

**PRODUCCIÓN DE ORELLANAS (*Pleurotus ostreatus*) A PARTIR DE BAGAZO DE
CAÑA PANELERA Y EVALUACIÓN DE PRODUCTOS EN FRESCO Y EN
CONSERVA DESARROLLADOS CON EL HONGO**

KARLA STEFANIA MORENO MUÑOZ

DIANA CAROLINA ROJAS RODRÍGUEZ

UNIVERSIDAD DE NARIÑO

FACULTAD DE INGENIERÍA AGROINDUSTRIAL

PROGRAMA DE INGENIERÍA AGROINDUSTRIAL

SAN JUAN DE PASTO

2018

**PRODUCCIÓN DE ORELLANAS (*Pleurotus ostreatus*) A PARTIR DE BAGAZO DE
CAÑA PANELERA Y EVALUACIÓN DE PRODUCTOS EN FRESCO Y EN
CONSERVA DESARROLLADOS CON EL HONGO**

KARLA STEFANIA MORENO MUÑOZ

DIANA CAROLINA ROJAS RODRÍGUEZ

**Trabajo de grado en modalidad de investigación presentado como requisito parcial para
obtener el título de Ingeniero Agroindustrial**

Asesora:

OLGA LUCÍA BENAVIDES C. Ing. Química., M.Sc.

**GRUPO DE INVESTIGACIÓN EN BIOTECNOLOGÍA AGROINDUSTRIAL Y
AMBIENTAL-BIOTA**

**UNIVERSIDAD DE NARIÑO
FACULTAD DE INGENIERÍA AGROINDUSTRIAL
PROGRAMA DE INGENIERÍA AGROINDUSTRIAL
SAN JUAN DE PASTO**

2018

NOTA DE RESPONSABILIDAD

“Las ideas y conclusiones aportadas en este trabajo de grado son responsabilidad exclusiva de sus autores”.

Artículo Primero del Acuerdo No. 324 de octubre 11 de 1966, emanado del Honorable Concejo Directivo de la Universidad de Nariño.

Nota de aceptación:

Presidente de Trabajo de Grado

Firma del Jurado

Firma del Jurado

San Juan de Pasto, Marzo de 2018

AGRADECIMIENTOS

M.Sc. OLGA BENAVIDES, por su importante asesoría y colaboración en la realización de este trabajo de investigación.

M.Sc. VERÓNICA JARRÍN y Ph.D. WILLIAM ALBARRACÍN, por su revisión y valiosos aportes.

Grupo de investigación BIOTA, por el aporte de instalaciones para la realización de esta investigación.

Grupo de investigación GAIDA, por el aporte de equipos para la realización de esta investigación.

Personal de planta piloto de la facultad de ingeniería agroindustrial por su apoyo y amabilidad.

A todos los profesores, compañeros y en general a cada una de las personas que de una u otra forma hicieron posible el desarrollo de este trabajo.

DEDICATORIA

Dedico este logro a mis padres Alba Nelly Muñoz y Fabio Moreno Padilla, por ser mi apoyo incondicional durante toda mi vida, mi ejemplo, mi fortaleza y gracias a su esfuerzo, trabajo y constancia han hecho de mí quien soy ahora.

A mis hermanos Fabio, David y Sofía, por su apoyo, compañía y por compartir grandes momentos que nos han unido como familia en el camino.

A mi compañera de tesis Diana, por su paciencia y dedicación, pues con este trabajo aprendimos, reímos y superamos varios obstáculos para cumplir con esta meta.

A mis amigos, y en general a las personas que hicieron posible la realización de este trabajo.

Karla Moreno Muñoz

DEDICATORIA

Dedico este trabajo a mi abuelita Edilma Bolaños, quien siempre ha estado a mi lado brindándome todo su apoyo y cariño, ella siempre ha sido y será mi mayor fortaleza.

A mi madre Marleni Rodríguez, a mi abuelo Miguel, a mis tíos: Armando, Efrén y Aida y a mis hermanos Vanessa y Javier por todo su amor, apoyo y comprensión.

A mi compañera de tesis, Karla por todo su apoyo y comprensión y por todos los momentos vividos llenos de alegría los cuales siempre permanecerán en la memoria.

A todos mis amigos por su apoyo y por cada momento vivido.

Diana Carolina Rojas.

RESUMEN

El hongo comestible *Pleurotus ostreatus* es uno de los que mayor crecimiento productivo y de consumo ha tenido en los últimos diez años. Sus propiedades nutricionales y medicinales han favorecido este crecimiento y, a su vez, han aumentado la necesidad de aplicar técnicas de procesamiento y conservación. En este estudio se determinó el tratamiento más eficiente para la producción de orellanas a partir de bagazo de caña panelera, evaluando parámetros de rendimiento como eficiencia biológica, variables morfológicas y fenológicas. El mejor resultado se obtuvo con el tratamiento T6 preparado con bagazo de caña (66%), granza de cebada (30%), sulfato de amonio (2%) y carbonato de calcio (2%), presentó la más alta eficiencia biológica para la producción de *P. ostreatus* (76,72%), menor precocidad (33 días), menor tiempo a cosechas (41 y 49 días), mayor número de fructificaciones por bolsa (42) y adecuado tamaño de carpóforo, en comparación con los otros sustratos con bagazo; lo cual se puede atribuir a su composición química inicial y a las propiedades físicas aportadas por la granza de cebada. Por otra parte, con este tratamiento se realizó una segunda siembra, y con los hongos cosechados se elaboró productos en fresco y en conserva, evaluando sus propiedades fisicoquímicas durante un tiempo de almacenamiento de 12 días y 28 días respectivamente. Adicionalmente se realizó un análisis sensorial de las dos muestras salteadas y sin ningún tipo de preparación. Se encontró que en los hongos en fresco las propiedades fisicoquímicas se ven afectadas por el tiempo de almacenamiento, hallando diferencias significativas por efecto de estas ($P < 0,05$), lo anterior se debe a procesos de senescencia propios del producto una vez cosechado; mientras en los hongos en conserva no tendieron a mantenerse constantes. Los resultados de las pruebas microbiológicas presentan conformidad frente a las normas establecidas, indicando que el producto es apto para el consumo humano. En la evaluación organoléptica, los hongos en conserva salteados obtuvieron una valoración de 4 indicando una buena aceptabilidad del producto por parte de los jueces.

Palabras clave: *Pleurotus ostreatus*, bagazo de caña, eficiencia biológica, conserva, análisis fisicoquímico, evaluación sensorial.

ABSTRACT

The edible mushroom *Pleurotus ostreatus* is one of the most productive and consumption growth has had in the last ten years. Its nutritional and medicinal properties have favored this growth and, in turn, have increased the need to apply processing and conservation techniques. In this study, the most efficient treatment was determined for the production of orellanas from sugar cane bagasse, evaluating performance parameters such as biology efficiency, morphological and phenological variables. The best result was obtained with the T6 treatment prepared with cane bagasse (66%), barley pellets (30%), ammonium sulfate (2%) and calcium carbonate (2%), presented the highest biological efficiency for the production of *P. ostreatus* (76.72%), lower precocity (33 days), shorter time to harvest (41 and 49 days), greater number of fructifications per bag (42) and adequate size of carpoforos, compared to other substrates with bagasse; which can be attributed to its initial chemical composition and to the physical properties contributed by the barley pellets. On the other hand, with this treatment a second sowing was carried out, and with the harvested fungus, fresh and canned products were elaborated, evaluating their physicochemical properties during a storage time of 12 days and 28 days respectively. Additionally, a sensory analysis of the two sautéed samples was carried out without any preparation. It was found that in fresh fungus the physicochemical properties are affected by the storage time, finding significant differences by effect of these ($P < 0.05$), this is due to senescence processes of the product once harvested; while in canned oyster mushrooms they did not tend to stay constant. The results of the microbiological tests show compliance with the established norms, indicating that the product is suitable for human consumption. In the organoleptic evaluation, the sautéed preserved fungus obtained an evaluation of 4 indicating a good acceptability of the product by the judges.

Key words: *Pleurotus ostreatus*, sugarcane bagasse, canned, biological efficiency, physicochemical analysis, sensory evaluation.

CONTENIDO

	Pág.
INTRODUCCIÓN	20
1. PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA.....	23
2. JUSTIFICACIÓN.....	26
3. OBJETIVOS.....	29
3.1 Objetivo general	29
3.2 Objetivos específicos.....	29
4. MARCO TEÓRICO.....	30
4.1 Generalidades del cultivo de <i>Pleurotus Ostreatus</i>	30
4.1.1 Clasificación taxonómica.....	30
4.1.2 Ciclo Biológico	31
4.1.3 Descripción	31
4.1.4 Cultivo de <i>Pleurotus ostreatus</i>	32
4.1.4.1 Área de Preparación.....	32
4.1.4.2 Área de esterilización del sustrato e inoculación	32
4.1.4.3 Área de Incubación	32
4.1.4.4 Área.....	33
4.2 Importancia nutricional y medicinal de las Orellanas	33
4.3 Características de los sustratos	34
4.3.1 Nutrientes del sustrato	35
4.3.1.1 Carbono	35
4.3.1.2 Nitrógeno	36

4.3.1.3 <i>Relación C/N</i>	37
4.3.1.4 <i>Minerales</i>	37
4.4 Componentes de rendimiento del cultivo	38
4.4.1 La eficiencia biológica (EB)	38
4.4.2 Variables fenológicas.....	38
4.4.3 Variables morfológicas	39
4.5 Plagas y enfermedades en el cultivo de los hongos comestibles	39
4.5.1 Contaminantes	39
4.5.2 Enfermedades.....	39
4.5.3 Plagas	40
4.6 Productos elaborados a partir de orellanas	41
4.6.1 Proceso de elaboración de conservas de hongos comestibles.....	49
4.6.1.1 <i>Metodología empleada para el desarrollo de conservas inocuas al consumo humano</i>	50
4.7 análisis sensorial	52
4.7.1 Objetivos y finalidad de la evaluación sensorial	52
4.7.2 Pruebas analíticas discriminativas	53
4.7.2.1 <i>Pruebas de diferenciación</i>	53
4.7.2.2 <i>Pruebas de sensibilidad</i>	54
4.7.3 Pruebas descriptivas.....	54
4.7.3.1 <i>Escala de atributos</i>	54
4.7.3.2 <i>Escala de categorías</i>	54
4.7.3.3 <i>Prueba de estimación de la magnitud</i>	55
4.7.3.4 <i>Análisis cuantitativo</i>	55

4.7.4 Pruebas Afectivas	55
4.7.4.1 Pruebas de preferencia	55
4.7.4.2 Prueba de preferencia pareada	55
4.7.4.3 Escala hedónica verbal.....	56
4.7.4.4 Prueba de aceptación	56
4.8 Antecedentes.....	56
4.8.1 Estudios con bagazo de caña	61
4.8.2 Producción de <i>Pleurotus spp.</i>	65
5. METODOLOGÍA	69
5.1 Determinación del tratamiento más eficiente en la producción de orellanas (<i>pleurotus ostreatus</i>) a partir de bagazo de caña panelera.....	69
5.1.1 Adquisición de materiales lignocelulósicos.....	69
5.1.2 Preparación de sustratos.....	69
5.1.3 Inoculación.....	72
5.1.4 Cultivo	73
5.1.4.1 Invasión de micelio	73
5.1.4.2 Fructificación.....	73
5.1.4.3 Cosecha.....	74
5.1.5 Diseño experimental	75
5.1.6 Determinación de componentes de rendimiento.....	78
5.2 Realización de procesos de transformación y conservación de las setas de mayor rendimiento para la obtención de productos comestibles atractivos al consumidor	79
5.2.1 Elaboración de orellanas en fresco	80
5.2.2 Elaboración de orellanas en conserva.....	81

5.2.3 Caracterización fisicoquímica y microbiológica	83
5.2.3.1 <i>Caracterización fisicoquímica</i>	83
5.2.3.2. <i>Caracterización microbiológica</i>	86
5.3 Evaluación organoléptica de los productos comestibles obtenidos a base de orellanas.....	86
6. RESULTADOS Y DISCUSIÓN.....	88
6.1 Componentes de rendimiento del cultivo	88
6.1.1 Eficiencia biológica (EB).....	88
6.1.2 Variables Fenológicas.....	92
6.1.3 Variables Morfológicas.....	93
6.2 Evaluación de productos en fresco y en conserva desarrollados con el hongo	96
6.2.1 Caracterización fisicoquímica y microbiológica	96
6.2.1.1 <i>Caracterización fisicoquímica</i>	96
6.2.1.2 <i>Caracterización microbiológica</i>	105
6.2.2 Evaluación organoléptica.....	107
6.2.2.1 <i>Hongos testigo</i>	107
6.2.2.2 <i>Hongos salteados</i>	109
7. CONCLUSIONES	112
8. RECOMENDACIONES	114
BIBLIOGRAFÍA.....	115
ANEXOS.....	126

ÍNDICE DE TABLAS

	Pág.
Tabla 1. Dosificación de tratamientos para la producción de <i>Pleurotus ostreatus</i>	76
Tabla 2. Variación de eficiencia biológica del cultivo de <i>P. ostreatus</i>	89
Tabla 3. Resultados de las variables fenológicas	92
Tabla 4. Resultados de las variables morfológicas	94

ÍNDICE DE FIGURAS

	Pág.
Figura 1. Obtención de materiales lignocelulósicos	69
Figura 2. Pretratamiento de materiales lignocelulósicos	71
Figura 3. Inoculación de sustratos	72
Figura 4. Formación de primordios	73
Figura 5. Aparición y crecimiento de primordios	74
Figura 6. Formación de setas y cosecha	75
Figura 7. Determinación de medidas biométricas y peso del hongo	79
Figura 8. Cultivo de orellanas del mejor tratamiento (T6)	80
Figura 9. Elaboración de orellanas en fresco	81
Figura 10. Elaboración de conservas de orellanas	83
Figura 11. Determinación propiedades fisicoquímicas de las orellanas	85
Figura 12. Evaluación sensorial de las orellanas	87

ÍNDICE DE GRÁFICAS

		Pág.
Gráfica 1.	Valores medios con los intervalos LSD de Fisher (95%) de: a. pH testigo. b. pH hongos en fresco. c. pH hongos en conserva	97
Gráfica 2.	Valores medios con los intervalos LSD de Fisher (95%) de: a. %Acidez testigo. b. %Acidez hongos en fresco. c. %Acidez hongos en conserva.....	98
Gráfica 3.	Valores medios con los intervalos LSD de Fisher (95%) de: a. °Brix testigo. b. °Brix hongos en fresco. c. °Brix hongos en conserva	100
Gráfica 4.	Valores medios con los intervalos LSD de Fisher (95%) de: a. Textura testigo. b. Textura hongos en fresco. c. Textura hongos en conserva	102
Gráfica 5.	Valores medios con los intervalos LSD de Fisher (95%) de L*, a* y b* para las caras lisa (CL) y rugosa (CR) de hongos testigo, en fresco y en conserva durante el tiempo de almacenamiento	103
Gráfica 6.	Valores medios de las calificaciones para los atributos sensoriales en los hongos comestibles (<i>Pleurotus ostreatus</i>) frescos y en conserva en función del tipo de preparación.....	108
Gráfica 7.	Porcentaje de preferencia de acuerdo al tipo de preparación en hongos en fresco y en conserva.....	110

ÍNDICE DE ANEXOS

		Pág.
ANEXO 1.	ANÁLISIS DE VARIANZA COMPONENTES DE RENDIMIENTO	126
ANEXO 2.	ANÁLISIS DE VARIANZA PARA PROPIEDADES FISICOQUÍMICAS HONGOS TESTIGO	129
ANEXO 3.	ANÁLISIS DE VARIANZA PARA PROPIEDADES FISICOQUÍMICAS HONGOS EN FRESCO	130
ANEXO 4.	ANÁLISIS DE VARIANZA PARA PROPIEDADES FISICOQUÍMICAS HONGOS EN CONSERVA	131
ANEXO 5.	ANÁLISIS DE VARIANZA PARA PARÁMETROS DE COLOR PARA HONGOS TESTIGO	132
ANEXO 6.	ANÁLISIS DE VARIANZA PARA PARÁMETROS DE COLOR PARA HONGOS EN FRESCO	133
ANEXO 7.	ANÁLISIS DE VARIANZA PARA PARÁMETROS DE COLOR PARA HONGOS EN CONSERVA	134
ANEXO 8.	RESULTADOS ANÁLISIS MICROBIOLÓGICOS	135
ANEXO 9.	ANÁLISIS DE VARIANZA PARA LOS ATRIBUTOS DE HONGOS EN FRESCO Y EN CONSERVA EN LA EVALUACIÓN ORGANOLÉPTICA	139
ANEXO 10.	SEGUIMIENTO A HONGOS COMESTIBLES (<i>Pleurotus ostreatus</i>) DURANTE UN TIEMPO DETERMINADO DE ALMACENAMIENTO	143
ANEXO 11.	FORMATO DE PRUEBAS DE EVALUACIÓN SENSORIAL	145

INTRODUCCIÓN

Se ha estimado que existen alrededor de 70.000 especies de hongos Macromycetes identificadas, de las cuales aproximadamente 5.000 son setas comestibles en algún grado, y 2.000 son setas comestibles de buena calidad. Se ha reportado que únicamente 100 de estas especies comestibles se han investigado experimentalmente, de las cuales 50 se han desarrollado con fines económicos, y de estas solo 30 especies comestibles se cultivan a escala comercial y 6 a escala industrial (López, Hernández, Suárez y Borrero, 2008).

Los hongos en la actualidad son de gran interés mundial, por su aplicación en procesos biotecnológicos que pueden desarrollarse a pequeña y gran escala para producir: alimento humano de buena calidad nutritiva y con propiedades medicinales (anticancerígenas, antibióticas, reductoras del nivel de colesterol e hipertensión, antitrombóticas, antidiabéticas), suplementos dietéticos, enzimas y productos metabólicos con amplio potencial de utilización en la industria (Mora y Martínez, 2007).

Uno de los hongos comestibles más estudiado y cultivado durante los últimos años es *Pleurotus ostreatus*, conocido comúnmente como orellanas, debido a la facilidad de cultivo, a su gran potencial económico y a su calidad nutricional (Oei citado por en López *et al.*, 2008); presenta el mayor ritmo de evolución, crecimiento y expansión en todo el mundo, alcanzando en menos de 30 años el tercer lugar en las cifras de producción mundial de hongos comestibles (Manyoma, 2013). Este hongo se desarrolla en la naturaleza preferiblemente sobre residuos de material leñoso o ricos en fibra como troncos, ramas y bagazos. Para su cultivo se pueden utilizar materiales que contengan una composición similar a los que utiliza para crecer en su ambiente natural. Dentro de estos materiales se encuentran los residuos agroindustriales, los cuales en la mayoría de los casos no son reutilizados sino simplemente son quemados o arrojados a los basureros, quebradas y ríos, sin tratamiento previo, contribuyendo de esta manera al daño del

ecosistema (López *et al.*, 2008). El cultivo de los hongos representa una alternativa de bioconversión de los residuos agroindustriales (Grodzinskaya, Infante y Piven, 2002).

Como alternativa para el aprovechamiento de los residuos agroindustriales y la disminución de la contaminación por los mismos, se han realizado varios estudios sobre la producción de hongos comestibles, entre ellos las orellanas, a partir de residuos como bagazo de caña, pulpa de café, vainas secas de leguminosas, residuos de maíz, trigo, residuos de palma africana, aserrín, etc; todos estos residuos han dado buenos resultados de producción por la facilidad de adaptación a diferentes sustratos que tienen las orellanas.

El desarrollo de la producción industrial de hongos comestibles, como las orellanas es importante para América Latina, especialmente para Colombia, pues este país tiene un alto potencial para el cultivo de las especies comestibles por la variedad de climas que posee y la gran diversidad de residuos orgánicos que se genera en los diferentes cultivos agrícolas. Además, existe una demanda creciente de consumo por parte de la población generándose mercados potencialmente buenos y con proyección de crecimiento, representando una opción para el desarrollo de nuevas áreas de producción, siendo una gran oportunidad para la utilización de desechos lignocelulósicos (Grodzinskaya *et al.*, 2002).

Por otro lado, en cuanto a características alimenticias de los hongos del género *Pleurotus spp.* se destaca su sabor, alta cantidad de proteína, fibra dietética, carbohidratos, minerales (fósforo, hierro, calcio), vitaminas (riboflavina, tiamina, ácido ascórbico y niacina), ácido linoleico, así como baja concentración de grasas (Garzón y Cuervo, 2008); los hongos comestibles colaboran al enriquecimiento de los sustratos vegetales, ya que durante el crecimiento y desarrollo, el hongo degrada celulosa, hemicelulosa y lignina. Otro de los rasgos importantes del cultivo de hongos comestibles, es la posibilidad de la posterior utilización del sustrato agotado como abono orgánico o para alimentación de rumiantes (Putzke, citado por en Aguilar, 2012). El cultivo de

hongos comestibles como *Pleurotus ostreatus* en subproductos agrícolas, se ha consolidado como una alternativa viable para la producción de alimento de consumo humano, además de generar complementos de la dieta animal y biofertilizantes para la agricultura (Martínez, 2012).

La calidad de los hongos es influenciada por diferentes parámetros, como el estado de desarrollo, las condiciones pre y poscosecha y el tipo de sustrato en el que son cultivados. *Pleurotus ostreatus* es un hongo con un alto contenido de humedad, susceptible al ataque microbiológico, a las reacciones de pardeamiento enzimático y al daño mecánico, debido a su estructura epidérmica delgada y porosa. Para su comercialización, los hongos comestibles son empacados normalmente en bandeja de poliestireno (icopor), recubiertos con una película elástica de polietileno o cloruro de polivinilo (PVC), la cual es adherida al empaque y almacenados en refrigeración a 4°C (Cortés, Ruiz y Henríquez, 2011).

El cultivo de hongos comestibles constituye un verdadero sistema de producción-consumo, el cual ha adquirido en el mundo gran relevancia social, económica y ecológica; se trata de procesos biotecnológicos aplicados que pueden desarrollarse a pequeña y gran escala (Mora y Martínez, 2007). El objetivo de este trabajo es producir orellanas (*Pleurotus ostreatus*) a partir de bagazo de caña panelera y realizar una evaluación de los productos en fresco y en conserva desarrollados con el hongo.

1. PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA

Colombia por su posición geográfica y gran variedad de climas, ofrece condiciones favorables para el desarrollo de actividades agropecuarias. El país cuenta con una superficie continental de 114.174.800 hectáreas, de las cuales el 44,77% se estima que se destina a la actividad agropecuaria. Esto evidencia una fuente de biomasa residual agrícola, la cual está conformada por los subproductos que se generan por los procesos de producción, cosecha, poscosecha y transformación (Escalante, Orduz, Zapata, Cardona y Duarte, 2007). Éstos son utilizados como combustible en las calderas, en el caso del bagazo de caña de azúcar y otros residuos, o son quemados en terreno abierto, lo que produce gases contaminantes en la atmósfera generando consecuencias que podrían ser irreversibles. Otros residuos son enterrados, lo que ocasiona que el tiempo de descomposición de la lignina, celulosa y hemicelulosa sea más prolongado, además de producir lixiviados que contaminan las aguas subterráneas e incrementan los microorganismos existentes en el lugar, generando un desequilibrio ecológico en la población microbial. También son arrojados a las fuentes hídricas alterando completamente la actividad biológica de los organismos existentes en las zonas acuícolas (Álzate y Coronel, 2010).

En el año 2014 el departamento de Nariño produjo 109.410 toneladas de caña panelera, de las cuales 21.850 fueron producidas en el municipio del Sandoná (MINAGRICULTURA, 2014). Los productos finales de la extracción de la caña son el “jugo crudo” y el “bagazo”; el primero, es la materia prima que se destina a la producción de panela, mientras el segundo se emplea como material combustible para la hornilla después de secado (Osorio, 2007). El bagazo de caña panelera forma parte importante de los residuos sólidos generados. Este material representa el 25% del total de la caña procesada. Se obtiene en las centrales de producción de panela, en donde se emplea como combustible para el procesamiento de la misma, con un bajo rendimiento energético (30%) comparado con otros combustibles y un impacto ambiental considerable

(Aguilar, 2011). Por lo anterior, se hace necesario utilizar estos residuos en la producción de hongos comestibles.

Por otra parte, la demanda creciente de alimentos mínimamente procesados que a su vez sean seguros, conserven las características nutricionales, sensoriales y respeten las exigencias medioambientales, justifican el desarrollo de tecnologías para la conservación y transformación de alimentos. Esta evolución y desarrollo está obligando a las industrias alimentarias a adaptarse a nuevas técnicas de producción y a las actuales demandas del mercado (Campo y Gélvez, 2013), por lo que Colombia, tiene mucho por investigar y trabajar en ello. La crisis energética, el deterioro del medio ambiente y el crecimiento demográfico ponen de manifiesto la importancia de producir alimentos proteicos de calidad, de manera sustentable y en equilibrio con la conservación de la naturaleza (Varnero, Quiroz y Álvarez, 2010). Los hongos comestibles constituyen una importante fuente de alimento, y algunos países en vías de desarrollo los consideran una alternativa novedosa para la obtención de alimentos de bajo costo.

