrato.	133
Anexo 13. Análisis estadístico del rendimiento de los hongos por tipo de sustrato	134
Anexo 14. Análisis estadístico de la eficiencia biológica de los hongos por tipo de sustrato.	135

RESUMEN

El objetivo de esta investigación fue evaluar el crecimiento y producción del hongo ostra (*Pleurotus ostreatus*) en tres residuos agroindustriales: bagazo de caña de azúcar (*Saccharum officinarum*), cáscara de papa (*Solanum tuberosum*) y aserrín común; provenientes del Provincia de Abancay; para lo cual se utilizó una investigación científica de carácter descriptivo y experimental comparativo; un diseño experimental basado en la combinación factorial de tres sustratos y un micelio (3x1) con cuatro repeticiones.

Los sustratos evaluados fueron empacados en bolsas de 1 kg. de sustrato, en una composición de 78 % de residuo agroindustrial, 20 % de salvado de trigo, 1 % de azúcar y 1 % cal, los que fueron esterilizados y luego inoculados con 30 g. de semillas de *Pleurotus ostreatus*, estos fueron llevados al área de incubación a una temperatura de 24 °C con un humedad de 80 % y sin iluminación por un tiempo promedio de 23 días, luego el área fue acondicionado para la etapa de fructificación a una temperaturas de 18 °C, con una humedad de 90 % y con iluminación por un tiempo promedio de 24 días. En este proceso se evaluó el tiempo de corrida del micelio, diámetro de los carpóforos, número de hongos producidos por bolsa, peso fresco, rendimiento y la eficiencia biológica en cada uno de los sustratos trabajados. Donde el mejor sustrato para el hongo *Pleurotus ostreatus* fue el aserrín común, con una eficiencia biológica del 79,65 %, un tiempo de corrida de micelio de 20,5 días y un tiempo de producción de 42 días en las tres cosechas, con un peso promedio de 796,475 g. y un rendimiento de 6,625 kg. por m² de sustrato; seguido del sustrato de bagazo de caña de azúcar con una eficiencia biológica de 35,175 %, un tiempo de corrida de micelio de 28,25 días y un tiempo de producción de 52 días en las tres cosechas, con un peso promedio de 381,55g y un rendimiento de 3,2 kg por m² de sustrato; por último en la cascara de papa no se obtuvo resultados.

Se concluye que *Pleurotus ostreatus* al ser propago en aserrín común, bagazo de caña y cáscara de papa; solo logro desarrollarse en aserrín común y bagazo de caña de azúcar en un tiempo de 42 y 52 días respectivamente hasta realizar las tres cosechas; considerándose así al aserrín un sustrato adecuado y eficiente para el cultivo de este hongo,

PALABRAS CLAVE: Hongos, *Pleurotus ostreatus*, bagazo de caña, cáscara de papa, aserrín común.

SUMMARY

The objective of this investigation was to evaluate the growth and production of the mushroom oyster (*Pleurotus ostreatus*) in three agroindustrial residuals: trash of cane of sugar (*Saccharum officinarum*), potato shell (*Solanum tuberosum*) and common sawdust; coming from the County of Abancay; for that which a scientific investigation of comparative descriptive and experimental character was used; an experimental design based on the factorial combination of three substratos and a micelio (3x1) with four repetitions.

The evaluated substratos was packed in bags of 1 kg. of sustrato, in a composition of 78% of agroindustrial residual, 20% of having saved of wheat, 1% of sugar and 1% lime, those that were sterilized and then inoculated with 30 g. of seeds of *Pleurotus ostreatus*, these they were taken to the incubation area to a temperature of 24 °C with a humidity of 80% and without illumination for a while average of 23 days, then the area was conditioned for the fructification stage to a temperatures of 18 °C, with a humidity of 90% and with illumination for a while average of 24 days. In this process the time of race of the micelio, diameter of the carpóforos, number of mushrooms was evaluated taken place by bag, fresh weight, yield and the biological efficiency in each one of the worked substratos. Where the best sustrato for the mushroom *Pleurotus ostreatus* was the common sawdust, with a biological efficiency of 79,65%, a time of race of micelio of 20,5 days and a time of production of 42 days in the three crops, with a weight average of 796,475 g. and a yield of 6,625 kg. for sustrato m²; followed by the sustrato of trash of cane of sugar with a biological efficiency of 35,175%, a time of race of micelio of 28,25 days and a time of production of 52 days in the three crops, with a weight average of 381,55g and a yield of 3,2 kg for sustrato m²; lastly in it cracked it of potato it was not

obtained results.

You concludes that *Pleurotus ostreatus* to the being spreads in common sawdust, cane trash and potato shell; single achievement to be developed at one time respectively in common sawdust and trash of cane of sugar of 42 and 52 days until carrying out the three crops; being considered this way to the sawdust an appropriate and efficient sustrato for the cultivation of this mushroom,

WORDS KEY: Mushrooms, *Pleurotus ostreatus*, cane trash, potato shell, common sawdust.

I. INTRODUCCIÓN

El consumo de alimentos naturales de buen sabor, con alto valor nutritivo y con propiedades benéficas extra para la salud, es la gran tendencia mundial para la alimentación humana del siglo XXI. Tan sólo en los Estados Unidos, la demanda de productos orgánicos, suplementos alimenticios y medicinales, se ha incrementado de 3,3 a 14 billones de dólares en los últimos diez años y alrededor del cincuenta por ciento de éstos fueron desechados y desaprovechados. Si se considera que en el cultivo de hongos comestibles se pueden obtener eficiencias biológicas de 60 % a 75 % de una cosecha, y si se lograra cultivar hongos comestibles sobre los residuos desperdiciados, se podrían obtener cerca de 803 TM de hongos comestibles frescos (Chang y Miles, 2004).

Éste cambio de mentalidad nace de la confirmación de un principio fundamental y universal: la dieta humana debe ser completa, suficiente, equilibrada y que garantice una completa satisfacción biológica, psicológica y social. Dentro de estos alimentos naturales se encuentran hoy en día los hongos comestibles, con gran potencial como alimento de alto contenido proteico y vitamínico así como con propiedades medicinales que promueven la salud (Martínez Carrera *et al.*, 2004).

Actualmente el cultivo de hongos se visualiza como una de las alternativas de solución, a los problemas de seguridad alimentaria y por el lado ambiental, a la contaminación por desechos orgánicos de origen industrial y se ha propuesto como una nueva alternativa de producción de alimentos de alta calidad para consumo humano, a través del reciclaje de desechos agrícolas y forestales que permite obtener de manera simultánea subproductos que se pueden destinar a la alimentación de animales o como biofertilizante.

Por lo tanto, es una buena alternativa de subsistencia alimentaria en las áreas rurales en cuya producción pueden participar todos los miembros de las familias, mejorando así su nutrición, en virtud de que los hongos comestibles de alto contenido proteico se consideran

sustitutos de la carne de origen animal. Además, su producción no requiere tecnologías de costo elevado, y pueden ser instalados en lugares donde existen residuos de la cosecha o procesamiento agroindustrial a cualquier escala.

La región Apurímac cuenta con muchos sub productos de la agricultura y la agroindustria que pueden ser utilizados como sustratos para la producción del hongo *Pleurotus ostreatus*, sin embargo presenta el principal problema de la falta de desarrollo de tecnologías adecuadas para el aprovechamiento de los sustratos (residuos). Una alternativa de solución podría ser la producción de hongos comestibles que permitan mejorar los niveles nutricionales, económicos y sociales de la población.

El hongo *Pleurotus ostreatus* se cultiva en diferentes lugares del mundo, utilizando diferentes sustratos y diferentes tecnologías adecuadas a cada realidad que van desde producciones artesanales a industriales. Los resultados encontrados muestran que *Pleurotus ostreatus* es un hongo de alta adaptabilidad que se puede cultivar de manera óptima en diferentes condiciones climáticas y sustratos, en su mayoría, sub productos de la agricultura o la agroindustria con elevados contenidos de fibra, es decir material celulósico y lignocelulósico aprovechado para su reproducción y fructificación. Por otro lado, que es una actividad que no requiere de tecnología sofisticada para su producción y que puede ser acondicionada de acuerdo a la economía y realidad de cada lugar.

El bagazo de caña, la cáscara de papa y el aserrín común son tres sub productos de la agroindustria Apurimeña a disposición en grandes cantidades, cuyo aprovechamiento en la actualidad no es el adecuado, debido a que el mayor componente, la fibra, es difícil y costoso de transformar en compuestos más simples que sean nutricionalmente asimilables; sin embargo el hongo *Pleurotus ostreatus*, requiere para su metabolismo (reproducción y fructificación), sustratos con altos contenidos de fibra, por lo cual se presenta como una alternativa de aprovechamiento e incremento de valor para estos residuos.

Entonces por las consideraciones presentadas:

Objetivo general.

- Evaluar el crecimiento y producción del hongo ostra (*Pleurotus ostreatus*) en tres residuos agroindustriales: bagazo de caña de azúcar (*Saccharum officinarum*), cáscara de papa (*Solanum tuberosum*) y aserrín común; bajo condiciones ambientales controladas.

Objetivos específicos.

- Identificar y aislar la cepa del hongos ostra (*Pleurotus ostreatus*)
- Caracterizar fisicoquímicamente los residuos agroindustriales, bagazo de caña de azúcar, cáscara de papa y aserrín común.
- Evaluar la eficiencia de tres sustratos en el crecimiento y producción de *Pleurotus ostreatus*.

II. REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA

2.1. Generalidades de los Hongos

Los hongos son organismos que forman un grupo diferente de los reinos vegetal o animal, poseen células eucariotes, son heterótrofos, portadores de esporas y carecen de clorofila (Atlas y Barta citados por Sánchez y Royse, 2002). Según Piatkin y Krivoshein citados por Sánchez y Royse (2002), abarcan más de 1000 especies reunidas en 20 clases, se distinguen los hongos sin pared celular Myxomicota y los hongos verdaderos o Eumycota (Deacon citado por Sánchez y Royse, 2002). Su forma de reproducción puede ser sexual o asexual. Con base en su tamaño y forma de crecimiento se distinguen los hongos macroscópicos y los microscópicos. Dentro de estos últimos están comprendidos los mohos, las levaduras, los hongos de interés médico y los hongos fitopatógenos; dentro de los macroscópicos están considerados los hongos comestibles, los alucinógenos, los venenosos (Sánchez y Royse, 2002). En función de su forma de nutrición, los hongos se dividen en tres grandes grupos (Guzmán, citado por Sánchez y Royse, 2002):

- a) Saprófitos, que se alimentan de materia orgánica muerta.
- b) Parásitos, que se alimentan de materia orgánica viva.
- c) Simbiontes (micorríticos), que subsisten sólo en relación simbiótica con algunos miembros del reino vegetal.

Los hongos se nutren a través de su pared celular, tienen la capacidad de producir enzimas para degradar las moléculas de gran tamaño, como la celulosa y la quitina, que no pueden ser absorbidas hacia el interior de la célula. En la actualidad, gracias a las características de su metabolismo, muchos hongos son utilizados industrialmente para la producción de diferentes productos como antibióticos, productos químicos, entre otros compuestos bioactivos (Sánchez, 1994).

2.1.1. Hongos macromicetos

Los hongos macroscópicos o macromicetos tienen la misma forma de crecimiento en forma de hifas y micelio que los hongos microscópicos, sin embargo tienen la particularidad de formar un cuerpo fructífero visible, aéreo (carpóforo), que es propiamente lo que se suele identificar como “hongo”. El cuerpo fructífero se compone de las siguientes partes (Guzmán citado por Sánchez, 1994): micelio primario, micelio secundario, píleo o sombrero, contexto o carne, estípite o tallo, el himenio y las esporas, que pueden ser sexuales o asexuales (Sánchez, 1994).

La mayoría de los hongos macroscópicos pueden identificarse por medio de un examen visual en fresco; sin embargo, para completar los estudios se recurre a la observación de sus características microscópicas como son la forma y dimensiones de sus esporas y sus hifas (Sánchez, 1994).

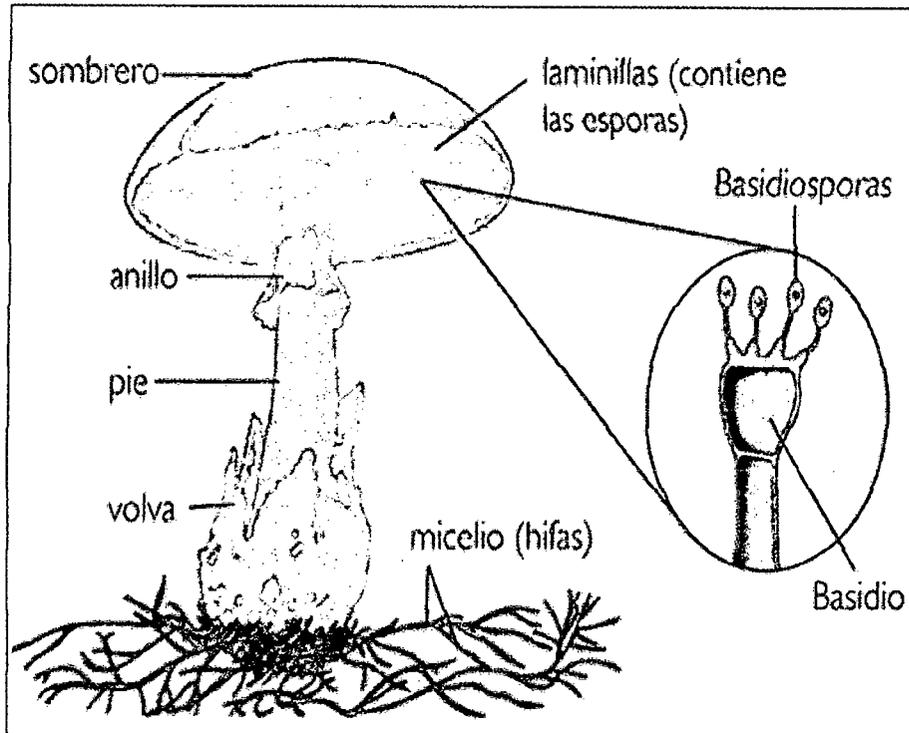
Los hongos macromicetos están formados por largas hifas ramificadas que se reúnen en cordones y cuerpos de reproducciones visibles y medibles en centímetros. Son saprófitos ya que crecen en materia descompuesta absorbiendo la materia orgánica, en simbiosis con plantas formando ectomicorrizas o como parásitos sobre los árboles. Algunos son comestibles, otros venenosos e incluso pueden producir efectos psicoactivos. Suelen crecer en la humedad que proporciona la sombra de los árboles, pero también en cualquier ambiente húmedo y con poca luz (Saldarriaga, 2001).

Chang y Miles (1989). Morfológicamente, existe una gran variedad y se los agrupa según el tipo de píleo y de himenio. Por ejemplo, los Agaricales en general, tienen basidiocarpos pileados, estipitados y con himenio laminar donde se producen las esporas; en cambio los Aphilophorales pueden tener

diferentes tipos de basidiocarpo (resupinado, efuso reflexo, estipitado) y con himenio generalmente poroide (figura 01).

De acuerdo con Acosta y Bustos (1998), los criterios taxonómicos tradicionales, las características, muy variables para la identificación de un hongo, son:

- a. **Color:** Es una característica de suma importancia para la identificación de los hongos, ya que permite diferenciar especies. Existen hongos de diferentes coloraciones desde negra, roja, rosácea, café, blanca y sus variaciones.
- b. **Pileo o sombrero:** Puede encontrarse gran variedad de formas como: embudo, campanulado, plano, convexo, cilíndrico o giboso. Tener variaciones sobre sus márgenes, pueden ser dentadas, enrollados, levantados. La textura del pileo puede presentar sensación de humedad, ser mucilaginoso, aceitoso, sedoso, tener escamas, vellosidades, estrías, brillantes u ornamentaciones (cavidades, grietas, arrugas, espinas).
- c. **Estípite o tallo:** Algunos hongos pueden no tener estípite. Cuando lo tienen puede estar ubicado justo abajo del centro del pileo, de manera lateral o excéntrica. Puede presentar rizoides. La forma y la textura del estípite varían, puede ser bulboso, torcido, rígido, liso, quebradizo, leñoso, flexible.
- d. **Presencia y forma de la volva:** Es la base del tallo o de un anillo en la parte superior del mismo.
- e. **Estructuras que forman el himenio:** Las láminas (su forma, tamaño, densidad, la unión con el estípite), la presencia de dientes o poros.



Fuente: Chang y Miles (1989).

Figura 01. Partes de un basidiomiceto-macromiceto

f. Olor y el sabor del hongo: Aunque ésta característica es de importancia secundaria, ayuda a la confirmación de algunas especies en particular. El olor puede ser agradable, imperceptible, nauseabundo, o de una gran cantidad de variaciones.

2.1.2. Ciclo de vida de los hongos macromicetos

Los hongos se reproducen por esporas, éstas son lanzadas al exterior al abrirse el píleo para la propagación de la especie. La spora es transportada por el viento y depositada en un lugar favorable con condiciones adecuadas, permitiendo que germine formando un largo filamento de células vivas denominado hifa. La hifa crece a partir de su extremo permitiéndole deslizarse hacia adelante. El material vegetal encontrado en su camino es descompuesto por medio de enzimas liberadas hacia el exterior de la hifa. Los nutrientes liberados son absorbidos y utilizados para sustentar el crecimiento y la fructificación (Pire, 2001).

De esta manera, cualquier alimento encontrado es eficientemente recogido y la colonia se expande para localizar nuevas fuentes de alimento (Solomon *et al.*, 1996). La reiterada ramificación y el crecimiento de las hifas forman la extensa red de células llamada micelio que es la parte vegetativa del organismo fúngico, el cuerpo viviente del hongo. A la intemperie, los micelios de la seta pueden observarse a menudo creciendo bajo la corteza suelta que queda sobre los árboles caídos o dentro de pilas de hojas o de broza del bosque, donde aparece como un crecimiento piloso de color blanco (Pire, 2001).

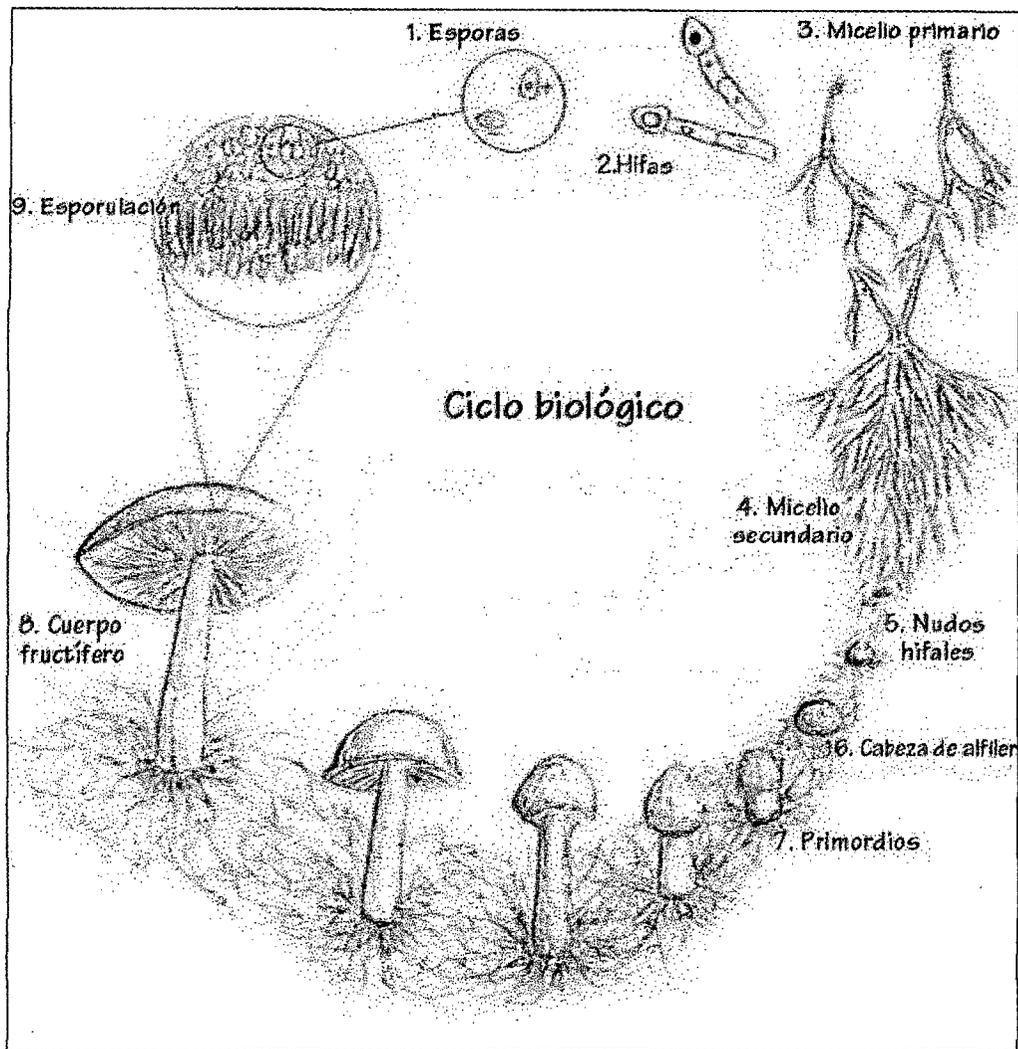


Figura 02. Ciclo biológico de un basidiomiceto - macromiceto

Fuente: Stamets (1993).

En el caso de los hongos Basidiomicetos (Figura 02), los cuerpos fructíferos contienen en la zona himenial láminas, poros o tubos en donde se encuentran los basidios. Los basidios son células especializadas en forma de bolsa, en cuyo extremo se desarrollan exteriormente cuatro esporas o basidiosporas. En la mayoría de las setas se forman cientos de miles de basidios que producirán millones de esporas que son liberadas una vez han madurado y posteriormente serán esparcidas por el viento (Navarro, 2005).

2.1.3. Valor nutricional de los hongos

Estudios han demostrado el alto contenido de proteína en los hongos comestibles (19-35 % en base seca), así como concentraciones significativas de aminoácidos esenciales, principalmente de lisina, leucina, metionina, y triptófano. También son ricos en vitaminas, tales como la tiamina (0,35-7,8 mg/100 g. de hongos secos), niacina (54,9-108,7 mg./100 g. de hongos secos), riboflavina (1,63-5,0 mg./100 g de hongos secos), y ácido ascórbico (1,4-9,4 mg./100 g. de hongos secos). Su contenido de grasas (1,1-8,3 % en base seca), carbohidratos (46,6-81,8 % en base seca), y fibra dietética (10-50%) es relativamente bajo (Chang y Miles, 1989; Wasser y Weis, 1999).

Recientemente, también se han descubierto propiedades medicinales en estos hongos, entre las que pueden mencionarse cualidades anti-tumorales, inmuno-moduladoras, anti-virales, anti-bacterianas, anti-parasíticas, anti-hipertensión, anti-arterioesclerosis, hepatoprotectoras, anti-diabéticas y anti-inflamatorias (Chang y Miles, 1989; Wasser y Weis, 1999). Esto ha confirmado el auténtico valor nutraceutico de los hongos comestibles, a partir de los cuales pueden obtenerse diversos nutraceuticos y desarrollarse compuestos farmaceuticos. Se ha estimado que este dinámico campo genera

operaciones que superan los 3,6 billones de dólares en los mercados internacionales de la industria alimenticia, farmacéutica, y de perfumería y cosméticos, observándose una creciente demanda en Europa, Norteamérica y Japón (Chang, 1999).

2.1.4. Importancia biotecnológica de la producción de hongos comestibles

Desde el punto de vista bioquímico y ecológico, la importancia de los hongos radica en el complejo sistema enzimático que posee el cual les permite, según la especie, degradar moléculas de alto peso molecular como la celulosa, la lignina, la quitina o los taninos. Estas moléculas son normalmente difíciles de degradar *in vitro* por las vías química, enzimática o microbiana conocidas hasta ahora, sin embargo el sistema metabólico de estos hongos les permite degradar estos compuestos, de los que obtienen energía para sus procesos vitales y metabólicos para su nutrición (Acosta y Bustos, 1998).

Este tipo de macromoléculas se encuentra normalmente en las formas vegetales y sus desechos. Su estructura química compleja les permite permanecer a la intemperie por largos periodos sin ser degradados o sufrir mayores transformaciones. De ahí la importancia de los macromicetos, ya que pueden revalorizar un desecho orgánico. El estudio de estos organismos conduce, por lo tanto, al aprovechamiento eficaz del complejo sistema enzimático que poseen para fines alimenticios, médicos, industriales o ecológicos (Acosta y Bustos, 1998).

El cultivo de hongos comestibles es una industria biotecnológica en continuo proceso de expansión y que poco a poco va cobrando mayor importancia en el ámbito económico de muchos países. Hasta 1980, las cuatro especies de hongos comestibles más importantes por su cultivo eran *Agaricus bisporus*

(champiñón), *Pleurotus spp.* (Seta, ostra), *Lentinula edodes* (Shiitake) y *Volvariella volvacea*. Desde entonces el género *Agaricus* ha sido el hongo comestible más cultivado y consumido en Europa, Norteamérica y México. Por su parte, *Lentinula edodes* producido en su mayor parte en Japón, *Volvariella* en países Asiáticos y *Pleurotus* en México y Sudamérica (Chang, 1999).