En Colombia no se ha desarrollado significativamente el cultivo de hongos comestibles, debido a la poca difusión del mercado, la escasa tradición cultural del consumo de hongos comestibles y al desconocimiento de las bondades de los hongos en las áreas medicinal y nutritiva (Wilches, 2015). Además, las técnicas de cultivo en el país son muy poco desarrolladas por falta de capacitación e información, por ello el cultivo de hongos es considerado artesanal, perdiendo mercados potencialmente buenos y con proyección de crecimiento por el aumento de la demanda de estos productos (Aguilar, 2012).

Los hongos y las orellanas en particular, son muy perecederos, la comercialización en fresco de la seta tiene restricciones debido a su composición, su alta tasa respiratoria y la transpiración muy rápida, su contenido de humedad, entre otros factores, inducen a un veloz deterioro poscosecha, lo que hace que se pierdan muchas de las características propias durante el

almacenamiento, el transporte y el procesamiento (Jaramillo, Yepes, Hincapie, Velásquez y Vélez, 2011). 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) (De Michelis, Vullioud y Rusalen, 2009). Por lo anterior, se hace necesario implementar alternativas de conservación que permitan mantener los componentes importantes de estos alimentos, dándoles un valor agregado e incrementando su vida en anaquel.

En la comercialización de las orellanas se ve la poca y en ocasiones nula presencia del producto en cadenas de mercados industriales y de consumo. Los productores desisten de la idea de enviarlos a dichos mercados y limitar su producción, pues se requiere de un valor agregado para vender el producto, por esta razón, se ven en la necesidad de recurrir a un intermediario que obtiene gran parte de las ganancias por dar a conocer las orellanas de una forma más agradable a la vista del consumidor (Guzmán y Rodríguez, 2010).

2. JUSTIFICACIÓN

Los hongos comestibles actualmente son de interés mundial por sus atributos nutricionales, medicinales y por el alto potencial en contenido de sustancias bioactivas con diversos usos industriales, tales como: materiales para la elaboración de medicamentos, productos para la industria como en la fabricación de detergentes, curtiembres, en la industria alimentaria y como actores en procesos de biorremediación (Aguilar, 2012). Representa una alternativa para el desarrollo de nuevas áreas de producción, siendo una importante oportunidad para la utilización de desechos ricos en lignocelulosa, material que representa cerca del 40% de la biomasa producida por la fotosíntesis y que no puede ser aprovechada en forma directa para la alimentación humana y animal, debido a su baja digestión. Por esta razón surge la necesidad de crear nuevas fuentes de alimento, pero sin alterar el ecosistema, aprovechando el potencial nutricional que tienen la mayoría de desechos de la agricultura para ser incorporados en los ciclos productivos (Carvajal, 2010).

El hongo comestible *Pleurotus ostreatus* es uno de los que mayor crecimiento productivo y de consumo ha tenido en los últimos diez años. Sus propiedades nutricionales y medicinales han favorecido este crecimiento y, a su vez, han aumentado la necesidad de aplicar técnicas de procesamiento y conservación. Posee un alto contenido de humedad (87-93%) y una elevada actividad de agua (0,980-0,997), que favorecen su rápida descomposición después de ser cosechado (Ruiz, Cortés, y Henríquez, 2010). Con el fin de conservar y mejorar sus características nutricionales y funcionales como producto mínimamente procesado, se ha planteado investigaciones como herramienta que permite un mayor valor agregado en el producto. Los hongos comestibles se pueden cultivar de manera sencilla y comercializarse en fresco o procesados (deshidratados, en salmuera, en aceite, extractos en sal, congelados,

fermentados), constituyéndose en una actividad económica complementaria para diferentes comunidades locales y rurales (Wilches, 2015).

La seta comestible *Plerotus* es de gran versatilidad, ya que soporta grandes variaciones térmicas, existen variedades resistentes a plagas y enfermedades, y puede ser cultivada prácticamente sobre cualquier sustrato lignocelulósico. La calidad de su proteína, presencia de vitaminas, macro y microelementos y sus propiedades organolépticas la hacen muy superior al champiñón, por lo que es considerada como un alimento saludable. Estas características permiten que esta seta pueda ser cultivada con una tecnología sencilla, disminuyendo considerablemente la inversión inicial y los costos operacionales, lo cual se ha traducido en una expansión rápida del cultivo en el mundo (García, Bermúdez y Serrano, 2011).

Las propiedades nutraceuticas de la seta la posicionan como una gran alternativa en seguridad alimentaria para la población, ya que su eficiencia en la producción de proteína por unidad de área y tiempo es mayor que la obtenida en fuentes de proteína animal (Jaramillo *et al.*, 2011). En la actualidad el consumo de la orellana en Colombia está dado básicamente por el consumo en fresco y el uso en algunas preparaciones especiales; sin embargo, las tendencias actuales de los hábitos alimentarios de la población, hacen que materias primas como la orellana ganen espacio en la industria de alimentos, pues gracias a su versatilidad y composición nutricional pueden utilizarse para la elaboración de diversos alimentos, o para enriquecer productos ya existentes.

Las orellanas tienen un potencial comercial como producto debido a sus propiedades nutricionales y organolépticas, bajos costos de producción, sencillez en el proceso de cultivo, alta disponibilidad de residuos orgánicos que pueden ser usados en su producción, y la alta eficiencia biológica del mismo. Es de vital importancia producir este tipo de hongos en el departamento de Nariño, ya que se cuenta con gran variedad de residuos agrícolas, entre ellos el bagazo de caña panelera, con esto se contribuirá a una adecuada disposición del mismo, reduciendo el impacto

ambiental provocado, y por ende generándose nuevas fuentes de ingreso para los productores, incursión en nuevos mercados y diversificación del negocio.

A lo largo del tiempo se han realizado varias investigaciones sobre la producción de hongos utilizando como sustrato principal residuos agroindustriales, pero sin enfocarse a la transformación de las orellanas y a su conservación, por tal razón, es necesario centrarse en métodos de conservación del producto que permitan alargar la vida útil, manteniendo sus componentes nutricionales y organolépticos, obteniendo un producto de buena calidad para el consumidor.

3. OBJETIVOS

3.1 Objetivo general

Producir orellanas (*Pleurotus ostreatus*) a partir de bagazo de caña panelera y hacer una evaluación de productos en fresco y en conserva desarrollados con el hongo.

3.2 Objetivos específicos

- Determinar el tratamiento más eficiente en la producción de orellanas (*Pleurotus ostreatus*) a partir de bagazo de caña panelera.

- Realizar procesos de transformación y conservación de las setas de mayor rendimiento para la obtención de productos comestibles atractivos al consumidor.

- Realizar una evaluación organoléptica de los productos comestibles obtenidos a base de orellanas.

4. MARCO TEÓRICO

4.1 Generalidades del cultivo de *Pleurotus Ostreatus*

Los hongos pertenecen al reino fungi; son organismos heterótrofos, eucariotas y filamentosos, generalmente multicelulares. Las orellanas (*Pleurotus ostreatus*) hacen parte de este reino, carecen de clorofila por lo tanto necesitan crecer en un sustrato que les aporte los nutrimentos necesarios para su supervivencia (Chang y Miles, 1999). Además, las orellanas son consideradas productos orgánicos, pues toman los nutrientes de los sustratos que se le suministran; por otra parte, tienen la condición de biorremediador, ya que estos hongos tienen la capacidad de inactivar y degradar los agrotóxicos de la mayoría de los sustratos, permitiendo ofrecer un producto totalmente sano para el consumidor (Fernández, 2014).

4.1.1 Clasificación taxonómica

Reino: Fungi

División: Basidiomycota

Clase: Agaricomycetes

Orden: Agaricales

Familia: Pleurotaceae

Género: *Pleurotus*

Epíteto específico: *Ostreatus*

Los nombres comunes son Orellana, Oyster, Gírgola, Champiñón Ostra, Oreja de palo y Ostión. (Fernández, 2014).

Pleurotus ostreatus, es un hongo gastronómicamente de primera calidad, su color es crema o castaño, con olor y sabor agradable, se dice que 200 g de Orellana pueden reemplazar un trozo de carne, con un 80 % de proteína digerible (Bayona, 2012). Las especies de *Pleurotus* pertenecen a la clase Basidiomicetes; los miembros de esta clase de organismos carecen de una

estructura epidérmica especializada y están protegidos únicamente por una capa epitelial. Esta falta de protección propicia una pérdida rápida de humedad y el deterioro rápido de la calidad (Sánchez y Royse, 2001).

4.1.2 Ciclo Biológico

El hongo *Pleurotus ostreatus* presenta el ciclo biológico de los hongos superiores productores de setas, que comienza con la germinación de una spora. En las hifas se encuentran todos los componentes de las células eucarióticas y están separadas por tabiques transversales o septos. En la reproducción sexual, las hifas se ramifican y se agregan paralelamente, produciendo un pseudo-tejido parenquimatoso denominado plecténquima, que crece de forma apical y expansiva. Cuando se siembran fragmentos de dicho tejido, sobre medios de cultivo con los nutrientes apropiados, se puede obtener el correspondiente micelio vegetativo (cultivo de tejidos o cultivo clónico), y este es utilizado comercialmente como cepas fúngicas (García, 2002).

4.1.3 Descripción

Las orellanas son hongos comestibles, estrechamente emparentados con la seta de cardo (*Pleurotus eryngii*), que se consume ampliamente por su sabor y la facilidad de su identificación. Presenta un tamaño de sombrero de 5 a 20 cm de diámetro, con el pie desplazado hacia un lado y creciendo habitualmente junto a otros ejemplares superpuestos. La superficie es lisa y brillante; de color gris o gris oscuro, y en ocasiones gris pardo o azulado. Dependiendo del clima en el que se cosechen, el margen del sombrero cambia con la edad, siendo enrollado en los ejemplares jóvenes y abierto en los adultos. Tiene las láminas apretadas, delgadas, recurrentes y de color blanquecino, la carne es firme, algo dura en los ejemplares adultos, y de sabor y olor agradable. Al girar el sombrero de la seta, se observan las laminillas dispuestas radialmente, que van desde el estípite (pie) hasta su borde, las laminillas se encuentran separadas entre sí, aunque algunas pueden estar bifurcadas y son de color blanco o ligeramente crema. En ellas se producen las

esporas destinadas a la reproducción de la especie; son alargadas y casi cilíndricas, miden 7 a 11,5 x 3 a 5,6 micras. Cuando se depositan en masa forman un polvillo harinoso de color blanco con tono lila-grisáceo. Estas estructuras son de construcción compleja y poseen un alto grado de diferenciación de tejidos hifales (Acevedo y Quintero, 2009).

4.1.4 Cultivo de *Pleurotus ostreatus*

Los hongos no necesitan de suelo para desarrollarse, requieren de espacios pequeños, bajo cubierta o en invernadero. El cultivo de los mismos puede llevarse a cabo bajo diferentes técnicas, lo importante es sembrar el micelio sobre un sustrato leñoso-celulósico húmedo, la mayoría de veces pasteurizado, el cual se incuba a una temperatura promedio entre 15 y 25°C, mientras se conserva envuelto en plástico y por último se mantiene al descubierto en sitios húmedos y frescos, hasta que fructifiquen los hongos (Cruz, López, Pascual y Bttaglia, 2010). Por lo anterior, se debe contar con un sitio con buena ventilación, seco y limpio. Según González y Rodríguez (1995), para un crecimiento adecuado de las setas, se debe separar el sitio como mínimo en cuatro áreas, que dependerán del tamaño de la producción, las cuales son:

4.1.4.1 Área de Preparación

Puede ser al aire libre, o cualquier área amplia que facilite la preparación del sustrato.

4.1.4.2 Área de esterilización del sustrato e inoculación

Es el área donde se inoculará o sembrará la semilla del hongo en el sustrato estéril. Debe permanecer aséptica en todo el proceso, para evitar la contaminación y tener una buena iluminación, para vigilar el proceso de siembra.

4.1.4.3 Área de Incubación

Es el área donde el hongo se incubará o crecerá alimentado por el sustrato escogido, debe ser un área aséptica, completamente oscura, la temperatura debe permanecer a 25°C, cuando se

presentan temperaturas menores, el hongo se demora más tiempo en desarrollarse, la humedad ideal del sustrato debe ser del 75%.

4.1.4.4 Área de fructificación

Es el área que requiere de mayor espacio. Se debe permitir el ingreso de la luz hasta lograr un estado de semipenumbra. Es importante tener en cuenta la ubicación de los estantes, tejas o lo que se vaya a utilizar para colocar los bloques y la separación entre ellos, para facilidad de las personas encargadas de la cosecha y para el buen desarrollo de los hongos.

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 a 30°C. En estas condiciones, la incubación se lleva a cabo en 10 a 14 días; humedad del sustrato en el momento de la pasteurización 70-75%; pH 6,0 a 6,5 el cual es considerado como ideal; temperatura 28°C durante la etapa de incubación temperatura de fructificación 15°C, aunque las diferentes especies se comportan de manera distinta cuando son influenciadas por diferentes niveles de temperatura; concentraciones del CO₂ durante la fructificación de 0,08%; humedad relativa 90-95%; luz 8-12 horas diarias (Álzate y Coronel, 2010).

4.2 Importancia nutricional y medicinal de las Orellanas

El hongo *Pleurotus spp.* corresponde a un alimento con un alto contenido proteico alrededor del 17.5%, y contiene altas cantidades de fibra, (23%). Posee un elevado contenido de tiamina (vitamina B1), rivotflabina (B2), piridoxina (B6) y cobalamina (B12), y es una fuente importante de calcio y fósforo. Estudios revelan que este hongo posee alrededor de 7 µg de compuestos fenólicos y aproximadamente 0.8 µg de flavonoides, importantes para prevenir la oxidación celular. Por otra parte, *Pleurotus spp.* contiene 92.4 % de humedad y 7.6 % de materia seca. El

7.3 % de la materia seca corresponde a minerales totales, 15.4% a proteínas crudas y 22 % a fibra cruda, además de poseer actividad antibiótica y antiviral (Cano y Romero, 2016).

Este hongo posee bajo contenido de grasa y sodio, unido al relativamente alto contenido de potasio, lo cual hace que tenga también importancia para padecimientos cardiovasculares y estados de hipertensión, así como para combatir la obesidad (Navarro, 2001 citado por López *et al.*, 2008). En él están presente todos los aminoácidos esenciales, es una rica fuente de vitaminas y se han reportado contenidos de ácido ascórbico (vitamina C) en diferentes etapas de su desarrollo. Es rico en ergosterol y vitamina D, así como en minerales como fósforo, sodio, magnesio, calcio, hierro, manganeso, zinc y cobre (Potter, 1995 citado por López *et al.*, 2008).

De acuerdo con Chang y Miles (2004), el hongo *Pleurotus spp.* se utiliza en la medicina tradicional para prevenir o ayudar en más de 30 enfermedades o trastornos. La actividad antitumoral se encontró en las fracciones de polisacáridos de los cuerpos fructíferos de casi todas las especies de *Pleurotus*. Estos polisacáridos pertenecen a (1-3) -beta-D-glucanos. Además de la modulación del sistema inmune, este hongo tiene actividad hipoglucemiante, efectos antitrombóticos, inhibir el crecimiento tumoral, reducir la inflamación, y la menor concentración de la presión arterial y los lípidos plasmáticos, además, tienen actividad antioxidante.

4.3 Características de los sustratos

Un sustrato es conveniente para el crecimiento de orellanas, si contiene todos los requerimientos nutritivos en cantidad suficiente para que éste sintetice sus metabolitos y tome de él la energía que requiere. Sánchez (2001) y Gaitán (2006), citados por Carvajal (2010), manifiestan que en el grupo de las orellanas la fuente de carbono está constituida por la lignina y la celulosa, presentes en diversos residuos agrícolas (pajas, rastrojos), desechos agroindustriales (bagazos de caña de azúcar, maguey tequilero, henequén, pulpa de café), y forestales (aserrín y viruta de diversas maderas).

Diversos autores indican que para lograr elevados rendimientos en el cultivo de *Pleurotus spp.* el contenido de nitrógeno de los sustratos debería ser superior al 0,5 % y una relación C/N menor a 50 (Philippoussis *et al.*, 2001; Nyochembeng *et al.*, 2008; Sánchez *et al.*, 2008; Rizki y Tamai, 2011, citados por Martínez *et al.*, 2015).

Es bastante larga la lista de materiales que se pueden emplear como sustrato básico para la producción de *Pleurotus*, algunos como desechos de algodón, hollejos de semillas de maní, garbanzo, tamos de maíz, sorgo, bagazo de caña y desechos de papel. En Colombia se han realizado investigaciones en los siguientes sustratos: vainas secas de fríjol y otras leguminosas, bagazo de caña de azúcar, cogollo de azúcar - cascarilla motosa de algodón, caña, capacho y tusa (secos) de maíz, pulpa de café, pasto seco, socas de flores, podas de rosas y arbustos, fibra de plátano - acícula de Pino, viruta de madera, aserrín (excepto el de Pino y Eucalipto), residuos de cultivo de Palma Africana, residuos de pastos y cereales, entre otros (Guarín y Ramírez, 2004).

4.3.1 Nutrientes del sustrato

4.3.1.1 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, lípidos, etc (Sánchez y Royse, 2001).

- **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 *et al.* (1981), 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 (1974), observó que después de cosechar los cuerpos fructíferos de *P. ostreatus*, las cantidades finales de holocelulosa, celulosa y lignina se reducían en un 80% y concluyó diciendo que todos los materiales que contengan celulosa y lignina (con excepción de los tóxicos y con metales pesados), pobres en nitrógeno pueden ser usados como sustratos para *Pleurotus spp.* (Sánchez y Royse, 2001).

- **Azúcares:** Los carbohidratos se encuentran entre las fuentes de carbono preferidas por las especies de *Pleurotus*. Según Raypeck (1977), la glucosa, la manosa y la galactosa son buenos sustratos para esta especie, mientras que la xilosa y la arabinosa producen un crecimiento deficiente. Srivastava y Bano (1970), indican que *P. djamor* tiene buen crecimiento en presencia de manosa, fructosa y glucosa.

- **Lípidos:** La adición de aceites vegetales tiene un efecto benéfico para el crecimiento micelial de *P. sapidus* y *P. ostreatus*. Según Kurtzman (1974 y 1976), los productos de la hidrólisis de aceites (glicerol, ácidos grasos y saponinas) 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.

4.3.1.2 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, sí 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 un crecimiento óptimo (Sánchez y Royse, 2001). Hong en 1978 citado por Ardón (2007), indicó que la peptona es una fuente de nitrógeno que da un rápido crecimiento micelial y formación de cuerpos fructíferos. Así mismo, Voltz (1972) citado por Ardón (2007) determinó que el citrato de amonio era una buena fuente para *P. ostreatus*.

4.3.1.3 Relación C/N

El carbono y el nitrógeno son dos elementos esenciales en la nutrición de cualquier organismo. Manu-Tawiah y Martin (1988) citados por Ardón (2007), determinaron que la relación óptima para el crecimiento en medio líquido de *P. ostreatus* era 40:1. Por su parte, Hong en 1978, encontró que para la misma especie, una relación de 15:23 permitía una rápida formación de cuerpos fructíferos con bajos rendimientos, que una relación de 11:42 incrementaba los rendimientos pero que disminuía la formación de cuerpos fructíferos y que tomando en cuenta los dos aspectos (rendimiento y velocidad de formación), la relación óptima debía ser 30:46. En un estudio sobre selección de sustratos para el cultivo de *Pleurotus ostreatus*, se obtuvo una eficiencia biológica de 147.87% sobre pulpa de café con relación C/N de 79:31, de 107.40% sobre pasto estrella africana con relación C/N de 107 y de 67.8% sobre pericarpio de jacaranda con relación C/N de 326:65 (Ardón, 2007).

4.3.1.4 Minerales

- **Azufre:** Elemento estructural de aminoácidos, metionina, cisteína y sus derivados, así como de algunos compuestos bioactivos metabolizados.

- **Fósforo:** Es componente del ATP y por lo tanto, es importante para el almacenamiento de energía celular y el movimiento de materiales a través de las membranas.

- **Potasio:** Cofactor de los sistemas enzimáticos.

- **Magnesio:** Usado para la activación de los sistemas enzimáticos.

- **Calcio:** Responsable del acondicionamiento de pH en el sustrato y estimula el crecimiento hifal.

4.4 Componentes de rendimiento del cultivo

Entre las variables de seguimiento al rendimiento del cultivo de orellanas están: eficiencia biológica, variables fenológicas (precocidad y tiempo a cosecha), variables morfológicas (número de fructificaciones por bolsa y medidas biométricas), además de las pérdidas del proceso (Rodríguez y Jaramillo, 2004; Varnero *et al.*, 2010; Benavides, 2013).

4.4.1 La eficiencia biológica (EB)

Es la variable que evalúa la calidad de los desechos lignocelulósicos como sustrato para el cultivo de hongos comestibles, la cual relaciona la producción de cuerpos fructíferos frescos con respecto a la masa sin humedad del sustrato; en tanto que el rendimiento tiene en cuenta la masa de hongos frescos en relación a la masa de sustrato fresco (Wang *et al.*, 2001 citado por Benavides, 2013). Las diferencias de EB encontradas en los materiales de cultivo se atribuyen a la disponibilidad de los nutrientes, por tal motivo algunas combinaciones de sustratos ofrecen mejores rendimientos (Baena, 2005 citado por Benavides, 2013).

4.4.2 Variables fenológicas

La precocidad corresponde al tiempo transcurrido desde la siembra de micelio hasta la aparición de los primordios (Rodríguez y Jaramillo, 2004; Benavides, 2013), también es conocida como periodo siembra-primordio y presenta valores variables, dependiendo de la forma de propagación del micelio en el sustrato de crecimiento (Varnero *et al.*, 2010; Benavides, 2013). El tiempo a cosecha, es el periodo que transcurre desde la siembra de micelio hasta la cosecha de hongos (Rodríguez y Jaramillo, 2004; Benavides, 2013). Las características bioquímicas de los sustratos pueden influir en la disminución de esta variable (Varnero *et al.*, 2010; Benavides, 2013).

4.4.3 Variables morfológicas

El número de fructificaciones (setas) por bolsa, se halla cuantificando el número promedio de setas obtenidas en cada bolsa productiva por cosecha. El número de racimos obtenidos es proporcional al número de setas, lo que puede atribuirse al mayor nivel de propagación del micelio en los sustratos (Varnero *et al.*, 2010; Benavides, 2013). Respecto a las medidas biométricas, éstas son: longitud del sombrero y longitud del estípite de los carpóforos (Rodríguez y Jaramillo, 2004; Benavides, 2013).

4.5 Plagas y enfermedades en el cultivo de los hongos comestibles

El cultivo de los hongos *Pleurotus spp.*, al igual que cualquier otro cultivo no está exento de enfermedades y plagas. Pero teniendo en cuenta que su producción se hace bajo condiciones de invernadero, es posible mantener las pérdidas del cultivo en porcentajes muy bajos, utilizando medidas preventivas, el control cultural y las trampas físicas, para obtener hongos totalmente orgánicos sin necesidad de utilizar plaguicidas.

Entre los principales agentes que atacan los hongos durante su cultivo son:

4.5.1 Contaminantes

Aparecen por lo general en la fase de incubación, debido principalmente a la mala pasteurización del sustrato, al mal manejo del mismo o a la falta de higiene en el momento de la siembra. Es uno de los problemas que más afecta la producción de setas. Los contaminantes son hongos (mohos), bacterias y levaduras siendo los de mayor importancia los hongos como *Trichoderma*, *Penicillium*, *Aspergillus*, *neurospora*, *Mycogone* y *Coprinus*, entre otros.

4.5.2 Enfermedades

- **Telaraña (*Dactylium dandroides*) (*Cladobotryum dandroides*, *Hypomyces rosellus*):** Los filamentos de este hongo crecen rápidamente y se extienden sobre la superficie del sustrato y de las setas, cubriéndolas con un moho blanquecino, primero separado y luego denso y harinoso.

Los hongos atacados se vuelven blandos, amarillento parduscos, y se acelera su descomposición. Puede atacar a las setas recolectadas (García, 2002).