En lo que se refiere a los hongos del género *Pleurotus*, han incrementado su popularidad mundial en los últimos años, debido a su habilidad para crecer en un amplio intervalo de temperaturas (22 °C a 28 °C) y su capacidad para utilizar como sustrato diversos materiales ricos en lignina y celulosa tales como pulpa de café (Tuchan, 2004); ensilajes de caña de azúcar (Peláez *et al.*, 2006); rastrojo de maíz, paja de cereales (Bonatti *et al.*, 2004), capacho de uchuva, cáscara de arveja y tusa de maíz (López, 2006) bagazo de maguey verde (Baena, 2005) paja de cebada (Hernández *et al.*, 2009), cáscara de plátano y aserrín de abarco (Motato, 2006); para la preparación y acondicionamiento de estos sustratos, se han utilizado varias técnicas tales como la inmersión en agua caliente, pasteurización, esterilización con inyección de vapor y el composteo, (Vogel y Salmones, 2000; Valencia-del Toro *et al.*, 2003; Moda *et al.*, 2005).

En el Cuadro 01 se presenta algunas aplicaciones biotecnológicas de hongo *Pleurotus spp.*

Zervakis y Venturella (2002), consideran que cada cepa tiene un potencial bioquímico distinto, por ejemplo, en la degradación de celulosa, hemicelulosa y lignina, lo cual puede ser utilizado como criterio para identificar la calidad de cepas que sean convenientes para programas de hibridación.

Cuadro 01. Aplicaciones biotecnológicas del hongo *Pleurotus spp.*

Ambiental	Farmacológica	Alimentaria
Bioconversión de residuos Agroindustriales	Producción de metabolitos secundarios de interés Farmacéutico.	Alimento humano de alto valor nutritivo. P
Biodegradación de xenobióticos, Hidrocarburos poliaromáticos y otros Contaminantes industriales.		Producción de proteínas con uso industrial potencial.

Fuente: Takao (1965); Marino *et al.* (2003).

Pleurotus y muchos otros basidiomicetos, producen compuestos de interés industrial tales como ácidos orgánicos (Takao, 1965), vitaminas, aminoácidos, enzimas (Cohen *et al.*, 2002) y otros metabolitos secundarios con aplicaciones farmacéuticas (Marino *et al.*, 2003). Gracias a éstas características, los hongos tienen diversas aplicaciones en distintos ámbitos biotecnológicos tales como el ambiental, farmacológico y alimentario.

Otro aspecto importante, en comparación con otros cultivos convencionales y agroindustrias, es la marcada eficiencia del proceso biotecnológico de producción de hongos comestibles para utilizar y convertir el agua y la energía en alimento humano (Martínez-Carrera *et al.*, 1998).

Se ha estimado que para producir 1 kg de hongos comestibles (*Pleurotus spp.*) empleando tecnologías rústicas se requieren 28 L. de agua, en un período de 25 a 30 días después de la inoculación.

Esta cantidad y período de producción son mucho menores que las estimaciones para otros alimentos y forrajes, tales como la papa (500 L/kg.), trigo y alfalfa (900 L/kg.), sorgo (1,110 L/kg), maíz (1,400 L/kg.), arroz (1,912 L/kg.), soya (2,000 L/kg.), carne de pollo (3,500 L/kg.), y carne de res (100,000 L/ kg.). Por consiguiente, se necesitan 3,571 veces más agua para producir 1 kg de carne de res, que para obtener 1 kg. de hongos comestibles en el cuadro 02 se muestra la cantidad estimada de agua requerida para producir 1 kg. de hongos comestibles empleando tecnologías rústicas, en comparación con otros alimentos y forrajes (Martínez-Carre *et al.*, 1998).

2.2. Los hongos comestibles cultivables

El consumo de los hongos comestibles es muy antiguo y hasta hace más de cuatro siglos los hongos no eran cultivados pues solo eran recolectados en los bosques. En

**Cuadro 02. Cantidad estimada de agua requerida para producir
1 kg de hongos comestibles**

Producto	Litros de agua/kg.	Contenido proteínico (g) ^a	Litros de agua requerida por gramo de proteína
Setas (<i>Pleurotus</i>)	28	2,70	1,00
Papa	500 ^b	2,10	23,80
Trigo	900 ^b	14,00	6,40
Alfalfa	900 ^b	6,00	15,00
Sorgo	1110 ^b	1,10	10,00
Maíz	1400 ^b	3,50	40,00
Arroz	1912 ^b	6,70	28,50
Soya	2000 ^b	34,10	5,80
Carne de pollo	3500 ^b	23,80	14,70
Carne de res	100000 ^b	19,40	515,40

^aComposición de 100 g, porción comestible (peso húmedo) (Watt y Merrill, 1975; Duke y Atchley, 1986; Chang y Miles, 1997)

^b De acuerdo con Pimentel *et al.*, 1997.

Fuente: Martínez-Carre *et al.* (1998).

la antigua Grecia se conocían por sus propiedades gastronómicas y se recolectaban numerosas especies de hongos. Los romanos eran buenos conocedores de sus propiedades gastronómicas, medicinales y tóxicas, y otros pueblos como los celtas los empleaban no sólo como alimento, sino también en celebraciones por las propiedades alucinógenas de algunas especies. En la Edad Media había ciertos hongos cuyo consumo estaba sólo otorgado como privilegios a los caballeros y solo hasta el siglo XVII se inicia en Francia del cultivo controlado de algunas de ellos. Durante las últimas décadas, su producción ha experimentado una evolución extraordinaria y en la actualidad se utilizan tanto métodos rústicos como modernos sistemas de cultivo (Cabrera *et al.*, 1998).

Los hongos comestibles son importantes debido no solo a su papel culinario, sino también a su potencial como fuente de proteína que puede enriquecer la dieta humana. Se caracterizan por poseer cuerpos fructíferos que pueden ser cosechados fácilmente bajo condiciones específicas de cultivo dependiendo del tipo de especie que se esté cultivando. El cultivo de hongos comestibles es una actividad productiva que no posee etapas o procesos que afecten el medio ambiente, por el contrario, en él se utilizan materiales de origen vegetal y animal, y se simula lo que ocurre en la naturaleza. Los materiales que se utilizan en la preparación del sustrato para el cultivo de hongos, comúnmente son residuos que se obtienen de la agroindustria como pajas de cereales, aserrín, papeles, cartones, y de la crianza de animales como estiércoles de caballo, pollos, conejos, entre otros. Para la descomposición de estos materiales las mezclas de crecimiento de los hongos cultivables necesitan igualmente suplementos nitrógenados como por ejemplo sulfato de amonio, superfosfato o urea (Regés, 1990). En el Cuadro 02 se muestra la cantidad estimada de agua requerida

para producir 1 kg. de hongos comestibles empleando tecnologías rústicas, en comparación con otros alimentos y forrajes.

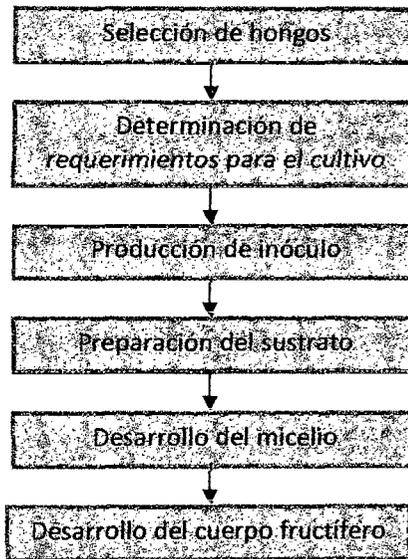
2.2.1. Historia del cultivo de los hongos comestibles

La fructificación de hongos comestibles es una actividad desarrollada desde hace varios cientos de años. En Asia, existen registros del cultivo de especies de hongos comestibles como *Lentinula edodes* y *Auricularia spp*, mientras que en Europa se desarrolló el cultivo de champiñón (*Agaricus bisporus*). La tecnología del cultivo de hongos saprofitos llegó a nuestro continente hasta finales del siglo XIX y la primera mitad del siglo XX, pero fue hasta la segunda mitad del siglo XX (gracias al mejoramiento de las técnicas existentes), que la industria de hongos comestibles se hizo presente de manera importante en varios países de América (Sánchez y Royse, 2002).

El cultivo de hongos comestibles comprende diferentes fases las que se muestran en el diagrama de flujo de fases de producción del cultivo de hongos comestibles (ver Figura 03).

Los hongos se pueden cultivar por varios métodos, algunos conformados por técnicas simples que requieren de poca o casi nada de experiencia por parte del cultivador, mientras que otros demandan técnicas sofisticadas, ya que incluyen procedimientos como el cultivo de tejido estéril bajo un ambiente y condiciones controladas (Quimio y Chang, 1990).

La fructificación de hongos comestibles por metodologías simples toma poco tiempo, pero requiere paciencia por parte del cultivador, ya que el rendimiento y eficiencia biológica a obtenerse es muy variada y no siempre se logra un buen resultado. Por este motivo, la implementación y utilización de métodos más técnicos y elaborados, aumentan la probabilidad de éxito y



Fuente: Chang y Miles (2004).

Figura 03. Fases de producción del cultivo de hongos comestibles

mejora significativamente los rendimientos de producción de cuerpos fructíferos (Quimio y Chang, 1990).

El uso de técnicas mecanizadas para el cultivo de hongos como alimento en grandes cantidades, es un fenómeno del siglo XX. Actualmente, en el mundo se han estudiado para fines de cultivo, cerca de 200 especies, de las cuales aproximadamente 60 se cultivan comercialmente y cerca de 10 se cultivan a escala industrial. Las 10 especies cultivadas más populares a nivel mundial son *Agaricus bisporus/bitorquis*, *Lentinula edodes*, especies de *Pleurotus* y de *Auricularia*; *Volvariella volvacea*, *Flammulina velutipes*, *Tremella fuciformis*, *Hypsizygus marmoreus*, *Pholiota nameko* y *Grifola frondosa*. En años recientes, se han cultivado también nuevas especies de hongos comestibles, entre ellos, *Hericiium erinaceus*, *Dictyophora indusiata*, *Stropharia rugoso-anulata*, *Lepista nuda*, *A. cylindracea*, *Pleurotus citrinopileatus* y *Cantharellus cibarius* (Chang y Miles, 2004).

2.2.2. Requerimientos nutricionales para el desarrollo de los macromicetos

Los requerimientos nutricionales para el desarrollo de los macromicetos son los siguientes:

a) Carbono

El carbono es necesario para los hongos porque es la fuente directa de energía para su metabolismo; así mismo, es necesario para la formación de las diferentes partes y estructuras celulares. Dada la importancia que tiene para la vida de la célula, este elemento es el que requiere en mayores cantidades. El carbono puede ser utilizado por el hongo a partir de diferentes fuentes como polímeros, carbohidratos o lípidos. (Sánchez y Royse, 2002).

b) Polímeros

La mayoría de los basidiomicetos son considerados “degradadores de madera” porque son capaces de crecer sobre la biomasa proveniente de las plantas leñosas. Las especies de *Pleurotus* son consideradas de pudrición blanca porque son capaces de degradar materiales ricos en lignina, celulosa y hemicelulosa (Platt citado por Sánchez y Royse, 2002), observaron que el contenido de lignina de rastrojo de algodón fue disminuido por *Pleurotus spp.*, en un 70% en 21 días. Por su parte, Zadrazil citado por Sánchez y Royse (2002), observó que después de cosechar los cuerpos fructíferos de *P. ostreatus*, las cantidades finales de hemicelulosa, celulosa y lignina se reducían en un 80 por ciento y concluyó diciendo que todos los materiales que contengan celulosa y lignina, con excepción de los tóxicos y metales pesados o los pobres en nitrógeno, pueden ser usados como sustratos para *Pleurotus spp.* (Sánchez y Royse, 2002).

c) Azúcares

Los carbohidratos se encuentran entre las fuentes de carbono preferidas por las especies de *Pleurotus spp.* Según Raypeck citado por Sánchez y Royse (2002), la glucosa, manosa y la galactosa son buenos sustratos para esta especie, mientras que la xilosa y la arabinosa producen un crecimiento deficiente.

d) Lípidos

La adición de aceites vegetales tiene un efecto benéfico para el crecimiento micelial de *P. sapidus* y *P. ostreatus*. Según Kurtzman citados por Sánchez y Royse (2002), los productores de la hidrólisis de

aceites deprimen el crecimiento, pero la adición de triglicéridos y metil ésteres de ácidos grasos generalmente promueven el crecimiento. El incremento en el crecimiento aumenta conforme aumenta el número de carbonos en los ácidos grasos C4 - C14 y disminuye ligeramente entre C14 y C18 al utilizar ácidos C18, el crecimiento aumenta con el grado de insaturación, siendo el ácido linoléico el mejor ácido de este grupo.

e) Nitrógeno

Los sustratos sobre los que suelen fructificar las especies de *Pleurotus* pueden contener valores bajos de nitrógeno por lo que se ha llegado a pensar que este género es capaz de fijar nitrógeno atmosférico. Sin que esto haya sido demostrado, si es notorio que la concentración en nitrógeno en el cuerpo fructífero en algunos casos es mayor que la del sustrato sobre el cual crece. Las especies de *Pleurotus* tienen la capacidad de crecer sobre fuentes inorgánicas de nitrógeno, como el nitrato de potasio o la urea, aunque se observa que prefieren las fuentes orgánicas para su crecimiento óptimo (Monterroso, 2007).

f) Minerales

Desde 1943, Treschow citado por Sánchez y Royse (2002), al trabajar con *Agaricus bisporus* llegó a la conclusión que tanto éste como otros hongos y levadura son capaces de crecer en ausencia de calcio y que este mineral es requerido en mayores cantidades por sus efectos protectores y antagonistas con respecto de otros minerales como potasio o magnesio. Estudios posteriores han confirmado esta aseveración. Así por ejemplo, Srivastava y Babo citados por Royse (2002), obtuvieron los rendimientos más altos para el cultivo líquido de *Pleurotus djamor* cuando usaron

concentraciones de 0,22; 0,28; 0,98 y 0,049 mg./L de fósforo, potasio, calcio y magnesio respectivamente. Por su parte, Manu-Tawiah citado por Sánchez y Royse (2002), llegaron a la conclusión de que *Pleurotus ostreatus* crece mejor cuando hay fosfato de potasio (KH₂PO₄) presente en el medio y que sus requerimientos en magnesio son tan bajos que pudieron ser suministrados por el sustrato que utilizaron (turbohidrolizada). Por su parte, Kurtzman y Zadrazil citados por Sánchez y Royse (2002), reportaron que el cloruro de sodio no tiene efecto significativo sobre *Pleurotus ostreatus*, aunque si un muy ligero efecto en el crecimiento de *P. sapidus*.

g) Vitaminas

Hashimoto y Takahashi citados por Sánchez y Royse (2002), indicaron que *Pleurotus ostreatus* requiere tiamina para su crecimiento en una concentración óptima de 100 mgL⁻¹ y que cuando tal vitamina está presente, ninguna otra es necesaria. Hong citado por Sánchez y Royse (2002), indicó que la concentración de 50 mgL⁻¹ provoca un excelente crecimiento tanto del micelio como de los cuerpos fructíferos y que el ácido indolacético y la citosina causan en ésta especie un mejor crecimiento micelial pero que no tienen influencia sobre el rendimiento. Por su parte Jandaik y Kapoor citado por Sánchez y Royse (2002), determinaron que para la especie *P. pulmonarius* la tiamina y la biotina son indispensables.

2.2.3. Etapas del cultivo de hongos comestibles en bloques esterilizados

Las etapas generales para el cultivo de hongos comestibles utilizando bloques esterilizados presenta la siguiente secuencia:

a. Producción de semilla

La semilla es la expansión de masa de micelio que busca potenciar metabólicamente al hongo para que se encuentre en condiciones ideales y así poder crecer eficientemente en los sustratos de producción (Stamets, 2000).

El hongo se obtiene a partir de cultivos puros que se mantienen criopreservados en agar o de un aislamiento a partir de la zona himenial de un cuerpo fructífero. De estos cultivos se transfiere el micelio a tubos de ensayo que contienen agares nutritivos, y de allí a cajas de Petri o botellas planas que contienen agares nutritivos para incrementar el micelio. Luego se prepara la semilla utilizando granos de cereales como trigo, millo, cebada, sorgo o arroz. El procedimiento consiste en hidratar mediante calor el grano del cereal hasta una humedad del 45%, lo que en la práctica se consigue lavando el grano para retirarle impurezas adicionar agua hasta cubrirlo y hacer una cocción de 15 minutos aproximadamente. Luego de obtener la humedad, el hongo crecido en agar se transfiere al cereal utilizado y se le proporcionan las condiciones de incubación óptimas de crecimiento dependiendo de la especie que se quiera (Rodríguez y Gómez, 2001).

b. Inoculación

Consiste en adicionar la semilla del hongo al sustrato ya preparado y estéril, y se debe realizar en un sitio cerrado sobre un mesón previamente desinfectado para evitar que se presente contaminación en la fase del establecimiento micelial (Rodríguez y Gómez, 2001).

c. Incubación

En la fase de incubación se busca que el micelio invada totalmente el sustrato por medio de la optimización de las condiciones ambientales. Se debe realizar en un cuarto cerrado y oscuro. Las bolsas pueden acomodarse en estanterías metálicas o colocarse directamente en el suelo. Es necesario que la temperatura en el sitio de incubación permanezca alrededor de 20 °C a 28 °C, con una humedad relativa alrededor del 70 % a 80 % y escasa iluminación, teniendo en cuenta que estas características pueden variar dependiendo de la especie (Fernández, 2004).

d. Fructificación

La fase de fructificación comienza una vez el sustrato es invadido por el micelio del hongo y se logran observar primordios o pines, los cuales formarán el cuerpo fructífero. Para esta fase es necesario cambiar las condiciones del cultivo aumentando la humedad relativa y las condiciones de luminosidad para inducir la formación de los hongos. Para optimizar la fase de fructificación se debe manejar una temperatura diferente a la de incubación que se asemeje a la temperatura del hábitat natural donde crece el hongo (Fernández, 2004).

e. Cosecha

La cosecha es la fase en la cual se realiza la recolección de los cuerpos fructíferos. Comúnmente, se realiza de forma manual haciendo un movimiento de torsión sobre la base del estípe o utilizando una cuchilla estéril para evitar contaminaciones posteriores en los puntos del sustrato donde creció el hongo. Asimismo, la cosecha se divide en tres periodos, el primero en el cual se recoge el 50 % de la producción, el segundo en

donde se recoge el 30 % y el tercer periodo solamente el 20 % de la producción. Habitualmente, en el cultivo de hongos no se recoge más de tres cosechas ya que la productividad es muy baja y el riesgo de contaminación es más frecuente (Oei, 2003).

2.2.4. Requerimientos nutricionales para el cultivo de hongos comestibles

Debido a que no presentan requerimientos nutricionales complicados y a su fácil adaptación a los ambientes de cultivo, los hongos requieren de técnicas simples y económicas para su crecimiento. Los residuos agroindustriales proveen las fuentes de carbono, nitrógeno, azufre y fósforo necesarias para el desarrollo adecuado de la biomasa fúngica (Madigan *et al.*, 1997).

La fuente de carbono es proporcionada en su totalidad por los residuos agroindustriales por lo cual para la optimización del cultivo de los hongos se han realizado amplias investigaciones acerca de diferentes mezclas de estos residuos con el fin de incrementar la producción (Stamets, 2003).

La fuente de nitrógeno utilizada por los hongos comestibles cultivables es aportada en baja proporción por los residuos agroindustriales, los cuales contienen mayor proporción de carbono que de nitrógeno. Para proporcionar la cantidad de nitrógeno necesaria para el cultivo se adicionan suplementos tanto orgánicos (salvado de trigo, cereal, arroz) como inorgánicos (sales de ion amonio y sales de nitrato) (Solomon *et al.*, 1996).

Pleurotus spp. puede descomponer lignocelulosa de manera eficiente sin un pre-tratamiento biológico o químico, una gran variedad de desechos lignocelulósicos son utilizados para su cultivo. Algunos ejemplos de los desechos agrícolas probados como sustratos son: pulpa de café (Guzmán y Martínez, 1986), pedazos de lino (Sharma, 1987), *Cassia spp.*, arbusto tropical

usado como laxante (Muller, 1987), astillas de madera dura y blanda (Oriaran *et al.*, 1989), paja, papel, olote de maíz, aserrín, virutas, hojas y mazorcas de maíz, hojas y bagazo de caña de azúcar, bagazo de citronela, cascarilla de arroz, cáscara de cacao y desecho de algodón, y puede crecer fácilmente bajo diversas condiciones artificiales, dando buenos rendimientos de esporóforos (Eger, 1978). Los sustratos usados en cada región dependerán de la disponibilidad de los desechos agrícolas (Hadar *et al.*, 1992).

2.3. El Género *Pleurotus ostreatus*

Según Sánchez y Royse (2002) la clasificación taxonómica para *Pleurotus ostreatus* se presenta a continuación.

Clasificación taxonómica de *Pleurotus ostreatus*:

- Reino Fungi
- División Basidiomycota
- Clase Homobacidiomicete
- Subclase Hymenomicete
- Orden Agaricales
- Familia Tricholomataceae
- Genero *Pleurotus*
- Especie *Ostreatus*

Fuente: Sanchez y Rose (2002)

2.3.1. Descripción Morfológica de *Pleurotus ostreatus*

En la Figura 04, se puede observar el hongo *P. ostreatus* indicando sus partes principales donde presenta un sombrero o píleo convexo, raramente redondo, casi siempre en forma de ostra o concha (Sánchez y Royse, 2002).

Puede presentar escamas hacia el centro o en la base y los cuerpos fructíferos son por lo general concrecentes (soldado en una pieza).



Fuente: Mata (2003).

Figura 04. Partes del hongo comestible *P. ostreatus*

Según Mata (2003), El píleo puede medir entre 5 cm y 12 cm de diámetro, su color es muy variable, negro violáceo, pardo ceniciento, gris, amarillo o blanco, según su especie margen enrollado a incurvado a veces lobulado. Sus laminillas o himenóforo, son muy decurrentes (laminillas extendidas a lo largo del tallo), anastomosadas (unido a otros elementos anatómicos) en la base, anchas, blancas cuando joven, amarillentas cuando muy maduros, próximas, lisas, 0.3 cm a 0.6 cm de ancho.

El estípite es corto, excéntrico o lateral, engrosado gradualmente hacia el lado del sombrero o píleo, algunas veces no se presenta.

Generalmente mide alrededor de 2 cm de longitud, 1 cm a 2 cm de grosor, con forma de tapón, posición lateral, superficie lisa a finamente aterciopelada principalmente hacia la base, y es blanquecino y de contexto blanco. Las esporas son de color lila o crema en masa, elipsoide con una talla promedio de 9.5 micras x 3.5 micras (Guzmán, 1990).

Según Murillo y Ulloa (2004), la parte que se consume del hongo es el sombrero que a su vez es su órgano reproductor.

2.3.2. Antecedentes del cultivo de *Pleurotus ostreatus*

No se conoce la fecha exacta de la implementación del cultivo de *Pleurotus ostreatus*, sin embargo, se han reportado varias hipótesis al respecto. Según Zadrazil (1978), *Pleurotus ostreatus* se cultivó en varias partes de Europa desde 1900 haciendo parte de las seis setas cultivadas pertenecientes a los géneros *Agaricus*, *Lentinula*, *Auricularia*, *Volvariella*, *Flammulina* y *Pleurotus*. Pero según García (1987), *Pleurotus ostreatus* no se cultivó en Europa hasta después de 1960, aunque desde antes se cosechaba para consumo pues se recogían de los troncos de los árboles en descomposición

que muchas veces se acercaban a las viviendas donde se les proporcionaba condiciones para la producción de carpóforos. Posteriormente, su cultivo se inició en Francia, Hungría, Italia y Checoslovaquia sobre troncos que se incubaban en zanjas y luego se sometían a riegos para obtener los cuerpos fructíferos.

A principios de 1990, *Pleurotus ostreatus* ocupaba el segundo puesto entre los hongos más cultivados en el mundo; cinco años después, el 24% de la producción de hongos comestibles en el mundo correspondía a *P. ostreatus* y otras especies relacionadas (Matsumoto, 1996).

2.3.3. Composición química de *Pleurotus ostreatus*

Las condiciones necesarias del ambiente y del sustrato en el momento de la siembra del hongo *Pleurotus ostreatus* son las siguientes: humedad relativa (82 % a 86 %); concentración de CO₂ del sustrato (20000 ppm); temperatura del sustrato (27,7 °C a 30 °C). En estas condiciones, la incubación se lleva a cabo de 10 a 14 días; humedad del sustrato en el momento de la pasterizaciones de 70 % a 75 %, con un pH de 6,0 a 6,5; considerado como ideal, temperatura de 28°C durante la fase de incubación, temperatura de fructificación de 10 a 15 °C, concentraciones de CO₂ durante la fructificación inferiores de 0,08 %; la humedad relativa 90 a 95 %; y la luz 8 a 12 horas diarias (Dandiang, 1986).

Respecto al efecto de la luz Bermúdez *et al.* (2003), evaluó el efecto del tiempo de exposición a la luz durante el período de fructificación de *Pleurotus ostreatus* en la concentración de proteínas totales y su calidad, expresada en función de la composición aminoacídica, dotándoles para tal fin de periodos de luz de 4,8 y 12 horas sin encontrar variaciones en la

concentración de proteínas totales ni en la composición aminoacídica de *P. ostreatus*.