- ***Pseudomonas tolaasii (P. fluorescens)***: Esta bacteria ataca en cualquier fase del cultivo, desde el micelio en incubación hasta las setas ya formadas, disminuyendo o anulando la producción. En los sombreros de los ejemplares enfermos aparecen zonas con color amarillo pardusco o anaranjado, si la temperatura y humedad del invernadero son altas, se produce una rápida descomposición y mal olor. Para su control es necesario evitar el exceso de humedad, la adición de sustancias nitrogenadas y el calor. Además, se puede añadir hipoclorito sódico al agua de riego, solución de formalina al 0,2-0,3%, formol u otros productos.

4.5.3 Plagas

Están constituidas por insectos que atacan las áreas de incubación como de producción, éstas son atraídas por el olor del sustrato. Según Manyoma (2013), algunas son:

- **Colémbolos**: Son insectos diminutos sin alas que viven en el sustrato y se alimentan del tejido fúngico, también se encuentran con mucha frecuencia entre las láminas de los cuerpos fructíferos, haciendo perforaciones. Su producción es favorecida por un exceso de humedad en el sustrato y el aire, y son sensibles al aumento de la temperatura.

- **Dípteros**: El daño es causado por sus larvas, las cuales se comen las hifas del micelio, y hacen pequeñas galerías en los pies de las setas y luego en los sombreros. Dentro de estos se destacan algunas especies de mosquitos de los géneros *Lycoriella*, *Heteropeza*, *Mycophila* y moscas del género *Megaselia*. Para el control de colémbolos y de dípteros se recomiendan colocar filtros junto a los ventiladores, eliminación de residuos, tratamiento térmico de los sustratos insecticidas.

4.6 Productos elaborados a partir de orellanas

Los hongos *Pleurotus ostreatus*, presentan un tiempo de vida útil muy corto, por esta razón, se han planteado varios estudios sobre la conservación de las setas, estas técnicas tratan de alargar la vida de anaquel del producto y además conservar las propiedades organolépticas y nutricionales del mismo en el tiempo.

En la investigación de Jaramillo *et al.* (2011), se desarrollaron tres formulaciones utilizando orellanas (*Pleurotus ostreatus*): un aderezo seco, un sucedáneo tipo carne de hamburguesa con orellana fresca y otro con orellana deshidratada. Éstas se obtuvieron tomando como referencia la normatividad, formulaciones y procedimientos preestablecidos para la elaboración convencional de alimentos similares. Mediante análisis sensorial se encontró que el grado de aceptación obtenido fue: 75,80% para el aderezo, 65,10% para el sustituto cárnico con orellanas frescas y 61,70% para el sustituto con orellanas deshidratadas. Por último, se confrontaron las formulaciones desarrolladas con las tablas nutricionales de algunos productos análogos comerciales destacando el contenido de proteína de los productos finales.

En el trabajo realizado por Quizhpilema (2013), se evaluaron tres tipos de sustratos y tres métodos de conservación diferentes (hongos enfundados, hongos empacados al vacío y hongos en conserva). Según los parámetros evaluados en la prueba sensorial existieron diferencias en apariencia del producto, sabor y aceptabilidad. Los hongos en conserva presentaron valores mayores en estos parámetros, por lo tanto, el autor recomienda producir hongos comestibles cultivados en sustratos orgánicos a base de tamo de cebada, y luego de la producción, conservarlos y comercializarlos en frascos de vidrio en conserva. En dicho tratamiento se dio un mayor rendimiento productivo, la mejor aceptación y rentabilidad, presentando características nutritivas y organolépticas favorables para la alimentación humana.

Cortéz (2016), analizó la calidad microbiológica, fisicoquímica, y organoléptica del hongo comestible *Pleurotus ostreatus* fresco y deshidratado, cultivados en tres residuos de cosecha (cáscaras de frijol gandul, cáscaras de frijol cuarentón y pseudotallo de plátano). Se determinó que el uso de diferentes sustratos, provoca una variación en la composición nutricional, especialmente en el contenido de humedad, materia seca, ceniza y pH. Al emplear el método de deshidratación se demostró que existe variación en la composición nutricional, debido al proceso industrial aplicado. Los valores reportados en los análisis microbiológicos están dentro de los rangos permisibles, y la presencia de microorganismos es independiente de los sustratos empleados, esto depende de factores externos, como la manipulación de los hongos durante la cosecha y la elaboración de los productos. En la valoración organoléptica se demostró que el tipo de residuo agroindustrial utilizado incide en el color, aroma y sabor, y además todos los tratamientos obtuvieron una buena aceptación.

Ruiz *et al.*, (2010), describen la aplicación de la técnica de impregnación a vacío (IV) sobre hongos enteros comestibles (*Pleurotus ostreatus* L.), usando una disolución conservante (DI) a base de ácido ascórbico, ácido cítrico, sal, pectina de bajo metoxilo y calcio. Desarrollaron un producto mínimamente, procesado, valorando los cambios presentados en las características fisicoquímicas, microbiológicas y sensoriales de la matriz impregnada durante 12 días de almacenamiento, a 4°C en dos atmósferas de envasado. Encontraron que los °Brix, %acidez, %cloruros y %humedad disminuyen; el pH aumenta y la aw se mantiene con el tiempo. Además, la DI permite controlar el pardeamiento, manteniendo un producto de color aceptable hasta el noveno día. La luminosidad (L*) presenta una tendencia a disminuir con el tiempo (más oscuras), manteniéndose en el plano cromático a* b* en las zonas grises. La textura se considera aceptable, con características elásticas, y la DI le confiere duración en el tiempo. Para ambas atmósferas, los parámetros microbiológicos se encuentran dentro de los límites aceptados en la norma

colombiana. Con respecto al panel sensorial no se detectaron diferencias significativas por efecto del tipo de envasado. El cambio más crítico con respecto al tiempo de almacenamiento se encontró en el color, con un aumento de la intensidad aproximadamente del 20%. Lo que concuerda con los resultados obtenidos en las pruebas instrumentales en las que el color se ve afectado. Por lo tanto, los investigadores concluyeron que el proceso IV representa una metodología efectiva que mejora los atributos sensoriales, microbiológicos y de calidad del hongo, alcanzando un incremento de un 12,5% en la vida útil.

Jalk y Reap (2014), realizaron una investigación sobre *Pleurotus ostreatus* (Jacq. ex. Fr.) con la finalidad de evaluar su crecimiento en pajilla de arroz (*Oryza sativa* L), y su conservación elaborando encurtidos con el hongo. El encurtido fue elaborado a tres temperaturas (70, 80, y 90°C), al realizar la evaluación con el panel sensorial, se observó una variación en la textura, manteniendo el olor y el color constante. Por ende, los mejores tratamientos para el encurtido fueron los de 70°C a 15 min de pasteurizado y el de 80°C a 10 minutos de pasteurizado. El periodo de conservación del encurtido para esta investigación a temperatura ambiente fue aproximadamente de 18 meses, y en condiciones de refrigeración puede durar hasta 5 años.

Gormley y MacCanna (1967) citados por Sánchez y Royse, (2001) encontraron que los hongos cubiertos con una película de cloruro de polivinilo (PVC) perdieron agua a una tasa mucho más baja que los hongos no cubiertos. El uso de películas de plástico para aumentar la vida de anaquel de los hongos por medio del retraso en la pérdida de agua también ha sido reportado por otros autores (Nichols y Hammond, 1973a, 1973b; Hobson y Burton, 1989). La pérdida de agua es un factor importante en el deterioro de los hongos comestibles y es parcialmente responsable de su endurecimiento durante el almacenamiento poscosecha (Sánchez y Royse, 2001).

De acuerdo con Rodríguez y Jaramillo (2004), para prolongar la vida de los hongos para su comercialización pueden refrigerarse entre 1 y 4°C. No es aconsejable lavar los hongos del

género *Pleurotus* para su empaque, debido a que el agua puede provocar un deterioro más rápido. En investigaciones realizadas en Cenicafé con las 3 cepas de *Pleurotus spp.*, se encontró que cuando se empaacan los hongos en bandejas de icopor cubiertas con plástico cristaflex y se refrigeran, la vida de anaquel para estos hongos es de 10 días conservando intacta sus características físicas. También pueden conservarse en bolsas de papel Kraft y refrigerarse, y en aproximadamente 10 días alcanzan un estado de deshidratación que alarga su tiempo de almacenamiento, o pueden secarse al sol o con aire caliente durante 2 o 3 días. El secado es comúnmente utilizado como una técnica de conservación cuando el mercado es muy lejano y cuando los hongos son utilizados como ingredientes en otros productos procesados.

En Cenicafé se realizaron ensayos de conservación en salmuera de las cepas de *P. ostreatus*, *P. pulmonarius* y *P. sajor caju*, cultivados sobre subproductos del café. Los hongos se recolectaron manualmente, carpóforos maduros, frescos y sanos de las diferentes cepas, se les retiró el pie, se lavaron y sometieron a escaldado en una solución al 0,1% (peso/volumen) de ácido cítrico y agua a una temperatura de 96°C durante 8 minutos. Después se escurrieron y se envasaron en frascos de vidrio, adicionándoles hasta llenar el frasco, una solución de salmuera ácida conformada por 2,5% de sal y 0,15% de ácido cítrico (concentración en peso/ volumen) a temperatura de ebullición. Posteriormente se eliminó el aire del envase, se taparon y esterilizaron a 121°C durante 15 minutos (Rodríguez y Jaramillo, 2004).

Los hongos durante la poscosecha, se comportan como las demás hortalizas y al carecer de película protectora son vulnerables a cambios físicos, microbianos y daños mecánicos; la pérdida de turgencia y procesos de degradación afectan la vida media durante el almacenamiento (Gowen, 2006; Jakumar, 2006 citados por González, Giraldo y Duque, 2011) lo cual altera su textura y color, parámetros de gran importancia en la industria de los hongos (García, 2006; Jolivet, 1998; Kotwalwale, 2007 citados por González *et al.*, 2011). La textura de los hongos,

está definida por la disposición del tejido reticulado la cual produce un material blando con una energía paralela a las fibras reticuladas del mismo (Maillard *et al.*, 2007 citados por González *et al.*, 2011) en cuanto al color, el pardeamiento enzimático tiene lugar durante la senescencia o daño en la poscosecha, este ha sido atribuido a la actividad de la polifenol oxidasa (Jolivet, 1998, *et. al* citados por González *et al.*, 2011) y la velocidad de dicho proceso está determinada por la concentración de la enzima, compuestos fenólicos, pH, temperatura, oxígeno disponible y actividad de agua (Cortes, 2007, *et al.* citados por González *et al.*, 2011). Para evitar el pardeamiento se utiliza el ácido ascórbico (Vit C) (Jolivet *et al.*, 1998 citados por González *et al.*, 2011).

González *et al.*, (2011), determinaron las condiciones óptimas para la cosecha de *Pleurotus ostreatus* (Jacq.) P. Kumm, y la selección de un método de conservación por impregnación en salmuera a presión atmosférica y a vacío. Los resultados mostraron que el momento óptimo de cosecha fue el quinto día de la aparición del primordio, con una composición fisicoquímica de $0,998 \pm 0,001$ actividad de agua (aw), $93,027\% \pm 0,582$ humedad (xw), textura $1,3 \pm 0,15$ Kgf y color $57,830 \pm 0,842$ y $61,711 \pm 1,156$, en la cara lisa y la cara rugosa respectivamente. La mejor respuesta de conservación se alcanzó con el hongo impregnado en salmuera al 1,5% de NaCl y sacarosa, con pulso de vacío, con una composición fisicoquímica de $0,996 \pm 0,001$ aw y $91,760 \pm 0,643$ xw. La incorporación de ácido ascórbico mejoró el color.

Cortés, García y Suárez (2007), desarrollaron un producto mínimamente procesado con características funcionales a partir de la fortificación del hongo *Pleurotus ostreatus*, con calcio, selenio y vitamina C. Los productos fortificados registraron pardeamiento (menor luminosidad (L^*), más rojizas ($>a^*$)), con mayor intensidad en la cara lisa (CL) que en la corrugada (CC) del hongo. La textura del producto fortificado no se vio influenciada por la disolución de impregnación, pero con el tiempo las muestras presentaron endurecimiento.

Según Campo y Gélvez (2011), en Colombia existe un gran potencial para la producción de hongos comestibles, que no ha sido aprovechado por la poca información sobre métodos de conservación del producto en fresco. En su investigación evaluaron el efecto del ultrasonido (US) sobre las características fisicoquímicas de las orellanas, para lo cual, se empacaron muestras en bolsas de polietileno de baja densidad aplicando vacío del 60%, y se trataron a 40 KHz a diferentes temperatura 20, 40 y 60 °C durante 10, 20 y 30 minutos. Determinaron cambios en las característica del color, pH y actividad enzimática durante 15 días de almacenamiento bajo condiciones de refrigeración ($5\pm 2^{\circ}\text{C}$). Mediante el análisis de color, la cromaticidad (a^*) permitió medir el cambio de color del hongo durante el almacenamiento, el aumento de este valor, evidencia el control del pardeamiento aplicando la técnica de US a las muestras. Concluyeron que el pH, aumenta significativamente con la aplicación de ultrasonido a diferentes temperaturas y tiempos, en especial en las muestras que fueron expuestas a mayor tiempo y temperatura. Observando que la temperatura influye sobre las propiedades del hongo, y además hubo una inhibición enzimática entre el 30 y 70% en todos los tratamientos. Siendo el mejor tratamiento el que utilizó 40 KHz a una temperatura de 40°C en sus diferentes tiempos de exposición (10, 20 y 30 minutos), ya que mantuvo las propiedades de las muestras tratadas muy semejantes a las frescas al inicio del almacenamiento.

Uno de los problemas que más afectan a las setas después de su cosecha es el oscurecimiento y pérdidas de peso, afectando la calidad sensorial del producto. Por ello, el objetivo del trabajo de Ventura, Colinas, Martínez y Valle (2011), fue incrementar la vida útil de *Pleurotus ostreatus* mínimamente procesados, mediante el uso de una película plástica, usando además un testigo, tres diferentes temperaturas de almacenamiento ($2\pm 1^{\circ}\text{C}$, $5\pm 1^{\circ}\text{C}$ y $17\pm 1^{\circ}\text{C}$), e inhibidores de oscurecimiento: a) 3% eritorbato de sodio + 1% ácido cítrico; b) 1% eritorbato de sodio + 1% ácido cítrico; y c) un testigo. Los resultados obtenidos indican que el uso de la película plástica

produjo una reducción en la respiración en comparación con el testigo, mermas en peso de 1%, reducción en la pérdida de luminosidad y menor actividad de la enzima polifenoloxidasa. Se pudo establecer que el mejor tratamiento para prolongar la vida útil de *Pleurotus* fue la película plástica, con inhibidores de oscurecimiento (3% eritorbato de sodio + 1% ácido cítrico), considerando un buen almacenamiento a 2 o 5°C.

La deshidratación es una técnica de conservación utilizada desde hace varios años, ya que permite alargar la vida útil del producto conservando sus propiedades organolépticas y nutricionales. Ocegüera, Badillo, Arana, Anaya, Gutiérrez y Chanona (2001), realizaron dos cinéticas de secado a *P. ostreatus*. Una de ellas aplicando secado convencional y otra un ciclo de atemperamientos (60 min), la cual consiste en retirar la muestra después de cierto tiempo de secado y colocarlo a temperatura ambiente, favoreciendo la difusión del agua dentro del sólido. Se evaluó el cambio de color como parámetro de calidad. Se encontró que la deshidratación de *P. ostreatus* bajo las condiciones ensayadas, muestra un período de secado constante con una duración que varía desde los 60 min (a 40°C y 1 m/s) y hasta 4 min (a 60°C y 3 m/s), tanto para el secado con y sin atemperamiento, seguido de un periodo de velocidad decreciente de secado, controlado principalmente por el movimiento de agua a través del sólido. La aplicación del secado con atemperamiento representa diversas ventajas, ya que permite el ahorro en el consumo de energía, llegando a contenidos de humedad menor y disminuyendo el daño en el producto, porque este se somete por menor tiempo a condiciones térmicas.

García, Rodríguez, Chalarca y Andrade (2014), evaluaron la calidad microbiológica, y fisicoquímica de *Pleurotus ostreatus*, realizando comparaciones con productos en fresco y deshidrato. Las muestras frescas evaluadas presentaron valores de proteína bruta de 18,1-21,8%, fibra cruda 5,9%, grasa 0,6-1,7%, humedad 88,1-91,8%, energía 345,7-350,3 Cal/100g. En las muestras frescas evaluadas se obtuvo olor aceptable, gusto insípido, color crema, aspecto glabro

y consistencia carnosa. El análisis microbiológico para muestra deshidratada fue realizado según protocolo INVIMA, observando recuento de mesófilos de 9333 UFC.g-1, mohos y levaduras de 0 UFC.g-1, coliformes de 0 UFC.g-1, salmonella de 0 UFC.g-1. Concluyeron que el hongo *Pleurotus ostreatus* cumple con las normas establecidas para productos similares, por lo tanto es un producto apto para el consumo humano. Se debe tener en cuenta la manipulación del producto, ya que la cantidad de mohos y levadura después de la deshidratación depende en gran parte del manejo por parte del manipulador de alimentos (García et al., 2014).

Cortés *et al.*, (2011) evaluaron la influencia de diferentes empaques y atmósferas sobre las propiedades fisicoquímicas del hongo *Pleurotus ostreatus*, estos fueron almacenados durante 15 días a 4°C, utilizando tres empaques: 1) espuma de poliestireno con película de recubrimiento de polivinil cloruro (empaque comercial), 2) Polietilentereftalato con películas de recubrimiento de polipropileno biorientado y 3) polietileno de baja densidad y tres atmósferas de envasado: 1) Aire, 2) 100% N₂ y 3) 10% O₂, 10% CO₂ y 80% N₂. Después de su almacenamiento, se determinaron los posibles cambios de las variables fisicoquímicas (pH, acidez, °Brix, humedad, cloruros, color y textura). Los resultados mostraron que el hongo fresco presenta diferencia en sus propiedades fisicoquímicas por efecto de los factores tiempo, empaque y atmósfera. Los cambios de color en las condiciones de control (grupo 1: empackado comercial y grupo 1: atmósfera aire) no fueron muy acentuados, la textura en todos los casos presentó una disminución en la resistencia mecánica, debido a los posibles procesos fermentativos y al deterioro por la alta tasa metabólica. Los investigadores concluyeron que no hubo un efecto apreciable del empaque y de las atmósferas modificadas en las propiedades fisicoquímicas del hongo *Pleurotus ostreatus*, lo que hace que el empaque comercial sea más práctico por efecto de costos de producción.

4.6.1 Proceso de elaboración de conservas de hongos comestibles

Las conservas son un mecanismo de conservación indirecto en el que se usa como envase el vidrio o la hojalata fundamentalmente y permite aislar el alimento para preservarlo de la contaminación y evitar fenómenos oxidativos, manteniendo sus propiedades organolépticas y nutricionales por más tiempo (Consejería de empleo y desarrollo tecnológico, 2004).

Las conservas se pueden clasificar según riesgo de patología humana de la siguiente manera:

- **Conservas Ácidas:** cuyo pH sea menor que 4,5. Existe la probabilidad de desarrollo de hongos y levaduras y de algunas pocas bacterias no peligrosas.

- **Conservas No Ácidas:** cuyo pH sea igual o mayor que 4,5. En estas además del desarrollo de hongos y levaduras existe la probabilidad de desarrollo de bacterias productoras de esporas, que causan daño a la salud humana.

En frutas, hortalizas y hongos, esta división está dada por el riesgo botulínico.

El botulismo es una enfermedad causada por la bacteria *Clostridium botulinum* cuando se produce una toxina en determinadas condiciones. Esta bacteria es termoresistente, cuando es sometida al calor puede generar esporas. Las esporas son más resistentes al calor que la forma vegetativa. Por ello aún en condiciones de esterilización es difícil asegurar su total eliminación. Se encuentra en todos los ambientes, en presencia de oxígeno no puede producir toxina. Pero en ambientes anaeróbicos, como ocurre en las conservas, y a pH superiores a 4,4 siempre existe la posibilidad de que la produzca. Los hongos comestibles, poseen pH relativamente alto, por esta razón deben tratarse consecuentemente ya que es posible, si las condiciones son propicias, que presenten riesgo botulínico (De Michelis y Rajchenberg, 2006).

4.6.1.1 Metodología empleada para el desarrollo de conservas inocuas al consumo humano

a. Pretratamiento del producto: Se realiza un lavado, desinfección de los hongos y una selección y clasificación, además se puede realizar un troceado de las setas, según se disponga.

b. Llenado de envases con el producto: Este se puede realizar a mano o con dosificadoras, se debe prestar atención especial a la uniformidad del llenado, tanto en la cantidad por envase y el espacio de cabeza (espacio de aire que queda sobre el producto dentro del envase).

c. Adicionado del líquido de cobertura: El líquido de cobertura puede estar constituido por:

- **Soluciones de edulcorantes nutritivos:** en general sacarosa o azúcar común. Para frutas se utilizan soluciones de diversas concentraciones.

- **Soluciones de ácido acético:** para los denominados pickles o encurtidos, hongos en vinagre, frutos en mezclas de vinagre y agua, etc. Se usa en general, 1 a 5 % de ácido acético. Se puede adicionar, además, sal de mesa 2 a 5 %; sales de calcio que ayudan a mejorar la textura; y en algunos casos (productos agridulces) se adiciona azúcar.

- **Soluciones de ácido cítrico:** se utiliza para disminuir el pH de la conserva, sin llegar a pH muy bajos o a sabores muy modificados como en el caso del vinagre. Se usa en general, de 1 a 5 gramos de ácido por litro de agua. Se puede adicionar, además, sal de mesa 2 a 5%; sales de calcio que ayudan a mejorar textura; y en algunos casos (productos agridulces) se adiciona azúcar.

- **Salmueras diluidas ("hongos al natural"):** suelen usarse soluciones de sal de mesa de diversas concentraciones, normalmente 2 a 4%. Con estos líquidos de cobertura no se puede modificar el pH del producto.

- **Aceite comestible:** se utiliza aceite sin ningún agregado, o se mezcla con vinagre y otros componentes para los "escabeches". Si se usa aceite puro y el producto no fuera previamente acidificado no se modifica el pH del sistema.

d. Eliminación de gases (evacuación): Esta operación se puede llevar a cabo mediante calentamiento en baño de agua o en túneles de vapor o por eliminación mecánica.

f. Rellenado con líquido de cobertura: puede haber inclusión de importantes volúmenes de aire (burbujas) aplicando llenado manual o en máquina. Cuando se evacúa el aire puede disminuir el nivel de líquido de cobertura, o lo que es lo mismo aumentar mucho el espacio de cabeza. Por esta razón, siempre se rellena con líquido de cobertura bien caliente tratando de evitar la inclusión de aire.

g. Tapado: Inmediatamente después de la operación anterior se procede al tapado. Las latas se cierran a máquina, y otros envases pueden cerrarse a máquina o a mano.

h. Tratamiento térmico: Este proceso consiste en calentar el producto durante determinado tiempo para disminuir significativamente la carga microbiana del producto. La pasteurización se efectúa a temperaturas menores de 100°C y por tiempos variables, según envase, producto, temperatura, etc. Para hongos en soluciones ácidas, las temperaturas pueden ser desde 65 a 95°C y los tiempos desde los 50 a los 25 minutos. La esterilización se efectúa por encima de 100°C, y a tiempos muy variables dependiendo del envase, producto, temperatura, tipo de equipo, etc; siempre se realiza en productos con soluciones básicas.

i. Enfriamiento y Secado: Inmediatamente después del tratamiento térmico el producto debe ser enfriado lo más rápidamente posible, para evitar la cocción innecesaria y ayudar a eliminar microorganismos. El enfriamiento se puede efectuar de varias maneras. Cuando son envases de vidrio, el enfriamiento se realiza mediante pulverización de agua con gotas muy finas, o por inmersión en más de una etapa, ya que el vidrio sólo resiste, de calor a frío, unos 35 - 40°C de diferencia de temperatura.

j. "Cuarentena" y Análisis microbiológico: Las conservas de pH igual o mayor que 4,5 deben ser sometidas a una etapa de cuarentena en fábrica, es decir, no pueden salir a la venta

inmediatamente, ya que exigen una serie de controles para disminuir el riesgo de intoxicación botulínica.

4.7 análisis sensorial

El análisis sensorial de alimentos es una evaluación en la que se utilizan los sentidos, el papel fundamental y las decisiones las toman los jueces o catadores, los cuales pueden ser personas entrenadas, semientrenadas o simplemente consumidores; de acuerdo a las exigencias de las pruebas sensoriales de cada producto dispuesto para análisis y al objetivo que se quiera cumplir con la misma.