2.3.4. Composición química de *Pleurotus ostreatus*

El mayor interés en el valor nutritivo de los hongos es la cantidad y calidad de la proteína. El contenido de proteína en promedio es de 3,5 % a 4 % en peso fresco y de 30 % a 50 % en peso seco. En comparación con el contenido de proteínas de otros alimentos, el de los hongos en fresco es el doble que el de los vegetales (excepto soya, frijoles y lentejas) y cuatro a doce veces mayor que el de las frutas, sin embargo, es inferior al de la carne, pescado, huevos y lácteos.

Los hongos son ricos en varias vitaminas tales como tiamina (B1), ácido ascórbico (C), ácido nicotínico y pantoténico, riboflavina (B2) y vitamina K. La digestibilidad de la proteína de los hongos es un factor muy importante para determinar su valor dietético (Acosta y Bustos, 1998).

Los hongos comestibles se caracterizan por contener nutrientes que favorecen la mejor calidad de vida del hombre por el consumo de estos organismos, por lo cual muchos expertos aconsejan, incluir este tipo de productos en la dieta diaria alimentaria (ver Cuadro 03).

Cuadro 03. Contenido Nutricional del hongo comestible *Pleurotus ostreatus*

SUSTANCIA	% peso seco
Agua	92,20
Materia seca	7,80
Ceniza	9,50
Grasa	1,00
Proteína bruta	39,00
Fibra	7,50
Fibra cruda	1,40
Nitrógeno total	2,40
Calcio	33mg/100g
Fósforo	1.34mg/100g
Potasio	3793mg/100g
Hierro	15.20mg/100g
Ácido ascórbico. Vit. C	90-144mg/100g
Tiamina. Vit. B1	1.16-4.80mg/100g
Niacina. Vit. B5	46-108.7mg/100g
Ácido fólico	65mg/100g

Fuente: Romero *et al.*, (2000).

2.3.5. Etapas del cultivo de *Pleurotus ostreatus*

El cultivo del hongo *Pleurotus ostreatus* posee las mismas etapas que las del cultivo de hongos comestibles en bloques estériles (ver 2.2.3), pero se diferencia básicamente en las etapas de incubación y fructificación, puesto que se hace necesario adecuar las condiciones ambientales del cuarto de producción, permitiendo simular sus condiciones de crecimiento en la naturaleza. (Sierra y López, 2002).

a. Preparación del sustrato

Las materias primas más utilizadas son, paja de cereales, virutas y serrines, residuos agrícolas y abonos. A estas materias se les suele añadir una pequeña cantidad de algún aditivo proteico o vitamínico (harinas, salvados, pulpas, etc.) para obtener mejores resultados, algún corrector del grado de acidez basicidad (pH) como yeso, carbonato cálcico y agua. Para la rentabilidad del cultivo de setas es importante obtener las materias primas a un bajo coste económico, por ello el cultivador procurará utilizar aquellas que más abunden en la zona de explotación. Una vez establecida la fórmula más adecuada a la especie que deseamos cultivar, es necesario tratar la mezcla con calor para dejar el sustrato libre de contaminantes, o lo que es lo mismo, libre de competidores del hongo que pretendamos cultivar. Este tratamiento puede consistir simplemente en una pasteurización (ejemplo. 1 hora a 60 °C) o una esterilización al vapor (por ejemplo 1 hora a 120 °C).

b. Siembra

Consiste en poner en contacto la semilla de setas (micelio comercial) con el sustrato preparado. Esta operación se realiza añadiendo entre 2 % y 5 %

de semilla al sustrato a la vez que todo ello se envasa en bolsas de plástico agujereadas, bandejas profundas, cajas o caballones. La siembra debe practicarse con mucha limpieza para no contaminar los sustratos.

c. Condiciones incubación

Es el período de tiempo que tarda la semilla en colonizar todo el sustrato. Para *Pleurotus ostreatus* dependiendo de la temperatura del local este período de tiempo de incubación puede oscilar entre 22 a 30 días y es necesario que la temperatura en el sitio de incubación permanezca de 23 °C a 24 °C (Granados, 2004). El área de incubación debe ser un lugar oscuro, fresco y cerrado para mantener una humedad relativa de 70 % a 80% (Archila, 2004).

d. Condiciones de producción

Cuando los sustratos estén bien invadidos se llevan al local de producción, allí la temperatura debe ser más baja, el grado de humedad relativa del aire muy elevado del 80% al 93%, debe estar muy bien ventilado y con una iluminación normalmente escasa.

En este nuevo ambiente, similar al que tendría la especie cuando fructifica de forma silvestre en primavera u otoño, aparecerán las setas. Primero en forma de pequeños botones o primordios y en pocos días llegarán a su pleno desarrollo.

Normalmente, en casi todas las especies, se dan varias cosechas (dos o tres “afloradas”) a intervalos de una o dos semanas, la primera aflorada suele ser muy fuerte, disminuyendo la producción en cada nueva aflorada (Sierra y López, 2002).

El ciclo de producción dura entre 30 y 60 días para especies cultivadas en sustratos triturados. La producción total oscila entre el 15% y el 30% del peso inicial del sustrato húmedo. Cuando los sustratos quedan agotados deben retirarse de los locales para evitar contaminaciones y dejar sitio para iniciar un nuevo ciclo de producción.

e. Cosecha y envasado

Las setas se deben cosechar enteras y a ser posible antes de su madurez, las setas *Pleurotus* u otras especies se las debe quitar el pie antes de su pesado y envasado. El envasado y etiquetado de setas requiere una estricta observancia de la legislación que lo regula. Las setas se deben consumir recién cosechadas para que no pierdan su fragancia y sabor. Si se comercializan, como son un producto perecedero, se deben guardar en cámara frigorífica hasta su distribución en fruterías y supermercados.

f. Conservación

Según De Michelis y Vullioud (2009), los hongos en general, son muy perecederos en el tiempo debido a su composición, su alta tasa respiratoria y la transpiración muy rápida, entre otros factores que inducen a un veloz deterioro post cosecha. La deshidratación, la pérdida de sustrato sólido y las reacciones de pardeamiento limitan su vida comercial en fresco a unos pocos días (de 7 a 10 días a 1,5 °C).

2.4. Residuos agroindustriales para el cultivo de hongos comestibles

Se llama residuo agroindustrial al material o elemento que después de haber sido producido, manipulado o usado a nivel agroindustrial no tiene valor para quien lo posee y por lo general se desecha no adecuadamente generando contaminación en el ecosistema (Atlas y Bartha, 2002).

2.4.1. Sustratos utilizados para la producción de *Pleurotus ostreatus*

Se han utilizado una gran cantidad de sustratos para el cultivo de *Pleurotus ostreatus*. Los materiales más comúnmente utilizados como fuente de carbono incluyen paja de trigo, de avena, de centeno, de sorgo y de algodón, virutas de madera y cortezas, subproductos del algodón, heno, tallos de plantas de maíz, plantas y desperdicios de café, tusa de mazorca, hojas de té, cáscaras de maní, harina de soya, cáscaras de semillas de girasol, desperdicios de alcaucil, desperdicios de yuca, ágave, residuos de la industria papelera (diarios, cartones), hojas de plátano, cactus, yuca, pulpa de cardamomo, fibra de coco, hojas de limón, tallos de menta, paja de arroz, bagazo de caña, entre otros. (Stamets, 2003; Oie, 2000; Miles y Chang, 1997).

También se pueden realizar cultivos sobre bloques o troncos sintéticos. Las ventajas principales de utilizar estos sustratos en lugar de la producción en troncos naturales, es que los tiempos se acortan y la eficiencia aumenta. Las eficiencias biológicas varían de 75 % a 125 % en troncos sintéticos (Miles y Chang, 1997).

2.4.2. Residuos agroindustriales de la Provincia de Abancay

El departamento de Apurímac, específicamente en la provincia de Abancay existe un gran número de residuos agroindustriales en gran abundancia, los cuales en su mayoría no son utilizados en un proceso posterior, sino simplemente son quemados o arrojados a los basureros, quebradas y ríos, sin tratamiento previo, constituyéndose así en que afectan al ecosistema. Los principales residuos agroindustriales son:

a. Bagazo de caña de azúcar

El bagazo de caña de azúcar es un producto que no requiere ser astillado, cortado o molido para ser utilizado como material de sustrato, a diferencia de los marlos de maíz, hierbas y hojas de banano. Pueden recogerse directamente de la fábrica de manera que no se necesita laboreo extra para la recolección y se puede preservar el ambiente, usando este residuo agrícola (Dewraj Taurachand, 2005).

En el Cuadro 04 y 05, se muestra la producción de caña de azúcar en el departamento de Apurímac y Abancay respectivamente.

El bagazo de caña tiene en su composición 20 % de lignina, y 80 % entre celulosa y hemicelulosa, por lo que varias investigaciones han propuesto el uso de diversos microorganismos, cepas fúngicas degradadoras de lignina, un ejemplo de estos hongos es *Phanerochaete chrysosporium*, que crece en cultivo líquido y se ha demostrado que secreta enzimas ligninolíticas extracelulares que tienen la habilidad de degradar numerosos compuestos aromáticos policíclicos; la *Ceriporiopsis subvermispora* es otro hongo filamentoso capaz de realizar la biodegradación de la lignina. Un ejemplo más es *Panustigrinus*, microorganismo que ha sido estudiado debido a su capacidad de producir lacasas y peroxidasas que atacan a la lignina, *Pleurotus ostreatus*, *Trametes versicolor*, *Trametes subejectypus*, *Cariolopsis gallica* y *Heterobasidio nannosum*, son algunos de los microorganismos estudiados debidos a su capacidad ligninocelulítica (UCE, 2010).

El bagazo es un material fibroso, heterogéneo en cuanto a su composición granulométrica y estructural, que presenta relativamente

Cuadro 04. Producción de caña de azúcar en el Departamento de Apurímac de 1998 al 2008

AÑO	PRODUCCIÓN DE CAÑA DE AZÚCAR EN EL DEPARTAMENTO DE APURÍMAC				
	Verde Actual (Ha)	Cosechas (Ha)	Produc. (TM/Ha)	Precio Ch.(S./kg)	Rend. (TM/Ha)
1998	126,76	54,00	691,09	0,17	12,80
1999	188,76	67,00	1105,99	0,18	16,51
2000	211,30	82,76	1513,38	0,16	18,29
2001	228,30	160,50	5557,18	0,12	34,62
2002	230,80	203,30	6079,75	0,12	29,91
2003	259,00	223,30	6524,78	0,12	29,22
2004	267,75	252,00	7486,59	0,12	29,71
2005	266,25	228,00	7119,68	0,12	31,23
2006	262,25	222,25	4898,68	0,11	22,04
2007	270,31	250,25	3922,09	0,11	15,67
2008	353,32	221,25	3615,90	0,11	16,34

Fuente: MINAG (2012).

Cuadro 05. Producción de caña de azúcar en la Provincia de Abancay de 1998 al 2008

AÑO	PRODUCCIÓN DE CAÑA DE AZÚCAR EN LA PROVINCIA DE ABANCAY				
	Verde Actual (Ha)	Cosechas (Ha)	Produc. (TM/Ha)	Precio Ch. (S./kg)	Rend. (TM/Ha)
1998	70,00	-	-	-	-
1999	122,00	16,00	370,00	0,09	23,13
2000	83,00	20,00	718,00	0,09	35,90
2001	72,00	4633,00	0,09	64,35	-
2002	83,00	77,00	4643,00	0,09	60,30
2003	88,00	83,00	5077,00	0,09	61,17
2004	101,00	89,00	5705,00	0,10	64,10
2005	101,00	89,00	5475,00	0,11	61,52
2006	101,00	97,00	3440,00	0,10	35,46
2007	101,00	97,00	2542,00	0,96	264,45
2008	101,00	101,00	2573,00	0,11	25,48

Fuente: MINAG (2012).

baja densidad y un alto contenido de humedad, en las condiciones en que se obtiene del proceso de molienda de la caña. El contenido en cenizas del bagazo natural puede considerarse moderado, ubicándose entre 2% y 5% (b.s.). Sin embargo, como consecuencia directa de la mecanización de la cosecha, y sobre todo en época de lluvia, este parámetro puede elevarse considerablemente, llegándose a reportar valores extremos de 12% a 15% (Oliva y Antolín, 2003).

La composición del bagazo de caña varía en función al origen y a las diferentes etapas que sufre desde su extracción. En fresco, en general la composición es la siguiente: humedad (49 a 52%), Carbono (20 a 23%), Hidrógeno (2 a 4%), Oxígeno (18 a 23%) y Cenizas (0.5 a 3%) (Sociedad Agrícola San Carlos, 2005).

El bagazo de caña de azúcar contiene celulosa que es fácilmente degradada por el hongo ostra, que es celulolítico. También contiene azúcares celulósicos, sobretodo sacarosa que provee energía al hongo. El contenido de nitrógeno total indica que el bagazo no es pobre en nitrógeno; el nitrógeno esta principalmente en forma orgánica, sobre todo proteína, que se requiere para el crecimiento del hongo. El bagazo de caña de azúcar presenta una humedad promedio de 49%, fibra 48% sólidos solubles de 2.3% (Dewraj Taurachand, 2005).

b. Aserrín de madera

Aserrín de madera o residuo de madera se consideran aquellos que no hayan sido reducidos a partículas pequeñas, consistentes fundamentalmente en residuos industriales (FAO, 1989).

En la agricultura son numerosos los reportes científicos acerca de la utilización del aserrín y la corteza de especies forestales en la elaboración de compost para la fertilización orgánica y el mejoramiento de los suelos en diferentes países (Milbocker, 1991).

El aserrín solo, como fertilizante, es poco efectivo, ya que contiene bajo contenido de elementos nutritivos: aproximadamente 0,1 % de N; 0,02 % de P_2O_5 y 0,12 % de K_2O . Si se suministra fresco, sin compostar, puede provocar carencia de Nitrógeno en la planta en el primer y a veces en el segundo año de haberlo suministrado al suelo. Por otra parte, el complejo lignocelulósico del aserrín puede ser utilizado para aumentar el nivel de humus del suelo. Efecto positivo y continuado del aserrín se observó con su introducción en forma de cepas para la reforestación en suelos pobres, arenosos. Ejemplo de esto se observó en Estados Unidos durante un experimento en el cual al cabo de 14 años de plantado un bosque, se conservó sólo 7 % sin enmienda, y para el suelo que tuvo aserrín 43 % a 50 %, con un diámetro y altura de los árboles 2 a 3 veces superior.

Del estudio de composición química del aserrín de *Pinus caribaea*, se puede observar que la celulosa es el componente mayoritario en la especie de pino estudiada, con valores que se encuentran en el rango de 43,10 % a 45,61 %. La lignina, que constituye el segundo componente en abundancia en la pared celular de las plantas lignificadas, se encuentra en valores que oscilan entre 28,41 % a 31,27 % (Alvarez, 1999).

Para la madera de coníferas se reportan valores muy similares a los obtenidos en este experimento. Jolkin (1989) informa como promedio para la madera de pino 44,1 % de celulosa; Sjostron (1981), para madera

de *Pinussilvestri*, 40 % de celulosa y 27,7 % de lignina; Echenique y Robles (1993), para maderas en general, reportan contenidos de celulosa entre 45 % y 50 % de lignina entre 20 % y 30 %.

Boyle (1998), evaluó el crecimiento de *L. edodes* en maderas suplementadas con diferentes nutrientes, hallando que la velocidad de crecimiento del micelio no era limitada por la disponibilidad de carbohidratos, y que muchos suplementos que contenían nitrógeno lo incrementaban sin inhibir la degradación de la lignina. Varios autores han reportado que las fuentes de nitrógeno inhiben la degradación de la lignina por muchos hongos (Eriksson *et al.*, 1990; Boyle *et al.*, 1992), pero *L. edodes* y *P. ostreatus* han identificado como excepciones (Leanthan y Kira, 1983; Boyle, 1998).

c. Cáscara de papa

La cascara de papa presenta importantes contribuciones nutricionales para el crecimiento de microorganismos. Se ha demostrado que la cascara de papa aporta en aproximadamente un 57 % a la reducción del DPPH (2,2-difemil-1-pitrihidracil), es decir, a la capacidad antioxidante que tiene la papa, lo que se consideraría un aporte importante al valor nutricional del sustrato (Llanos, 2009).

Osorio *et al.* (2008), utilizaron diferentes sustratos para la producción de renina a partir del hongo *Mucormiehei*, entre ellos a la cáscara de papa. La cáscara de papa fue utilizada como fuente de nitrógeno, no se propuso como fuente de carbono debido a que la cantidad de azúcares contenidos no era tan significativa comparada con la de los otros dos sustratos seleccionados (melaza y suero de leche).

La composición de la cascara de papa fue analizada por Shukla y Kar (2006), encontrando que contiene un 46 % (p/v) de azúcares totales y un 3 % (p/v) de azúcares reductores. Rogols *et al.* (2003), realizaron el análisis químico proximal de 100 g. de cáscara de papa, obteniendo los siguientes resultados: humedad (9,89 %), fibra cruda (7,80 g.), cenizas (9,24 g.), azúcares (2,73 g.), carbohidratos (62,15g.), grasa (0,38 g.), proteína (18,34 g.). En el cuadro 06, se muestra la producción de papa en el Departamento de Apurímac.

Cuadro 06. Producción de papa en el Departamento de Apurímac para el periodo 2012

MES	PRODUCCIÓN DE PAPA EN EL DEPARTAMENTO DE APURÍMAC EN EL 2012				
	Verde Actual (Ha)	Cosechas (Ha)	Produc. (TM)	Precio Ch. (S./kg)	Rend. (TM/Ha)
Enero	2908,00	-	-	-	-
Febrero	2918,00	18,00	340,00	0,60	18,89
Marzo	2681,10	119,00	1901,00	0,55	15,97
Abril	2418,10	259,00	3195,50	0,44	12,34
Mayo	1523,40	774,70	10076,10	0,45	13,01
Junio	334,40	1197,00	14963,50	0,53	12,50
Total	2946,00	2367,70	30476,10	0,50	12,87

Fuente: MINAG (2012).

III. MATERIALES Y MÉTODOS

3.1. Lugar de ejecución

La investigación se realizó en los laboratorios de Microbiología y Biotecnología Agroindustrial de la Escuela Académico Profesional de Ingeniería Agroindustrial de la Universidad Nacional Micaela Bastidas de Apurímac, Ciudad Universitaria, Ubicada en la calle Garcilaso S/N del Distrito de Tamburco, Provincia de Abancay, Departamento de Apurímac.

3.2. Materiales

Las materias utilizadas en la presente investigación fueron:

3.2.1. Micelio del hongo *Pleurotus ostreatus*

El hongo *Pleurotus ostreatus* fue utilizado para la extracción de las esporas y este fue colectado del bosque de la Universidad Nacional Intercultural de la Amazonía (Pucallpa) del Departamento de Ucayali, Provincia de Coronel Portillo, Distrito de Yrinacocha. Cuyas coordenadas geográficas, marcados en la Figura 11, se presentan en el Cuadro 08, con un área total aproximada de 65 Ha (Google Earth, 2011).

3.2.2. Residuos agroindustriales

Los diferentes residuos agroindustriales utilizados como sustrato en la presente investigación se listan a continuación:

- **Bagazo de caña de azúcar**

Adquirida de la Destiladora “Donayres”, ubicado en el Valle de Pachachaca de la Provincia de Abancay.

- **Cáscara de papa**

Obtenida como resultado del pelado de la papa variedad Chasca, colectada del Mercado “Las Américas” de la Provincia de Abancay.

- **Aserrín común**

Colectado de la carpintería ubicado en el jirón José María Arguedas Q-13,
de la Provincia de Abancay.

3.2.3. Insumos

Los siguientes insumos fueron adquiridos del Mercado “Las Américas”:

- Salvado de trigo
- Trigo
- Azúcar

Cal, adquirida en la ciudad de Abancay.

3.3. Materiales, equipos y reactivos

3.3.1. Materiales

Los materiales usados en la presente investigación fueron:

a. Materiales de vidrio

- Placas Petri steriplande 10 x 100 mm
- Beaker graduado de 250 mL.
- Beaker graduado de 100 mL.
- Beaker graduado de 50 mL.
- Matraz Erlemmeyer grado boca angosta de 250 mL.
- Matraz Erlemmeyer grado boca angosta de 500 mL.
- Probeta graduada de vidrio de 100 mL:10/1
- Probeta graduada de vidrio de 250 mL:2/1
- Lunas de reloj de 80 mm.
- Mechero de alcohol x 100mL

b. Materiales diversos

- Bisturí quirúrgico

- Cuchillo
- Tapón de corcho
- Papel toalla
- Papel tizzue
- Parafilm
- Papel kraft
- Gaza
- Bolsas de polipropileno
- Bolsas de polietileno con cierre
- Tecnopor
- Cooler
- Aspersor manual de 250 ml.
- Bandejas de plástico de 20x40 cm.
- Guantes quirúrgicos
- Algodón
- Ligas
- Mechero Bunsen

3.3.2. Equipos

Los equipos incluyendo el instrumental usados en la presente investigación fueron:

- Molino de martillo
- Incubadora
- Balanza analítica modelo AR2140, capacidad 210 g., aproximación de 0.001 g.
- Balanza digital XES-300, capacidad de 500 g., con aproximación de 1g.

- Autoclave
- Microscopio óptico compuesto
- Refrigeradora de capacidad de 320 L.
- Calefactor-Estufa, termoradiados de 7 celdas
- Termo-higrómetro
- Termómetro
- Estufa
- Equipo Kjeldahl

3.3.3. Reactivos

- Agua destilada.
- Alcohol de 70 % y 96 % de pureza.
- Agar extracto de malta, frasco de 500 g., 48 g./L y pH 5.6, soluble en agua a 100 °C.
- Ácido clorhídrico (HCl) líquido al 37 % de pureza.
- Hidróxido de sodio (NaOH) en perlas al 99 % de pureza.
- Ácido bórico en polvo al 99 % de pureza.
- Ácido sulfúrico líquido al 98 % de pureza.
- hidróxido de sodio sólido al 99 % de pureza.
- Indicador mixto 4.8 (Rojo metilo + verde de Bromocresol).

3.4. Métodos

En el desarrollo de la investigación se realizaron los siguientes métodos de análisis:

3.4.1. Tipo y nivel de investigación

Investigación científica de carácter descriptivo y experimental comparativo.

3.4.2. Diseño experimental

El diseño experimental estuvo basado en una combinación factorial de tres

sustratos y un micelio (3x1) con cuatro repeticiones con la finalidad de encontrar el mejor residuo agroindustrial para el cultivo de *Pleurotus ostreatus*.

3.4.3. Población

La población en estudio fueron los hongos comestibles Ostra (*Pleurotus ostreatus*), existentes en los bosques de la Universidad Nacional Intercultural de la Amazonia (UNIA), ubicado en el distrito de Yarinacocha, Provincia de Coronel Portillo del Departamento de Ucayali.

3.4.4. Muestra

La muestra fue extraída de las cepas del Laboratorio de Biotecnología de Universidad Nacional Intercultural de la Amazonia (UNIA).

- a. Técnica de muestreo; el muestreo fue al azar no probabilístico.
- b. Tamaño de muestra; en la universidad se utilizó 432 g. de semilla del hongo *Pleurotus ostreatus*, ya que para cada muestra se necesitó 30 g. de semilla más el margen de error del 20 % y fueron 12 corridas donde la muestra fue homogénea y representativa de la población existente.

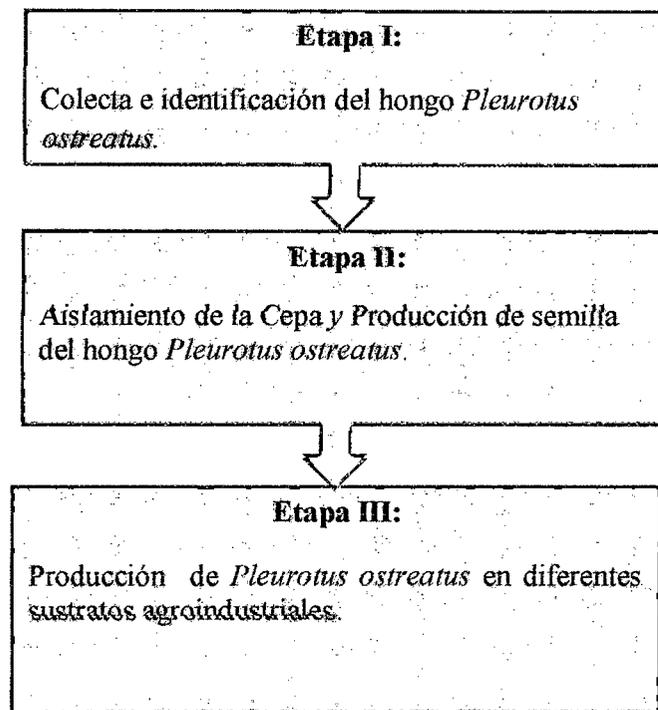
3.5. Metodología experimental

En la Figura 05, se presenta las etapas de la metodología experimental que se utilizó en la presente investigación.