Para brindar la seguridad y confiabilidad de los resultados de la prueba se debe tener en cuenta algunos aspectos tales como: los jueces, deben ser seleccionados y entrenados, es necesario proporcionar las condiciones locativas básicas, para la sala de catación o cabinas, para el sitio de preparación de las muestras. También se debe elegir el tipo de prueba adecuado que se va a aplicar, el formulario, el número de muestras, las cantidades, los alimentos adicionales que van a servir de vehículo para ingerir la muestra, los recipientes que van a contener las muestras la temperatura a la que se va a servir el producto, por lo general se presenta a la temperatura a la cual se consume normalmente. A través del estudio estadístico se puede lograr un análisis significativo permitiendo determinar la aceptabilidad esperada por el consumidor (Rivera, 2010).

4.7.1 Objetivos y finalidad de la evaluación sensorial

- **Control del proceso de elaboración:** debido al cambio o variación de la formulación, por la modificación de alguna variable del proceso o por la utilización de una máquina nueva o moderna.

- **Vigilancia del producto:** importante para la estandarización, la vida útil del producto y las condiciones de transporte, ya que las características sensoriales del mismo no se deben alterar, desde su producción hasta llegar al consumidor final.

- **Sensación experimentada por el consumidor:** se basa en el grado de aceptación o rechazo del producto por parte del consumidor, ya sea realizando una comparación con un producto existente con un producto nuevo con diferentes formulaciones.

4.7.2 Pruebas analíticas discriminativas

Las pruebas discriminativas consisten en comparar dos o más muestras de un producto, en donde se indica si se percibe la diferencia o no, además se utiliza para describir la diferencia y estimar su tamaño. Las pruebas discriminativas se clasifican en: pruebas de diferenciación y pruebas de sensibilidad.

4.7.2.1 Pruebas de diferenciación

Entre las pruebas de diferenciación las que más se utilizan para comparar entre dos y cinco muestras a la vez son: comparación de pares, prueba de dúo-trío y prueba triangular. Para comparar más de cinco muestras se utilizan pruebas de escalar de control y pruebas de ordenamiento.

- **Prueba de pares:** Consiste en presentar a los panelistas dos muestras del producto, preguntándole por alguna característica que se esté evaluando del producto.

- **Prueba de Dúo-trío:** Se presenta a los panelistas tres muestras simultáneas, una de ellas está marcada como referencia “R” y de las dos restantes, una de ellas es igual a la muestra patrón y la otra es diferente. Se debe diferenciar las muestras codificadas y definir cuál es igual a la muestra patrón.

- **Prueba triangular:** Consiste en presentar a los panelistas simultáneamente tres muestras codificadas, de las cuales dos son iguales y una diferente. Se debe identificar la muestra diferente.

- **Prueba de ordenamiento:** Se utiliza cuando se presentan varias muestras codificadas, las cuales se deben ordenar en forma creciente para cada una de las características que se estén evaluando.

- **Prueba de escalar de control:** Se emplea cuando se quiere determinar si existen diferencias entre una o más muestras con respecto a un control y para estimar el tamaño de las diferencias.

4.7.2.2 Pruebas de sensibilidad

Se emplean para el entrenamiento de panelistas, en donde se determina la habilidad de cada uno para el reconocimiento y percepción de los cuatro sabores básicos. Como umbral se conoce a la mínima cantidad percibida de un estímulo el cual puede ser de detección o reconocimiento.

- **Umbral de detección:** Se utiliza para detectar un sabor específico contenido en diferentes diluciones.

- **Umbral de reconocimiento:** Se utiliza para reconocer el sabor específico de un producto con diferentes diluciones.

4.7.3 Pruebas descriptivas

Permiten conocer las características del producto alimenticio y las exigencias del consumidor. Permiten que un producto tenga mayor aceptación cuando se realizan cambios en las formulaciones. Se clasifican en: escalas de clasificación por atributos y en pruebas de análisis descriptivo.

4.7.3.1 Escala de atributos

Permite evaluar los atributos de un producto, se consigue describirlo, conocerlo y cuantificarlo para posteriormente evaluar su aceptación.

4.7.3.2 Escala de categorías

Consiste en que los panelistas respondan a cada uno de los atributos sensoriales ubicando su valoración sobre una escala gráfica anclada en los bordes. A través de esta prueba se puede

evaluar el color, la intensidad de los sabores básicos, la viscosidad, la adhesividad, entre otras; se miden los parámetros de color a través de escalas estructuradas (en longitudes cm) o escalas múltiples de color.

4.7.3.3 Prueba de estimación de la magnitud

Se emplea para estimar diferencias en una característica determinada, aunque se emplea en estudios de aceptabilidad.

4.7.3.4 Análisis cuantitativo

Consiste en analizar varios atributos sensoriales de un alimento como el sabor, la textura y la apariencia, combinando dos tipos de prueba, la escala de categorías y la prueba de perfiles. Cada panelista debe asignarle un valor a la intensidad percibida, además de cuantificar, también se puede describir o cualificar sensorialmente el producto.

4.7.4 Pruebas afectivas

Son pruebas en donde el panelista expresa el nivel de agrado, aceptación y preferencia de un producto alimenticio, puede ser frente a otro.

4.7.4.1 Pruebas de preferencia

Se emplean para definir el grado de aceptación y preferencia de un producto determinado por parte del consumidor. Para estas pruebas se requiere de un grupo bastante numeroso de panelistas los cuales no necesariamente tienen que ser entrenados.

4.7.4.2 Prueba de preferencia pareada

En esta prueba se le presenta al panelista dos muestras codificadas, y se le pide que diga cuál de las dos muestras prefiere; para que sea más representativa se le puede pedir que exponga sus razones sobre la decisión tomada. Para este tipo de pruebas se requiere de por lo menos cincuenta panelistas.

4.7.4.3 Escala hedónica verbal

Consiste en pedirle a los panelistas que den su informe sobre el grado de satisfacción que tienen de un producto, al presentársele una escala hedónica o de satisfacción, pueden ser verbales o gráficas. La escala verbal va desde me gusta muchísimo hasta me disgusta muchísimo, entonces las escalas deben ser impares con un punto intermedio de ni me gusta ni me disgusta. La escala gráfica consiste en la presentación de caras o figuras faciales.

4.7.4.4 Prueba de aceptación

Permite medir además del grado de preferencia, la actitud del panelista o catador hacia un producto alimenticio, es decir se le pregunta al consumidor si estaría dispuesto a adquirirlo y por ende su gusto o disgusto frente al producto catado (Hernández, 2005).

4.8 Antecedentes

A lo largo del tiempo se han realizado investigaciones con gran variedad de recursos lignocelulósicos tanto a nivel nacional como mundial, entre ellos se encuentra el residuos de café deshidratado que fue evaluado en el municipio de Tétela de Ocampo – Puebla por Romero, Hernández, Conrado, Márquez, y Amaro, (2013), en contraste con otros sustratos agrícolas como paja de trigo (*Triticum aestivum*), paja de cebada (*Hordeum vulgare*), pajilla de frijol (*Phaseolus vulgaris*) y rastrojo de maíz (*Zea mays*) propios de la región, se evaluó la eficiencia biológica de los diferentes sustratos, obteniendo 119,24 % de E.B para la paja de trigo, 109,03% en café deshidratado y 77,47% con rastrojo de maíz, demostrando con estos resultados que residuos de café deshidratado permiten obtener una buena producción de orellanas y por lo tanto es un residuo aprovechable.

En la ciudad de Quibdó Sánchez (2015), caracterizó residuos orgánicos provenientes de la plaza de mercado, para determinar su potencial en el cultivo de hongos comestibles del género *Pleurotus*, y de esta forma aprovechar la biomasa evitando que se convierta en una fuente de

contaminación sobre todo del río Atrato, principal afectado por estos residuos. Los desechos más encontrados en la plaza de mercado, fueron los residuos de plátano (hojas y vástago) (46,5%), seguidos de los residuos de caña de azúcar (37,7%) y residuos de frutas (15,8%). Según los resultados de esta investigación, los mejores rendimientos se alcanzaron con la cepa de *Pleurotus sajor caju*, cultivada en la formulación que contenía mezclas de residuos de plátano y caña, con un valor del 87,83%, seguida de la cepa de *Pleurotus pulmonarius*, cultivada sobre la misma formulación, con un valor de 74,80%. De igual manera, el cultivo de estas dos cepas sobre la formulación que contenía residuos de caña, permitieron alcanzar valores del 66,56% y del 53,94%, para *P. sajor caju* y *P. pulmonarius*, respectivamente. La formulación que contenía mezclas de residuos de plátano y caña obtuvo los mejores rendimientos y la mayor precocidad de las cepas, siendo *P. sajor caju* con 22 días la más precoz, seguida de *P. pulmonarius* con 24 días y de *P. ostreatus* con 28 días. En los 4 tratamientos se alcanzaron valores de rendimiento medio superiores al 50%, que hace viable la producción y permitirían la explotación comercial de estos cultivos.

Andrino, Morte y Honrubia (2011), realizaron un estudio utilizando el bagazo de la producción de cerveza en la caracterización y cultivo de 3 cepas de *Pleurotus*, resultando ser el más efectivo en este estudio, ya que en éste fructificaron las 3 cepas, en comparación con la productividad de residuos como cascarilla de arroz, paja de trigo y aserrín.

Cayetano y Bernabé (2008), realizaron un estudio con tanchesallos secos de la Jamaica (*Hibiscus sabdariffa*), cultivando dos cepas de *Pleurotus: ostreatus* y *pulmonarius* y realizando una mezcla con paja de arroz en una proporción 2:1, se utilizó además hojas frescas de plátano. Los tratamientos utilizados fueron: Tallos de Jamaica secos (TJ); tallos de Jamaica secos y paja de arroz en una proporción 2:1 (peso seco) (TJA); y residuos del plátano en fresco (PPF). La productividad más alta se obtuvo en el sustrato PPF con eficiencias biológicas (EB) de 96.4% con

la cepa IE-4 (*Pleurotus pulmonarius*) y 99.8% con la cepa IE-8 (*Pleurotus ostreatus*), con rendimientos (R) de 14.9 y 15.4% respectivamente. En los otros sustratos los parámetros fluctuaron entre 64.5 a 81.7% de EB, y de 20.0 a 22.3% de R.

En Santiago de Chile Varnero *et al.*, (2010) estudiaron el potencial de distintos residuos forestales como sustrato para el cultivo del hongo *Pleurotus ostreatus*. Para ello, los investigadores analizaron la composición química de estos residuos, antes y después de la etapa de cosecha, y midieron distintas variables fenológicas y morfológicas así como el rendimiento y la calidad de los cuerpos fructíferos de *Pleurotus ostreatus* tras la cosecha. Se fijaron cuatro tratamientos: astillas de álamo, astillas de eucalipto, mezcla de paja de trigo y eucalipto, y paja de trigo como testigo. Los resultados obtenidos indicaron que todos los sustratos, principalmente paja de trigo y mezcla paja de trigo más eucalipto son aptos para el cultivo de *Pleurotus ostreatus*. El nivel proteico de este hongo fue elevado en todos los sustratos y la relación carbono/nitrógeno de los mismos disminuyó después de cosecha. Además determinaron que la forma y color de los hongos fueron similares para todos los sustratos. Sin embargo, la consistencia fue superior en los sustratos con mayor rendimiento (paja de trigo y mezcla de paja de trigo con eucalipto).

Baena (2005), demostró que el bagazo de maguey, (planta agavácea de la misma familia que *Furcraea macrophylla*), residuo muy propio de la región presenta condiciones favorables para el cultivo de *Pleurotus ostreatus*. En este estudio se probaron tratamientos de acondicionamiento del sustrato y en particular la adición de nitrógeno como sulfato de amonio generó una alta eficiencia biológica (126,325), aunque no superó la del testigo absoluto de paja de trigo (EB= 138,95%).

Según Garcés, Vélez, Ruiz, Serna y Suárez (2006), el mejor sustrato para el cultivo de *Pleurotus ostreatus* es aquel que contiene un porcentaje mayor de residuos lignocelulósicos, y

como se puede observar en los estudios citados es mejor cultivar sobre mezclas de subproductos, ya que éstas mejoran las condiciones físicas del sustrato y por tanto, los rendimientos del cultivo se favorecen.

Estudios realizados dentro del grupo de investigación BIOTA

Benavides (2013), investigó sobre el aprovechamiento de residuos lignocelulósicos para el cultivo de orellanas (*Pleurotus ostreatus*). Se desarrolló el cultivo de este hongo sobre once sustratos preparados con residuos sólidos de fique y trigo, enriquecidos con una sal nitrogenada. Los resultados de la eficiencia biológica oscilaron entre 63,1% y 123,45%; la precocidad estuvo en el rango de 27 días a 43 días y el tiempo a cosechas varió entre 31 días y 49 días. El número de fructificaciones por unidad productiva fue proporcional a la eficiencia biológica, sin embargo se obtuvo un tamaño homogéneo de carpóforo en los tratamientos. La riqueza nutricional de las setas fue variable obteniéndose alta cantidad de proteína (28,10% - 33,7%) y fibra (15,4% - 16,9%); valor promedio en cenizas (3,77% - 5,51%) y bajo contenido de carbohidratos (20,30% - 23,67%) y lípidos (1,43 - 1,78%). Se concluyó que los componentes de rendimiento indican que el cultivo de orellanas puede ser rentable económicamente y aportaría en la mitigación de la problemática ambiental que generan los residuos de fique y trigo. El análisis proximal indica que *P. ostreatus* presenta un importante contenido nutricional, por lo cual es recomendable su ingesta, sobre todo en las dietas para disminución de peso.

Cabrera y Villota (2012), cultivaron el hongo *Pleurotus ostreatus* en seis sustratos diferentes, tres de ellos a base de pulpa de café, bagazo de fique y raquis de palma, los otros sustratos se prepararon con los sustratos anteriormente mencionados y fueron enriquecidos con granza de avena. El objetivo de la investigación fue analizar los ácidos grasos de las setas cosechadas, mediante Cromatografía de Gases con Detector de Ionización de Llama (CG-FID), y los esteroides usando la técnica de Cromatografía de Gases acoplado a Espectrometría de Masas (CG-EM). Los

ácidos grasos mayoritarios presentes en las seis muestras fueron el ácido linoleico, oleico y palmítico con una concentración máxima de 76,65%, 16,26% y 14,39%, respectivamente. Al realizar el análisis estadístico se encontró una diferencia significativa en la concentración de ácidos grasos en las seis muestras, excepto en la concentración del ácido linoleico entre las muestras de pulpa de café con granza de avena y raquis de palma. Además se identificaron y cuantificaron cuatro esteroides los cuales fueron ergosterol, fungisterol, ergosta 5,8-dien-3 β -ol y ergosta 7,22-dien-3 β -ol, éste último sólo estuvo presente en las muestras de pulpa de café y pulpa de café con granza de avena. Es importante resaltar que el ergosterol es el esteroide que se encuentra en mayor proporción en la cuantificación, ya que presentó una concentración máxima de 2,483mg/g de hongo seco en la muestra de pulpa de café con granza de avena.

Benavides, Cabrera, Villota y Arturo (2015), evaluaron la composición de ácidos grasos en los cuerpos fructíferos de *P. ostreatus* cultivado en diferentes sustratos de origen agrícola. Encontraron que hubo mayor concentración de lípidos totales ($2,40 \pm 0,09$ %) al emplearse el sustrato con raquis de palma de aceite en 96 %. En la fracción de ácidos grasos mayoritarios de todos los tratamientos hubo presencia de ácido palmítico, ácido oleico y ácido linoleico, encontrándose ese último en valores cercanos al 70%. Concluyendo, que el incremento de concentración de lípidos totales en *P. ostreatus*, así como la elevada concentración del ácido linoleico en los hongos de todos los tratamientos, se vieron influenciados por las características del sustrato preparado con raquis de palma de aceite cuya composición presentó mayor contenido lipídico

Córdoba y Cultid (2015), determinaron espectrofotométricamente la actividad enzimática de las enzimas Lacasa (Lac), Lignina Peroxidasa (LiP) y Manganeso Peroxidasa (MnP), en siete sustratos de crecimiento para el hongo *P. ostreatus*. Los sustratos fueron elaborados a partir de residuos lignocelulósicos de pulpa de café, bagazo de fique, raquis de palma de aceite y granza de

avena. Dado que los residuos de cereales presentan la mejor eficiencia biológica para el cultivo de *P. ostreatus*, en esta investigación se empleó granza de avena como patrón de producción, y además se usó en el enriquecimiento en 30% de cada residuo lignocelulósico. Adicionalmente se usaron los residuos lignocelulósicos sin enriquecimiento con granza de avena. El hongo *P. ostreatus* produjo mayor concentración de la enzima lacasa (290,123 U/L) en el día 24 de cultivo utilizando como sustrato de bagazo de fique. Este último suplementado con granza de avena presentó también un alto valor en la producción de la enzima lacasa con respecto a los demás sustratos. El sustrato de pulpa de café con granza de avena empleado en el cultivo del hongo *P. ostreatus* fue el más adecuado para la producción de la enzima manganeso peroxidasa. Para la producción del hongo *P. ostreatus* cultivado sobre los siete sustratos lignocelulósicos, la enzima que presentó mayor actividad enzimática fue la lacasa, mientras la de menor actividad fue la enzima lignina peroxidasa, luego de haber encontrado diferencias significativas en cada uno de los sustratos empleados.

Benavides, Ruiz y Araujo (2016), lograron determinar la eficiencia biológica como variable de bioprocesamiento de diferentes residuos lignocelulósicos mediante el hongo comestible y medicinal *P. ostreatus*, y se obtuvo como tratamiento más eficiente en dos cosechas al testigo con granza de avena (eficiencia biológica acumulada (EBA)= 407,65%), mientras que el mejor tratamiento de mezcla con granza de avena forrajera fue el preparado con raquis de palma aceitera, el cual presentó un valor de EBA de 376,29% y el tratamiento menos promisorio para ser empleado como sustrato de *P. ostreatus* fue el bagazo de fique, cuya EBA fue de 57,67%.

4.8.1 Estudios con bagazo de caña

Un residuo agrícola de interés que se encuentra en el departamento de Nariño es el bagazo de caña panelera, el cual se produce por la extracción del jugo en el proceso de molienda, es denominado “bagazo verde” cuya humedad depende del grado de extracción del jugo, que

fluctúa entre 50% y 60%. Este residuo es llevado y almacenado en cobertizos llamados bagaceras hasta que alcance una humedad inferior al 30%, para ser utilizado como combustible en las hornillas. Para alcanzar este porcentaje de humedad, se debe almacenar el bagazo en pilas altas dejando un espacio entre montón y montón para que circule el aire y se pueda secar. Está compuesto de fibra la cual se constituye principalmente por celulosa, pentosanas, lignina y cenizas (Álzate y Coronel, 2010).

De acuerdo con Sánchez y Royse (2001), el procesado de la caña de azúcar genera una gran cantidad de residuos. Se estima que 1,000 kg de caña de azúcar generan 94 kg de residuo en el campo, más 82 kg de hojas y 231 kg de bagazo. Las fibras remanentes después de la extracción del azúcar y otros desechos de este proceso generan más tipos de subproductos. Varias cepas de *Pleurotus spp.* pueden ser cultivadas sobre hojas de caña de azúcar (Mata y Gaitán, 1995). *P. ostreatus* puede ser cultivado sobre bagazo de caña enriquecido con pulpa de café y rastrojo de cebada (Martínez *et al.*, 1990). *P. pulmonarius* ha sido cultivado sobre bagazo de caña de azúcar en el Congo (Baert, 1988). El bagazo de caña de azúcar tratado por fermentación sólida por *P. eryngii* mejora la digestibilidad del rastrojo y puede ser empleado para la alimentación animal (Zadrazil y Puniya, 1995).

Manjarrés, Castro y Rodríguez (2010), realizaron un estudio de la producción de lacasas, a partir de cáscaras de plátano de diferentes estados de maduración y bagazo de caña. Durante el desarrollo de este trabajo, se encontró que el *Pleurotus ostreatus* produce mayor cantidad de lacasa (19.4 U/ml) en el día 24 de cultivo utilizando como sustrato cáscara de plátano maduro y suplementado con bagazo de caña (50/50). Además, cuando se desarrolla completamente el micelio se presenta la mayor actividad de la lacasa, y posteriormente desciende debido al desarrollo de los cuerpos fructíferos del hongo.

Garzón y Cuervo (2008), evaluaron el efecto de cuatro sustratos (bagazo de caña de azúcar, tallo de maíz, aserrín y sobras de café de consumo humano), de forma individual y en mezclas sobre la producción de *P. ostreatus*, a través de indicadores como la eficiencia biológica, el rendimiento, el número de días en periodo de incubación, el número de días para la aparición de primordios, la frecuencia y el porcentaje de peso de cada cuerpo fructífero y la productividad. Observaron que al mezclar residuos de café con bagazo de caña de azúcar o con tallo de maíz se obtuvieron los mejores resultados. Se obtuvieron eficiencias biológicas que variaron entre el 4,0 y el 48%, mientras que en los demás sustratos variaron entre el 0,5 y 36%. La productividad estuvo entre 0,715 y 0,905 kg de hongos frescos por cada 100 kg de sustrato seco al día, mientras que en los demás sustratos se obtuvieron productividades entre 0,324 kg y 0,494 kg de hongos frescos por cada 100kg de sustrato seco al día. Según Sánchez *et al.*, (2007) citado por Ardón (2007), al cultivar *Pleurotus ostreatus* en pulpa de café se han reportado eficiencias biológicas de 34,03% hasta 176%, de 19,9-142,6% en paja de trigo y de 14,15-146,77% en bagazo de caña de azúcar.

Sihuanca (2011), desarrolló un proceso biotecnológico para la producción de variedades especiales de hongos comestibles (*Pleurotus*, *Lentinula*, *Hypsizygus*), empleando bagazo de caña de azúcar y otros subproductos agrícolas y forestales como sustrato de cultivo, donde encontró que las cepas con menor tiempo de invasión micelial y aparición de primordios fue la cepa *P. ostreatus* con 11 días en el sustrato suplementado con bagazo de caña de azúcar. En este trabajo la eficiencia biológica (EB) para las formulaciones con bagazo de caña de azúcar fueron inferiores a las reportadas por Martínez *et al.* (1990) quienes lo suplementaron con pulpa para cultivar *Pleurotus ostreatus*, alcanzando un 96,7% de EB.

El trabajo de Soto Velasco *et al.*, (1991) citado por Sihuanca (2011), presentó EB del 105% con bagazo de caña de azúcar combinado con espiga de maíz (67:33) para cultivar cepas de *P. ostreatus*. En la cepa de *P. levis* cultivada en la formulación suplementada con bagazo de caña, la

EB del 81,2% fue parecida a las de Fernández y Del Mar (2010) citados por Sihuanca (2011), quienes obtuvieron un 69% en bagazo de caña de azúcar al 100% y con una cepa de *P. ostreatus*. Comparado con otras especies del género *Pleurotus* como con *P. sajor-caju*, las EB obtenidas en este trabajo fueron altas (48% con la cepas de *P. djamor* y en la formulación suplementada con bagazo), ya que los resultados obtenidos por Moda *et al.*, (2005) fueron de 13,8% en bagazo de caña de azúcar pasteurizada.

Ríos, Hoyos, y Mosquera (2010), evaluaron medios alternativos para la propagación de *Pleurotus ostreatus* y compararon su comportamiento frente a un medio comercial. La respuesta a estos medios fue medida mediante la adaptación del hongo en cebada para la obtención de semilla comercial y esta a su vez en la respuesta a un sustrato a base de bagazo de caña para la obtención de orellanas. Todos los tratamientos presentaron una eficiencia biológica superior al 40%. Se concluyó que el bagazo de caña que es un sustrato con alto contenido de celulosa y lignina suministró los nutrientes necesarios para el crecimiento y fructificación, produciendo rendimientos que se encuentran dentro de los rangos reportados para esta especie, además de disminuir el tiempo de incubación y cosecha.

De acuerdo con Rodríguez y Jaramillo (2004), en Cenicafé se evaluó la producción del hongo *Pleurotus sajor-caju* sobre diversas formulaciones de sustratos. De acuerdo con los resultados, los mayores rendimientos medios se alcanzaron con la formulación constituida por pulpa de café y bagazo de caña, con un valor del 110,5%. El rendimiento alcanzado con el bagazo de caña fue del 46,2%, con la pulpa del 69,8% y con la mezcla bagazo – pulpa del 110,5%. En lo relacionado con la precocidad (rapidez de producción de los cuerpos fructíferos), las formulaciones que permitieron cosechar hongos en el menor tiempo fueron la que contenía pulpa + cisco, la aserrín de tallo de café + pulpa, la pulpa + bagazo de caña y la cisco + película plateada en un tiempo, medido a partir del momento de la siembra, de 16, 18, 20 y 21 días, respectivamente. Hubo

producción tardía con pulpa + hoja de plátano, pulpa de café y la bagazo de caña a los 30 días, y la de borra + tamo + cascarilla de arroz a los 37 días. Se pudo apreciar que para un mismo tipo de formulación los rendimientos medios de las diferentes cepas cambian. Por ejemplo, en bagazo de caña el mayor rendimiento se obtuvo con *P. pulmonarius* (93,3%), seguida de *P. ostreatus* (60,0%) y por último *P. sajor caju* (46,2%). Para la formulación con pulpa y bagazo, el mayor rendimiento medio se obtuvo con *P. sajor caju* con 110,5%, seguido de *P. ostreatus* con 95,1%.

Fernández (2014), realizó un estudio de cultivo de orellanas en cinco sustratos generados en los procesos productivos agropecuarios, encontró que la aparición de primordios se presentó inicialmente en el tratamiento con bagazo de caña a los 15 días. El sustrato que mayor eficiencia biológica presentó fue el bagazo de caña con un porcentaje de 90,5% en la primera siembra y 82,3% en la segunda siembra. Además, el sustrato que presentó mayores rendimientos en producción en kilogramos por bolsa de mil gramos de sustrato, fue el bagazo de caña con un promedio de 172,8 g por bolsa en los tres cortes realizados a cada repetición.

Álzate y Coronel (2010), determinaron la evolución y el rendimiento en cada una de las etapas productivas de la seta *Pleurotus ostreatus*, sembrada en tres clases de residuos agroindustriales. Como resultado del análisis, se comprobó que el residuo que presenta mayor productividad es el bagazo de caña de azúcar y en su orden pulpa de café y tamo de arroz; comprobando la viabilidad del bagazo de caña y pulpa de café para el cultivo comercial de la seta. El rendimiento biológico en el bagazo de caña fue de 12,34%, seguidos en su orden de pulpa de café con 7,24% y tamo de arroz con 2,13%, cuales demuestran un promedio en el diámetro de las setas de 7,11 cm.

4.8.2 Producción de *Pleurotus* spp.

Actualmente se cultivan en forma artificial unas 30 especies de hongos. De acuerdo a la International Society for Mushroom Science de Inglaterra, se producen cada año en el mundo sobre dos millones de toneladas de hongos cultivados, además de 1 millón de toneladas de

hongos silvestres, haciendo un total de 3 millones de toneladas que se consumen el mundo aproximadamente. Las principales especies de hongos comestibles cultivadas en el mundo son: *Agaricus*, *Lentinula*, *Auricularia*, *Volvariella*, *Flammulina* y *Pleurotus* (Calderón y Cea, 2006).

Según datos de la Corporación Colombia Internacional, el continente que más produce hongos y setas es Asia. En 2002 alcanzó un 49% de la producción mundial, es decir 3,03 millones de toneladas. En segundo lugar se ubicó Europa con un 34% y América con un 16 %. El principal productor a nivel mundial de setas y hongos es China. Según la FAO, en 2004 logró una producción de 11'350.000 MT, seguida por Estados Unidos que produjo 391.000 MT y los países bajos con 260.000 MT en ese mismo año. El resto de la producción de hongos y setas comestibles viene de los Países Bajos, Francia, Polonia, España e Italia entre otros (Calderón y Cea, 2006).

El mayor importador de Hongos Frescos es Alemania, que en 2002 importó 54.259 toneladas, seguido por Japón (31.121) y Estados Unidos (22.108). Entre 1995 y 2002, las importaciones crecieron 9,6% a nivel mundial, Estados Unidos incrementó sus importaciones un 30% anual aproximadamente durante ese período (Calderón y Cea, 2006).

De acuerdo a lo informado por Royse (2014) citado por Martínez *et al.* (2015), basado en los datos aportados por la Chinese Edible Fungi Association (CEFA), la producción mundial de hongos comestibles se incrementó más de 25 veces desde 1978, alcanzando aproximadamente 27 millones de toneladas en 2012. El género *Agaricus L.:Fr. emend Karst.*, principalmente el champiñón, *A. bisporus (J.E.Lange) Imbach*, contribuye con el 30% de la productividad. El segundo lugar lo ocupan las especies del género *Pleurotus (Jacq.) P. Kumm.* con el 27%. Y, en tercer lugar, se encuentra *Lentinula edodes (Berk.) Pegler (shiitake)*, con cerca del 17%.

La producción mundial de los hongos cultivados supera los 6,2 millones de toneladas, cuyo valor se aproxima a los 30 billones de dólares. La tasa de incremento de la producción anual es

del 11% y esto se debe a la investigación, confirmación y difusión de sus propiedades medicinales y nutritivas. Por esta razón, se observa un alza en la demanda de productos derivados de hongos comestibles (Cano y Romero, 2016).

En lo concerniente al comercio exterior de hongos comestibles, frescos o refrigerados excepto los del género *Agaricus*, en el mundo durante 2013 se generó una balanza deficitaria por 59,4 millones de dólares, pues se importaron 729,9 millones de dólares y se exportaron 670.5 millones de dólares. Los trece países que concentran el 81,10% de las exportaciones mundiales son China con una participación del 21,84%, Italia 8,69%, Holanda 7,63%, República de Corea 5,99%, Polonia 5,95%, Lituania 5,86%, Rusia 5,08%, Rumania 4,40%, Belarus 3,86%, Francia 3,62%, Bélgica 2,77%, Argelia 2,72% y España con 2,69%. Por otra parte el 81,3% de las importaciones mundiales está concentrado en 15 países encabezados por Alemania que cuenta con el 12,40% de participación, Japón 11,62%, Francia 11,50%, Reino Unido 7,27%, Italia 6,58%, Singapur 4,15%, Lituania 4,03%, Austria 3,93%, República de Corea 3,48%, Estados Unidos 3,41%, Suiza, 3,14%, Holanda 2,80%, Bélgica 2,27%, Tailandia 2,49% y Arabia Saudita 2,82% (Cálculos de la CCI basados en estadísticas de UNCOMTRADE citado por Mora y Rodríguez, 2014). Cabe destacar la dinámica que el sector ha presentado desde 2009 donde las exportaciones han crecido en promedio un 6,41% anual a 2013, año en el cual el crecimiento del valor exportado fue de 13,18%. De igual forma las importaciones han crecido en promedio un 7,14% anual entre 2009 y 2013, año en el cual el crecimiento del valor importado fue del 11,08% (Mora y Rodríguez, 2014).

Para el caso colombiano la participación en las exportaciones mundiales en el año 2013 fue de 0,10% valoradas en 658 mil dólares que equivalen a 98 toneladas de hongos, con un precio promedio por tonelada de 6.714 dólares. Los destinos de las exportaciones colombianas y sus participaciones fueron Estados Unidos con el 77,5% de participación, Canadá 19,6%, Reino

Unido 1,8% y Alemania 0.9%. El crecimiento del valor exportado respecto de 2012 fue de 107,6% lo que resulta un dato alentador y demuestra la actividad de otros emprendedores que han tomado las bondades del producto y que ya iniciaron una actividad exportadora. Sobre las importaciones es importante destacar que no se registran en 2013 ni en años anteriores dado que la demanda local no se ha fortalecido principalmente porque falta generar una cultura de consumo de los hongos diferentes al champiñón. Este proceso de inclusión de los hongos como parte de la dieta será progresivo y quizá lento, pero será un camino que la población colombiana va recorrer pues no se puede descartar un producto que puede ser solución alimentaria y que tiene características que lo hacen completamente apetecible respecto de otros alimentos que actualmente son consumidos en dicho país (Mora y Rodríguez, 2014).

En la actualidad el consumo de la orellana en Colombia está dado básicamente por el consumo en fresco y el uso en algunas preparaciones especiales, los reportes existentes establecen un consumo anual per cápita de $4 \cdot 10^{-3}$ kilos/año (Guarín, 2004 citado por Jaramillo *et al.*, 2011). Sin embargo, las tendencias actuales de los hábitos alimentarios de la población, hacen que materias primas como la orellana ganen espacio en la industria de alimentos, pues gracias a su versatilidad y composición nutricional pueden utilizarse para la elaboración de diversos alimentos o para enriquecer productos ya existentes (Jaramillo *et al.*, 2011).

5. METODOLOGÍA

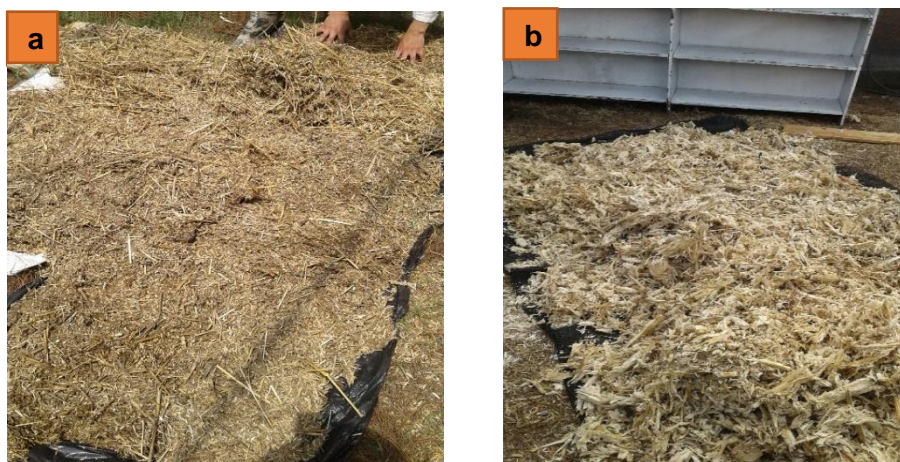
5.1 Determinación del tratamiento más eficiente en la producción de orellanas (*pleurotus ostreatus*) a partir de bagazo de caña panelera

La preparación del sustrato, inoculación, cultivo, cosecha y determinación de componentes de rendimiento, se realizó de acuerdo a la metodología descrita por Benavides (2013).

5.1.1 Adquisición de materiales lignocelulósicos

La granza de cebada se recolectó de cultivos ubicados en la vereda de San Luis del municipio de Aldana (Nariño). El bagazo de caña panelera fue recolectado en el corregimiento el Ingenio del municipio de Sandoná. Para cada materia prima se recolectaron muestras limpias, observando que estuvieran libres de algún tipo de contaminante (ver figura 1).

Figura 1. Obtención de materiales lignocelulósicos



a. Granza de cebada

b. Bagazo de caña panelera

Fuente: Ésta investigación

5.1.2 Preparación de sustratos

Las muestras de bagazo de caña y granza de cebada se transportaron al invernadero del grupo de investigación BIOTA ubicado en la Universidad de Nariño, en donde se realizó su pretratamiento; para ello se lavó las muestras con agua con el fin de eliminar impurezas, tierra e

insectos. Además, se realizó una fermentación anaerobia con el propósito de eliminar los azúcares por acción de las bacterias lácticas, principalmente cocos, presentes de forma natural, impidiendo que posteriormente pueda tener lugar el desarrollo de hongos competidores como *Trichoderma spp.* y *Penicillium spp.*, lo cual facilita la acción de las enzimas de los hongos comestibles (celulasas, polifenoloxidasas, y otras más) sobre el sustrato (Sánchez y Royse, 2001; Rodríguez y Jaramillo, 2004).

Posteriormente, los materiales se escurrieron y secaron al ambiente. Una vez el material seco, se utilizó un molino de discos ubicado en la Planta Piloto de procesos agroindustriales de la Universidad de Nariño hasta obtener un tamaño promedio de partícula de 2 cm, pues el tamaño de partícula afecta el crecimiento y la fructificación porque se relaciona con la accesibilidad a los nutrientes, al agua y al aire por parte de las hifas del hongo (Sánchez y Royse, 2001; Varnero, *et al.*, 2010).

Figura 2. Pretratamiento de materiales lignocelulósicos



a. Lavado de sustratos. b. Fermentación anaerobia pasado 4 días. c. Escurrido y secado al ambiente de granza de cebada. d. Escurrido y secado al ambiente de bagazo de caña. e. Molienda de granza de cebada. f. Molienda de bagazo de caña.

Fuente: Ésta investigación

Los sustratos para el cultivo de *P. ostreatus* fueron acondicionados con carbonato de calcio grado analítico (MERCK), en proporción al 2% en peso, incluyendo los dos testigos, uno con 98% de bagazo de caña y otro con 98% de granza de cebada. Para los diferentes tratamientos preparados con bagazo de caña se empleó una dosificación de granza de cebada (30,00% en peso) suplementada con sulfato de amonio grado analítico (MERCK) (0,50; 1,00; 1,50 y 2,00 % en peso), tal como se indica en el Diseño Experimental. Finalmente, se incorporó agua hasta obtener el 70% de humedad.

5.1.3 Inoculación

Los sustratos se llenaron en las bolsas de polipropileno, hasta completar 500 g en cada una. Posteriormente, se cubrieron con papel kraft y se esterilizaron en autoclave, por 1 hora a 121°C. Los materiales se dejaron enfriar hasta temperatura ambiente para ser inoculados. Los sustratos fueron inoculados en cámara de flujo laminar, empleando micelio comercial de *Pleurotus ostreatus*. Una vez realizada la siembra en razón del 2%, se cerraron las bolsas con una selladora para evitar la pérdida de humedad, la siembra se realizó bajo condiciones de asepsia rigurosa para evitar la contaminación de los sustratos.

Figura 3. Inoculación de sustratos



a. Esterilización de sustratos. b. Semilla comercial de *Pleurotus ostreatus*. c. Siembra de micelio en cámara de flujo laminar. d. Sellado de bolsas. e. Sustratos inoculados.

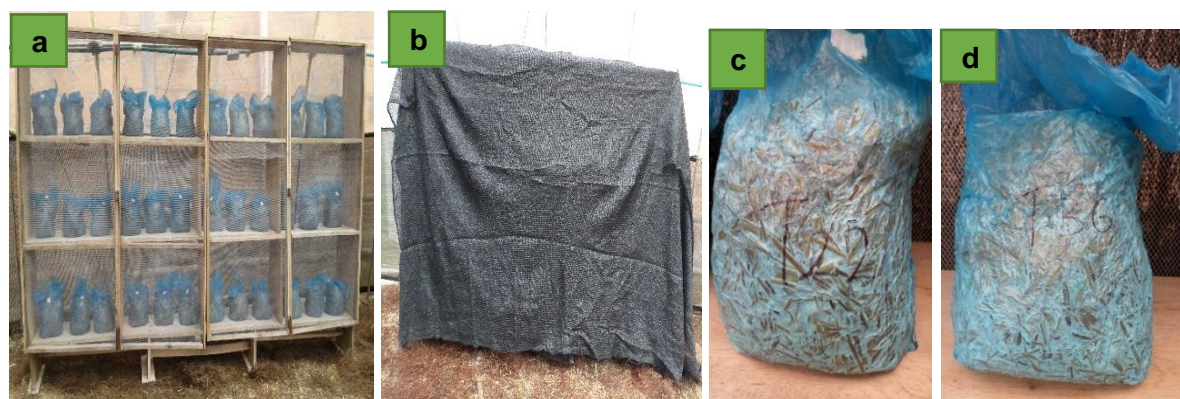
Fuente: Ésta investigación

5.1.4 Cultivo

5.1.4.1 Invasión de micelio

Una vez inoculados los sustratos, se transportaron al invernadero donde se ubicaron en los estantes del área de incubación y se cubrieron con un sistema de penumbra removible elaborado en malla negra. El ambiente se mantuvo aireado y se humedeció constantemente mediante un sistema de riego, para mantener una humedad relativa promedio de 85%, la temperatura ambiente estuvo entre 13°C y 35°C. A diario se inspeccionaron todas las bolsas para determinar el crecimiento de micelio (Figura 4) y se evaluó la posible aparición de contaminaciones.

Figura 4. Formación de primordios



**a. Distribución de bolsas en el estante. b. Cubrimiento de sustratos con penumbra. c. Invasión de micelio tratamiento T2
d. Invasión de micelio tratamiento T3**

Fuente: Ésta investigación

5.1.4.2 Fructificación

Cuando los sustratos fueron completamente colonizados, se hicieron agujeros alrededor de las bolsas y se removió el sistema de penumbra. El ambiente permaneció aireado y fresco, para lo cual se humedecieron con mayor frecuencia las paredes y el piso del sitio de cultivo, hasta alcanzar alrededor del 90% de humedad relativa, requerida para la fructificación. La temperatura

osciló entre 10°C y 30°C. Se realizó un seguimiento diario hasta la aparición y crecimiento de primordios (Figura 5).

Figura 5. Aparición y crecimiento de primordios

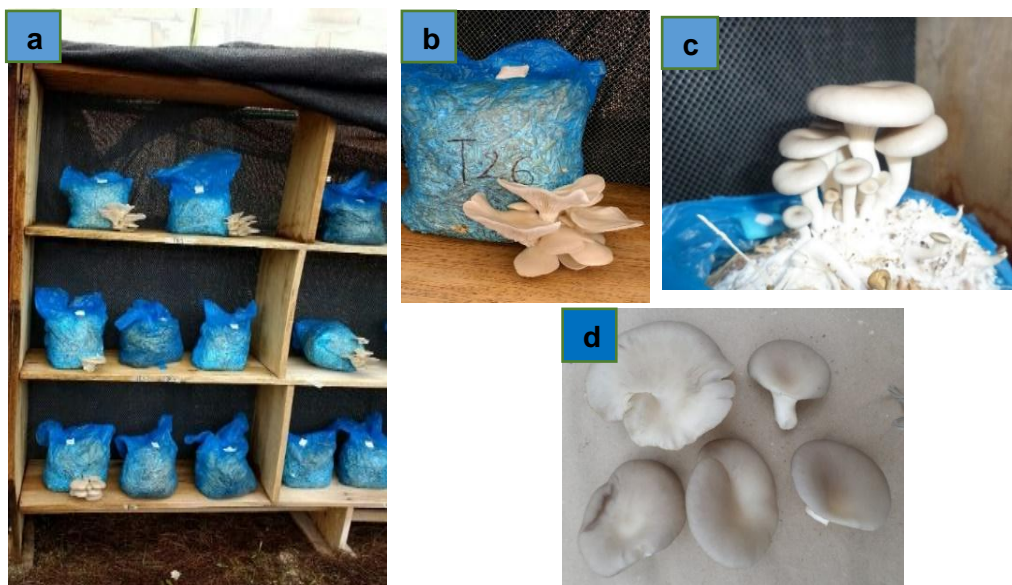


a. Formación de primordios (T3, 32 días) b. *P. ostreatus* en desarrollo (T2, 34 días)

Fuente: Ésta investigación

5.1.4.3 Cosecha

La primera cosecha se llevó a cabo cuando los bordes exteriores de las setas se doblaron ligeramente hacia arriba, adquiriendo una forma cóncava (figura 6).

Figura 6. Formación de setas y cosecha

a. Fructificaciones en diferentes tratamientos (40 días). b. *P. ostreatus* T2 (38 días). c. *P. ostreatus* T6 (39 días). d. Primera cosecha orellanas.

Fuente: Ésta investigación

Las fructificaciones se extrajeron cortando cuidadosamente la base del estípite. Los carpóforos se limpiaron de residuos de sustrato, luego se pesaron y les fueron determinadas sus medidas biométricas (figura 7). Se indujo una segunda cosecha humedeciendo el ambiente de cultivo hasta el 90% de humedad relativa y manteniendo la temperatura entre 12°C y 20°C. Los hongos obtenidos en la segunda cosecha fueron tratados de igual forma que en la primera.

5.1.5 Diseño experimental

Se analizaron 6 tratamientos (T1 a T6) y cada tratamiento contó con 6 repeticiones (R1 a R6). Por cada repetición se preparó 1 bolsa, para un total de 36 unidades. Los tratamientos se distribuyeron en un diseño experimental completamente al azar (DCA). La dosificación en base seca para los tratamientos se presenta en la tabla 1.

Tabla 1.***Dosificación de tratamientos para la producción de *Pleurotus ostreatus****

Tratamiento	Bagazo de caña (%)	Granza de cebada (%)	Sulfato de amonio (%)	Carbonato de calcio (%)
Testigo 1 (T1)	98,00	-----	-----	2,00
Testigo 2 (T2)	-----	98,00	-----	2,00
Mezcla 1 (T3)	67,80	30,00	0,50	2,00
Mezcla 2 (T4)	67,00	30,00	1,00	2,00
Mezcla 3 (T5)	66,50	30,00	1,50	2,00
Mezcla 4 (T6)	66,00	30,00	2,00	2,00

Fuente: Ésta investigación

Para realizar una distribución adecuada en el invernadero se elaboró un mapa con las unidades experimentales aleatorizadas.

- Variables de Respuesta y análisis estadístico: Como variables de respuesta experimental se analizaron los componentes de rendimiento del cultivo para determinar cuál de los tratamientos es el más eficiente.

En cada etapa productiva del cultivo se midió los componentes de rendimiento (eficiencia biológica, variables fenológicas y morfológicas), además se calculó el porcentaje de incremento o decrecimiento medio de cada variable entre cosechas. Para todas las variables se calculó la media y desviación estándar y se realizó un análisis de varianza (ANOVA) de los tratamientos. La

comparación de medias se determinó mediante la prueba de Fischer. El análisis estadístico se desarrolló mediante el uso del paquete estadístico Statgraphics centurion XVI.I.

5.1.6 Determinación de componentes de rendimiento

La eficiencia biológica y las variables fenológicas y morfológicas se determinaron para las repeticiones de cada tratamiento, en cada etapa productiva del cultivo. Se aplicaron las siguientes metodologías, descritas según Rodríguez y Jaramillo (2004); Benavides (2013).

- **Eficiencia biológica:** Los carpóforos cosechados se limpiaron de residuos de sustrato y fueron inmediatamente pesados. Se tuvo en cuenta el peso del sustrato en base seca y se empleó la ecuación 1.

$$\text{Eficiencia biológica} = \frac{\text{Masa de cuerpos fructíferos cosechados}}{\text{Masa inicial de sustrato en base seca}} * 100 \quad \text{Ecuación 1}$$

- **Precocidad:** Se registró el tiempo transcurrido desde la siembra de micelio hasta la aparición de los primordios, en días.

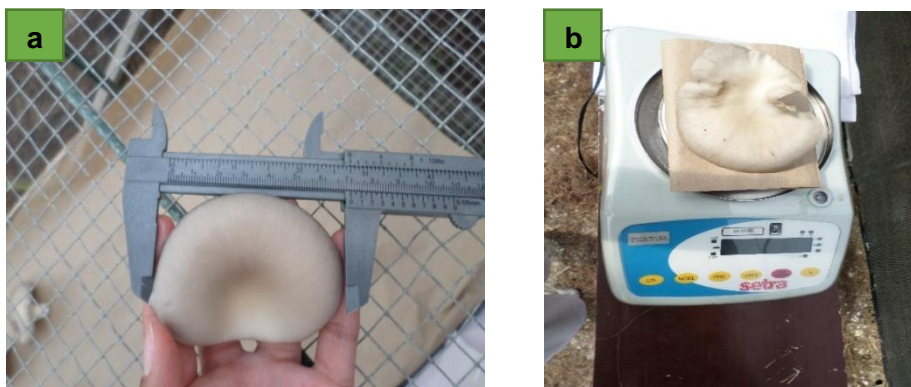
- **Tiempo a cosecha:** Se registró el tiempo transcurrido desde la siembra de micelio hasta la cosecha, en días.

- **Nº fructificaciones/bolsa:** Se promedió el número de hongos generados en las bolsas productivas de cada tratamiento.

- **Pérdidas del proceso:** Se contabilizó el número de unidades improductivas con respecto al número total de bolsas inoculadas. Para su cálculo se usó la ecuación 2.

$$\text{Pérdidas del proceso} = \frac{\text{No. de bolsas improductivas}}{\text{No. de bolsas inoculadas}} \quad \text{Ecuación 2}$$

- **Medidas biométricas del carpóforo:** Se promediaron los valores del diámetro horizontal y del diámetro vertical del sombrero, y la longitud del estípite de los hongos cosechados en cada tratamiento.

Figura 7. Determinación de medidas biométricas y peso del hongo**a. Medición de diámetro horizontal del sombrero****b. Pesaje carpóforos**

Fuente: Ésta investigación

5.2 Realización de procesos de transformación y conservación de las setas de mayor rendimiento para la obtención de productos comestibles atractivos al consumidor

Una vez obtenido el mejor tratamiento, se realizó una segunda siembra para obtener la cantidad necesaria y poder elaborar los productos (figura 8). La elaboración de los mismos se hizo inmediatamente después de ser cosechadas las orellanas, puesto que estas son altamente perecederas por su contenido de humedad (Jaramillo *et al.*, 2011). El proceso de elaboración de los productos en fresco y en conserva se realizó en la Planta Piloto de procesos agroindustriales de la Universidad de Nariño.