3.5.1. Etapa I: Colecta e identificación del hongo *Pleurotus ostreatus*

a. Colecta de hongos

La colecta se realizó utilizando un cuchillo para poder obtener las setas con el carpóforo completamente entero, necesario para la correcta determinación del hongo sin cortar ramas o abrir cortezas. Los hongos se colectaron utilizando guantes quirúrgicos y se depositaron en bolsas individuales con



Fuente: Elaboración propia

Figura 05. Etapas de la metodología experimental

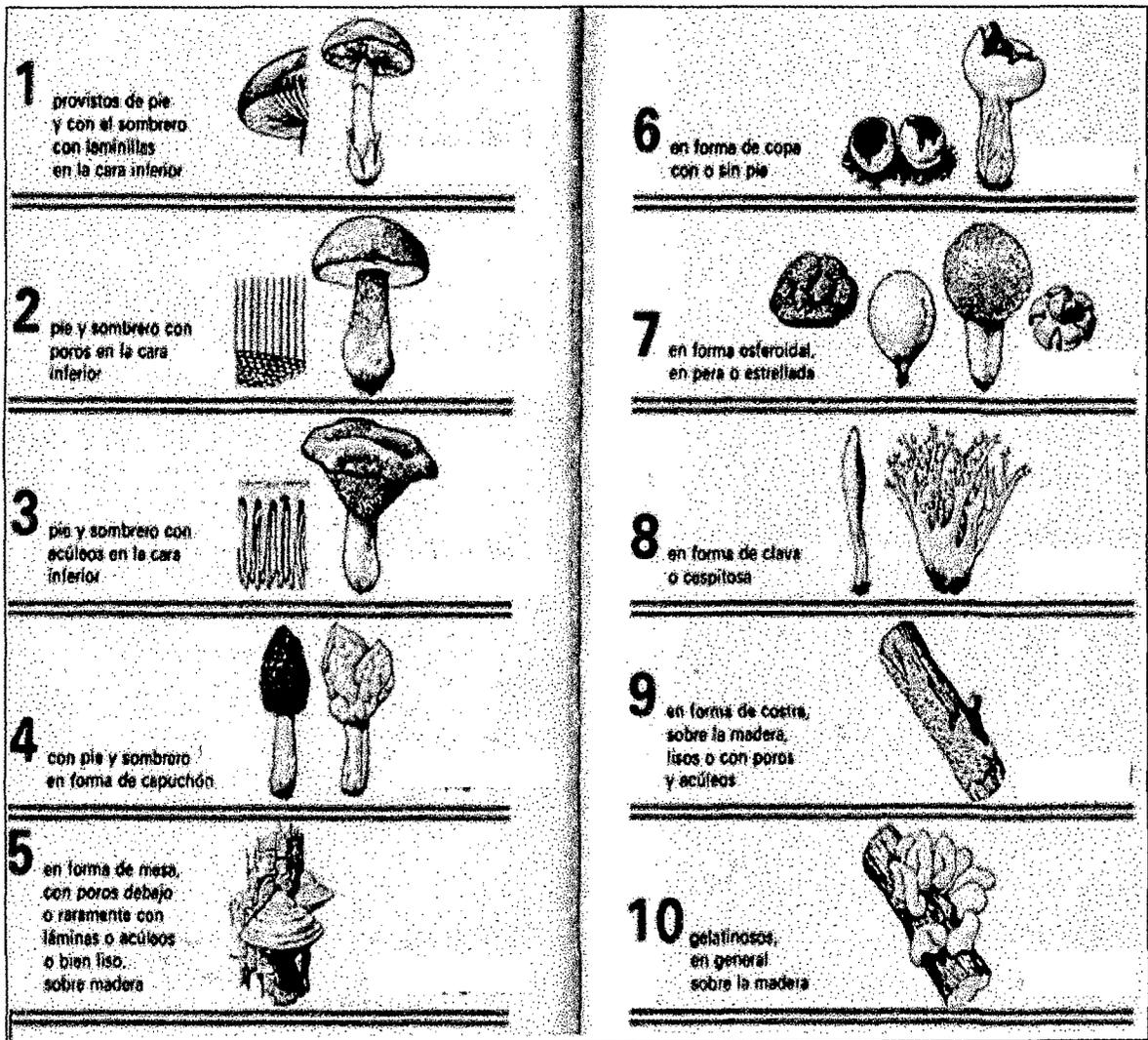
cierre y se colocaron en un Cooler con hielo seco como refrigerante para mantener la temperatura por debajo de los 10 °C y protegerlo de los golpes o contaminación, evitando así en lo posible que las setas sean maltratadas además de disminuir la transpiración natural. Sólo se colectaron ejemplares sanos (no invadidos por larvas de insectos u otros patógenos), evitando ejemplares demasiado desarrollados.

Se tomaron muestras de diferentes sustratos principalmente de hojas y troncos en descomposición. La metodología utilizada para la colecta de hongos fue la de Pacioni (1982), explorando las zonas boscosas de la Universidad Nacional Intercultural de la Amazonia (Pucallpa), ubicada geográficamente según se muestra en el cuadro 08. La elevada humedad de la zona (mayor al 80 %), y la continua precipitación la convierten en un lugar ideal para la recolección de hongos.

b. Identificación del hongos *Pleurotus ostreatus*

La identificación de los hongos se realizaron utilizando las claves de determinación de hongos de Pacioni (1982) (Anexo 01). Estas claves constituyen agrupaciones basadas en las características más sobresalientes del organismo observado a fin de llegar más fácilmente a la determinación genérica o específica.

La observación empieza determinando si es un hongo con pie y sombrero. Acudimos a la clave de determinación correspondiente, la primera pregunta que se formuló es la siguiente: “¿Cuál es la forma que presenta la cara interior del sombrero?”, y por observación directa observamos si se tratan de laminillas, poros, o acúleos, ver Figura 06. Por ejemplo, para el caso de *Pleurotus* se observó que presentan laminillas en la cara inferior por lo tanto



Fuente: Pacioni (1982).

Figura 06. Forma de los Hongos

corresponde a la clasificación 1 “*carpóforos provistos de pie y con el sombrero con laminillas en la cara inferior*”. En ésta clasificación la siguiente pregunta que se hizo fue: “¿Qué color presentan las esporas?”. Por ejemplo, para el caso de *Pleurotus* se observó esporas blancas, por tanto se continuó la determinación dentro de esta clasificación.

Del mismo modo se procedió con todas las muestras colectadas hasta la determinación del género de la especie en estudio. Para la determinación de la especie se observaron otras características específicas como: diámetro, posición, color, textura, borde, forma y olor del sombrero; forma de la lámina, forma y tamaño de las esporas observadas por microscopio, tamaño, color, textura del pie (Pacioni, 1982 y García, 2001).

3.5.2. Etapa II: Aislamiento de la cepa y producción de semilla del hongo

Pleurotus ostreatus

a. Aislamiento de la cepa del hongo *Pleurotus ostreatus*

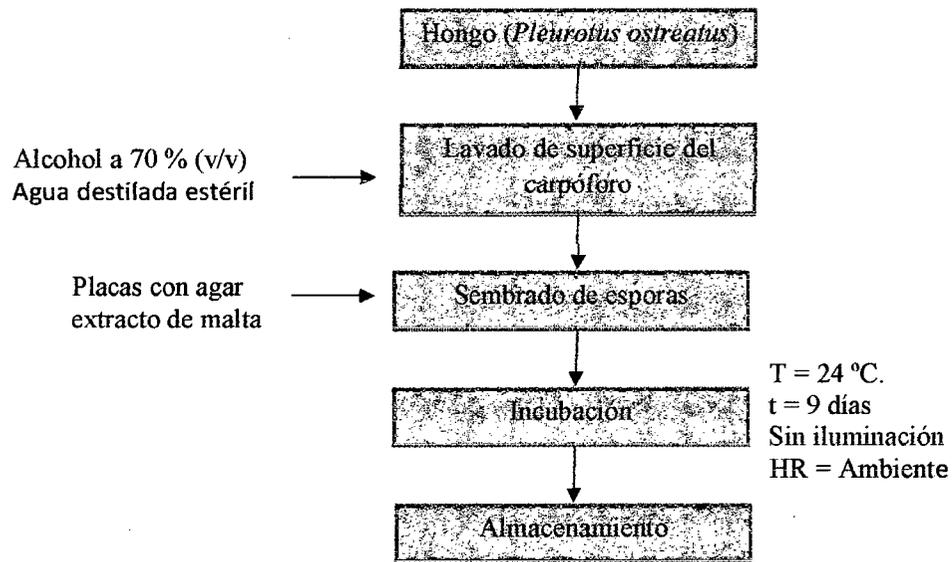
En la Figura 07, se muestra el diagrama de flujo de obtención de la cepa *Pleurotus ostreatus* y a continuación se describe las operaciones:

- Lavado de superficie

Se lavó el carpóforos sumergiéndolo en alcohol a una concentración del 70 % (v/v) por un espacio de 5 segundos, esta operación se realizó por duplicado, luego se procedió al enjuague con agua destilada estéril.

- Sembrado de esporas

Usando un bisturí estéril se cortó longitudinalmente el píleo, paralelo al estípite para exponer el tejido interno del carpóforo, cuidando no tocarlos



Fuente: Elaboración propia

Figura 07. Diagrama de flujo de obtención de la cepa de *Pleurotus ostreatus*

con los dedos, con el bisturí se tomó un trozo de aproximadamente 1 cm³ del tejido interno del carpóforo y se sembró en el medio de cultivo agar extracto de malta (EMA) solidificado en placas Petri.

- Incubación

Se cubrió con parafilm la unión de la tapa con la base de la placa Petri, para evitar se contamine y pierda la humedad. Luego las placas se envolvieron en papel aluminio, esto con la finalidad aislarlos de la iluminación, para la propagación del micelio en la placa.

Las placas contenidas con tejido de *Pleurotus ostreatus*, fueron incubadas a una temperatura de 24 °C hasta la propagación e invasión completa de micelio en la placa.

- Almacenamiento

Las placas propagadas con micelio de *Pleurotus ostreatus*, fueron refrigeradas para detener su desarrollo y para permitir la conservación de la cepa. De esta manera, el micelio propagado quedó listo para ser utilizado en la producción de semilla.

b. Producción de semilla del hongo *Pleurotus ostreatus*

En la Figura 08, se presenta el diagrama de flujo de la producción de semillas del hongo *Pleurotus ostreatus* aplicada en la presente investigación, y a continuación se describe las operaciones correspondientes:

- Lavado

El trigo se sumergió en agua de caño para remover y despojar los polvillos adheridos al grano y luego se escurrió.

- **Remojo**

En este proceso el trigo lavado fue sumergido en agua suficiente hasta cubrirlo completamente, por un tiempo de 12 horas donde alcanzo una humedad final de 70 % (p/p).

- **Embolsado**

Se procedió a llenar 100 gramos de trigo hidratado en bolsas de polipropileno de 9x12 cm.

- **Autoclavado**

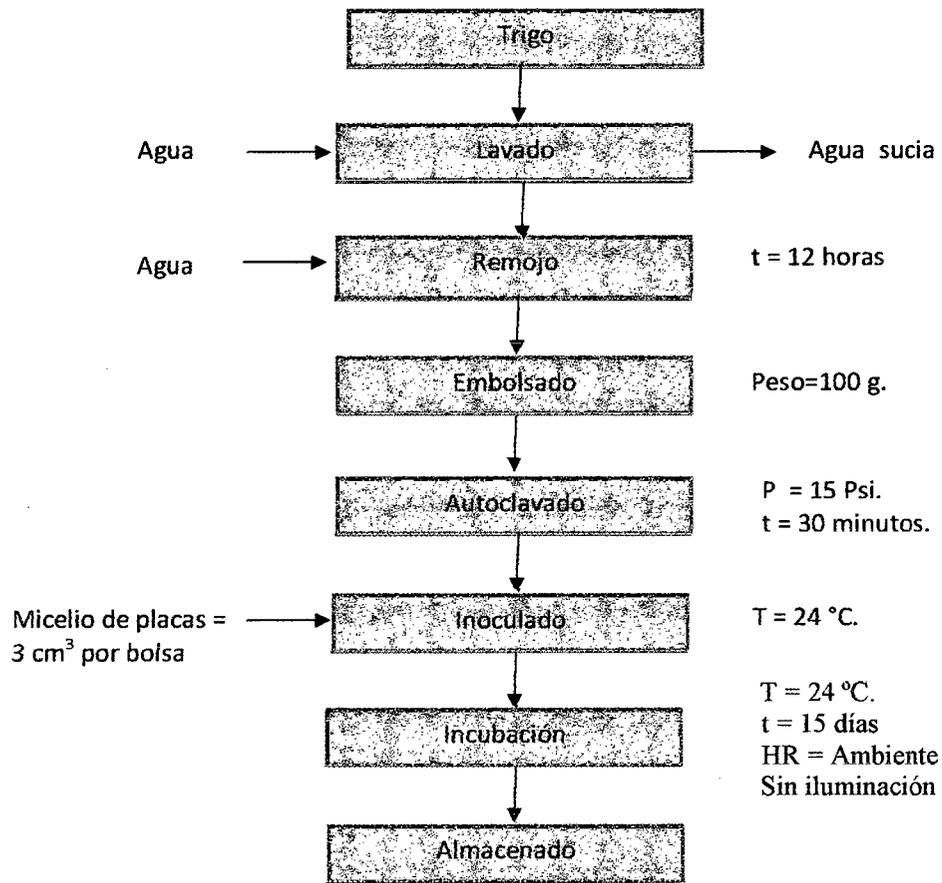
A la boca de la bolsa se le colocó un tapón de algodón con gasa, la que fue sujeta con ligas. En grupos de 3 bolsas se empaquetaron con papel kraft, cada paquete se colocó en bolsas de polipropileno de alta densidad y se autoclavarón a una temperatura de 121 °C y a una presión de 15 Psi por un tiempo de 30 minutos.

- **Inoculado**

Las bolsas de trigo autoclavadas se dejaron enfriar hasta una temperatura de 24° C, para inocular con la cepa de *Pleurotus ostreatus* obtenidas en la etapa anterior de la investigación, el micelio propagado en el agar extracto de malta se cortó en cubos de 1 cm³ aproximadamente y se colocaron en las bolsas en un número de tres cubos por bolsa de trigo.

- **Incubación**

A las bocas de las bolsas que contienen trigo inoculado, se le colocaron tapones estériles, se ajustaron con ligas y estas fueron



Fuente: Elaboración propia

Figura 08. Diagrama de flujo para la producción de semillas del hongo *Pleurotus ostreatus*

empaquetadas en papel kraft las mismas que fueron incubadas a una temperatura de 24 °C en oscuridad.

- Almacenamiento

Las semillas del hongo *Pleurotus ostreatus*, se colocaron refrigeración a 5 °C hasta su utilización.

3.5.3. Etapa III: Producción de *Pleurotus ostreatus* en diferentes sustratos

agroindustriales

a. Preparación de los sustratos

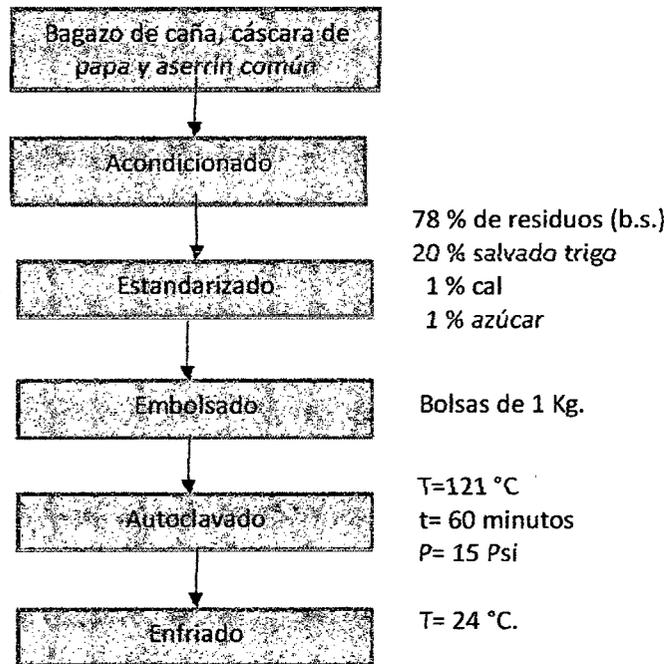
Los sustratos que se utilizaron para la producción de hongos *Pleurotus ostreatus* fueron aserrín común, bagazo de caña de azúcar y la cáscara de papa. En la Figura 09, se presenta el diagrama de flujo de la preparación de los residuos y que a continuación se describe cada uno de los procedimientos desarrollados:

- Acondicionamiento

El bagazo de caña de azúcar fue picado en un molino de martillos, de donde se obtuvo partículas de 3 cm de largo en promedio.

La cáscara de papase deshidrato en una bandeja bajo sombra con ventilación hasta una humedad de 10 a 15 % (p/p), y luego fue estrujado mecánicamente empleando las manos obteniendo partículas lo más homogéneos posible de 2 a 3 cm de tamaño.

EL aserrín común estuvo compuesto aproximadamente por 50 % de eucalipto (*Eucalyptus spp*), 25 % pino y 25 % de otras maderas.



Fuente: Elaboración propia

Figura 09. Diagrama de flujo de preparación de los sustratos

- **Estandarizado**

Se realizó la mezcla de los componentes necesarios para el sustrato según la formulación del Cuadro 07, en iguales proporciones para cada uno de los residuos agroindustriales utilizados.

De esta manera 1kg. de sustrato está compuesto por 195 g. de residuo agroindustrial, 50 gramos de salvado de trigo, 2.5 g. de cal, 2.5 g. de azúcar y 750 mL. de agua.

- **Embolsado.**

Posterior a la realización de la mezcla de cada uno de los sustratos, se empacó en bolsas de polietileno de alta densidad, con dimensiones de 15 x 30 cm, con 1 kg. de mezcla de sustrato en cada bolsa. Se colocaron tapones de algodón en la boca de la bolsa, se sujetaron con ligas y luego cubrieron con papel kraf (Miles y Chang, 1997).

- **Autoclavado.**

Las bolsas con el sustrato fueron autoclavados, se coloca de manera adecuada para que la esterilización sea homogénea en todas las bolsas. Las condiciones óptimas de autoclavado deben ser a 121 °C, 15 Psi por 60 minutos (Miles y Chang, 1997).

- **Enfriado.**

El sustrato se enfrió a temperatura ambiente hasta 24 °C, se realizó en un ambiente acondicionado para este fin manteniendo las condiciones de asepsia que evitaron por otros microorganismos del medio ambiente.

Cuadro 07. Formulación de sustrato para el cultivo de *P. ostreatus*.

Materiales	Porcentaje de los componentes en base seca (%)	Porcentaje en base humedad (%)
Residuo agroindustrial (Fuente de Carbono)	78	19.5
Salvado de trigo (Fuente de nitrógeno)	20	5
Azúcar	1	0.25
Cal	1	0.25
Agua	0	75

Fuente: Miles y Chang, 1997

b. Producción del hongo *Pleurotu ostreatus* en diferentes sustratos agroindustriales

El proceso productivo de la producción de hongos *P. ostreatus* se muestra en la Figura 10, y se describe a continuación.

- Inoculación

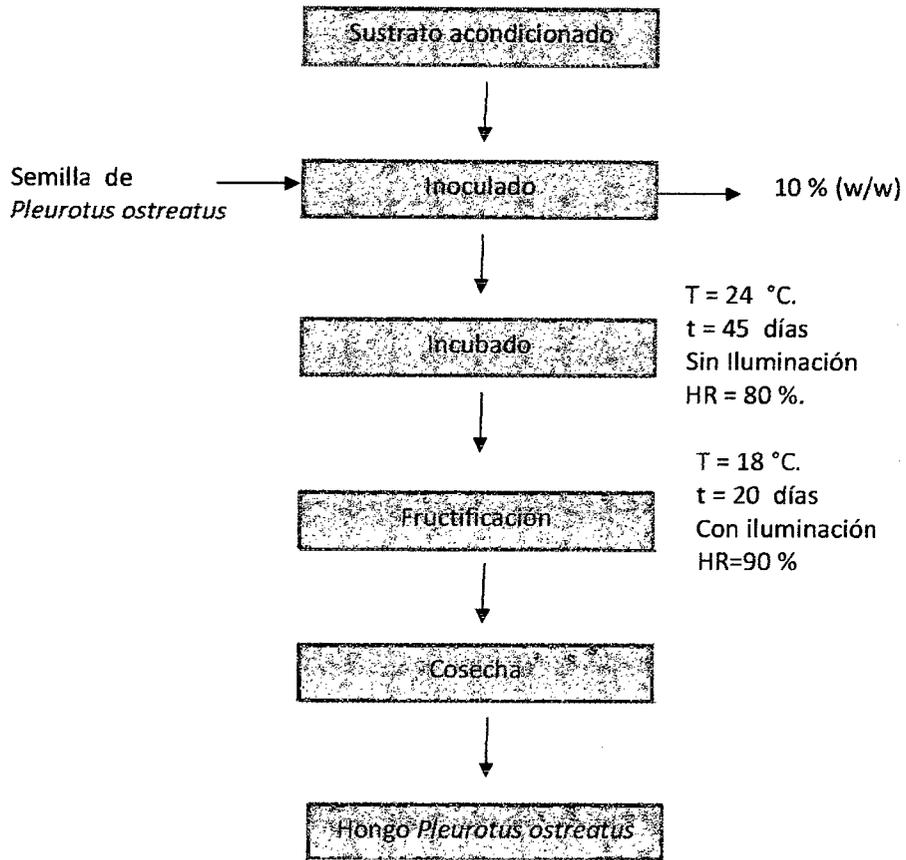
La inoculación se realizó en cada una de las bolsas suministrando 30 g. de semilla del hongo *Pleurotus ostreatus* por cada kilogramo de sustrato evaluado y a la boca de las bolsas de sustrato inoculado se le colocaron tapones estériles sujetos con ligas. (Fernández, 2004).

- Incubación

Esta etapa se realizó en el ambiente acondicionado dentro del laboratorio de Biotecnología Agroindustrial en las mismas condiciones asépticas señaladas anteriormente y sin iluminación (oscuridad). La temperatura se mantuvo de 24 °C con la ayuda de un calefactor con termostato y con una humedad relativa de 80 % mantenidas con bandejas de agua en el cuarto. El control de la temperatura y humedad relativa se realizó con un termohigrómetro digital (Fernández, 2004; Romero y colaboradores, 2000; García, 2003).

- Fructificación

Cuando las bolas fueron invadidas por completo por el micelio del hongo se cambiaron las condiciones de producción, acondicionando el ambiente, el cuarto se iluminó naturalmente durante el día, aprovechando la cobertura plástica del ambiente acondicionado.



Fuente: Elaboración propia

Figura 10. Diagrama de flujo de la producción de *Pleurotus ostreatus* en diferentes sustratos agroindustriales

(García, 2003), se incrementó la humedad relativa de 80 % a 90 % humedeciendo el piso y las paredes con aspersor manual y se disminuyó la temperatura a 18 °C retirando el calefactor del cuarto (temperatura ambiente promedio) (Fernández, 2004).

- **Cosecha**

La recolección se hizo de forma manual cortando con un cuchillo estéril y el peso de los carpóforos se determinó inmediatamente después de su corte con una balanza analítica (Fernández, 2004).

3.6. Diseño experimental

Se utilizó el diseño experimental completamente aleatorizado con un factor categórico individual (el tipo de sustrato), con tres niveles: bagazo caña de azúcar, aserrín común, cáscara de papa, y seis respuestas: tiempo de corrida de micelio (días), rendimiento (kg./m²), cantidad de hongos cosechados (unidades), peso fresco (g.), tamaño del carpóforo (cm), y eficiencia biológica (%). El diseño fue creado y evaluado utilizando el software estadístico STATGRAPHICS CENTURION XV™ (2007), con tres experimentos y cuatro repeticiones, teniendo un resultado de doce corridas experimentales.

IV. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

4.1. Colecta e identificación del hongo *Pleurotus ostreatus*

Los hongos fueron colectados del ecosistema comprendido por los límites fronterizos de la Universidad Nacional Intercultural de la Amazonía, cuyas coordenadas geográficas, marcados en la Figura 11, se presentan en el Cuadro 08, con un área total aproximada de 65 Ha (Google Earth, 2011).

De la extensa biodiversidad de setas, se colectaron cuatro tipos diferentes de hongos comestibles, elegidos por su abundancia en el ecosistema. La identificación de los microorganismos se realizó en el Laboratorio de Microbiología, de la Facultad de Ingeniería de la Universidad Nacional Intercultural de Amazonia, Pucallpa, Perú. Las cepas aisladas fueron dos especies de hongos del género *Pleurotus*: *Pleurotus ostreatus* y *Pleurotus cornucopioides*, y dos especies del género *Auricularia*: *Auricularia auricula-judae* y *Auricularia mesentérica*.

El género de las setas se identificó utilizando las claves de determinación de Pacioni (Pacioni, 1982), que se muestran en el Anexo 01. Para el caso de *Auricularia*, se determinaron utilizando la siguiente secuencia: hongos gelatinosos, crecen sobre madera, en gota o copa, en forma de oreja, con el himenio de color pardo violeta.

Para el género *Pleurotus*, se utilizó la siguiente secuencia de determinación: (1) hongos provistos de pie y sombrero con laminillas en la cara inferior; (a) con esporas blancas; (1) lignícolas; (2) con pie más o menos lateral; (3) aristas de las láminas enteras; (4) pie desarrollado, sombrero a menudo superpuestos; (5) grises, azulados, pardos, blanquecinos, carnosos.