Figura 8. Cultivo de orellanas del mejor tratamiento (T6)**a. Fructificación (día 40)****b. Carpóforos maduros**

Fuente: Ésta investigación

5.2.1 Elaboración de orellanas en fresco

Se llevó a cabo un acondicionamiento previo de las setas cosechadas, el cual consistió en hacer una selección y clasificación, posteriormente se hizo una limpieza y desinfección con hipoclorito de sodio a 200 ppm (Ventura *et al.*, 2011). Se usó hongos enteros, a los cuales se adicionó una solución que contenía 2 gramos de sorbato de potasio y 3 gramos de ácido cítrico por litro de agua (De Michelis y Rajchenberg, 2006). Una vez secos se procedió a su empaque en bandejas de poliestireno comercial (ICOPOR) recubiertas con película transparente de cloruro de polivinilo (PVC) (Cortés *et al.*, 2011), cada una con 100 g de producto; éstas se almacenaron en refrigeración a una temperatura de 4° C (figura 9).

Figura 9. Elaboración de orellanas en fresco

a. Selección y clasificación orellanas. b. Desinfección de hongos (200ppm). c. Adición de conservantes. d. Empaque en bandejas. e. Almacenamiento a temperatura de refrigeración (4°C).

Fuente: Ésta investigación

5.2.2 Elaboración de orellanas en conserva

Acondicionamiento de las setas: Se aplicó los mismos procedimientos que para hongos en fresco.

Troceado: Se realizó con el fin de reducir el tamaño de los hongos y además darle una buena presentación al producto.

Escaldado: Se trató las setas con agua y ácido cítrico aproximadamente a una temperatura de 96°C durante 4 minutos. La cantidad de ácido cítrico fue la adecuada para obtener un pH menor de 4,5 y evitar contaminaciones microbiológicas. Por tanto, se adicionó 0,5 g de ácido cítrico por cada litro de agua de escaldado según la metodología empleada por Balenciaga (2014).

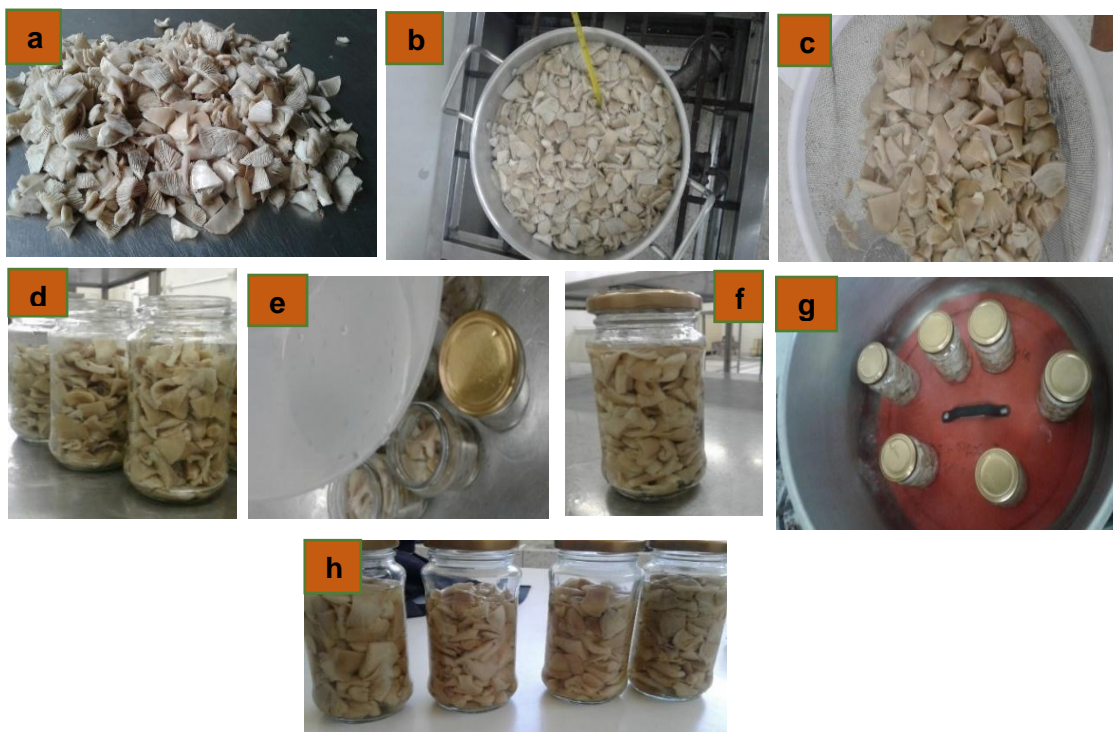
Enfriamiento: Se hizo rápidamente tras el escaldado para evitar el desarrollo de flora termófila. Es muy importante que el tiempo transcurrido entre el escaldado y el enfriado sea mínimo, el producto debe alcanzar una temperatura por debajo de 30°C (De Michelis y Rajchenberg, 2006).

Llenado de botes: Una vez que se seleccionó el producto y estuvo en condiciones de envasarse, se procedió al llenado en envases de vidrio. El peso escurrido fue del 60% teniendo en cuenta la NTC 932.

Adición líquido de gobierno: El líquido de cobertura se añadió a una temperatura de 90°C, con el fin de realizar el cerrado a una temperatura superior de 80°C contribuyendo a optimizar el proceso de esterilización y, al mismo tiempo, eliminar el aire del espacio de cabeza del envase. Se hizo un líquido de cobertura al natural que contenía agua (97,5%) como líquido de gobierno, 1.5% de sal y 1% de ácido cítrico como conservante (De Michelis y Rajchenberg, 2006).

Pasteurización: Puesto que se elaboró conservas ácidas con un pH menor de 4.5, entonces se realizó una pasteurización a una temperatura de 90°C por 25 minutos (De Michelis y Rajchenberg, 2006).

Almacenamiento: las conservas se almacenaron a temperatura ambiente en un lugar seco y fresco, libre de contaminación, se evaluaron los mismos parámetros fisicoquímicos, y microbiológicos que para los hongos en fresco (figura 10).

Figura 10. Elaboración de conservas de orellanas

a. Troceado de hongos. b. Escaldado 96°C durante 4 minutos. c. Enfriamiento 30°C. d. Llenado de envases. e. Adición de líquido de cobertura 90°C. f. Cerrado de envases. g. Pasteurización de conservas 90°C por 25 minutos. h. Almacenamiento de conservas a temperatura ambiente.

Fuente: Ésta investigación

5.2.3 Caracterización fisicoquímica y microbiológica

5.2.3.1 Caracterización fisicoquímica

Acidez titulable: Se evaluó por titulación con NaOH 0,1N y fenoltaleína como indicador (Cortés *et al.*, 2007). Se tomaron 10 mL de muestra y se titulan hasta que el indicador cambió de color. La acidez del producto se expresó como el porcentaje de peso de ácido cítrico que se encuentra en la muestra según la norma técnica colombiana NTC 4623. El cálculo de la acidez titulable se efectúa mediante la siguiente fórmula:

$$\% \text{ Acidez} = \frac{A * B * C}{D} * 100$$

Dónde:

A: Cantidad en mL de base o NaOH gastado.

B: Normalidad de la base usada en la titulación (0.1 N).

C: Peso equivalente expresado en gramos de ácido predominante del producto (Ácido cítrico =0.064)

D: Volumen de la muestra en mL

pH: se determinó por medida potenciométrica (Cortés *et al.*, 2007). Se maceraron hongos hasta tener la cantidad suficiente para evaluar el pH por medio del pH-metro Jenway 3510 previamente calibrado.

Sólidos solubles: se midió el contenido de sólidos solubles expresado como °Brix según lectura refractométrica a 20°C indicado en la NTC 4624 (Ruiz *et al.*, 2010). Se tomó una pequeña muestra de los hongos tritutados y se realizó la respectiva lectura en el refractómetro ATAGO (de 0° a 50° Brix).

Textura: Se midió la textura del producto con el texturometro Lloyd LS1, la lectura de los datos se realizó mediante el software Nexygen Plus con los parámetros de test de tensión y compresión, con una carga inicial de 0,01N con límite de desplazamiento de 5 mm y velocidad de 4 mm/s, con la aguja cilíndrica de 2 mm de diámetro (Cortés *et al.*, 2007).

Color: Se midió el color del hongo con el espectrofotómetro CM5 Konica Minolta, teniendo en cuenta un área de medición de 3 mm, ángulo observador de 60°, iluminante D65, haciendo la lectura en la cara lisa y en la cara rugosa del hongo. Los resultados de la medición se obtienen con base a los parámetros L*, a*, b* correspondientes al sistema de color CIELAB (Cortés *et al.*, 2007).

La determinación de los parámetros para el producto en fresco se llevó a cabo en los días 0, 3, 6, 9 y 12; y para las orellanas en conserva el tiempo en que se midieron los parámetros para determinar la vida útil fue un mes, realizando evaluaciones cada 7 días. Para los dos tratamientos se realizaron 3 réplicas por cada muestra respectivamente. Se usó un testigo, al cual no se le aplicó ningún proceso de conservación y fue almacenado a temperatura de refrigeración (4°C). Se realizó un análisis de varianza ANOVA para determinar los efectos significativos ($P < 0,05$), y el método LSD (mínimas diferencias significativas) como método de comparaciones múltiples, con un nivel de confianza del 95%, se utilizó el paquete Statgraphics Ceturion XVI.I para realizar los análisis estadísticos.

Figura 11. Determinación propiedades fisicoquímicas de las orellanas



a. Determinación de acidez titulable. b. Medición de pH. c. Determinación °Brix. e. Medición de color. f. Medición de textura (dureza).

Fuente: Ésta investigación

5.2.3.2. Caracterización microbiológica

Los análisis microbiológicos se realizaron en laboratorios especializados de microbiología de alimentos de la Universidad de Nariño y en Laboratorios del Valle. Se determinó: recuento de bacterias mesófilas aerobias, recuento de mohos y levaduras, coliformes totales, coliformes fecales, *Pseudomonas spp.*, *Clostridium* (CSPS) y *Bacillus cereus* (García *et al.*, 2014).

5.3 Evaluación organoléptica de los productos comestibles obtenidos a base de orellanas

La evaluación sensorial se realizó de acuerdo con la NTC 5328, midiendo parámetros como: color, olor, textura y sabor. Para mejorar la presentación de las orellanas se saltearon en aceite de oliva, cebolla y tomate. Se trabajó con 40 jueces no expertos, aplicando una prueba de medición del grado de satisfacción con una escala hedónica de 5 niveles. Se realizó un análisis de varianza ANOVA para determinar los efectos significativos ($P < 0,05$), y el método LSD (mínimas diferencias significativas) como método de comparaciones múltiples, con un nivel de confianza del 95%, se usó el paquete Statgraphics Ceturion XVI.I para realizar los análisis estadísticos (Ver figura 12).

Figura 12. Evaluación sensorial de las orellanas



a. Ingredientes utilizados en la preparación. b. Hongos en fresco y en conserva. c. Hongos salteados. d. y f. Jueces realizando la evaluación sensorial.

Fuente: Ésta investigación

6. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

6.1 Componentes de rendimiento del cultivo

En todas las fases del cultivo de *P. ostreatus* no hubo pérdidas por contaminación o bolsas improductivas con respecto al número total de bolsas inoculadas.

Los resultados de los componentes de rendimiento (eficiencia biológica, variables fenológicas y morfológicas) en las dos etapas productivas de orellanas, se describen a continuación.

6.1.1 Eficiencia biológica (EB)

La eficiencia biológica del cultivo de *P. ostreatus* de esta investigación, presentó un comportamiento similar al cultivo desarrollado por Benavides (2013), donde la primera cosecha fue la más fructífera, y la segunda presentó una notable reducción de esta variable. No obstante, el 80% de la producción total en todos los tratamientos no se alcanzó en las dos primeras cosechas. Lo anterior se debe a la disminución progresiva de la cantidad de nutrientes presentes en el sustrato en cada etapa productiva del cultivo (Gaitán *et al.*, 2009; Ahmed *et al.*, 2009; Benavides, 2013).

Tabla 2.

Variación de eficiencia biológica del cultivo de *P. ostreatus*

TRATAMIENTO	EBPC (%)	EBSC (%)	EBA (%)	ΔEBC (%)		
T1	30,67±/-1,21 ^f	18,50±/-1,88 ^c	49,17	39,68		
T2	60,42±/-2,21 ^a	31,83±/-2,47 ^a	92,25	47,32		
T3	44,68±/-1,45 ^e	19,42±/-2,61 ^c	64,01	56,53		
T4	47,51±/-1,52 ^d	18,90±/-1,65 ^c	66,41	60,22		
EBPC: biológica	T5	49,99±/-1,53 ^c	20,75±/-2,68 ^c	70,74	58,49	Eficiencia
	T6	52,43±/-1,53 ^b	24,29±/-3,88 ^b	76,72	53,67	primera

cosecha. EBSC: Eficiencia biológica segunda cosecha. EBA: Eficiencia biológica media acumulada. ΔEBC: Disminución de eficiencia biológica entre cosechas. Datos expresados como media +/- desviación estándar de tres repeticiones. Letras distintas indican diferencias estadísticamente significativas ($p < 0,05$) entre tratamientos (Prueba Fischer).

Fuente: Ésta investigación

Se obtuvo la mayor eficiencia biológica en la primera cosecha en el tratamiento T6 (con 66% de bagazo de caña y 2% de sulfato de amonio) de 52,43%, y la menor eficiencia en el tratamiento T1 (98 % de bagazo de caña) de 30,67% (ver tabla 2), por lo tanto se evidencia un mayor aumento en la eficiencia biológica al utilizar una mezcla de bagazo de caña con granza de cebada, suplementado con la mayor proporción de sulfato de amonio y carbonato de calcio. Sin embargo, este valor no superó el obtenido por el testigo de granza de cebada T2 (EB 62%), lo cual confirma que los residuos lignocelulósicos de cereales son el mejor sustrato para la producción de *Pleurotus spp.* (Iqbal *et al.*, 2005), además que el uso de sales nitrogenadas en el cultivo mejora la eficiencia biológica del mismo (Benavides, 2013).

El análisis de varianza de los tratamientos se indica en el anexo 1. Para cada etapa productiva el p-valor fue menor al nivel de significación nominal de la prueba ($\alpha = 0,05$). El análisis de diferencia de medias de Fischer, arrojó que en la primera etapa productiva todos los tratamientos

presentaron diferencia estadísticamente significativa, y durante la segunda etapa de producción los tratamientos T3, T4 y T5 no presentaron diferencia estadísticamente significativa.

Para una producción económicamente rentable de *P. ostreatus* se considera como aceptable una eficiencia biológica del 50% como valor mínimo (Ríos *et al.*, 2010). En esta investigación, los tratamientos que superaron este valor durante la primera etapa de fructificación fueron T2 (patrón de granza), además de T5 y T6, tratamientos en los que se utilizó bagazo de caña suplementado con los mayores niveles de sulfato de amonio (1,5% y 2%) respectivamente; por lo tanto los valores obtenidos son aceptables comercialmente. La EBA en todos los tratamientos superó el 50% con excepción del tratamiento T1 (testigo de bagazo).

Martínez *et al.*, (1990) reporta una EB de 14,15% utilizando bagazo de caña puro, además realizaron una mezcla con paja de cebada y pulpa de café obteniendo una EB de 65% y 97% respectivamente, concluyendo que las mezclas con bagazo de caña aumentan la EB (López, 2011). Garzón y Cuervo (2008), obtuvieron una EB de 20,8% utilizando bagazo de caña (100%), y cuando se usaron mezclas de: café y aserrín 40,8%, café y tallo de maíz 45%, aserrín y tallo de maíz 29%, café, aserrín, tallo de maíz 48,4%, estos valores se pueden comparar a los obtenidos en esta investigación.

Según investigaciones realizadas por Nevárez (2012) y Baena (2005), se han observado periodos fenológicos más largos y menor eficiencia biológica, en los sustratos con mayores contenidos de bagazo. Esto ha sido atribuido al alto contenido de compuestos (lignina y celulosa) del bagazo, que dan origen a una estructura fibrosa con baja retención de agua, formando una compactación que genera a su vez baja difusibilidad de oxígeno en el sustrato, y hace dificultosa la colonización y extensión del tiempo para la hidratación, invasión micelial y obtención de setas. Estas características se mejoran al mezclar el bagazo con paja de cereales, el cual reduce la compactación y mejora el intercambio gaseoso, acelerando el tiempo de colonización y por ende

obtención de fructificaciones y aumento de la eficiencia biológica (Ruihong *et al.*, 2002 citado por Benavides, 2013).

A pesar de que en la mayoría de los tratamientos se obtuvo una EBA superior al 50%, ningún tratamiento superó el 100% de producción. Según Cardona (2001) citado por Ríos *et al.*, (2010), los bajos valores de eficiencia biológica son atribuidos al agotamiento de los nutrientes en el sustrato, la procedencia de la semilla y la asimilación de los sustratos de dicha semilla. Otros factores que influyen sobre los bajos índices de eficiencia biológica son la humedad relativa y la temperatura del ambiente las cuales se ven afectadas por las condiciones climáticas. Según Cabrera y Villota (2012), los valores bajos de EB que se obtuvieron se debieron al aumento de la temperatura ambiente y la cepa utilizada.

Se han encontrado valores de eficiencias biológicas hasta de 186% en tamo de maíz, 50% en tusas de la misma planta y 15,7% para el bagazo de caña de azúcar cuyo bajo valor está relacionado con el poco contenido de nitrógeno del sustrato (Acosta *et al.*, 1988). Álzate y Coronel (2010), reportan valores de eficiencia de 12,34% en el bagazo de caña, 7,24% en la pulpa de café y 2,13% en la tamo de arroz, los cuales están por debajo del 50% (valor mínimo aceptable), esto se debe a las diferencias en la composición del sustrato, y a las condiciones climáticas en las que se desarrolló el cultivo, para este caso se presentaron temperaturas entre los 28°C y los 31°C en la ciudad de Bucaramanga en los meses de noviembre y diciembre.

En la etapa de fructificación, se ha visto que los factores físicos como la temperatura y la humedad relativa son los que más afectan al rendimiento de producción y calidad de las setas, por ser los más difíciles de controlar. Martínez (2012), reporta valores de productividad y eficiencia altos en épocas de invierno y primavera y baja producción de setas en verano, debido a las altas temperaturas alcanzadas en la región hasta de 42°C; aunque fue posible la producción de setas en esta época del año su proceso se complicó debido a que se tuvo que utilizar un sistema de

enfriamiento (cooler) para su control y además de un sistema de riego continuo, lo que aumenta considerablemente su costo de producción.

6.1.2 Variables Fenológicas

Los resultados de las variables fenológicas Precocidad (P) y Tiempo a cosecha (TC) del cultivo de *P. ostreatus* se indican en la tabla 3. En el análisis de varianza de los tratamientos el p-valor en cada caso, fue menor al nivel de significación nominal de la prueba ($\alpha=0,05$) (ver Anexo 1).

Tabla 3.

Resultados de las variables fenológicas

TRATAMIENTO	P (días)	TC1 (días)	TC2 (días)
T1	41,33+/-0,81 ^d	51,83+/-1,72 ^e	60,66+/-1,63 ^c
T2	32,00+/-0,89 ^a	38,00+/-2,73 ^a	45,16+/-1,47 ^a
T3	34,33+/-0,98 ^b	42,66+/-3,25 ^{cd}	50,16+/-2,22 ^b
T4	36,16+/-1,03 ^c	40,05+/-3,52 ^b	50,83+/-1,83 ^b
T5	35,66+/-1,86 ^c	43,33+/-1,37 ^d	51,33+/-1,21 ^b
T6	33,00+/-1,47 ^a	41,00+/-2,71 ^{bc}	49,66+/-2,06 ^b

P: Precocidad. TC1: Tiempo a primera cosecha. TC2: Tiempo a segunda cosecha. Datos expresados como media +/- desviación estándar de tres repeticiones. Letras distintas indican diferencias estadísticamente significativas ($p<0,05$) entre tratamientos (Prueba Fischer).

Fuente: Ésta investigación

La precocidad fue menor en el tratamiento T2 con una diferencia de 9 días, respecto al resultado de T1, seguido por el tratamiento T6 con una diferencia de 1 día con respecto a T2. El hongo utiliza principalmente el carbono como fuente de energía y el nitrógeno para formar

componentes celulares y nuevas células, aumentando así su población para la colonización del micelio, por esta razón la adición de fuentes nitrogenadas en el bagazo de caña influyó en la reducción de aparición de primordios y del tiempo de cosecha, siendo mayor el efecto cuando se mezclaron en mayores proporciones (Benavides, 2013).

El análisis de medias para la precocidad, indica que hay diferencia estadísticamente significativa entre los tratamientos, con excepción del tratamiento T2 con T6, y T4 con T5; es decir, que el tiempo desde la siembra hasta la aparición de los primordios fue similar en el sustrato testigo de granza de cebada, como en el sustrato con la mezcla de bagazo de caña y granza de cebada enriquecido con la mayor proporción de sulfato de amonio (2%) y carbonato de calcio.

Con respecto al tiempo a cosecha, las primeras orellanas cosechadas se obtuvieron del testigo de granza de cebada 13 días antes que las producidas por el testigo de bagazo de caña; los demás tratamientos presentaron tiempos de cosecha similares. Respecto a la segunda cosecha, el testigo de bagazo demoró 9 días más en producir hongos maduros en relación al tiempo gastado por T2, que tardó 7 días; además, en T6 la segunda cosecha se produjo 8 días después de la recolección de las primeras orellanas. El análisis de medias para TC1 y TC2 indicó diferencias estadísticas entre los tratamientos, siendo notable el efecto de la adición de sales en los tratamientos.

Como se mencionó anteriormente en el análisis de la EB, el uso de residuos lignocelulósicos de cereales mejora la compactación del sustrato y ayuda en el intercambio gaseoso, acelerando de esta forma el tiempo de colonización y por ende reduciendo el tiempo de cosecha.

6.1.3 Variables Morfológicas

En la tabla 4 se presentan los resultados de las variables morfológicas de *P. ostreatus*: número de fructificaciones por bolsa (NFB) y medidas biométricas: diámetro horizontal del sombrero (DHS), diámetro vertical del sombrero (DVS) y longitud del estípite (LE) de los carpóforos. Las

medidas biométricas fueron calculadas para los hongos que alcanzaron su madurez y presentaron similitud de tamaño. Estas variables se calcularon de acuerdo al promedio de todas las bolsas cosechadas en las repeticiones de las dos etapas productivas del cultivo.

Tabla 4.

Resultados de las variables morfológicas

TRATAMIENTO	NFB	DHS (cm)	DVS (cm)	LE (cm)
T1	9,00+/-1,400 ^c	6,10+/-0,59 ^a	6,04+/-0,62 ^{ab}	1,45+/- 0,18 ^{ab}
T2	36,00+/-4,97 ^b	6,34+/-0,41 ^{ab}	5,62+/-0,43 ^{ab}	1,28+/-0,06 ^a
T3	34,50+/-6,86 ^b	6,35+/-0,69 ^{ab}	5,38+/-0,45 ^{ab}	1,51+/-0,34 ^b
T4	33,16+/-4,70 ^b	6,83+/-0,71 ^b	5,79+/-0,47 ^b	1,45+/-0,15 ^{ab}
T5	32,50+/-2,58 ^b	5,87+/-0,44 ^a	5,22+/-0,45 ^a	1,26+/-0,04 ^a
T6	42,50+/-5,00 ^a	6,05+/-0,20 ^a	5,29+/-0,20 ^{ab}	1,31+/-0,06 ^{ab}

NFB: Media del número de fructificaciones por bolsa. DHS: diámetro horizontal medio del sombrero. DVS: diámetro vertical medio del sombrero. LE: Longitud media del estípite. Datos expresados como media +/- desviación estándar de tres repeticiones. Letras distintas indican diferencias estadísticamente significativas ($p < 0,05$) entre tratamientos (Prueba Fischer).

Fuente: Ésta investigación

Según los datos obtenidos en NFB en promedio en cada uno de los sustratos se pudo determinar por medio de ANOVA (ver anexo 1) que hubo una diferencia estadísticamente significativa, ya que presentó un valor-p menor al nivel de significación nominal de la prueba ($\alpha=0,05$). Para DHS, DVS y LE el valor-p fue mayor al nivel de significación nominal de la prueba ($\alpha=0,05$), por lo tanto no existe una diferencia estadísticamente significativa entre los tratamientos. El promedio del número de fructificaciones por bolsa resultó mayor en T6 y menor

en T1, como se observa en la tabla 4. Esta variable está correlacionada directamente con la eficiencia biológica, por lo tanto los tratamientos que presentaron mayor eficiencia biológica, también produjeron un mayor número de fructificaciones por cada bolsa productiva. De acuerdo con Benavides (2013), las variaciones dadas para NFB son las mismas que relacionan a la EB de los diferentes tratamientos.