Fuente: Google Earth, 2011.

Figura 11. Límites Geográficos de la Universidad Nacional Intercultural de la Amazonía

Cuadro 08. Ubicación de los límites geográficos de la Universidad Nacional Intercultural de la Amazonía (Ecosistema investigado). Límites de la Figura 11.

Puntos	1	2	3	4	5	6
Latitud	8°20'33.42"S	8°20'54.96"S	8°21'7.26"S	8°21'2.21"S	8°21'4.53"S	8°20'57.04"S
Longitud	74°35'29.68"O	74°35'44.22"O	74°35'38.81"O	74°35'30.79"O	74°35'8.02"O	74°35'1.60"O

Todas las especies tienen como característica común el ser lignícolas, es decir que para su desarrollo hacen uso de la madera como sustrato, ya sea en descomposición o viva, abundante en el ecosistema de la Universidad Nacional Intercultural de la Amazonía. Por otro lado, las condiciones ambientales (temperatura promedio de 26.44 °C y humedad relativa promedio de 84.24 %; SENAMHI, 2010) del ecosistema estudiado favorecen el crecimiento de las setas.

De las cuatro especies identificadas, se optó por continuar la investigación con *Pleurotus ostreatus*, debido a que existe una extensa literatura respecto de sus excelentes características nutricionales y organolépticas. Según Martínez-Carrera et al. (2004), los principales atributos nutricionales de los hongos es su alto contenido proteico (25 %), el cual es equiparable al de la leche (25,2 %) y frijol (24,2 %) y más alto que el reportado para el arroz (7,3 %), maíz (11,22 %) y trigo (13,2 %).

Además de su alto contenido proteico, los cuerpos fructíferos de los basidiomicetos están compuestos de carbohidratos (incluyendo fibra dietética tales como D-glucanas, quitina y sustancias peptídicas), minerales y vitaminas, así como un bajo contenido de grasa el cual fluctúa entre el 3 % y 5 % total en base seca (Sturion y Ostterer, 1995).

Estos hongos también poseen propiedades bioactivas que lo convierten en un alimento nutracéutico. Se ha demostrado que los cuerpos fructíferos de *Pleurotus ostreatus* en ratas, protegen de ciertos efectos cancerígenos y disminuye la toxicidad de la ciclofosfatina (Lindequist et al., 2005). Por su parte Bobek et al. (1998), concluyeron que en una dieta de 5 % en base seca de *Pleurotus ostreatus*, reduce los

cambios patológicos del cáncer de colón inducido por la dimetilhidrazina en ratas y dicho efecto lo explican por las propiedades antioxidantes de este basidiomiceto y por su contenido de fibra; un año después estos mismos autores demostraron que una dieta del 10 %, de este mismo hongo, reduce significativamente la incidencia y el tamaño de plagas arterioescleróticas en conejos y un efecto hipocolesterolémico, combinado con la inhibición de la peroxidación de lípidos (Bobek *et al.*, 1999).

Sin embargo, el principal criterio de selección fue la excelente adaptabilidad a diferentes condiciones ambientales así como la versatilidad en el uso de diferentes materiales como sustratos para su crecimiento. El hongo *Pleurotus ostreatus*, tiene la capacidad de degradar celulosa y lignina presentes en diversos residuos agrícolas y desechos agroindustriales como: pajas, rastrojos, bagazo de caña, pulpa de café, aserrín de madera y estopa de coco (Gaitán *et al.*, 2002; France y Cañumir, 2003; García, 2002; Rodríguez y Gómez, 2001; Salmones *et al.*, 1997; Enjamio y Rodríguez, 1995), debido a que poseen un complejo sistema enzimático entre las que destacan las enzimas celulasa, manganeso peroxidasa, versátil peroxidasa, alcohol artil oxidasa y lacasa, que son capaces de hidrolizar los polímeros de celulosa, hemicelulosa y lignina (Boyle *et al.*, 1992). Del mismo modo, han mostrado capacidad para biodegradar y mineralizar compuestos geobióticos como hidrocarburos poliaromáticos como el fenantreno, colorantes industriales y otros contaminantes del suelo tales como atrazina, diaminas y fenoles (Bezales *et al.*, 1996).

Cuadro 09. Resultados de identificación de *Pleurotus ostreatus*

Especie	Descripción	Habitat
<i>Pleurotus ostreatus</i>	Sombrosos de 6-14 cm, a menudo imbricados, superpuestos, de color variable, de negro violáceo a gris pardusco; con la edad los colores palidecen, excéntricos y asimétricos, en forma de concha o espátula, algo deprimidos en el punto de inserción del pie, lisos brillantes, glabros. Laminas al principio de color blanco crema que después adoptan una tonalidad marfileña, altas, más o menos juntas, desiguales, decurrentes a lo largo del pie. Pie de 2-8x1-2 cm, de color blanco, liso, lleno, oblicuo, lateral o raramente central, con la parte superior engrosada, rudimental en la base, desnudo y piloso en la base. Carne blanca, maciza, al principio tierna y después ligeramente tenaz, olor más o menos agradable, sabor gustoso. Esporas de color crema pálido con difuminados de color lila, lisas, no almidoides, 8-11x3-4 micras.	Encontrado en grupos sobre troncos de diversas especies de planifolios, en ocasiones sobre troncos de coníferas.

Fuente: Elaboración propia.

Por estas razones, *Pleurotus ostreatus* fue seleccionado esperando el crecimiento y fructificación en los residuos agroindustriales seleccionados. Las características que permitieron identificar a *Pleurotus ostreatus* en función a su descripción morfológica y al hábitat en el que se la encontró se muestra en el Cuadro 09.

Las características observadas coincidieron con las reportadas por Pacioni (1982), y García (2001), tanto en la descripción morfológica como en el hábitat en el cuál se encontraron. Según Phillips (1991), las especies de *Pleurotus* se caracterizan por presentar hongos de diferentes tamaños, se desarrollan sobre madera y usualmente crecen en grupos con estípites generalmente excéntricos, laterales, rudimentarios o ausentes, algunas veces central asimétrico, es himenóforo con láminas. Excepto algunas especies, no presenta velo ni anillo, además de las características mencionadas en el Cuadro 09.

4.2. Características morfológicas del micelio aislado en placa de *Pleurotus ostreatus*

Las principales características de las colonias del micelio: color, densidad, textura, hifas aéreas, crecimiento de colonias y presencia de exudados; se registraron por observación simple al final de la colonización completa de las placas de Petri. Según la metodología de Sobal *et al.* (2007), las cepas que fueron sembradas presentaron las siguientes características:

- Densidad: alta
- Color de micelio: blanco.
- Textura: algodonosa.

- Hifas aéreas: presencia de hifas aéreas de color blanco
- Crecimiento de colonias: uniforme cubriendo toda la placa
- Presencia de exudados: si existió presencia de exudados

Las características observadas coincidieron con lo reportado por Sobal (1989), es decir densidad alta, color del micelio blanco y de textura algodonosa. Al igual que Maldonado (2007), cuyas cultivadas en placas con medio de cultivo agar extracto de malta, observó cepas algodonosas o filamentosas con abundancia regular o exuberante.

Las características observadas se registraron a los 14 días de cultivo momento en el cuál se alcanzó la máxima colonización de la placa con medio agar extracto de malta. Estos resultados coinciden con lo reportado por Maldonado (2007), y Sobal (1989), que mencionan que entre los 7 y 14 días las cepas de *Pleurotus ostreatus*, se logra la colonización completa de la placa. Sin embargo cabe resaltar el tiempo de 14 días pudo deberse al hecho de que las cepas fueron cepas nativas, y no adquiridas de un cepario.

4.3. Características fisicoquímicas de los residuos agroindustriales

Las características fisicoquímicas de los sustratos utilizados para la producción de *Pleurotus ostreatus* destacan por su alto contenido de fibra que puede observarse por su composición en los Cuadros 10, 11 y 12.

Cuadro 10. Análisis fisicoquímico del aserrín común

Componente	% (p/p)	Base seca (%)
Humedad	5.47	0.00
Proteína	1.12	0.99
Grasa	2.15	1.89
Fibra	19.19	16.89
Cenizas	0.53	0.47
Carbohidratos	91.34	79.77
Total	100.00	100.00

Fuente: Elaboración propia.

Cuadro 11: Análisis fisicoquímico de sustratos bagazo de caña de azúcar

Componente	% (p/p)	Base seca (%)
Humedad	19.65	0.00
Proteína	1.09	70,08
Grasa	2.33	8,87
Fibra	66.30	4,84
Cenizas	1.53	5,76
Carbohidratos	75.40	10,45
Total	100.00	100.00

Fuente: Elaboración propia.

Cuadro 12. Análisis fisicoquímico de la cáscara de papa

Componente	% (p/p)	Base seca (%)
Humedad	81.55	0.00
Proteína	1.65	7.41
Grasa	0.52	2.33
Fibra	3.82	17.15
Cenizas	1.03	4.63
Carbohidratos	15.25	68.48
Total	100.00	100.00

Fuente: Elaboración propia.

Los indicadores que caracterizan a este aserrín, como materia prima en el aprovechamiento integral de la madera *Pinus caribaea* son los siguientes: 43,10-45,61 % de celulosa; 28,41-31,27 % de lignina; 0,48-0,68 % de ceniza; 2,79-3,90 % de sustancias solubles en agua a 95 °C y 3,08-4,71 % de sustancias solubles en benceno-etanol, en base a masa absolutamente seca, lo cual le confiere características de materia prima para diversos usos.

De acuerdo al análisis fisicoquímico realizado al bagazo de caña de azúcar el que fue sustrato para la producción de *pleurotus ostreatus* destaco por su alto contenido de 75,40 % de carbohidratos; 66,30 % de fibra; 19,65 % de humedad; 2,33 % de grasa, cenizas 1,53 % y 1,09 % de proteínas.

4.4. Evaluación del crecimiento y producción del hongo *Pleurotus ostreatus* en diferentes residuos agroindustriales

Los resultados de producción del hongo *Pleurotus ostreatus* en los diferentes residuos agroindustriales seleccionados: bagazo de caña, cáscara de papa y aserrín común; se presentan en el Cuadro 13.

La producción se divide en dos etapas principales; (a) la propagación, en el cuál se evaluó el tiempo de corrida de micelio en el sustrato y (b) la fructificación, en el cuál se evaluaron el rendimiento en Kg./m², el número de setas colectadas, el peso promedio obtenido de setas en gramos, el diámetro de los carpóforos en cm y la eficiencia biológica de setas en porcentaje de sustrato utilizado.

Cuadro 13. Resultados de producción de *Pleurotus ostreatus* en diferentes residuos agroindustriales usados como sustratos

Corrida	Tipo de sustrato	Tiempo de corrida de micelio (días)	Rendimiento (Kg/m ²)	Cantidad de hongos cosechados	Peso fresco (g)	Tamaño del carpóforo (cm)	Eficiencia biológica (%)
1	Bagazo de caña	29,00	3,10	31,00	366,90	10,00	36,70
2	Bagazo de caña	28,00	3,20	32,00	380,50	9,50	38,10
3	Bagazo de caña	28,00	3,30	34,00	400,20	10,50	40,00
4	Bagazo de caña	28,00	3,20	32,00	378,60	10,00	37,90
35	Cáscara de papa	20,00	----	----	----	----	----
6	Cáscara de papa	20,00	----	----	----	----	----
7	Cáscara de papa	20,00	----	----	----	----	----
8	Cáscara de papa	21,00	----	----	----	----	----
9	Aserrín común	21,00	6,50	47,00	784,40	11,50	78,40
10	Aserrín común	20,00	6,70	48,00	802,50	12,00	80,30
11	Aserrín común	21,00	6,70	49,00	805,60	12,00	80,60
12	Aserrín común	20,00	6,60	48,00	793,40	12,50	79,30

Fuente: Elaboración propia.

A continuación se presenta un análisis individualizado de cada una de las respuestas obtenidas en los diferentes sustrato agroindustriales, resaltando que en los tres sustratos evaluados (aserrín común, bagazo de caña y cascara de papa) se propago el micelio de *Pleurotus ostreatus*. Sin embargo, no hubo fructificación en cáscara de papa, lo cual puede explicarse por la composición que presenta éste sustrato, la literatura reporta que *Pleurotus ostreatus*, si bien es una seta que se adapta a condiciones limitantes, necesita para su fructificación una relación C:N de un rango de valores 30-300 de carbono que es una fuente de energía para los microorganismos y nitrógeno que es necesario para la síntesis proteica (la relación C:N se expresa en unidades de carbono por unidades de nitrógeno de un material) (Sánchez y Royse 2001), que probablemente no se observa en la cáscara de papa.

4.4.1. Tiempo de corrida del micelio de *Pleurotus ostreatus* en cada uno de los sustratos evaluados

El tiempo de corrida del micelio es el tiempo que tarda el hongo en colonizar el bloque de sustrato que se muestra con el cambio de color a blanco y su compactación, lo cual se observó en todos los sustratos evaluados bajo las mismas condiciones de temperatura (24 °C a 26 °C), humedad relativa (70 % a 80 %) y de oscuridad coincidiendo con lo reportado por Fernández (2004), Romero *et al.* (2000) y García (2003).

Al observar el tiempo de corrida del micelio del hongo en cada uno de los sustratos (Figura 12), en aserrín y cáscara de papa el promedio de colonización es de 20 días a diferencia del bagazo de caña de azúcar que tardó un tiempo de 28 días. Estudios realizados en otro tipo de aserrín (madera de cocotero) muestran que el tiempo de invasión completa de micelio

en el sustrato fue de tres semanas (J. Christopher *et al.*, 2005), coincidiendo con los resultados obtenidos.

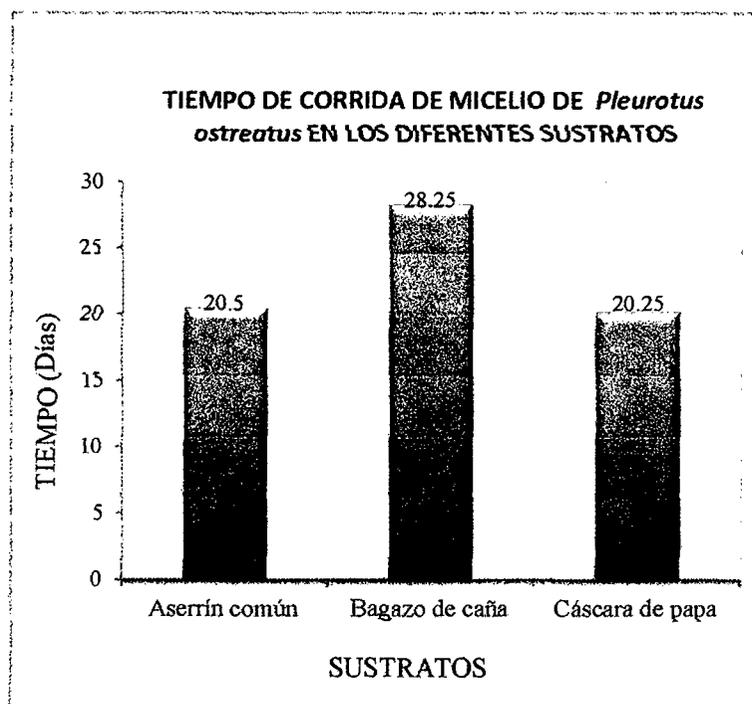
En el Análisis de Varianza (ANOVA), Cuadro 14, puede observarse que aun valor de p menor de 0,05 existe una diferencia estadísticamente significativa entre la media de Tiempo de corrida de micelio entre un nivel de Tipo de sustrato y otro, con un nivel del 95,0 % de confianza. Sin embargo, para determinar cuáles medias son significativamente diferentes de otras, se realizó la Pruebas de Múltiples Rangos (Cuadro 24 del Anexo 09), no existen diferencias significativas entre el tiempo de corrida del micelio transcurrido en aserrín común y cáscara de papa, pero sí de ambos con bagazo de caña, con un nivel del 95,0 % de confianza. El método empleado para discriminar entre las medias fue el procedimiento de comparación múltiple de Duncan.

El motivo por el cual el bagazo de caña demoró aproximadamente una semana más que los otros dos sustratos puede deberse a algunas características físicas del sustrato tales como la aireación y drenaje ya que sus partículas son de mucho mayor tamaño respecto de las del aserrín, lo que probablemente mejoró la porosidad en el sustrato y evitó la compactación que se pudo haber presentado en los tratamientos que no los presentaban y de esa forma permitirle al micelio del hongo una mayor y más rápida colonización del sustrato evaluado.

Probablemente se mejoró la distribución de la semilla en el sustrato en el momento de la inoculación. Lo que podría estar de acuerdo con lo observado por Zhang *et al.* (1999) el tamaño de las partículas tiene un efecto en el intercambio de aire entre los espacios del sustrato dentro de la bolsa con el exterior.

Cuadro 14. ANOVA para Tiempo de corrida de micelio por Tipo de sustrato

Fuente	Suma de Cuadrados	Gl	Cuadrado Medio	Razón-F	Valor-P
Entre grupos	165.5	2	82.75	297.90	0.0000
Intra grupos	2.5	9	0.277778		
Total (Corr.)	168.0	11			



Fuente: Elaboración propia

Figura 12. Tiempo de corrida del micelio de *Pleurotus ostreatus* en los diferentes sustratos evaluados

4.4.2. Cantidad de hongos *Pleurotus ostreatus* cosechados por cada uno de los sustratos evaluados

Después que el micelio ha colonizado por completo la bolsa se sustrato (tiempo de corrida del micelio) se da la formación de los primordios, (se denomina primordio al primer estadio del desarrollo de un hongo), seguida por la formación de cuerpos fructíferos (ver Anexo 07).

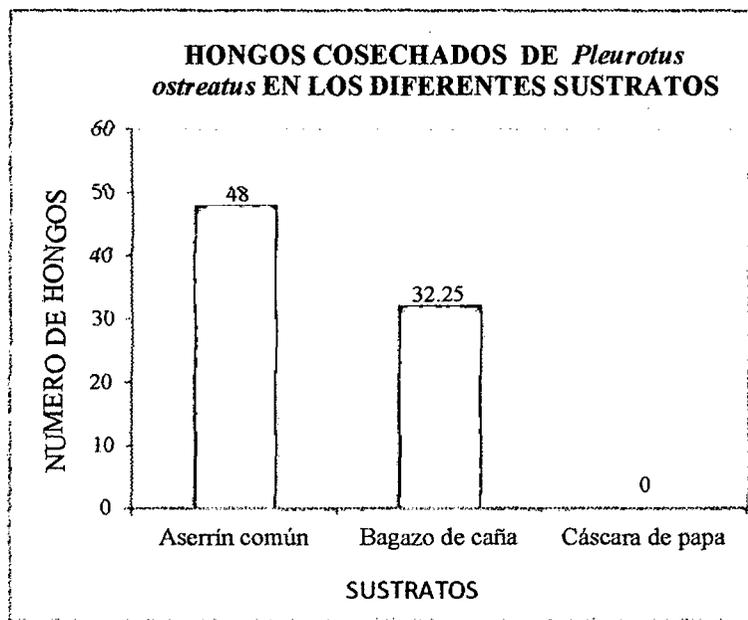
El número de hongos cosechados por bolsa en promedio en cada sustrato se determinó del total de las tres cosechas evaluadas a lo largo de esta investigación (Figura 13), donde se obtuvo un promedio 48 y 32 unidades de hongos para el aserrín y bagazo de caña, respectivamente, a diferencia de la cáscara de papa en la que no hubo fructificación, cuestión que fue explicada en el *item* anterior.

Según los datos obtenidos en el número de hongos producidos por bolsa en promedio en cada uno de los sustratos se pudo determinar por medio de ANOVA que existe una diferencia estadísticamente significativa entre la media de cantidad de hongos cosechados entre un nivel de Tipo de sustrato y otro, con un nivel del 95,0 % de confianza. (Cuadro 15), que se confirmó al realizar Pruebas de Múltiples Rangos utilizando el método de Duncan (Cuadro 26 del Anexo 10), con un riesgo del 5,0 % (95,0 % de confianza).

Sin embargo, aunque existe una diferencia estadísticamente significativa entre los sustratos evaluados, se puede ver que el aserrín común y el bagazo de caña de azúcar se encuentran dentro del rango reportado en la literatura.

Cuadro 15. ANOVA para Cantidad de hongos cosechados por Tipo de sustrato

Fuente	Suma de Cuadrados	Gl	Cuadrado Medio	Razón-F	Valor-P
Entre grupos	4789.5	2	2394.75	3193.00	0.0000
Intra grupos	6.75	9	0.75		
Total (Corr.)	4796.25	11			



Fuente: Elaboración propia

Figura 13. Cantidad de hongos cosechados de *Pleurotus ostreatus* en cada sustrato evaluado

Según Magae *et al.* (1995), el número de hongos producidos por bolsa no tiene tanta relevancia como su peso fresco, además el número de hongos producidos debe estar en un rango de 58 a 65 hongos en bloque de sustrato de 1 kg. para que se pueda considerar un sustrato adecuado y rentable para su cultivo. Reportes indican tasa de producción entre 1,31 y 4,5 en pulpa de café y viruta de cedro (Bemúdez *et al.*, 2003); 3,12 y 3,24 en bagazo de caña de azúcar (Rios *et al.*, 2010) considerándolos así sustratos adecuados y rentables para la producción de este hongo.

La mejor producción de setas en aserrín podría deberse al mayor contenido de material lignocelulosico, además de ser la madera el sustrato natural del hongo *Pleurotus ostreatus*. Danciang (1986), estudió la productividad de *P. ostreatus* en paja de arroz y en aserrín de madera y encontró que el primer sustrato produce un mayor número de carpóforos y de diámetro mayor que el aserrín. La diferencia en la productividad de estos sustratos puede deberse a las diferencias de proteína cruda y de grasa; 15,10 % y 0,35 % para la paja de arroz; contra 3,2 % y 0,14 % para el aserrín, respectivamente.

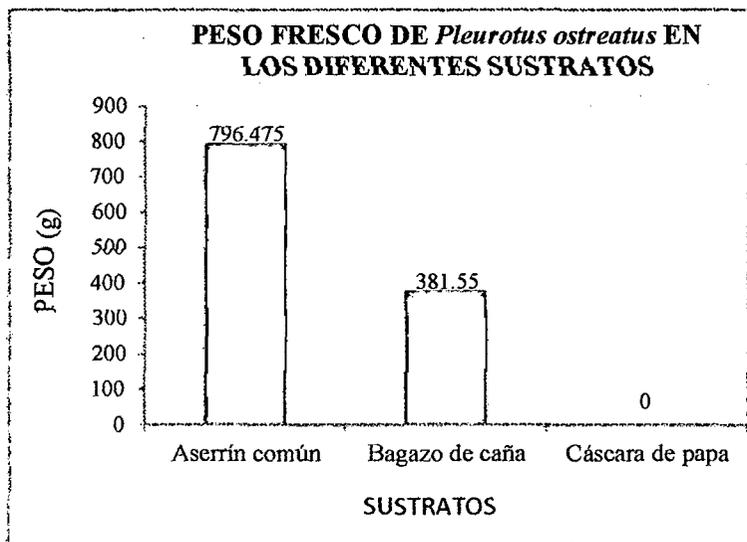
Es posible incrementar la producción en aserrín, si este se sometiera a un proceso de compostaje, que permita incrementar la cantidad de compuestos orgánicos a utilizarse, además de integrar minerales y oligoelementos que puedan ser aprovechados y optimicen la producción.

4.4.3. Peso fresco del hongo *Pleurotus ostreatus* cosechados por tipo de sustratos evaluados

El peso fresco registrado es el promedio de cada bolsa por sustrato evaluado como se muestra en la Figura 13, y está directamente relacionado al número de

Cuadro 16. ANOVA para Peso fresco por Tipo de sustrato

Fuente	Suma de Cuadrados	Gl	Cuadrado Medio	Razón-F	Valor-P
Entre grupos	1.26949E6	2	634744.	6744.00	0.0000
Intra grupos	847.078	9	94.1197		
Total (Corr.)	1.27033E6	11			



Fuente: Elaboración propia

Figura 14. Peso fresco del hongo *Pleurotus ostreatus* en los diferentes sustratos evaluados.

hongos, mostrado en el acápite anterior. En aserrín común se obtuvo un peso promedio de las tres cosechas 796,475 g. y en bagazo de caña 381,55 g. Como se mencionó anteriormente en cáscara de papa no se presentó desarrollo de carpóforos.

El análisis estadístico, ANOVA (Cuadro 16) y Prueba de Rangos Múltiples de Duncan (Cuadro 28 del Anexo 11), confirman las diferencias significativas con un 95,0 % de confianza, entre ambos sustratos (aserrín común y bagazo de caña).

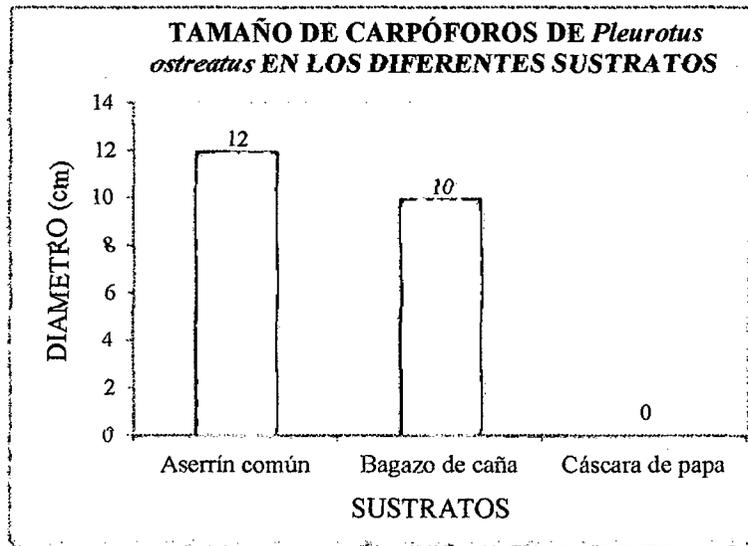
En general, el hongo utiliza principalmente el carbono como fuente de energía y formación de biomasa, y el nitrógeno para formar componentes celulares como proteínas y ácidos nucleicos. De acuerdo a las necesidades metabólicas de los hongos ligninocelulolíticos se necesita más carbono que nitrógeno, pero si hay excesiva cantidad de carbono y al agotarse el nitrógeno, se disminuirá el crecimiento y reproducción del hongo. Sin embargo no se considera en el estudio que exista limitación de nitrógeno pues a la formulación de todas las mezclas del sustrato se adicionó salvado de trigo como suplemento orgánico de nitrógeno el cual contiene un 9,7 % de nitrógeno en su composición, suficiente para suplir las necesidades metabólicas de este tipo de hongos (Oei, 2003).

4.4.4. Tamaño de carpóforo del hongo *Pleurotus ostreatus* por tipo de sustrato evaluado

La determinación del tamaño de los carpóforos se llevó a cabo por medio de la medición del diámetro, con un promedio de 12 cm en aserrín común y 10 cm para bagazo de caña (Figura 15).

Cuadro 17. ANOVA para Tamaño del carpóforo por Tipo de sustrato

Fuente	Suma de Cuadrados	Gl	Cuadrado Medio	Razón-F	Valor-P
Entre grupos	330.667	2	165.333	1488.00	0.0000
Intra grupos	1.0	9	0.111111		
Total (Corr.)	331.667	11			



Fuente: Elaboración propia

Figura 15. Tamaño del carpóforo de *Pleurotus ostreatus* en los diferentes sustratos evaluados

El análisis estadístico, ANOVA (Cuadro 17) y Prueba de Rangos Múltiples de Duncan, mostrados en los Cuadros 30 del Anexo 12, confirman las diferencias significativas con un 95,0 % de confianza, entre ambos sustratos (aserrín común y bagazo de caña). Sin embargo, la literatura nos muestra que el tamaño obtenido en ambos sustratos se encuentra dentro del rango usual obtenido incluso en sustratos ideales como la paja de trigo enriquecida.

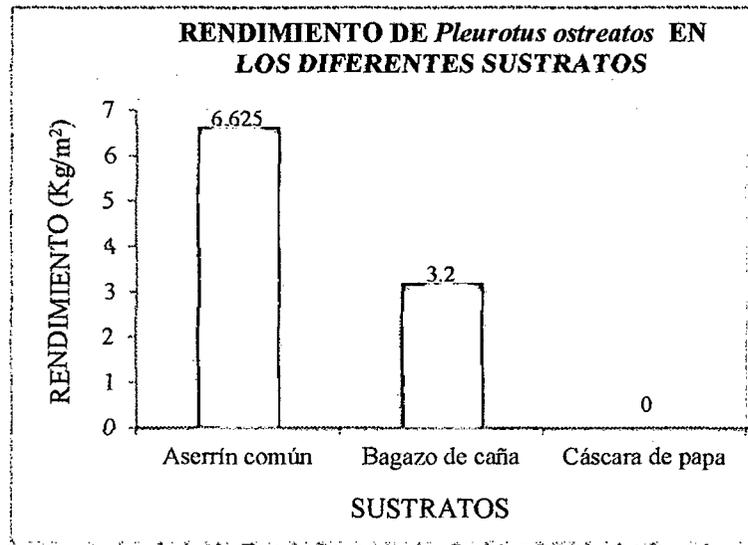
Según los valores reportados por Aguirre (2000) el diámetro del pileo (cm) de 12,15 cm como máximo, Gómez (2004) reporto un diámetro máximo de 11,5cm y Mora (2004) reporto un diámetro de 10,5 a 12cm. Los resultados obtenidos variaron de 10 a 12 cm en promedio como máximo en las tres cosechas de siembra. Cabe señalar que los resultados obtenidos en este trabajo y los reportados por otros autores no presentan diferencias marcadas, por lo cual podemos concluir que, en este caso, el tamaño no es un factor determinante de la diferencia de producción en los dos sustratos donde hubo fructificación.

4.4.5. Rendimiento del hongo *Pleurotusostreatus* por tipo de sustratos evaluados

Del rendimiento obtenido en cada uno de los sustratos evaluados (Figura 16) se puede observar que es directamente proporcional al peso fresco obtenido y por ende al porcentaje de eficiencia biológica registrada en cada uno de los sustratos. El sustrato que presentó mayor rendimiento fue el aserrín superando al bagazo de caña por más 3 kg.

Cuadro 18. ANOVA para Rendimiento por Tipo de sustrato

Fuente	Suma de Cuadrados	Gl	Cuadrado Medio	Razón-F	Valor-P
Entre grupos	87.815	2	43.9075	8319.32	0.0000
Intra grupos	0.0475	9	0.00527778		
Total (Corr.)	87.8625	11			



Fuente: Elaboración propia

Figura 16. Rendimiento de *Pleurotusostreatus* en los diferentes sustratos evaluados

Indicando que si las bolsas de 1 kg. ocupan un espacio de 1 m², se generaron en promedio 6,625 kg de hongo en peso fresco de aserrín común por lo que se recomienda a este como el adecuado para el cultivo de *Pleurotus ostreatus*, seguido por el bagazo de caña de azúcar con un rendimiento de 3,2 kg./m² y la cáscara de papa no hubo desarrollo de carpóforos.

De acuerdo a los datos obtenidos del rendimiento de los carpóforos en promedio se pudo determinar por medio del Análisis de Varianza (ANOVA), Cuadro 18, puede observarse que a un valor de *p* s menor que 0,05; existe una diferencia estadísticamente significativa entre la media de Rendimiento entre un nivel de tipo de sustrato y otro, con un nivel del 95,0 % de confianza.

Sin embargo, para determinar cuáles medias son significativamente diferentes de otras, se utilizó la Pruebas de Múltiples Rangos (Cuadro 32 del Anexo 13), indica que los tres tratamiento evaluados (aserrín común, bagazo de caña y cáscara de papa) muestran diferencias estadísticamente significativas con un nivel del 95,0% de confianza. EL método empleado para discriminar entre las medias fue el procedimiento de comparación múltiple de Duncan.

En investigaciones similares Stament (2000), reportó que la producción promedio de *P. ostreatus* por medio cuadrado de materia seca de sustrato es de 1 kg. de setas frescas, Pérez *et al.* 2005 reportó entre 27,98 % y 53.53 % sobre viruta de pino y entre 66,26 % y 106,04 % sobre paja de cebada, aunque Gaitán (2005) reportó rendimiento inferiores de 14.87 % a 17,27 % sobre viruta de pino y paja de cebada.

4.4.6. Eficiencia biológica del hongo *Pleurotus ostreatus* por tipo de sustratos evaluados

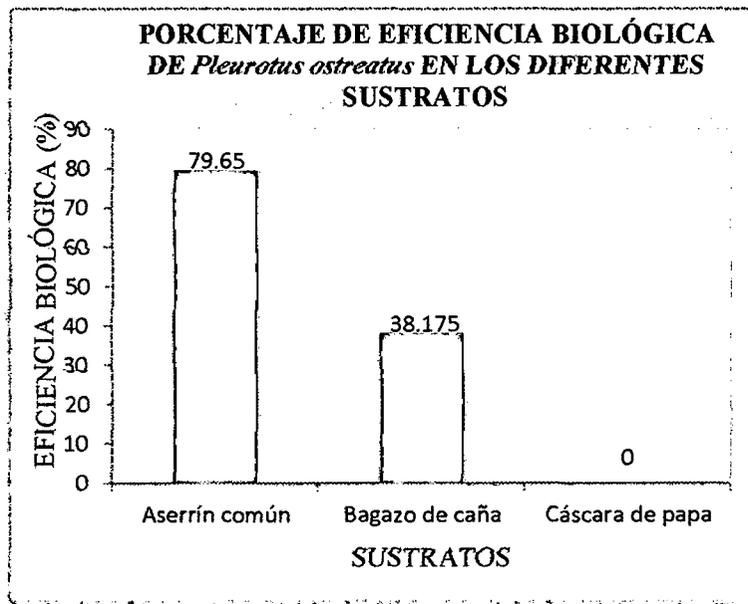
La eficiencia biológica (EB) es un indicador de la eficiencia del sustrato para convertir los nutrientes encontrados en dicho sustrato a carpóforos. Esta fórmula es una medición porcentual del rendimiento fresco de carpóforo a partir del peso seco del sustrato pasteurizado (Stamets, 2000) de los residuos evaluados durante tres cosechas. Así, de acuerdo a los resultados obtenidos mediante el Análisis de Varianza (ANOVA), del Cuadro 19, puede observarse que aun valor de p menor de 0,05; existe una diferencia estadísticamente significativa entre la media de Eficiencia biológica entre un nivel de tipo de sustrato agroindustriales analizados y otro. Donde el aserrín común fue más eficiente reportando un valor de 79,65 % seguido bagazo de caña de azúcar con 38,175 %, la cáscara de papa 0 %, con un nivel del 95,0% de confianza. Así mismo se para determinar cuáles medias son significativamente diferentes de otras, se utilizó las Pruebas de Múltiples Rangos (Cuadro34 del Anexo 14).

El método empleado para discriminar entre las medias fue el procedimiento de comparación múltiple de Duncan donde se muestra diferencias estadísticamente significativas entre aserrín- bagazo de caña, aserrín – cáscara de papa y gabazo de caña – cáscara de papa, con un nivel del 95,0 % de confianza y asimismo se observó que el porcentaje de eficiencia biológica (Figura 17) obtenido es directamente proporcional al peso fresco generado en cada uno de los sustratos.

El tratamiento con aserrín común reporto una eficiencia biológica superior al 40 % valor mínimo reportado como referencia para cultivos comerciales de

Cuadro 19. ANOVA para Eficiencia biológica por Tipo de sustrato

Fuente	Suma de Cuadrados	Gl	Cuadrado Medio	Razón-F	Valor-P
Entre grupos	12695.5	2	6347.75	6644.93	0.0000
Intra grupos	8.5975	9	0.955278		
Total (Corr.)	12704.1	11			



Fuente: Elaboración propia

Figura 17. Eficiencia biológica de *Pleurotus ostreatus* en los diferentes sustratos evaluados.

Pleurotus ostreatus, por cuanto se dice que a partir de este valor un cultivo de hongos empieza a ser económicamente rentable (Albarrán *et al.*, 2001)

Los resultados obtenidos para el aserrín común y bagazo de caña son buenos comparados con los encontrados por Obodai *et al.* (2002) quienes realizaron estudios similares en aserrín y reportaron EB para varias especies de *Pleurotus*, los cuales están dentro del rango de 6 hasta 57 %, Sarasti (2008) obtuvo una eficiencia biológica de 46,4% sobre mezcla de bagazo de caña, pulpa de café y pasto de corte King Grass utilizando unidades experimentales de 1Kg. En los trabajos reportados por Aguirre (2000) reportó un 81,7 %, Mora (2004) reportó un 142,8 % y Gómez (2004) reportó valores de entre 71,79 % y 107,65 %. Los valores presentados en este trabajo se observó que las cantidades van de 38,175 % a 79,65 %.

Según Cardona (2001) los bajos índices de eficiencia biológica se atribuyen al agotamiento de los nutrientes del sustrato y la forma en que cada semilla los asimiló, así como también a la procedencia de la semilla, factores que influyen directamente sobre la producción de carpóforos.

V. CONCLUSIONES

- *Pleurotus ostreatus* se propago en los tres sustratos que fueron evaluados (aserrín común, bagazo de caña y cáscara de papa); sin embargo el desarrollo de carpóforos solo se alcanzó en aserrín común y bagazo de caña de azúcar en un tiempo de 42 y 52 días respectivamente hasta realizar las tres cosechas.
- El mejor sustrato para el hongo *Pleurotus ostreatus* colectado de los bosques de la Universidad Nacional Intercultural de Amazonia fue el del aserrín común, con una eficiencia biológica del 79,65 %, un tiempo de corrida de micelio de 20,5 días y un tiempo de producción de 42 días en las tres cosechas, con un peso promedio de 796,475 g. y un rendimiento de 6,625 kg. por m² de sustrato, seguido del sustrato de bagazo de caña presento una eficiencia biológica de 35,175 %, un tiempo de corrida de micelio de 28,25 días y un tiempo de producción de 52 días en las tres cosechas, con un peso promedio de 381,55g y un rendimiento de 3,2 kg por m² de sustrato.
- La metodología utilizada durante el desarrollo de investigación es la adecuada para el cultivo de *Pleurotus ostreatus* teniendo en cuenta que se manejen los rangos óptimos de temperatura (inoculado e incubación 24 °C, fructificación 18 °C), humedad (inoculado 80 %, fructificación 90 %) y luz (incubado sin iluminación, fructificación con iluminación) durante el desarrollo de cada etapa del proceso.

VI. RECOMENDACIONES

1. Realizar estudios detallados de la composición química y estructural de la cascara de papa, para determinar la posible interferencia en el crecimiento y desarrollo de *Pleurotus ostreatus* y determinar cuál sería la combinación en la que la cáscara de papa con otros sustratos permita la fructificación de hongos.
2. Efectuar mezclas de diferentes sustratos variando el tamaño de la partícula de los residuos para establecer cuanto influye en el porcentaje de eficiencia biológica en la producción del hongo *Pleurotus ostreatus*.
3. Realizar un análisis químico de la composición de los carpóforos obtenidos a partir de cada uno los sustratos para determinar si el residuo en el que se cultivó influye en las características de composición.
4. Optimizar la producción de hongos en bagazo de caña de azúcar ya que es un residuo de fácil obtención y es desechado por las destiladoras en la provincia de Abancay.
5. Transferir la tecnología de la producción de hongos comestibles a las comunidades para generar valor agregado a partir de la utilización de residuos agroindustriales.
6. Realizar la producción a gran escala del hongo *Pleurotus ostreatus* en el sustrato de aserrín que fue el que mejores resultados presento, además de ser un residuo de fácil obtención y que se utiliza tal cual se obtiene de la carpintería, por lo que se reduce el costo de producción en este sustrato.
7. Mejora genética de la cepa de *Pleurotus ostreatus* para obtener un carpóforo de mejor calidad, mejores características morfológicas y nutricionales, aprovechando

que la cepa que se utilizó fue adquirida de un hongo colectado de los bosques de la Universidad Nacional Intercultural de la Amazonia.

8. Esta producción genera desechos orgánicos, especialmente al finalizar su ciclo de producción. Estos sustratos al estar degradados por el micelio del hongo, presentan los nutrientes más disponibles para los cultivos, por lo que se recomienda utilizarlos como abonos orgánicos

VII. BIBLIOGRAFÍA

1. ACOSTA y BUSTOS. 1998. Cultivo de *Pleurotus ostreatus*, en la planta PROBIOTEC. Tesis. Q.F.B. Chiapas, México, Universidad Autónoma de Chiapas. México.
2. AGUIRRE, H. 2000. Aislamiento y caracterización de cepas de *Pleurotus spp.* Nativas de Morelos y su cultivo en cuatro substratos. Tesis de Licenciatura. UAEM.
3. ALBARRÁN, B. et al. 2001. Crecimiento del micelio de *Pleurotus ostreatus* en un medio sólido con harina de salvado de trigo. Universidad Nacional Autónoma de México, Iztacala. pág.12-39.
4. ALEXOPOULUS, MIMS y BLACKWELL. 1996. Introductory mycology. Fourth Edition. John Wiley y Sons.
5. ALVARES, G. E. 1999. Perspectivas de aprovechamiento del aserrín mediante su transformación hidrolítica y como fuente de Biomasa para diversos fines. Universidad del Pinar del Río. Facultad de agronomía y Forestal centro de estudios de Biomasa Vegetal.
6. BAENA. 2005. Aprovechamiento del bagazo de maguey verde (*Agave salviana*) en la agroindustria del mezcal en San Luis Potosí para la producción de hongo (ostra *Pleurotus ostreatus*). Instituto potosino de investigación científica y tecnológica, A.C.
7. BERMÚDEZ, MORRIS, DONOSO, MARTÍNEZ y RAMOS. 2003. Influencia de la luz en la calidad proteica de *Pleurotus ostreatus* var. Florida. Centro de Estudios de Biotecnología Industrial. Ecuador.

8. BERMÚDEZ, R. C., GARCÍA, N. y MOURLOT, A. 2007. Fermentación sólida para la producción de *Pleurotus sp.* Sobre mezclas de pulpa de café y viruta de cedro. En: Tecnología Química. pág. 55-62.
9. BEZALEL, L., HADAR, y., CERNIGLIA, C. E. 1996. Metabolism of *phenantherene* by the White Rot Fungus *Pleurotus ostreatus*. Applied and environmental microbiology.
10. BOBEK P., GLBAVY, S. 1999. *Hypocholesteremic* and *antiatherogenic* effect of oyster mushroom (*Pleurotus ostreatus*) in rabbits. *Nahrung*.
11. BOBEK, P., GLBAVY, S., OZDIN, L. 1998. Effect of oyster mushroom (*P. ostreatus*) on pathological changes in dimethylhydrazine-induced rat colon cancer. *Oncol.*
12. BONATTI, M., KARNOPP, P., SOARES, H. M., FURLAN, S. A. 2004. Evaluation of *Pleurotus ostreatus* and *Pleurotus sajor-caju* nutritional characteristics when cultivated in different lignocellulosic wastes. *Food Chemistry*. pág. 425- 428.
13. BORAZJANI, H.; S. DIEHL; H. STEWART. 1997. Production of compost from furniture manufacturing wood waster. *Forest Products Jurnal*. pág.47- 48.
14. BOYLE, C. D. 1998. Nutritional factors limiting the growth of *Lentinula edodes* and other whiterot fungi in wood. *Soil Biol. Biochem*, pág.817-823.
15. BOYLE, C. D., KROPP, B.R., REID, I.D. 1992. Solubilization and mineralization of lignin by White rot fungi, *Applied and Environmental Microbiology*.
16. CARDONA, L. 2001. Anotaciones acerca de la bromatología y el cultivo del hongo comestibles *Pleurotus ostreatus*. En: *Crónica forestal y del medio ambiente*. pág. 99-115.

17. CCABRERA T., J. CASAS, F., ROJAS, C. y RIVEIROS, S. 1998. Alimentos en la naturaleza. Algunas plantas comestibles, silvestres. SEMARNAP. México, 245 páginas.
18. CHANG S. T. 1980. Las Setas y el alimento humano. Bio Science, pág.339- 401.
19. CHANG, S. T. y P. G. MILES, 1989. Edible mushrooms and their cultivation. Florida. CRC Press Inc., Boca Raton.
20. CHANG, S. y MILES, P., 2004. Mushrooms cultivation, nutritional value, medicinal effect, and environmental impact. 2a. ed. USA: CRC Press. 451 páginas.
21. CHANG. 1999. World production of cultivated edible and medicinal mushrooms with emphasis on *lentinus edodes* (berk). Sing. in China. International journal of medicinal mushrooms.
22. DANDIANG. 1986. Cultive of oyster mushroom (*Pleurotus ostreatus florida*) on five farms wastes at different levels of ammonium sulfate. Central Luzon State University. Cientific Journal.
23. DANGLER, J. M. 1993. Lime applications increase extendend swetpotato transplant production in heated beds. Jornal of plant nutrition. USA. pág. 2281-2288
24. ECHENIQUE, R. 1993. Ciencia y Tecnología de la madera I. Textos Universitaros. Universidad Veracruzana. México. pág. 21-60.
25. ERIKSSON, K. E. L., BLANCHETTE, R. A., ANDER, P. 1990. Microbial and Enzymatic Degradation of Wood and Wood Components. New York: Springer-Verlag, pág. 89-180.
26. FERNANDEZ, M. 2004. Guía Práctica de producción de Setas (*Pleurotus spp.*). Fungitec Asesorias. Guadalajara, Jalisco. México. Marzo.
27. FERNÁNDEZ, M. 2010. Cultivo comercial del Champiñón. Obtenida de la red el 25 de noviembre del 2011, hipervínculo:

28. FERNÁNDEZ, M y ESCOBAR, M. 2004. Productividad y eficiencia biológica de dos especies comerciales del hongo comestibles *Pleurotus sp.* En diferentes sustratos lignocelulósicos. Trabajo de grado Ingeniero Agrónomo. Universidad Nacional de Colombia, Facultad de Ciencias Agropecuarias, Medellín. pág. 59-65.
29. FERNÁNDEZ, M. et al., 2003. Degradación, productividad y eficiencia biológica de los géneros de *Pleurotus spp.* en diferentes sustratos lignocelulósicos. En: Memorias primer encuentro nacional de investigadores en aprovechamiento de desechos agroindustriales .pgs. 99-1009
30. GARCÍA, C. 2002. El cultivo de los hongos superiores comestibles, un recurso de desarrollo ineludible en el siglo XXI. Anal. Real Acad. Nac. páginas753-776.
31. GAYOSSO. 2003. Caracterización de los componentes de un extracto de primordios de *Pleurotus ostreatus* que induce su fructificación. Tesis de Maestría. Universidad de Colima.
32. GAYTÁN, R. 2005. Evaluación in vitro del hongo comestible *Pleurotus eryngii*: efecto de diferentes suplementos orgánicos de cuerpos fructíferos. En: Revista mexicana de micología. Pag. 77-84.
33. GAYTÁN, R.; D. SALMONES, M. R. PEREZ, G. MATA. 2002. Manual práctico de cultivo de setas. Xalapa, Veracruz México. 56 paginas.
34. GÓMEZ, A., 2004. Evaluación de la eficiencia biológica de dos cepas comerciales de *Plurotus ostreatus* con relación al tamaño de bolsa sobre paja de trigo. Morales, México. Tesis de Licenciatura.UAEM.
35. HADAR, KEREM, GORODECKI y ARDON. 1992. Utilization of licnocelullocis waste by the edible mushroom, *Pleurotus*. Biodegradations.

36. HERNÁNDEZ, SALMONES, PÉREZ Y MATA. 2009. Evaluación de la eficiencia biológica de cepas de *Pleurotus pulmonarius* en paja de cebada fermentada. Sociedad Mexicana de Micología. México.
37. CHRISTOPHER y CUSTODIO. 2005. Manual del cultivador de hongo1. Cultivo del hongo ostra en aserrín de madera de cocotero. Bataan State College. Filipinas.
38. JOLKIN, Y. I. (1976). Cromatografía en la química de la madera. 2da. Edición. Lesnaya, Moscú. 888 p.
39. LEATHAN, G. F., KIRA, T. K. 1983. Regulation of ligninolytic activity by nutrient nitrogen in whiterot basidiomycetes. FEMS Microbiological letters, pág.65-67.
40. LINDEQUIST, U., TIMO, H. J., NIEDERMEYER., Wolf, D. 2005. The pharmacological potential of properties of fungal metabolites. Mediators of inflammation.
41. LÓPEZ, HERNÁNDEZ, SUAREZ Y BORRERO. 2006. Evaluación del crecimiento y producción de *Pleurotus ostreatus* sobre diferentes residuos agroindustriales del departamento de Cundinamarca. Pontificia Universidad Javeriana. Colombia.
42. MADIGAN, M.T. MARTINKO, J.M. PARKER, J. 1997. Brock Biology of microorganisms. 8va Edition. Editorial Prentice Hall. New Jersey, U.S.A. 986 páginas.
43. MALDONADO ASTUDILLO, Y., 2007. Obtención de cepas híbridas de *Pleurotus spp.* Por apareamiento de neohaplontes compatibles. Instituto Politécnico Nacional. Unidad Profesional Interdisciplinaria de Biotecnología. México. Mata, M. E., Horii, J., Fillet, S. M. E. 1993. Cultivation of *Lentinula boryanusin* Wood shaving in México. págs. 47- 49.

44. MARTÍNEZ-CARRERA, D., M. SOBAL, M., MORALES, P., MARTÍNEZ, W., MARTÍNEZ, M. y MAYETT, Y. 2004. Los hongos comestibles: propiedades nutricionales, medicinales, y su contribución a la alimentación mexicana. COLPOS-BUAPUPAEP-IMINAP, Puebla. México.
45. MODA, M. E., HORII, J., FILLET, S. M. E. 2005. Edible Mushroom *Pleurotus sajor-caju* production on washed and supplemented sugarcane bagasse. *Sci. Agric.* Págs.127-132.
46. MONTERROSO FLORES, OG. 2007. Efecto de la suplementación de la caña de maíz (*Zea mays* L.) con nitrato de amonio, nitrato de potasio y urea en el cultivo del hongo *Pleurotus ostreatus* (Cepa ECS152). Tesis Ing. Agr. Guatemala, USAC.
- MOTATO, MEJÍA y LEÓN. 2006. Evaluación de los residuos agroindustriales de plátano (*Musa paradisíaca*) y aserrín de abarco (*Cariniana piriformes*) como sustratos para el cultivo del hongo *Pleurotus djamor*. Universidad de Antioquia. Colombia. Pág.46.
47. MORA, V., 2004. Estudios comparativos de diferentes cepas comerciales en México de *Pleurotus spp.* Tesis de Maestría. UAEM
48. NAVARRO, J. M. 2005. Hongos en Aragón. Consultado en febrero del 2011 en la Web: <http://www.aragonesasi.com/natural.hongos/>
49. OBODAI, M., VOWOTOR, K.A., MARFO, K. 2002. Performance of various strains of *Pleurotus* species under Ghanaian conditions. Cuernavaca, México. Page 461-466.
50. OEI, P. 2003. Mushroom Cultivation- Appropriate technology for mushroom growers. *Backuys Publisschers*, Leiden. The Netherlands. 429p.