El análisis de diferencia de medias de Fischer, arrojó que los tratamientos T3, T4 y T5 no presentaron diferencia significativa en NFB; por otra parte, la longitud del sombrero y del estípite de los hongos cosechados, presentó homogeneidad estadística, encontrándose valores entre 5 y 7 cm aproximadamente para DHS y DVS, y para LE en un rango aproximado de 1 y 2 cm.

Según Magae *et al.*, (1995) citado por López *et al.*, (2008) el diámetro de los carpóforos de los hongos producidos por bolsa no es relevante como su peso fresco, ya que lo importante de un sustrato es el rendimiento y la productividad en cuanto al peso fresco que éste pueda generar. En dicha investigación, se observó que el tamaño de los carpóforos en todos los residuos evaluados fue similar entre sí, con un promedio de 5 a 6 cm de diámetro, y tampoco existía una diferencia significativa con respecto al sustrato control.

Otras investigaciones demuestran que las medidas biométricas están más relacionadas con las características genéticas de la cepa que con el tipo de sustrato, y por esto cuando se mantienen condiciones ambientales adecuadas durante la fase de propagación y desarrollo de fructificaciones, los hongos resultantes son semejantes en tamaño (Salmones *et al.*, 1997 citado por Benavides, 2013). El tamaño de los carpóforos producidos en este estudio, está dentro del rango obtenido por otros autores para *P. ostreatus* (López *et al.*, 2008; Bautista *et al.*, 2003; Benavides, 2013; Vargas *et al.*, 2012), teniendo en cuenta que a nivel comercial son preferidas las setas con sombrero grande y estípite pequeño, pues este último debe ser retirado para las

preparaciones gastronómicas, dado su sabor y contenido de fibra (Lechner y Alberto, 2011 citado por Benavides, 2013).

Según Sánchez y Royse (2001), morfológicamente las setas se caracterizan por poseer el píleo que puede medir entre 5 y 12 cm de diámetro. Su color es muy variable gris, amarillo, blanco, según la especie. El estípite es corto, excéntrico o lateral, engrosado gradualmente hacia el lado del sombrero o píleo. Generalmente mide alrededor de 2 cm de largo, 1-2 cm de grosor, y es blanquecino y de contexto blanco.

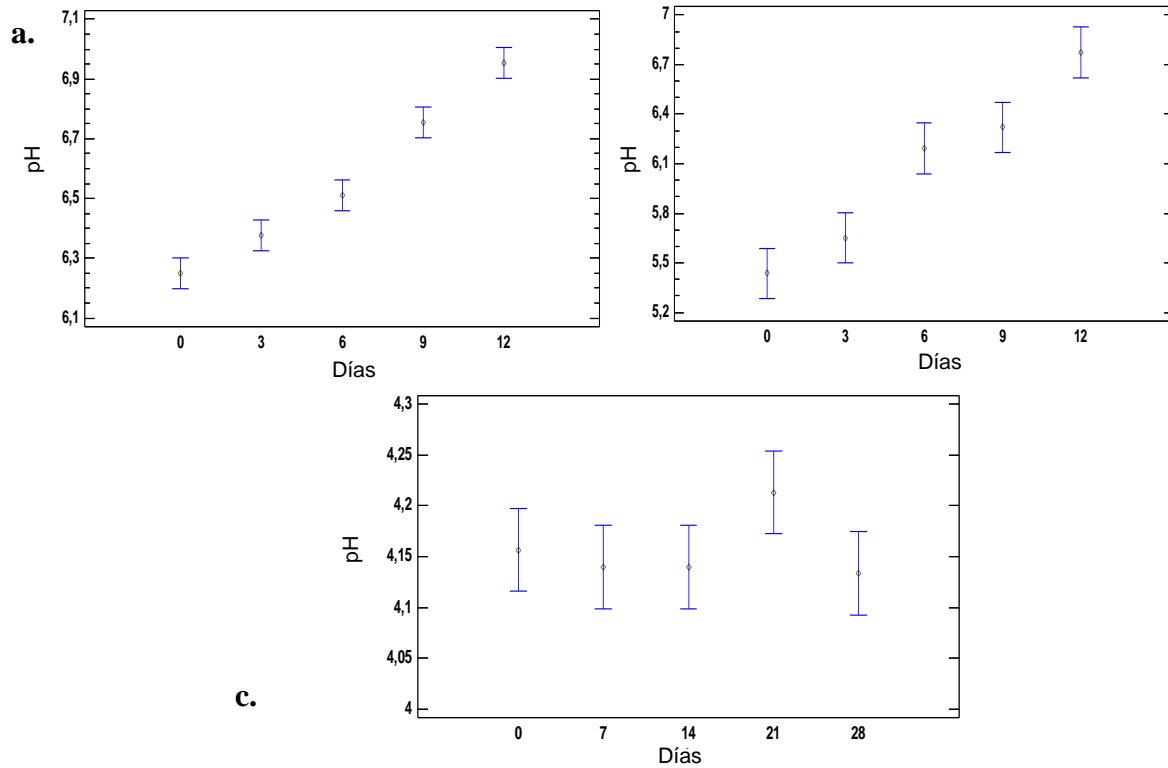
6.2 Evaluación de productos en fresco y en conserva desarrollados con el hongo

6.2.1 Caracterización fisicoquímica y microbiológica

6.2.1.1 Caracterización fisicoquímica

pH: Para el pH, el ANOVA presentó diferencias estadísticamente significativas en los días de almacenamiento del testigo y hongos en fresco (ver anexos 2 y 3). Se evidencia un aumento del pH tanto en el testigo como en los hongos en fresco (ver gráfica 1), lo que se debe posiblemente al pardeamiento enzimático que tiene lugar durante la senescencia del producto (Cortés *et al.*, 2011; González *et al.*, 2011). De acuerdo con Campo y Gélvez (2011), en condiciones de pH (entre 6 - 7), hay una óptima activación de la enzima PFO (Polifenoloxidasas) responsable del pardeamiento. Por otro lado, el comportamiento creciente que expusieron las muestras testigo y en fresco los últimos días, pudo ser debido al incremento de la población microbiana de algunas especies de microorganismos que contribuyen a ese fenómeno durante el almacenamiento (Lujan, Morales y Padilla, 2007; Hernández, Márquez, Restrepo y Pérez, 2014). Resultados muy similares a los obtenidos por Cortés *et al.*, (2007); Ruiz *et al.*, (2010), Campo y Gélvez, (2011).

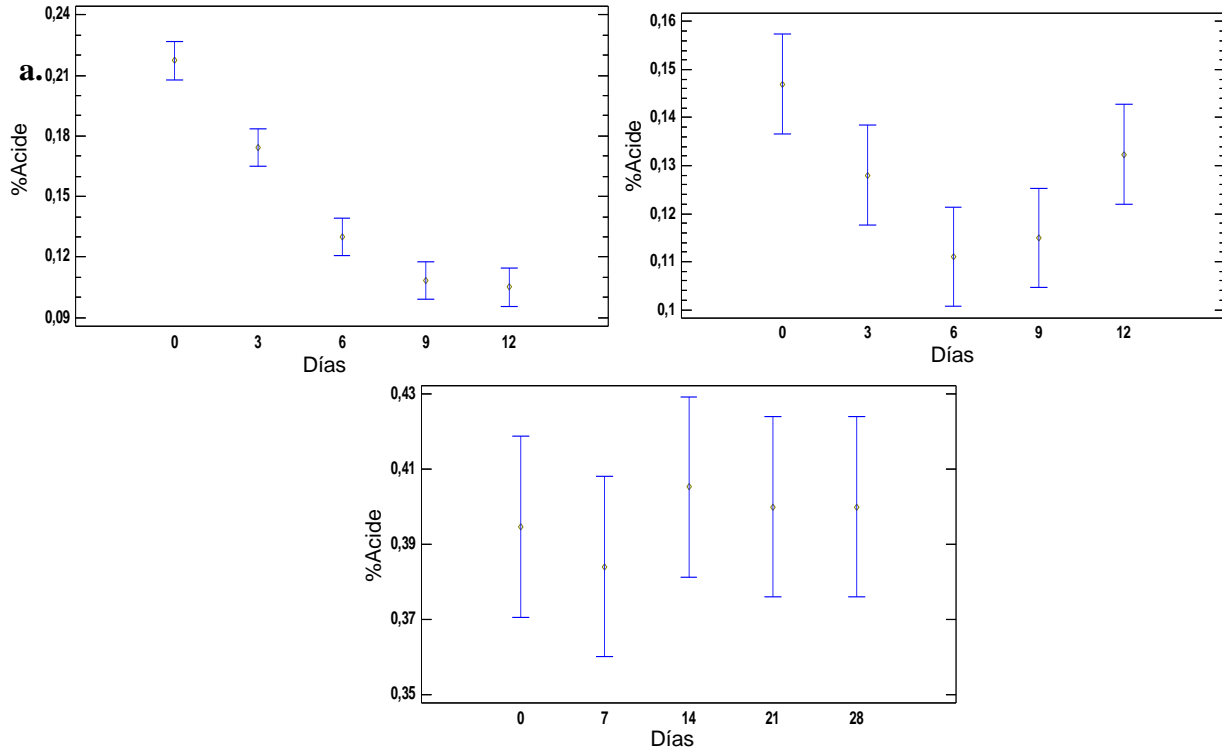
Gráfica 1. Valores medios con los intervalos LSD de Fisher (95%) de: a. pH testigo. b. pH hongos en fresco. c. pH hongos en conserva



Fuente: Ésta investigación

%Acidez: También, se observa que la acidez en los hongos en fresco y en el testigo tiende a disminuir con el tiempo, hallando con el ANOVA que existe una diferencia estadísticamente significativa en este parámetro para los dos tratamientos (ver anexos 2 y 3). Lo que probablemente está relacionado a las mismas razones explicadas con anterioridad en el pH, pues en la senescencia del producto hay una pérdida de la acidez. Adicionalmente, el cambio de acidez, se estima que es consecuencia de la hidrólisis y degradación de los carbohidratos poliméricos aumentando los azúcares en las soluciones; estos procesos metabólicos se favorecen en las condiciones de acidez (0,18-0,22) y pH (6,1–6,5) (Ruiz, 2009; Ruiz *et al.*, 2010).

Gráfica 2. Valores medios con los intervalos LSD de Fisher (95%) de: a. %Acidez testigo. b. %Acidez hongos en fresco. c. %Acidez hongos en conserva



c.

Fuente: Ésta investigación

En hongos en conserva tanto el pH como la acidez no presentan diferencias significativas ($P > 0,05$) (ver anexo 4). En las gráficas 1 y 2, se evidencia que estos valores son similares entre si respectivamente, y tienden a permanecer constantes durante el periodo de evaluación. Esto se debe principalmente a la adición de ácido cítrico en el proceso de elaboración de las conservas, ya que este aditivo influye en la reducción del pH, ajustándolo por debajo de 4,6, y así evitar el crecimiento de microorganismos, y controlar la oxidación durante el almacenamiento (Sluka, Monserrat y Condorí, 2013). Igualmente, el efecto del escaldado que se realiza inactiva enzimas propias del alimento para detener la actividad metabólica y degradación del mismo (Carrión,

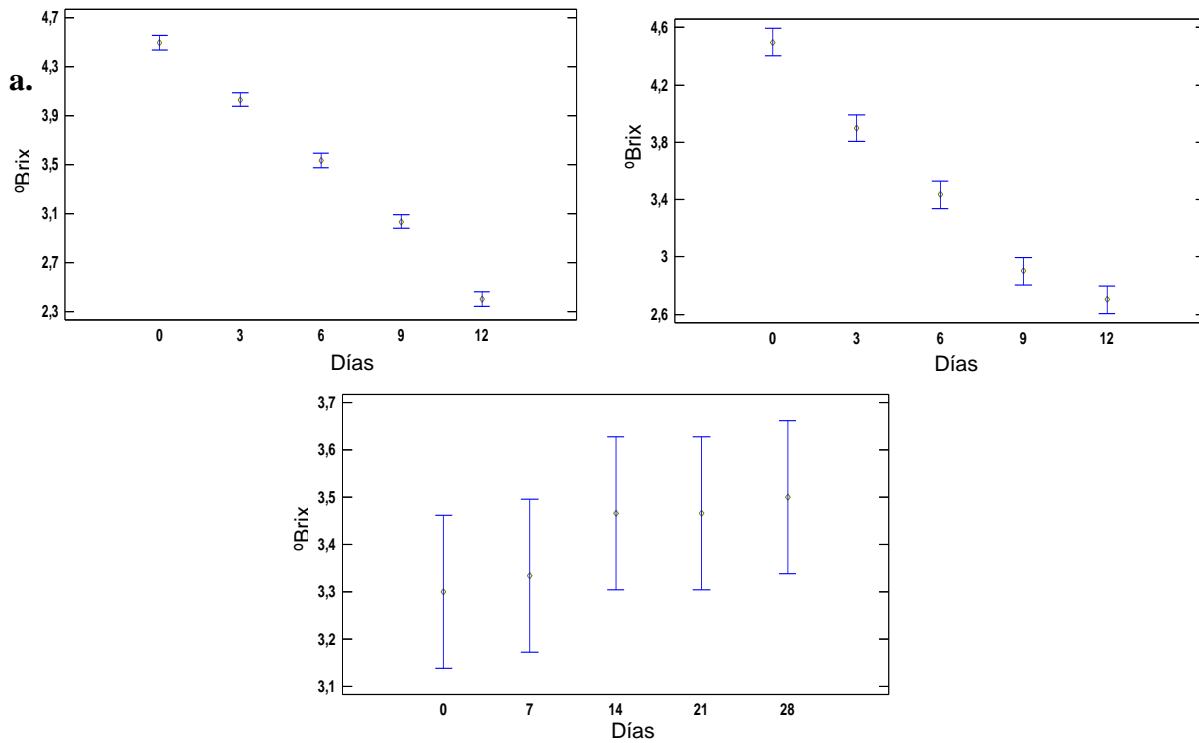
Ohaco y De Michelis, 2016). Los valores encontrados en esta investigación se asemejan a los hallados por Sluka *et al.*, (2013); Jalk y Mori, (2014).

°Brix: Para el caso del hongo testigo y en fresco se observa una notable reducción de los grados °Brix con el paso del tiempo de almacenamiento. En cada caso el valor-P es menor a 0,05, por lo tanto existe una diferencia significativa en estos (ver anexos 2 y 3). Con respecto a la disminución en los grados °Brix, se presentó un valor menor en el hongo testigo al final de los días de almacenamiento (día 12) con un valor de $2,70\pm 0,10$ en comparación con el hongo en fresco que al día 12 presentó un valor de $2,40\pm 0,10$.

Para los hongos en conserva, los °Brix disminuyeron con respecto al valor inicial del hongo testigo (ver gráfica 3), lo cual se debe a la adición del ácido cítrico en el proceso de elaboración de la misma. En este caso, el valor inicial de °Brix fue de $3,30\pm 0,26$ y al final del tiempo de almacenamiento (día 28) de $3,50\pm 0,00$. La tabla ANOVA indica que no se presentan diferencias entre los datos ya que se obtuvo un valor $P > 0,05$ (ver anexo 4), por lo tanto no hubo mayor cambio de este parámetro a medida que pasaba el tiempo.

La disminución de los °Brix en los dos primeros tratamientos, esta posiblemente relacionado con el uso de metabolitos durante la respiración y la lenta hidrólisis que realizan los carbohidratos para la producción de azúcares simples (Yaman y Bayoindirli, 2002 citados por Morales, 2016). Los valores de °Brix obtenidos en hongos frescos concuerdan con los obtenidos por Cortes (2007), el cual reporta valores de 4,5 para este mismo tipo de hongos; en la investigación realizada por Morales (2016), se presentó una reducción de este parámetro, los hongos evaluados en este caso se encontraban a 2°C y las mediciones se realizaron cada 3 días por 12 días.

Gráfica 3. Valores medios con los intervalos LSD de Fisher (95%) de: a. °Brix testigo. b. °Brix hongos en fresco. c. °Brix hongos en conserva



c.

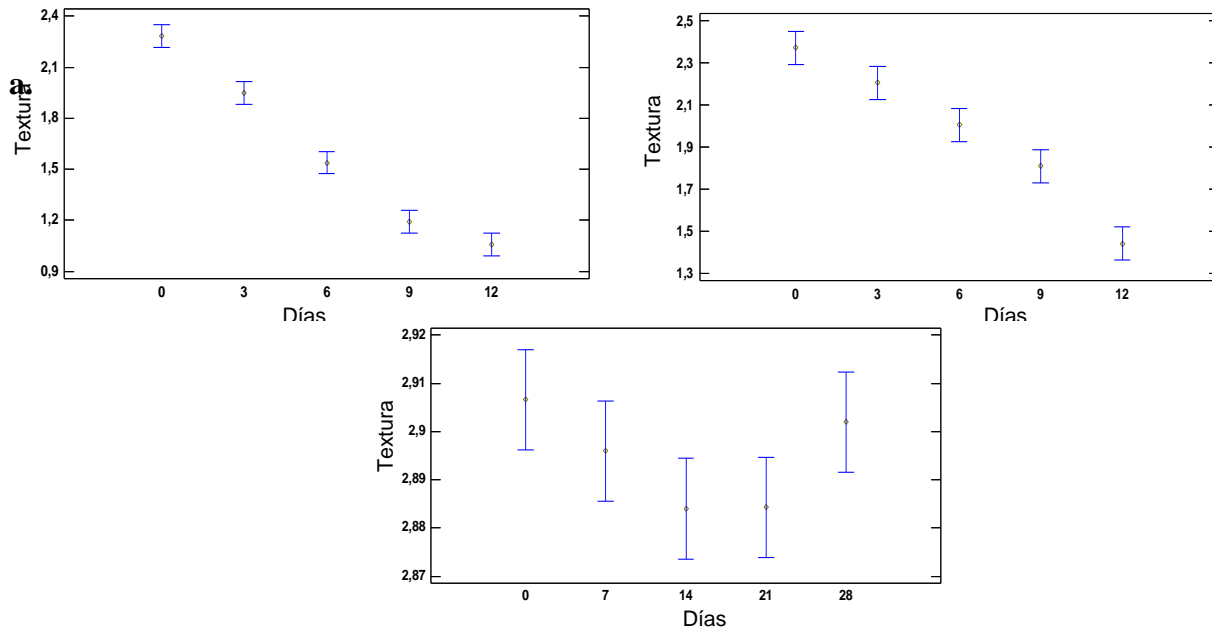
Fuente: Ésta investigación

Textura: Al igual que sucedió con los °Brix, la textura presentó una reducción en los dos primeros tratamientos (ver gráfica 4), el análisis de varianza indicó diferencias significativas durante el almacenamiento en los dos casos. En los hongos en conserva la textura mostró un comportamiento estable, el análisis de varianza reportó que no existen diferencias significativas (ver anexo 4). Los bajos niveles de textura que se registran en los últimos días del testigo y de los hongos en fresco, se deben al deterioro por los procesos de senescencia que se presentan una vez cosechado el producto, ya que los hongos se comportan como las demás hortalizas, las cuales después de su cosecha continúan con sus procesos biológicos. Además, los carpóforos maduros al

carecer de una película protectora son vulnerables a cambios físicos, microbianos y daños mecánicos, y tienen una alta tasa metabólica (Sánchez y Royse, 2001).

En la cosecha, los hongos son firmes y tiernos, pero posteriormente con el deterioro se ablandan y se hacen fibrosos, debido a la síntesis de la quitina en las paredes celulares, y a la pérdida de agua por los cambios en la permeabilidad de la membrana después de la cosecha. El deterioro de los hongos también se atribuye a los cambios generados por la acción de enzimas del grupo de las hidrolazas presentes (Sánchez y Royse, 2001). Todos estos cambios afectan la vida media del producto, alterando su textura y color, parámetros de gran importancia en la industria de los hongos que definen la calidad de los mismos. La velocidad con la que se dan estas variaciones depende de la temperatura con la que permanece el producto almacenado (Rajarithnam *et al.*, 1983; Gormley, 1969 citados por Morales, 2016).

Gráfica 4. Valores medios con los intervalos LSD de Fisher (95%) de: a. Textura testigo. b. Textura hongos en fresco. c. Textura hongos en conserva

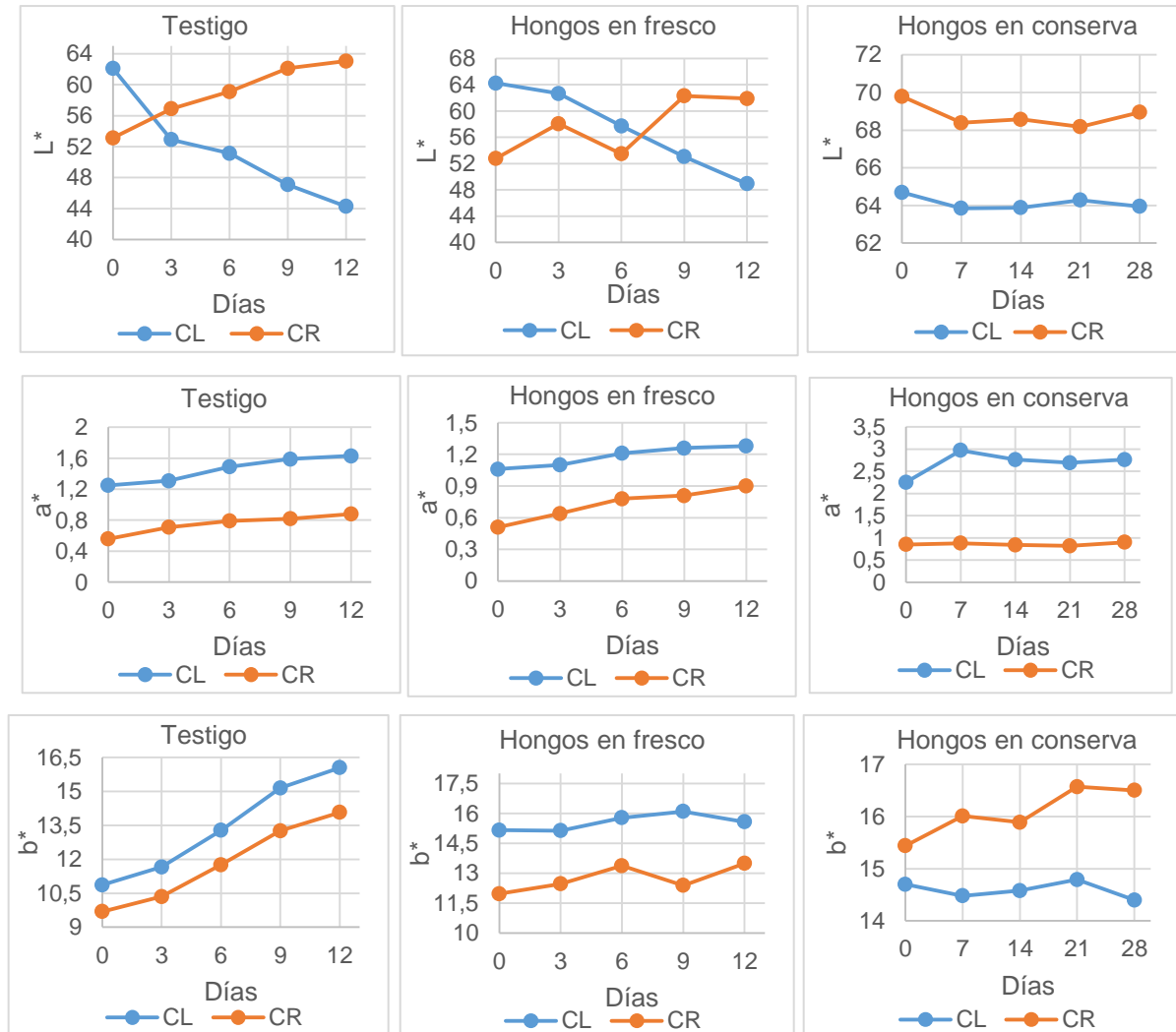


c.

Fuente: Ésta investigación

Color: En general, el ANOVA presentó diferencias estadísticas significativas en los parámetros L* y a* ($P < 0,05$), por efecto del tiempo de almacenamiento y el tipo de cara para los hongos en fresco y el testigo. En el parámetro b*, en el caso de los hongos en fresco no existieron diferencias significativas en ambas caras. Para los hongos en conserva no hubieron diferencias significativas en estos parámetros a lo largo del periodo de almacenamiento (ver anexos 5, 6 y 7). La gráfica 5 muestra los valores medios con intervalos LSD (95%) de la Luminosidad (L*), cromaticidad a* (verde (-) y rojo (+)) y cromaticidad b* (amarillo (+) y azul (-)) en las caras lisa (CL) y rugosa (CR) de los hongos frescos y en conserva durante el almacenamiento.