51. OLIVA D, M. y ANTOLÍN G, G. 2003. Aproximación experimental a la combustión del bagazo de caña en lecho fluidizado. Centro de Estudios de Tecnologías Energéticas Renovables (CETER). La Habana. Cuba.
<http://www.cubasolar.cu/biblioteca/Ecosolar/Ecosolar03/HTML/articulo03.htm>
52. PEREZ, R. y MATA, G. 2005. Cultivo y selección de cepas de *Pleurotus ostreatus* y *Pleurotus pulmonarius* en viruta de pino: obtención de nuevas cepas y evaluación de su producción. En: Revista mexicana de micología. Págs. 53-59.
53. PHILLIPS, R. 1991. Mushrooms of North America USA: Little, Brown and Company. 206 Páginas.
54. PIRE, D.V. 2001. Las asombrosas setas. Consultado el 15 de marzo del 2011 en el URL:<http://agronet.com.mx/cgi/articles.cgi?Action=Viewhistory&Article=1&Type=A&Datemin=2001-05-01%2000:00:00&Datemax=2001-05-31%2023:59:59>
55. QUIMIO, T. y CHANG, S. 1990. Technical guidelines for mushroom growing in the tropics. Italia: FAO. 102 páginas.
56. RIOS, M., HOYOS, J., MOSQUERA, S. 2010. Evaluación de los parámetros productivos de la semilla de *Pleurotus ostreatus* propagada en diferentes medios de cultivo. Universidad de Cauca. Facultad de ciencias agropecuarias. Brasil. Vol. 8.
57. RODRIGUEZ, N. Y J. ZULUAGA. 1994. Cultivo de *Pleurotus pulmonarium* en pulpa de café. Págs.81-92.
58. RODRÍGUEZ-VALENCIA, N. GOMEZ-CASTRO, F. 2001. Cultivo de hongos comestibles en pulpa de café. Programa de investigación científica. Avances técnicos 285. Cenicafé. Marzo: Págs. 1-8.
59. SALDARRIAGA, Y. 2001. Manual de micología aplicada. Primera edición. Universidad de Antioquia.

60. SALMONES, D; R. GAITAN, R. PEREZ y G. GUZMAN. 1997. Estudio sobre el género *Pleurotus sajor-caju* en diferentes residuos agrícolas. Cientific. Agrotec. Lavras. Páginas. 1363-1369.
61. SALOMON, P. 2003. Growing gourmet and medicinal mushrooms. Third Edition. Ten Speed Press. Berkeley, Toronto.
62. SÁNCHEZ VÁSQUEZ, JE. 1994. Producción de hongos comestibles. México, Centro de Investigaciones Ecológicas del Sureste. 109 páginas.
63. SÁNCHEZ, J. y ROYSE D. 2002. La biología y el cultivo de *Pleurotus ostreatus*. Chiapas, MX, Limusa. 290 páginas.
64. SARASTI, A. y MUELAS, W. 2008. Evaluación de la producción de setas comestibles orellanas (*Pleurotus ostreatus*) sobres cuatro sustratos base de pulpa de café, tratados con tres diferentes métodos de esterilización en el Municipio de Piendamó. Universidad del Cauca. Págs. 52-68.
65. SIERRA y LOPEZ. 2010. Lo que usted debe saber de setas cultivadas. Sociedad Micológica Leonesa SAN JORGE. Imprenta Rubín, S.L. – León. España.
66. SJOSTRON, E. 1981. Wood Chemistry. Fundamentals and Applications. Academic Press. New York. 223 Páginas.
67. SOBAL, M., MARTINEZ CARRERA, D., MORALES, P. y ROUSSOS, S. 2007.
68. SOBAL, M. 1989. Efecto del pH sobre el crecimiento de diversas cepas mexicanas y extranjeras de hongos comestibles en el laboratorio. Micol Neotrop Apsi; páginas 19-39.
69. SOCIEDAD AGRICOLA SAM CARLOS. 2005. Proyecto San Carlos de cogeneración con bagazo. Sociedad Agrícola e Industrial San Carlos. Ecuador.
70. SOLOMON, E.P. BERG, L. R. MARTIN, D. W. VILLEE, C. 1996. Biología de Villee. Tercera Edición. Ed. Interamericano McGraw-Hill. México, D.F.

71. STAMENT, P. 2000 Growing gourmet and medicinal mushrooms. 3. ed. Berkeley, California, USA, Ten Speed Press. 574 páginas.
72. STURION, G. L., OETTERER, M. 1995. Composición química de hongos comestibles (*Pleurotus spp.*) originados de cultivos en diferentes sustratos. Ciencia y Tecnología de alimentos. Páginas. 189-193.
73. TAKAO, S. 1965. Organic acid production by Basidiomycetes. Applied Microbiology. páginas 732-737.
74. TUCHAN. 2004. Evaluación del efecto de la pulpa de café (*Coffea arábica*) en el incremento de la eficiencia biológica de la cepa INIREB-8 de *Pleurotus ostreatus* utilizando cascara de cacao (*Theobroma cacao*) y bambú (*Bambusa vulgaris* var. *Striata*) como sustratos. Universidad de San Carlos de Guatemala.
75. UCE. 2010. Aislamiento, selección y preservación de células levaduriformes y fúngicas degradadoras del bagazo de caña. Universidad Central del Ecuador. Revisado el mayo del 2012 en : <http://www.scribd.com/doc/26085572/proyecto-bagazo-de-cana>
76. VALENCIA DEL TORO, G., CASTELÁN, V. R., GARÍN-AGUILAR, M. E., LEAL-LARA, H. 2006 Biological quality of proteins from three strains of *Pleurotus spp.* Food Chemistry groups in *Pleurotus ostreatus* complex from the continental United States and adjacent Canada. Canadian Journal of Botany. Páginas.113-128.
77. VALENCIA DEL TORO, G., GARÍN M., JIMENEZ J., LEALLAR H. 2003. Producción de cepas coloridas de *Pleurotus spp.*, en sustratos estéril y pasteurizado. Revista Mexicana de Micología, páginas 1-5
78. VELAZCO y VARGAS. 2004. Cultivo del hongo seta (*Pleurotus ostreatus*).

79. VOGEL, F., SALMONES, D. 2000. Análisis comparativo de la productividad de cepas de *Pleurotus spp.* Cultivadas en una planta comercial. Rev. Iberoamericana de Micología. páginas 138-141.
80. WASSER, S. P. & A. L. WEIS, 1999. Medicinal properties of substances occurring in higher basidiomycetes mushrooms: current perspectives (review). International Journal of Medicinal Mushrooms páginas 31-62
81. ZERVAKIS, G., VENTURELLA, G. 2002. Mushroom breeding and cultivation enhances ex situ conservation of Mediterranean *Pleurotus*. En:Engels, J.M.M., Rao, V.R.,

ANEXOS

ANEXO 01: Guía de claves de determinación de Hongos (Pacioni, 1982)

1	HONGOS PROVISTOS DE PIE Y SOMBRERO CON LAMINAS EN LA CARA INFERIOR		De otra forma	17
			13 De carne fiabile	14
			Carne del pie fibrosa	15
a)	Con esporas blancas		14 Con leche	Lactarius
1	Lignícolas	2	Sin leche	Russula
	Terrícolas	12	15 Pie elástico, láminas apretadas, sombrero a menudo	Clitocibe
2	Con pie más o menos literal	3	infundibuliforme	
	De otra forma	8	De otra forma	16
3	Aristas de las láminas enteras	4	16 Láminas de consistencia cérea, escasas, divisibles en dos partes paralelas	Hygrophorus
	Aristas de las láminas dentadas o hendidas longitudinalmente	6		
4	Sombrero fabeliforme, con el pie reducido, de pequeñas dimensiones, esporas amiloides	Panelus		
	Pie desarrollado, sombreros a menudo superpuestos	5	Láminas bajas, ramificadas, reducidas a simples venas	Cantharellus
5	Pardos, coriáceos, secos, leñosos, grises, azulados, pardos, blanquecinos, carnosos	Panus	17 Con volva diferenciada en la fase juvenil, frecuentemente también con anillo, sombrero heterogéneo	Amanita
	Láminas divididas, sombrero grisáceo, tomentoso, laminas de color canela	Pleurotus	Carente de volva	18
6	Laminas aserradas	7	18 Con anillo en el pie o con restos de cortina	19
	Carne gruesa, blanca, escamosa, esporas no amiloides	Schizophyllum	Sin restos de velo parcial	24
	Carne delgada, casi glabros, pardos, esporas amiloides	Lentinus	19 Sombrero viscoso o graso, en ambiente húmedo, heterogéneo	Limacella
7	Completamente blanco, viscoso, con anillo heterogéneo	Oudemansiella mucida	Cespitoso con láminas decurrentes	Armillariella
	De otra forma	9	Con sombrero escamoso, granuloso, seco	20
9	Láminas decurrentes, cespitoso, pardo, amarillento, con anillo	Armillariella	20 Sombrero finamente granuloso	21
	Láminas decurrentes, amarillo anaranjado	Omphalotus	Sombrero escamoso, fibriloso o glabro	22
	De otra forma	10	21 Carpóforos rojizos o blanquecinos	Cystoderma
10	Láminas adnatas	Tricholomopsis	De otro color	Lepiota
	De otra forma	11	22 Sombrero heterogéneo	Lepiota (Macrolepiotia)
11	Carpóforos de pequeñas dimensiones, en general cespitosos, pie cartilaginoso, a menudo filiforme	Marasminus	Sombrero no heterogéneo	23
	Pie cartilaginoso, fistuloso, sombrero acampanado	Mycena	23 Con cortina y bulbo marginado	Cortinellus bulbiger
12	Láminas más o menos decurrentes	13	Con pie cilíndrico y láminas adnatas	Tricoloma
			24 Láminas adnatas, esporas lisas no amiloides	Tricoloma
			Esporas verrucosas amiloides	Melanoleuca
			De otra forma	25
			25 Pie esternamente cartilaginoso, a menudo cespitoso, reviviscente en agua	Marasminus

	No reviviscente	Collybia		Otras características	6
	Pie cartilaginoso, fistuloso, sombrero acampanado	Mycena	6	Sombrero amarillo o rojizo, cortina, carne amarilla	Gymnopilus
b)	Con esporas rosadas			Especie pequeña, reviviscente	Phaeomarasmius
1	Sombrero heterogéneo, a menudo lignícola	2	7	Láminas decurrentes, margen involuto	Paxillus
	Sombrero no heterogéneo	3		Otras características	8
2	Con volva	Volvaria		Olor a raíz, láminas adnatas con a veces cortina en los estadios juveniles	Hebeloma
	Sin volva	Pluteus	8	Otras características	9
3	Muy variable, esporas angulosas	Rhodophyllum		Sombrero amarillo brillante, frágil	Bolbitus
	Láminas decurrentes o con el margen involuto	4	9	Otras características	10
4	Margen ligeramente enrollado	Rhodopaxillus		Sombrero conico acampanado	11
	Láminas decurrentes	5	10	Sombrero convexo, aplanado	12
5	Olor farinoso, terrestre, lignícola	Clitopilus		Terminado en punta, con el pie enraizado	Phaeocollytia
6	Con el pie aparente, esporas de color salmón	Pleurocybella		Sombrero obtuso, ojival	Conocybe
	Sésil	Crepidotus	12	Láminas decurrentes, pie hueco, pequeños	Tubaria
c)	Con esporas de color ocre o pardo			Borde del sombrero finamente tomentodos	Ripartites
1	Pie lateral, carpoforo flabeliforme, lignícola	Crepidotus		d) Esporas de color violeta o negruzcas	
	De otras características	2		Láminas delicuescentes, es decir que se disuelven en una especie de tinta	Coprinus
2	Con cortina o anillo membranoso	3	1	Láminas no deliquescentes	2
	Sin cortina o anillo	7		Láminas decurrentes, con la cortina mucilaginosa	Gomphidius
3	Hongo de gran tamaño, terrícola, con cutícula granulosa, amarillo	Phaeolepiota aurea	2	Otras características	4
	Sombrero glabro, blanco o pardo, pie liso	Agrocybe	3	Sombrero seco	5
	Con el pie, y a veces también en sombrero, escamoso	Pholiota	4	Sombrero mucilaginoso viscoso	6
	Carpóforos esbeltos sobre musgos	Galerina	5	Sombrero blanco o pardo, a veces escamoso, con anillo	Agaricus
	Otras características	4		Con anillo o sin, cespitoso, más grácil	Psathyrella
4	Lignícola, de grandes dimensiones, amarillo con anillo	Gymnopilus spectabilis	6	A menudo amarillento con la cortina en forma de tela de araña	Hypholoma
	Otras características	5		Otras características	7
5	Bastante variable en el color y la forma, esporas ferruginosas, cortina	Cortinarius	7	Anillo o restos visibles	Stropharia
	Sombrero seco, fibriloso, escamoso, olor espermático o bien distinto	Incybe		Sin anillo	Psilocybe
	Sombrero viscoso, pie enraizado, olor a almendras amargas	Myxocybe radicata	2	HONGOS CON PIE Y SOMBRERO CON POROS EN LA CARA INFERIOR	
			1	Tubulos separables	2
				Tubulos no separados	3
			2	Pie central, terrestre	Boletus

	generalmente		liso	
	Pie lateral, de color rojo, lignícola	Fistulina	Sombrero seco, con el pie tomentoso	Cudonia
3	Lignícola Terrestre	4 Polyporus "sensu lato"		
4	Con pie central Con pie lateral	Polyporellus 5	5 HONGOS EN FORMA DE MESA	
5	Con la superficie en forma de costra, brillante Con costra y carne parda	Ganoderma 6	1 Con laminas Con aculeos Con poros Lisos	Lenzites 2 3 Stereum
6	Esporas blancas Esporas amarillentas	Phaeolus Xanthochrous	2 Aculeos completamente libres entre sí Con aculeos soldados a la base	Irpex Sistotrema
3 HONGOS CON PIE Y SOMBRERO CON ACÚLEOS EN LA CARA INFERIOR			3 Tubos que no forman una capa diferenciada de la carne Capa himenial diferenciada de la carne	4 6
1	Con pie central Con pie lateral	2 4	4 Carne compuesta de dos partes, la inferior dura y la superior blanda, himenio laberintiforme Carne homogénea	Daedalea 5
2	Carne pálida, esporas crema Carne intensamente coloreada, a menudo zonada	Hydnum 3	5 Poros muy grandes, hexagonales, superficie en forma de costra Poros medios Porros pequeños	Hexagona Trametes Coriolus
3	Consistencia carnosa, tenaz, sabor a menudo amargo Consistencia tenaz o coriácea	Sarcodon Calodon	6 Carne en principio blanda, después se endurece y se hace frágil Carne dura, leñosa	7 9
4	Gelatinoso, gris, sobre coníferas Otras características	Pseudohydnum 5	7 Carne blanca o clara Carne coloreada, pardo rojiza	8 11
5	Sobre piñas de pino, con la superficie aterciopelada Otras características	Auriscalpium 6	8 Sombrero esponjoso, hispido Superficie glabra	Spongipellis Leptoporus
6	Pie bulboso, en clava, con aculeos largos, colgantes, lignícolas Acúleos erectos divergentes, distribuidos sobre toda la superficie, lignícolas	Dryodon Hericium	9 Superficie en costra, lisa Superficie aterciopelada, sin costra en los ejemplares más jóvenes, carne de solo amarillo pardo	10 12
4 HONGOS CON PIE Y SOMBRERO EN FORMA DE CAPUCHÓN			10 Con costra brillante, esporas pardas Carpoforos voluminosos, esporas blancas	Ganoderma Ungulina
1	Capuchón alveolado como un panal Plisado o liso	Morcella 2	11 A menudo plurianual, tubos estratificados, en forma de costra con la edad, esporas blancas Especies anuales, sin costras	Phellius 12
2	Capuchón liso, acampanado Capuchón acampanado, pliseptado Capuchón cerebriforme Otras características	Verpa Ptychoverpa Gyromitra 3	12 Esporas blancas Esporas amarillentas	Phaeolus Xanthochrous
3	Capuchón en forma de silla o copa Capuchón gelatinoso y tenaz	Helvela 4		
4	Sombrero gelatinoso con el pie	Leotia		

6	HONGOS EN FORMA DE COPA				
1	Homogéneos, sin revestimiento externo, sobre ramas o estiércol	2		2	Hipogeos Gleba pulverulenta en la madurez
	En forma de copa o aplanados, con revestimiento externo	4			3
2	Sobre el estiércol de caballo, con el pie negro, atercioplado	Poronia			Gleba no pulverulenta
	Sobre ramas en descomposición	3		3	Carpoforo que se abre en forma de estrella, con la porción central globosa con ostiolo o desnuda
3	Pardo negruzco, externamente tormentoso, sobre robles o hayas	Bulgaria			Con la parte central irregularmente agujereada, con el carpoforo que se abre y se cierra según la humedad
	De color rosado lila	Neobulgaria			Con la parte central con numerosos ostiolos
4	Intensamente coloreados en rojo, gris, verde, violeta	5		4	Carpoforo que no se abre
	Pardos o negruzcos	11		4	Parte esferoidal sostenida por un pedúnculo, normalmente enterrado en el suelo
5	En el suelo	6			Pie corto o ausente
	Sobre la madera	7		5	Capa gelatinosa amarillenta, grueso y con gleba madura negruzca
6	Rojos con el borde liso o amarillo ocre	Peziza		5	Capa externa lisa, con escamas o con verrugas, delgada, blanca, gris o parda
	Rojos con el borde ciliado y negro	Scutellina		6	Con pie, gleba con esferulas azul negruzcas, en suelos arenosos
7	Rojos con la superficie externa pubescente	Sarcoscypha		7	Otras características
	Otras características	8		6	Peridio liso, compuesto de dos capas, de las que la externa al madurar se pierde y la interna adquiere una tonalidad gris o negruzca, sin parte esteril
8	Verdes, con la madera también verde	Chlorosplenium			Peridio liso con estrato único, sin parte esteril
	Otras características	9		6	Peridio externo con ornamentaciones y parte esteril en la base
9	Violeta	Coryne		8	Sobre madera
	De pequeñas dimensiones	10			En el suelo
10	Amarillo liso	Helotium		9	Negruzcos, con zonas concéntricas al corte
	Amarillo o blanquecino, tomentosos	Dasyscyphus			Pardo rojizo, negruzco de pequeñas dimensiones
11	Pardo sobre madera, piñas de abeto, frutos de castaño, etc.	Rustroemia		10	Rojo bermellón
	Otras características	12			Blancos, con capa gelatinosa interna y gleba de color verde o rojo
12	Pardo con esclerocio subterráneo	Sclerotinia			Sin capa interna gelatinosa
	Otras características	13			
13	Copa con el pie surcado	14			
	Otras características	15			
14	Pie delgado	Helvela			
	Pie grueso	Acetabula			
15	Pardo rojizo, aplanado, con el rizomorfo en la parte inferior	Rhizina			
	Sin rizomorfo	Peziza			
7	HONGOS ESFEROIDALES, EN FORMA DE PERA O DE ESTRELLA				
1	Epigeos	2			

ANEXO 02: Determinación de humedad (método AOAC 925.10, 1995)

El método es aplicable a todos los productos alimenticios excepto los que puedan contener como compuestos volátiles distintos al agua o los que son susceptibles a la descomposición a 110 °C como es el caso de vegetales frescos.

Materiales y equipos

Placa petri, estufa y balanza analítica con aproximación de 0.001 g.

Procedimiento:

Pesar las palcas petri todas con tapa y al tarar rotular las palcas con tinta indeleble, luego agregar 2 g. de muestra, colocarlos en la estufa de 100 °C a 110 °C por 5 horas. Por la diferencia de peso se obtiene la humedad de la muestra luego se lleva a porcentaje. La determinación de materia seca se hace por diferencia de peso entre el peso inicial de la muestra (100 %). Y el porcentaje de humedad hallada, obteniéndose de esta manera y en forma directa el porcentaje de materia seca.

Cálculos:

1. Peso de placa petri
2. Peso total = peso de palca + peso de la muestra
3. 3. Peso final = después que sale de la estufa.

$$\% \text{ de humedad} = \frac{\text{peso total} - \text{peso final} \times 100}{\text{peso de la muestra}}$$

ANEXO 03: Determinación de cenizas (método AOAC 923.03, 1995)

Todos los alimentos están compuestos por elementos minerales constituyendo parte de los compuestos orgánicos e inorgánicos. Las cenizas están constituidas por el residuo orgánico que queda una vez que se ha quemado a 550 °C a 600 °C la materia orgánica.

Durante la incineración la materia orgánica cambia, así, las sales metálicas de ácidos orgánicos se convierten en óxidos o carbonatos, o reaccionan formando fosfatos, sulfatos o haluros; El azufre y halógenos entre otros elementos pueden perderse por volatilización.

En las cenizas de los vegetales predominan los derivados del potasio y en los animales los del sodio.

El contenido de cenizas puede indicarnos la calidad de un alimento, así por ejemplo, existen valores máximos de cenizas para la gelatina y té. La concentración elevada de cenizas en un alimento sugiere la presencia de adulterantes o contaminantes inorgánicos.

Fundamento:

La muestra molida y seca se pre – calcina en un mechero para carbonizarla y eliminar los compuestos volátiles, enseguida es calcinada (600 °C), eliminando la materia orgánica y quedando el residuo mineral o ceniza.

Materiales:

Balanza analítica, 6 crisoles de porcelana N° 3, pinzas para crisol, mechero, trípode, tela de asbesto, triangulo de porcelana, espátula y desecador.

Procedimiento:

1. Secar en la estufa eléctrica cerca de 10 g. de muestra de 100 °C a 110 °C por 1 a 5 horas.

2. Colocar en la mufla a 550 °C ó 600 °C, dos crisoles de porcelana previamente marcados, dejarlos allí por cerca de 60 minutos y periodos subsecuentes de 15 minutos (o toda la noche) en el desecador, al final de los cuales el crisol deberá pesarse en la balanza analítica, hasta que mantenga su peso constante (peso de tara).
Para lo cual existe lápices para marcar los crisoles, por lo tanto es recomendable utilizar lápiz 2B carbón y bale roturar en la base de los crisoles en caso de rotular en las partes laterales desaparece el rotulado y no se sabría que tipo de muestra es.
3. En los crisoles tarados, agregar de 1 a 5 g. de muestra molida y seca, o bien añadir 10 ml de muestra líquida y evaporar el agua en baño maría o secar en la estufa de convección toda la noche a 70 °C o durante 2 horas a 100 °C, para que la muestra no salte mucho al incinerarse, por lo tanto existe error. Registrar el peso final (Peso del crisol tarado más la muestra).
4. Colocar (con pinzas) los crisoles en posición vertical sobre triángulos de porcelana y aplicar la llama oxidante (azul) del mechero. Evitando que arda la muestra, hasta carbonizarla totalmente, esto se logra, cuando la muestra está completamente negra, se despegar del crisol y no desprende más humo.
5. Trasladar los crisoles a la mufla (usar pinzas y guantes de asbesto) y dejarlos allí de 1 a 5 horas o toda la noche.
6. Sacar los crisoles de la mufla y pasarlos al desecador de manera indicada en las “notas,” detallados abajo, dejar enfriar y pesar. Este será el peso del crisol más la ceniza.

Cálculos:

$$\% \text{ de ceniza} = \frac{PC \times 100}{P M}$$

- $PM = PcM - Tc$
- $PC = PcC - Tc$

Dónde:

- Tc: Peso del crisol tarado (g.).
- PcM: Peso del crisol tarado más la muestra (g.).
- PcC: Peso del crisol más las cenizas (g.).
- PM: peso de la muestra (g.).
- PC: peso de las cenizas (g.)

Notas:

1. Observar que el crisol este en buenas condiciones, que no presente rajaduras, porque si es así habrá error cuando se trata de muestras líquidas.
2. El manejo o traslado de crisoles se realizara empleando pinzas.
3. En las operaciones de enfriado o traslado de crisoles al sacarlos de la estufa o mufla se deberá usar siempre el desecador.
4. Al colocar el crisol o capsula proveniente de la estufa en el desecador, se dejara enfriar por espacio de 15 a 30 minutos antes de pesarlo.
5. Al sacar el crisol, de la mufla, siempre guantes de asbesto, pasar el crisol al desecador, con mucho cuidado, está a 600 °C y nunca tapar completamente el desecador al colocar el crisol en él, deberá dejarse entre abierto por 15 a 30 minutos y luego taparse por completo, dejar enfriar otros 15 minutos y luego pesar.

ANEXO 04: Determinación de proteína (Método AOAC 920.87, 1995)

Este el método de determinación de nitrógeno total, mediante el cual se puede obtener el porcentaje de proteína cruda (total) de una muestra orgánica.

Es un método indirecto ya que se basa en la determinación del nitrógeno amínico o amoniacal como el que se encuentra en la urea, ácido úrico, ácidos nucleídos, fosfolípidos y también en los aminoácidos y proteínas.

El método está basado en una digestión utilizando ácido sulfúrico, el cual hidroliza la muestra liberándose en nitrógeno amoniacal de los aminoácidos y demás compuestos que la contienen, en seguida se neutraliza la muestra con NaOH, formando hidróxido de amonio y se efectúa una destilación para obtener el amoniaco, el cual se recoge en una solución de ácido bórico (que capturara el amonio); este contiene un indicador (Indicador mixto). Finalmente se titula utilizando ácido clorhídrico previamente estandarizado, de esta manera el ácido gastado en la titulación es equivalente al contenido de nitrógeno.

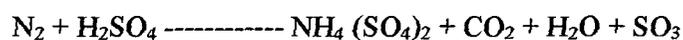
El porcentaje de nitrógeno obtenido, puede transformarse a un porcentaje de proteína cruda, gracias a un factor de conversión. El factor más usado es el de 6.25, este se obtiene del hecho de que la mayoría de las proteínas tienen un 16 % de nitrógeno: ($100/16 = 6.25$, o sea que 100 g. de muestra el 16 % corresponden al nitrógeno); sin embargo se utilizan otros otros factores de conversión para proteínas de fuentes específicas.

Pero si el método determina nitrógeno orgánico en general y no solo de proteínas, se debe estar consiente que se está tolerando un error, al compararlo con otros métodos más específicos, pero con mayor problema de ejecución, por ejemplo el de Biuret. Se ha visto que el error no es muy grande en la mayoría de los alimentos o materias primas, solo en aquellos que tienen características específicas, por ejemplo la levadura, que tiene muchos

ácidos nucleídos, pues el nitrógeno será principalmente de estos y no de la proteína por lo que primero hay que extraer los ácidos y en el residuo determinar la proteína.

Reacciones que se llevan a cabo en la determinación de nitrógeno.

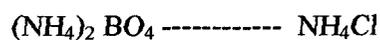
Digestion 1^{ra} face; liberacion de N_2 COM NH_4^+



Destilación (2^{ra} face; recolección del amonio:



Titulación (3^{ra} face; Cuantificación de nitrógeno:



Materiales:

- Aparato digestor y destilados kjeldahl.
- Matraz kejeldahl de 800 mL (2).
- Matraz erlenmeyer de 500 mL (2).
- Balanza analítica.
- Probetas de 100 mL (2).
- Probetas de 250 mL.
- Bureta graduada de 25 mL.
- Perlas de vidrio (10 – 12).
- Espátula.
- Caja petri.

- Papel encerado.

Reactivos:

HCl 0.1 N

Colocar en un matraz voluntario de 1000 mL, 500 mL de agua destilada, agregar 8.33 mL de HCl concentrado, agitar y aforar (en seguida se procede a estandarizarlo para obtener el factor).

H₂SO₄ concentrado. Grado analítico.

Mezcla reactiva de selenio: 4 g. de mezcla.

CuSO₄·5H₂O:K₂SO₄:1g de CuSO₄·H₂O + 6g de K₂SO₄

Zinc metálico en lentejas.

Sulfato de amonio secar el reactivo a 100 °C a 110 °C, por lo menos 2 horas.

Indicador mixto: Puede ser conseguido en el mercado, o bien, preparado de la siguiente manera: Se disuelven 0.1 g. de rojo de metileno en 50 mL de etanol, y 0.1 g. de verde bromocresol en otros 50 mL del mismo alcohol. Posteriormente, preparar una mezcla con una parte de la solución de rojo de metilo con una parte de solución de verde bromocresol, siendo esta mezcla el indicador mixto.

NaOH al 40 %: Disolver 400 g. del reactivo en 500 mL de agua destilada en un matraz de adoración de 1000 mL dejar enfriar y aforar.

Ácido bórico al 4 %: Disolver 40 g. de reactivo en 950 mL de agua destilada casi hirviendo, dejarlo enfriar, aforar a 1000 mL con agua hervida y fría.

Método:**Estandarización del HCl:**

1. Secar 2 g de sulfato de amonio en la estufa a 100 °C por espacio de 2 horas.
2. Tomar posteriormente exactamente 0.14 g. en un papel parafinado ponerlo dentro de un matraz Keldahl, y agregarle 250 ml de agua destilada, 100 mL de hidróxido de sodio al 40 % (por la pared) y 6 perlas de vidrio.
3. Se conecta al destilador del keldahl, y se recogen 150 mL de destilado en 100 mL de ácido bórico al 4 % empelando indicador mixto.
4. Se titula con ácido clorhídrico a 0.1N.

Cálculos para determinar el factor de HCL.

$$\text{Factor de HCl} = \frac{(28) (0.14) (100)}{(132)(\text{mL de HCl})}$$

Preparación de la muestra:

1. Triturar la muestra en el molino, colocar la harina obtenida en una caja petri sin tapa y dejarla secar en la estufa a 60 °C a 70 °C por toda la noche a 100 °C por lo menos dos horas.
2. Pesar 1 g. de la muestra molida y seca, en la balanza analítica sobre un cuadro de papel encerado doblarlo y colocarlo dentro del matraz Kjeldahl, de cada muestra hay que hacer un duplicado, agregue sobre el mismo papel 4 g. de mezcla reactiva de selenio (puede utilizarse 1 g. de sulfato cúprico y 6 g. de sulfato de potasio en lugar de mezcla de selenio).

Proceso de digestión (hidrólisis de la muestra):

1. Agregar al matraz 25 mL de ácido sulfúrico concentrado y 6 perlas de vidrio.

2. Encender el extractor de gases del digestor, encienda las hornillas y coloque los matraces Kjeldahl en posición inclinada en el aparato Kjeldahl, digerir por 1 hora, rotando los matraces cada 15 minutos. (la muestra deberá tomar coloración verde).
3. Terminado el tiempo de digestión, apagar la hornilla y dejar encendido los extractores para que sigan sacando los gases por espacio de 30 minutos.

Proceso de destilación (Recolección de amonio)

1. Al matraz previamente enfriado, agregar 250 mL de agua destilada lavando con ella las paredes del matraz, encender la hornilla respectiva, abrir la llave de agua, para que circule por el enfriador o condensador.
2. A parte en un matraz erlenmeyer de 500 ml colocar 100 de ácido bórico al 4 % y 6 gotas de indicador mixto. Agítelo y colóquelo en la pared inferior del destilador cuidando que la manguera del refrigerante quede sumergida en el líquido del matraz erlenmeyer.
3. Agregar al matraz Kjeldahl 100 mL de NaOH al 40 % y 5 lentejas de zinc inmediatamente ponerlos en la parrilla y ajustar en el cuello del matraz y vuelva a introducir rápidamente. Antes de apagar la llama asegúrese de que la manguera del refrigerante, ya no toque el líquido del matraz Erlenmeyer al terminar de destilar (esto para evitar succión).

Nota: agregarlo lentamente por la pared del matraz.

Proceso de titulación (Valoración)

1. Destilados los 150 mL sacar el matraz Erlenmeyer, no separarlo totalmente del tubo condensador, luego apagar la hornilla.

2. Titular el destilado con HCl 1 0.1 N estandarizado, agregándolo lentamente hasta que el color verde de la solución cambie a rosa (primer vire), anotando los mililitros de HCl empleados.

$$\% \text{ de nitrógeno} = \frac{(\text{ml de HCl empleados})(\text{factor del HCl})}{\text{Gramos de muestra}}$$

% de proteína = (% de nitrógeno) (Factor de conversión específico para el tipo de muestra que se está trabajando).

ANEXO 05: Determinación de grasa (método AOAC 920.85, 1995)

El solvente (hexano o éter), extrae el extracto etéreo de la muestra y la deposita en el matraz previamente tarado (pesado) y por diferencia de peso se obtiene la cantidad del extracto etéreo de la muestra.

Reactivos y equipos de laboratorio

Un extractor Soxhlet, 250 mL. de solvente orgánico (hexano o éter), papel filtro y balón.

Procedimiento:

1. Para la determinación del extracto etéreo por este método se deben de usar muestras deshidratadas en lo posible la muestra debe ser previamente secada a paso constante a 95 °C a 100 °C, en una estufa por un periodo de 5 horas y enfriadas en una campana que contenga una sustancia deshidratante.
2. Poner a secar en una estufa a 110 °C, el número de balones que se va usar.
3. Luego de una hora, sacar los balones de la estufa y ponerlos a enfriadas en una campana que contenga una sustancia deshidratante.
4. Pesar los balones fríos y también pesar de 3 a 5 g. de muestra secada como se indica más arriba, empaquetarla en un pedazo de papel filtro Whatman N°2.
5. Colocar el paquete en el cuerpo del aparato Soxhlet y luego agregar hexano destilado hasta que una parte del mismo sea sifonado hacia el balón. Seguidamente conectar al fuente de calor a la cocina eléctrica.
6. El solvente (hexano o éter) al calentarse se evapora (69 °C a 34,6 °C) y asciende a la parte superior del cuerpo. Allí se condensa por refrigeración con agua y cae sobre la muestra, regresando posteriormente al balón por sifón arrastrando consigo el extracto etéreo. El ciclo es cerrado y la velocidad de goteo del hexano debe ser de 45 a 60 gotas por minuto.

7. El proceso dura tres horas. El matraz debe sacarse del aparato cuando contiene poco hexano o éter (momentos antes de que este sea sifoneado desde el cuerpo).
8. Evaporar el hexano remanente en el balón en una estufa y enfriarla en una campana que contenga sustancia deshidratante.

Cálculos:

$$\% \text{ Extracto etéreo} = \frac{\text{peso del balón con EE} - \text{peso del balón vacío} \times 100}{\text{Gramos de muestra}}$$

ANEXO 06: Determinación de fibra fruta (método AOAC 991.43, 1995)

La fibra se determina eliminando los carbohidratos solubles por hidrólisis a compuestos más simples (azúcares) mediante la acción de los ácidos y alcalis débiles en caliente, y las cenizas (por diferencia de peso después de la ignición de la materia fibrosa obtenida).

Reactivos y equipos de laboratorio:

Ácido sulfúrico al 1.25 %, hidróxido de sodio al 1,25 %, etanol, agua destilada, vasos de 600 mL, papel filtro, capsula porcelana, bomba de vacío, estufa y cocina eléctrica.

Procedimiento:

Digestión ácida: pesar 5 g de muestra (exenta de grasa) en vaso de 600 ml. Hervir durante 45 minutos con 200 mL de H₂SO₄ al 1,25 %. Luego de 30 minutos hervido, filtrar y lavar con agua destilada caliente hasta neutralizar la acidez.

Digestión alcalina: añadir 200 ml de NaOH al 1,25 % y hervirlo por 45 minutos (cuidar durante este tiempo). Filtrar al vacío en una capsula de cerámica porosa, lavando con agua destilada caliente. Luego de poner a la estufa por 2 horas y pesar, este peso se llamará P1, luego se colocará en la mufla para eliminar la materia orgánica y obtener las cenizas, se pesa nuevamente (P2). La cantidad de muestra que se use depende de la naturaleza de ella.

Cálculos:

$$\% \text{ Fibra cruda} = \frac{(P1 - P2) \times 100}{\text{Gramos de muestra}}$$

ANEXO 07: Fotos de los procesos y tapas de producción desarrollados en la presente investigación.

Preparación de medio de cultivo (EMA)

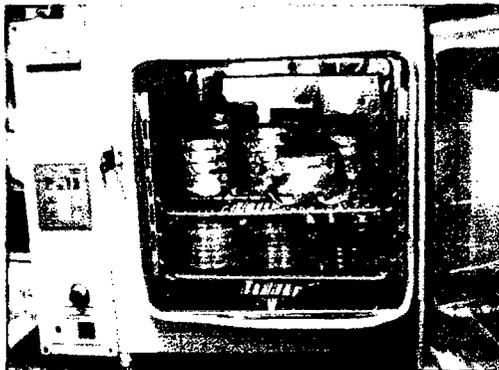


Toma de tejido para cultivar *Pleurotus ostreatus*



Fuente: Sanchez y Royse(2002).

Incubación de placas



Semilla de trigo



Sustrato inoculado



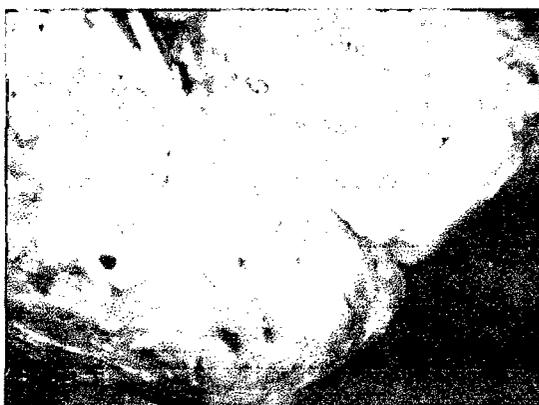
Sustrato en proceso de inoculación



Sustrato totalmente propagado con micelio



Aparición de primordios



Fructificación de *Pleurotus ostreatus*



ANEXO 08: Cuadros de los resultados obtenidos en la presente investigación.

Cuadro 20. Peso de *Pleurotus ostreatus* colectados por tratamiento en las tres cosechas en bagazo de caña de azúcar.

Cosecha	Peso (g)				Porcentaje promedio (%)
Cosecha 1	252,56	261,92	275,49	260,62	68,84
Cosecha 2	72,38	75,06	78,95	74,69	19,73
Cosecha 3	41,96	43,51	45,77	43,30	11,44
TOTAL	366,90	380,50	400,20	378,60	100,00

Cuadro 21. Peso de *Pleurotus ostreatus* colectados por tratamiento en las tres cosechas en aserrín común.

Cosecha	Peso (g)				Porcentaje promedio (%)
Cosecha 1	550,65	563,36	565,53	556,97	70,20
Cosecha 2	156,88	160,50	161,12	158,68	20,00
Cosecha 3	76,87	78,65	78,95	77,75	9,80
TOTAL	784,40	802,50	805,60	793,40	100,00

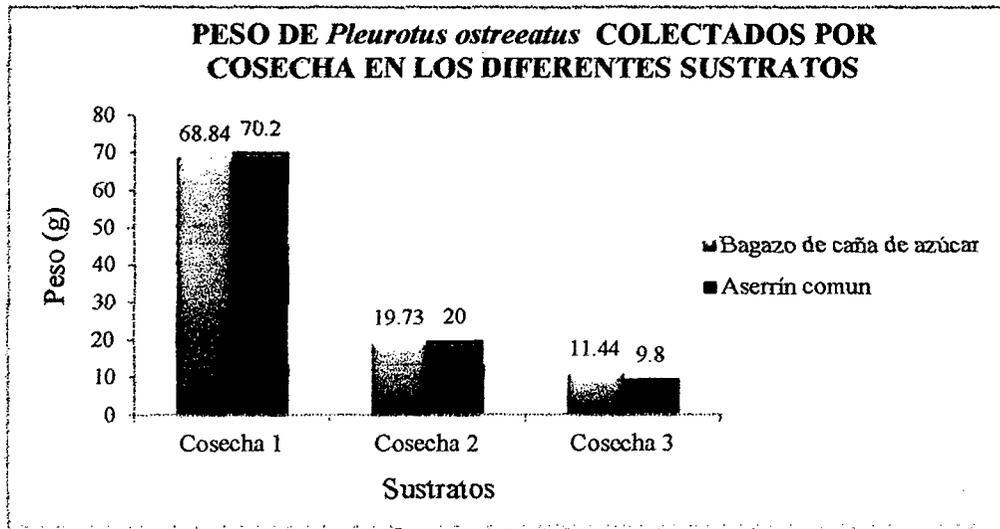


Figura 18. Peso del hongo *Pleurotus ostreatus* colectados por cosecha en bagazo de caña de azúcar y aserrín común

Cuadro 22. Tiempo promedio en la producción de *Pleurotus ostreatus* según fase de producción en los diferentes sustratos.

Fases de producción	Tiempo para bagazo de caña (g)	Tiempo para aserrín común (g)	Cáscara de papa
Corrida de micelio	28	21	20
Cosecha 1	39	31	-
Cosecha 2	47	38	-
Cosecha 3	52	42	-

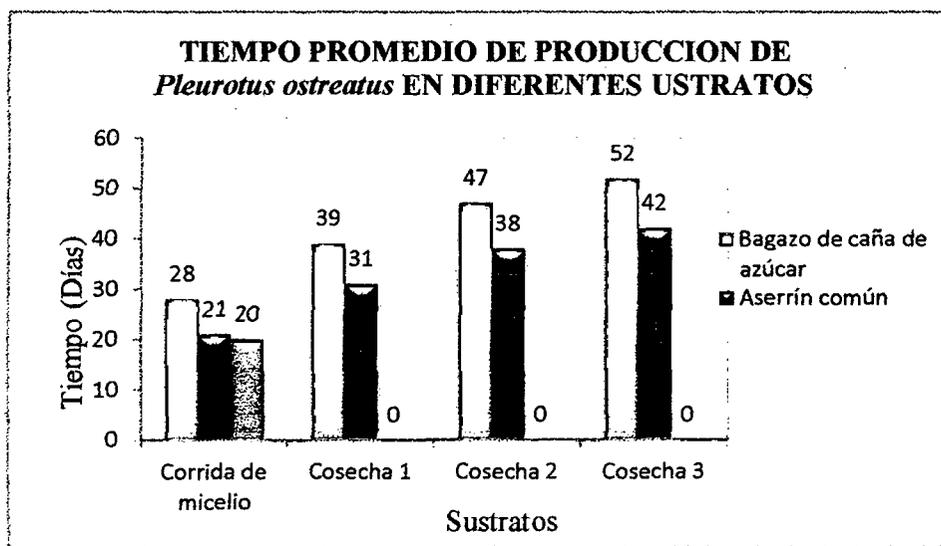


Figura 19. Tiempo de producción (desde la inoculación hasta la última cosecha) del hongo *Pleurotus ostreatus* en los diferentes sustratos evaluados.

ANEXO 09: Análisis estadístico tiempo de corrida del micelio de *Pleurotusostyratus* por tipo de sustrato evaluado

Cuadro 23. Resumen Estadístico para Tiempo de corrida de micelio

<i>Tipo de sustrato</i>	<i>Recuento</i>	<i>Promedio</i>	<i>Desviación Estándar</i>	<i>Coficiente de Variación</i>
Aserrín común	4	20,5	0,57735	2,81634 %
Bagazo de caña	4	28,25	0,5	1,76991 %
Cáscara de papa	4	20,25	0,5	2,46914 %

Cuadro 24. Pruebas de Rangos Múltiples para Tiempo de corrida de micelio por Tipo de sustrato: Prueba de Duncan al 95 %

<i>Nivel</i>	<i>Casos</i>	<i>Media</i>	<i>Grupos Homogéneos</i>
Cáscara de papa	4	20,25	X
Aserrín común	4	20,5	X
Bagazo de caña	4	28,25	X

<i>Contraste</i>	<i>Sig.</i>	<i>Diferencia</i>
Aserrín común - Bagazo de caña	*	-7,75
Aserrín común - Cáscara de papa		0,25
Bagazo de caña - Cáscara de papa	*	8,0

* indica una diferencia significativa.

ANEXO 10. Análisis estadístico de la cantidad de hongos cosechados por tipo de sustrato evaluado.

Cuadro 25. Resumen Estadístico para Cantidad de hongos cosechados

<i>Tipo de sustrato</i>	<i>Recuento</i>	<i>Promedio</i>	<i>Desviación Estándar</i>	<i>Coefficiente de Variación</i>
Aserrín común	4	48,0	0,816497	1,70103 %
Bagazo de caña	4	32,25	1,25831	3,90172 %
Cáscara de papa	4	0,0	0,0	%

Cuadro 26. Pruebas de Rangos Múltiple para Cantidad de hongos cosechados por

Tipo de sustrato: Prueba de Duncan al 95 %

<i>Nivel</i>	<i>Casos</i>	<i>Media</i>	<i>Grupos Homogéneos</i>
Cáscara de papa	4	0,0	X
Bagazo de caña	4	32,25	X
Aserrín común	4	48,0	X

<i>Contraste</i>	<i>Sig.</i>	<i>Diferencia</i>
Aserrín común - Bagazo de caña	*	15,75
Aserrín común - Cáscara de papa	*	48,0
Bagazo de caña - Cáscara de papa	*	32,25

* indica una diferencia significativa.

ANEXO 11: Análisis estadístico del peso fresco de los hongos por tipo de sustrato evaluado.

Cuadro 27. Resumen Estadístico para Peso fresco

<i>Tipo de sustrato</i>	<i>Recuento</i>	<i>Promedio</i>	<i>Desviación Estándar</i>	<i>Coficiente de Variación</i>
Aserrín común	4	796,475	9,57127	1,2017 %
Bagazo de caña	4	381,55	13,8112	3,61977 %
Cáscara de papa	4	0,0	0,0	%

Cuadro 28. Pruebas de Rangos Múltiple para Peso fresco por Tipo de sustrato

Prueba de Duncan al 95 %

<i>Nivel</i>	<i>Casos</i>	<i>Media</i>	<i>Grupos Homogéneos</i>
Cáscara de papa	4	0,0	X
Bagazo de caña	4	381,55	X
Aserrín común	4	796,475	X

<i>Contraste</i>	<i>Sig.</i>	<i>Diferencia</i>
Aserrín común - Bagazo de caña	*	414,925
Aserrín común - Cáscara de papa	*	796,475
Bagazo de caña - Cáscara de papa	*	381,55

* indica una diferencia significativa.

ANEXO 12: Análisis estadístico tamaño de los hongos cosechados por tipo de sustrato.

Cuadro 29. Resumen Estadístico para Tamaño del carpóforo

<i>Tipo de sustrato</i>	<i>Recuento</i>	<i>Promedio</i>	<i>Desviación Estándar</i>	<i>Coficiente de Variación</i>
Aserrín común	4	12,0	0,408248	3,40207 %
Bagazo de caña	4	10,0	0,408248	4,08248 %
Cáscara de papa	4	0,0	0,0	%

Cuadro 30. Pruebas de Rangos Múltiple para Tamaño del carpóforo por Tipo de sustrato: Prueba de Duncan al 95 %

<i>Nivel</i>	<i>Casos</i>	<i>Media</i>	<i>Grupos Homogéneos</i>
Cáscara de papa	4	0,0	X
Bagazo de caña	4	10,0	X
Aserrín común	4	12,0	X

<i>Contraste</i>	<i>Sig.</i>	<i>Diferencia</i>
Aserrín común - Bagazo de caña	*	2,0
Aserrín común - Cáscara de papa	*	12,0
Bagazo de caña - Cáscara de papa	*	10,0

* indica una diferencia significativa.

ANEXO 13: Análisis estadístico del rendimiento de los hongos por tipo de sustrato

Cuadro 31. Resumen Estadístico para Rendimiento

<i>Tipo de sustrato</i>	<i>Recuento</i>	<i>Promedio</i>	<i>Desviación Estándar</i>	<i>Coficiente de Variación</i>
Aserrín común	4	6,625	0,0957427	1,44517 %
Bagazo de caña	4	3,2	0,0816497	2,55155 %
Cáscara de papa	4	0,0	0,0	%

Cuadro 32. Pruebas de Rangos Múltiple para Rendimiento por Tipo de sustrato:

Prueba de Duncan al 95 %

<i>Nivel</i>	<i>Casos</i>	<i>Media</i>	<i>Grupos Homogéneos</i>
Cáscara de papa	4	0,0	X
Bagazo de caña	4	3,2	X
Aserrín común	4	6,625	X

<i>Contraste</i>	<i>Sig.</i>	<i>Diferencia</i>
Aserrín común - Bagazo de caña	*	3,425
Aserrín común - Cáscara de papa	*	6,625
Bagazo de caña - Cáscara de papa	*	3,2

* indica una diferencia significativa.

ANEXO 14: Análisis estadístico de la eficiencia biológica de los hongos por tipo de sustrato.

Cuadro 33. Resumen Estadístico para Eficiencia biológica

<i>Tipo de sustrato</i>	<i>Recuento</i>	<i>Promedio</i>	<i>Desviación Estándar</i>	<i>Coficiente de Variación</i>
Aserrín común	4	79,65	1,00167	1,25758 %
Bagazo de caña	4	38,175	1,36473	3,57494 %
Cáscara de papa	4	0,0	0,0	%

Cuadro 34. Pruebas de Rangos Múltiple para Eficiencia biológica por Tipo de sustrato: Prueba de Duncan al 95 %

<i>Nivel</i>	<i>Casos</i>	<i>Media</i>	<i>Grupos Homogéneos</i>
Cáscara de papa	4	0,0	X
Bagazo de caña	4	38,175	X
Aserrín común	4	79,65	X

<i>Contraste</i>	<i>Sig.</i>	<i>Diferencia</i>
Aserrín común - Bagazo de caña	*	41,475
Aserrín común - Cáscara de papa	*	79,65
Bagazo de caña - Cáscara de papa	*	38,175

* indica una diferencia significativa.