Gráfica 5. Valores medios con los intervalos LSD de Fisher (95%) de L^* , a^* y b^* para las caras lisa (CL) y rugosa (CR) de hongos testigo, en fresco y en conserva durante el tiempo de almacenamiento



Fuente: Ésta investigación

La luminosidad (L^*), presenta una tendencia a disminuir (más oscuras) con el tiempo en CL de los hongos en fresco y el testigo, debido a la ocurrencia de los procesos de pardeamiento enzimático en el producto (Ruiz, 2009). Para el hongo fresco y el control, los valores de L^* son mayores en las muestras de CR que en las de CL, debido a la presencia de aire en los intersticios de esta área, que contribuye a la falta de homogeneidad en el índice de refracción del tejido,

disminuyendo el grado de absorción de la luz en la zona superficial, lo que da como resultado que las muestras se vean más claras. Este mismo fenómeno hace que la cromaticidad b^* (amarillo (+) y azul (-)) en las muestras CR acentúen más los tonos amarillos (Cortés *et al.*, 2007). Por otra parte, los valores de L^* fueron aumentando en CR, posiblemente por el crecimiento de microorganismos como mohos que alteraron la luminosidad en los últimos días de evaluación.

El efecto del tiempo de almacenamiento en L^* es significativo en CL: a mayor tiempo, menor L^* , lo que hace ver las muestras más oscuras. Los valores de a^* siguen siendo mayores en CL que CR, y esta tendencia acentúa más los tonos rojizos en CL en la medida que se incrementa el tiempo (Cortés *et al.*, 2007). Para los hongos en fresco y testigo, hay una tendencia al aumento de los valores de a^* y b^* , los valores de estos reflejan una combinación hacia los tonos marrones permaneciendo en la escala de grises.

La evolución de los parámetros de color con el tiempo, evidencia inicios de pardeamiento al final del almacenamiento, lo cual se identifica por la disminución de L^* a valores inferiores y el incremento de la cromaticidad a^* y b^* , pero permaneciendo en la cromaticidad de la escala de grises. El cambio de color en las muestras, puede ser atribuido a la oxidación enzimática de fenoles tales como la PFO, la cual es crucial en la síntesis de melanina, para formar pigmentos cafés, o a la oxidación no enzimática de los fenoles producida por otros factores. Se ha comprobado que la actividad tirosinasa y la concentración de fenoles son mayores en la piel del carpóforo que en el interior del hongo y por tanto el pardeamiento es mayor en la piel y más débil internamente (Campo y Gélvez, 2011).

En las conservas tanto en CL como en CR, los valores de L^* , a^* y b^* no presentaron mucha variación, por ello el ANOVA indicó la inexistencia de diferencias significativas entre los datos obtenidos. Se presentó mayor aumento en los valores con respecto a los hongos en fresco, por efecto del escaldado realizado en su elaboración, el cual ayuda a evitar el pardeamiento,

resaltando además el color del producto. Adicionalmente, en los hongos en conserva los factores L^* , a^* y b^* tienden a mantenerse constantes debido al efecto antioxidante del ácido cítrico que interactúa con las reacciones degenerativas en el producto, actuando como mecanismo de amortiguación al proceso de pardeamiento enzimático y más aún cuando las condiciones de pH del producto pueden ser favorables a esta reacción (Ruiz, 2009).

El hongo *Pleurotus ostreatus* es una estructura alimentaria que también presenta reacciones de pardeamiento no enzimático durante el almacenamiento, debido a la reacción de azúcares reductores como la glucosa, con aminoácidos presentes como la lisina y la arginina; además, otras reacciones de carácter oxidativo, tales como la degradación oxidativa del ácido ascórbico y/o la conversión de polifenoles en policarbonilos pueden contribuir igualmente al oscurecimiento (Cortés *et al.*, 2007; Ruiz, 2009).

El color y la textura del alimento son de primordial importancia para el consumidor como criterio de calidad de los productos. El color del hongo es una característica muy variable en *Pleurotus spp.* y dependiendo de las condiciones de cultivo, la especie y la cepa, los cuerpos fructíferos presentan diversas coloraciones tales como blanco, crema, rosa, amarillo, azul grisáceo, marrón, griseoso a casi negro (Flores, 2012). Ruiz *et al.*, (2010) mencionan que la buena calidad de los cuerpos fructíferos de *Pleurotus* se considera buena cuando presentan un color de blanquecino a marrón.

Los resultados obtenidos en esta investigación se encuentran dentro del rango obtenido por otros autores (Ruiz, 2009; Ruiz *et al.*, 2010; Campo y Gélvez, 2011; Cortés *et al.*, 2011).

6.2.1.2 Caracterización microbiológica

Los resultados de las pruebas realizadas para el análisis microbiológico de los hongos en fresco y en conserva se muestran en el anexo 8. Para la prueba de coliformes fecales y totales hubo ausencia de los mismos en las dos muestras. En la prueba de mesófilos para los hongos en

fresco el valor obtenido fue de 9600 UFC/g, este valor se encuentra dentro de los rangos permisibles de la Norma Sanitaria 007-98-SA (Cortéz, 2016).

La prueba de mohos y levaduras para hongos en fresco fue de 2500 UFC/g y en conserva <10 UFC/g, según la Norma Sanitaria 007-98-SA establece que para frutas y verduras incluyendo hongos comestibles el límite máximo permitido para la presencia de estos microorganismos es de 10^3 UFC/g. Los mohos y las levaduras se encuentran ampliamente distribuidos en el ambiente, pueden encontrarse como flora normal de un alimento, o como contaminantes en equipos mal sanitizados.

En la investigación realizada por Ruiz *et al.* (2010), en hongos frescos empacados en dos atmosferas modificadas se encontró una carga de aerobios mesófilos de 3500 UFC/g y 5000 UFC/g respectivamente; se reportó además, un recuento de mohos de 260 UFC/g y 1600 UFC/g de levaduras en hongos envasados en atmosferas modificadas (atmosfera 1) y 130 UFC/g de mohos y 1000 UFC/g de levaduras (atmosfera 2). Cortéz (2016), encontró una carga microbiana de aerobios mesófilos de $4,7 \times 10^3$ UFC/g en *Pleurotus ostreatus* cosechados en cáscara de frejol gandul, 13×10^3 en cáscaras de frejol cuarenton y 33×10^3 en pseudotallo de plátano; por otra parte se registró un recuento de mohos y levaduras de 1×10^3 UFC/g en hongos cosechados a base de frejol gandul, $1,17 \times 10^3$ UFC/g en cáscaras de frejol cuarenton y $0,75 \times 10^3$ UFC/g en pseudotallo de plátano.

Para los hongos en conserva el valor obtenido fue <10 UFC/g por lo tanto se demuestra la efectividad del tratamiento térmico realizado para su elaboración. En general, los recuentos de mohos, levaduras y aerobios mesófilos, sin llegar a ser obligatorios para las ensaladas crudas en la norma colombiana, denotan una mejor calidad microbiológica en los hongos procesados (Ruiz, 2009; Ruiz *et al.*, 2010).

En las pruebas de *Bacillus cereus*, *Pseudomonas ssp.* y *Clostridium ssp.*, no hubo crecimiento de estos microorganismos para ambas muestras. La ausencia de *Clostridium* en la conserva ácida indica que ésta fue realizada de forma adecuada, y se mantuvo un pH inferior a 4,5 el cual evitó el desarrollo de la toxina de este microorganismo.

En conclusión, la mayoría de los datos obtenidos de todas las pruebas indican ausencia de los microorganismos estudiados, lo cual refleja la calidad sanitaria del alimento, las condiciones de manipulación y las condiciones higiénicas de la materia prima, por lo tanto, se considera este alimento apto para el consumo humano.

6.2.2 Evaluación organoléptica

Los hongos producidos en el mejor sustrato fueron evaluados en su presentación sin ningún tipo de preparación (testigo) y en forma salteada. En el gráfico de radar se evidencia los valores medios de las calificaciones para los atributos sensoriales de orellanas en fresco y en conserva en función del tipo de preparación (ver gráfica 6).

6.2.2.1 Hongos testigo

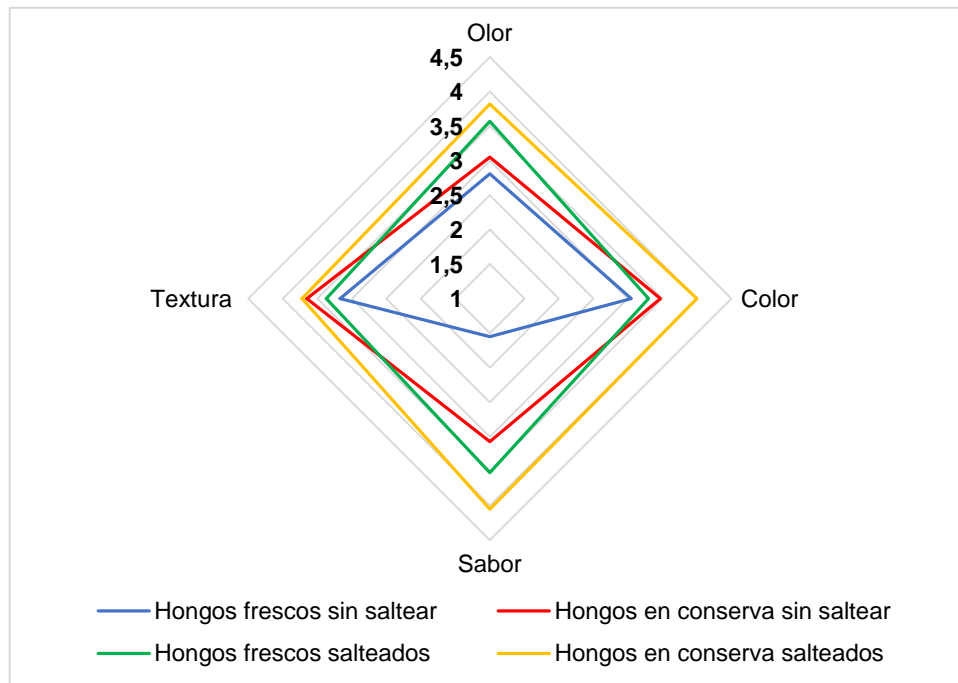
Olor: En la prueba sensorial realizada por catadores no entrenados para el consumo de *Pleurotus ostreatus*, se pudo determinar por medio del ANOVA que en los hongos sin ningún tipo de preparación no existe diferencia significativa para el olor (ver anexo 9). Para los hongos en fresco hubo una calificación promedio de 2,80, evidenciando poca aceptabilidad frente a este atributo; para los hongos en conserva el valor promedio fue de 3,05, lo que indica que a la mayoría de consumidores les fue indiferente esta característica en el producto.

Color: el análisis de varianza en este caso arrojó que existe una diferencia significativa tanto en hongos en fresco como en conserva (ver anexo 9). Para cada muestra se obtuvo un promedio de 3,05 y 3,47, tal y como se indica en la gráfica 6. Lo anterior refleja una mayor aceptabilidad para los hongos en conserva, sin embargo dicho valor no alcanza el nivel de preferencia esperado.

Sabor: los resultados obtenidos en la ANOVA indican que existe una diferencia significativa ($P < 0,05$) en las dos muestras sin preparación (ver anexo 9). El valor medio obtenido para hongos en fresco fue de 1,55, presentándose un notable desagradado por parte de los jueces; por el contrario para hongos en conserva el valor medio fue de 3,07, por lo tanto hubo una mejor aceptación de éstos.

Textura: al igual que sucedió con el sabor, se presentaron diferencias significativas para los hongos sin preparación (ver anexo 9). Los valores medios encontrados se muestran en la gráfica 6, señalando que a los consumidores les resulta más agradable este aspecto en hongos en conserva.

Gráfica 6. Valores medios de las calificaciones para los atributos sensoriales en los hongos comestibles (*Pleurotus ostreatus*) frescos y en conserva en función del tipo de preparación



Fuente: Ésta investigación

6.2.2.2 Hongos salteados

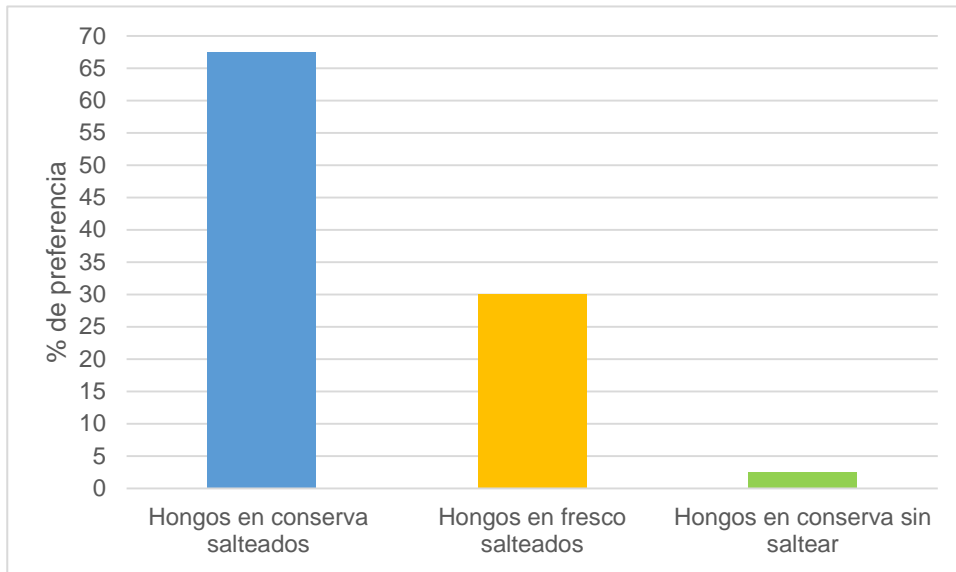
Olor: por medio del ANOVA se determinó que en los hongos salteados no existe una diferencia significativa para este atributo (ver anexo 9). En la gráfica 6 se puede observar que para los hongos salteados en fresco hubo una calificación promedio de 3,57, y para los hongos en conserva fue de 3,82, siendo así que, los consumidores no mostraron mayor interés frente a esta característica en el producto.

Color: el ANOVA presentó que existe diferencia significativa tanto en hongos en fresco como en conserva (ver anexo 9). Para cada muestra se obtuvo un promedio de 3,3 y 4,0 respectivamente, por lo tanto hubo mayor aceptación del producto en conserva salteado, siendo los cambios percibidos por parte de los consumidores.

Sabor: los valores encontrados en el ANOVA señalan que existe una diferencia significativa en las dos preparaciones (ver anexo 9). El valor medio obtenido para hongos en conserva fue de 4,05, evidenciándose una satisfacción frente a esta propiedad en el producto; por otro lado, para los hongos en fresco el valor medio fue de 3,52, debido a que no se generó mayor impacto frente a la respuesta del consumidor.

Textura: los datos arrojados en el ANOVA, establecen que no existe una diferencia significativa en cuanto a esta característica en los hongos salteados en fresco y en conserva (ver anexo 9), cuyos valores promedio fueron de 3,37 y 3,72 respectivamente. Lo anterior refleja una percepción neutral frente a este parámetro.

Gráfica 7. Porcentaje de preferencia de acuerdo al tipo de preparación en hongos en fresco y en conserva



Fuente: Ésta investigación

Se pidió a los jueces que indicaran cuál muestra preferían, los resultados arrojaron que el 67,5 % prefirió la muestra de conserva salteada, el 30% prefirió la muestra de fresco salteada y el 2,5 % prefirió la conserva sin preparación y ningún juez indicó que prefería la muestra en fresco sin preparar (ver gráfica 7). En la evaluación organoléptica para los hongos sin preparación se dio una baja aceptabilidad con respecto al sabor, siendo más evidente en los hongos en fresco. La razón de la respuesta negativa frente a este parámetro, es que este tipo de productos se consume comúnmente en algún tipo de preparación específica, como por ejemplo en pizzas, sopas, pastas, entre otros (Carrión *et al.*, 2016). En contraste con esto, los hongos salteados en conserva presentaron una aceptabilidad de 4 en cuanto a sabor, lo cual confirma que una preparación tiene un efecto positivo para el consumo del producto. En cuanto al olor, se demostró que el tipo de tratamiento utilizado no tiene incidencia frente a este parámetro.

En los parámetros de textura y color los jueces percibieron diferencias tanto para hongos en fresco como en conserva en las dos presentaciones (sin preparar y salteados). En este caso, los hongos en conserva tuvieron mayor aceptación, lo cual se debe al proceso de escaldado que se realiza para la elaboración de este producto. Según De Michelis *et al.* (2009), el objetivo principal del escaldado es reducir el oscurecimiento del hongo debido a reacciones químicas generadas por el contacto con el oxígeno del aire y por el contenido natural de las enzimas. Además, otros efectos deseables como, por ejemplo, eliminar aire del tejido, producir el cambio de volumen que típicamente se produce por contracción de la estructura, disminuir el contenido natural de microorganismos, reducir la pérdida de aroma, sabor y color, y ayudar a la estabilización de la textura.

7. CONCLUSIONES

El bagazo de caña panelera suplementado con residuos lignocelulósicos de cereales como la granza de cebada y sales nitrogenadas como el sulfato de amonio, puede utilizarse como sustrato para la producción de *Pleurotus ostreatus*.

El tratamiento T6 preparado con bagazo de caña (66%), granza de cebada (30%), sulfato de amonio (2%) y carbonato de calcio (2%), presentó la más alta eficiencia biológica para la producción de *P. ostreatus* (EBA=76,72%), menor precocidad (33 días), menor tiempo a cosechas (41 y 49 días), mayor número de fructificaciones por bolsa (42) y adecuado tamaño de carpóforo, en comparación con los otros sustratos con bagazo; lo cual se puede atribuir a su composición química inicial y a las propiedades físicas aportadas por la granza de cebada.

Los parámetros fisicoquímicos en los hongos en fresco se ven afectados por el tiempo de almacenamiento, estos cambios se deben a los procesos de senescencia propios del producto una vez cosechado. La tendencia fue a disminuir los °Brix, %acidez, textura y aumentar el pH. La luminosidad (L^*) mostró tendencia a disminuir con el tiempo (muestras más oscuras) en la cara lisa (CL); en la cara rugosa (CR) se presentaron valores más altos de luminosidad. Las cromaticidades a^* y b^* se sostienen en las tonalidades grises, siendo mayores en CL.

Las propiedades fisicoquímicas de las conservas de orellanas durante el periodo de almacenamiento tienden a mantenerse constantes, lo que se atribuye a la adición de ácido cítrico y al efecto del escaldado en el proceso de elaboración, que inactiva las enzimas responsables de las reacciones del pardeamiento enzimático, además de mejorar las características del producto como la textura y el color.

Las pruebas microbiológicas presentan conformidad frente a las normas establecidas, indicando que el proceso de cultivo, cosecha, transformación y almacenamiento de los hongos se hizo de forma aséptica, por lo tanto el producto es apto para el consumo humano.

En la evaluación sensorial los parámetros de color, sabor y textura se ven afectados por el tipo de preparación de las orellanas; siendo así que, los consumidores perciben un cambio cuando se presenta el producto sin preparar y salteado. Las orellanas en conserva salteadas obtuvieron una buena aceptabilidad (valoración de 4) por parte de los jueces; por lo que se evidencia que este tipo de productos se prefiere consumir en alguna preparación específica.

8. RECOMENDACIONES

Se recomienda mantener un control riguroso de humedad y temperatura durante toda la etapa del cultivo, para evitar obtener valores bajos en las eficiencias biológicas, además que la semilla con la que se realice el cultivo sea certificada.

Es recomendable evaluar varias formulaciones de las conservas para determinar cuál ayuda a mantener las propiedades fisicoquímicas y organolépticas del producto.

Se debe realizar más investigaciones sobre la conservación de setas comestibles, con el fin de mantener durante un tiempo más prolongado sus capacidades nutricionales y organolépticas, así como de proporcionar una apariencia general del producto que sea aceptable por el consumidor.

Para la prueba sensorial es necesario trabajar con un panel de jueces semientrenados, ya que al ser este un producto poco conocido para los consumidores, es difícil obtener datos comparativos frente a parámetros como color, olor, sabor y textura.

BIBLIOGRAFÍA

- ACEVEDO, L. Y QUINTERO, M. Estudio para la creación de una empresa de producción y comercialización del hongo comestible *Pleurotus ostreatus* en el municipio de Lebrija, Santander. Tesis de pregrado. Bucaramanga: Universidad industrial de Santander, instituto de proyección regional y educación a distancia, producción agroindustrial. 2009. 275 p.
- AGUILAR, D. Producción de etanol a partir de bagazo de caña panelera mediante un sistema híbrido de fermentación y pervaporación. Tesis de maestría. Manizales: Universidad Nacional de Colombia. 2011. 90 p.
- AGUILAR, N. Evaluación del crecimiento de *Pleurotus pulmonarius* y *Pleurotus ostreatus* en dos sustratos bajo condiciones naturales en la granja el hangar del municipio de Piedecuesta (Santander). Tesis de pregrado. Bucaramanga: Universidad industrial de Santander. 2012. 65 p.
- MINAGRICULTURA. Área, producción, rendimiento y participación municipal en el departamento por cultivo: caña panelera. 2014. Disponible en: <http://www.agronet.gov.co/estadistica/Paginas/default.aspx>.
- ÁLZATE, C. Y CORONEL, G. Determinación de la evolución y el rendimiento en cada una de las etapas productivas de la seta *Pleurotus ostreatus* (orellanas), sembrada en tres clases de residuos agroindustriales. Tesis de pregrado. Bucaramanga: Universidad industrial de Santander. 2010. 136 p.
- ANDRINO, A., MORTE, A., Y HONRUBIA, M. Caracterización y cultivo de tres cepas de *Pleurotus eryngii* (Fries) Quélet sobre sustratos basados en residuos agroalimentarios. Anales de Biología, 2011. Vol. 33. Pág. 53-66.

- ARDÓN, C. La producción de los hongos comestibles. Tesis de maestría. Guatemala: Universidad de San Carlos de Guatemala. 2007. 213 p.
- BAENA, A. Aprovechamiento del bagazo de maguey verde (*Agave salmiana*) de la agroindustria del Mezcal en San Luis Potosí para la producción de hongo ostra. Tesis de maestría. San Luis Potosí: Instituto potosiano de investigación científica y tecnológica, A.C. 2005.116 p.
- BALENCIAGA, C. Planta de elaboración de “champiñón y setas de la rioja” en conserva y fresco. Tesis de pregrado. Pamplona: Universidad Pública de Navarra. 2014. 708 p.
- BAYONA, P. Estudio de factibilidad para la creación de una empresa productora y comercializadora de orellanas en Moniquirá Boyacá. Tesis de pregrado. Boyacá: Universidad EAN. 2012. 44 p.
- BENAVIDES, O. Aprovechamiento de residuos lignocelulósicos para el cultivo de orellanas (*Pleurotus ostreatus*). Tesis de maestría. San Juan de Pasto: Universidad de Nariño. 2013. 111 p.
- BENAVIDES, O., CABRERA, E., VILLOTA, A. Y ARTURO, D. Ácidos grasos del hongo funcional *Pleurotus ostreatus* cultivado en residuos sólidos agroindustriales. Producción + Limpia, 2015. Vol. 10. No. 1. Pág. 73-81.
- BENAVIDES, O., RUIZ, H. Y ARAUJO, D. Eficiencia biológica como variable de bioprocesamiento de residuos lignocelulósicos para la producción del hongo comestible y medicinal (*Pleurotus ostreatus*). Vitae, 2016. Vol. 23. No. 1. Pág. 18-21.
- CABRERA, E. Y VILLOTA, A. Evaluación comparativa de ácidos grasos y esteroides mayoritarios encontrados en el hongo *Pleurotus ostreatus* cultivado en seis sustratos diferentes. Tesis de pregrado. San Juan de Pasto: Universidad de Nariño. 2012. 83 p.

- CALDERÓN, A. Y CEA, C. Estrategia de mercadeo para la comercialización del hongo ostra producido en el salvador. Caso práctico: empresa MANIX, S.A. DE C.V. Tesis de pregrado. Antiguo Cuscatlán: Universidad Dr. José Matías Delgado. 2006. 196 p.
- CAMPO, Y. Y GÉLVEZ, V. Efecto de la termosonicación sobre las propiedades fisicoquímicas del hongo comestible (*Pleurotus ostreatus*) fresco empacado al vacío. Bistua: revista de la facultad de ciencias básicas, 2013. Vol. 9. No. 2. Pág. 55-63.
- CANO, A., Y ROMERO, L. Valor económico, nutricional y medicinal de hongos comestibles silvestres. Revista chilena de nutrición, 2016. Vol. 43. No. 1. Pág. 75-80.
- CARRIÓN, M., OHACO, E., Y DE MICHELIS, A. Evaluación de cambios volumétricos en *Pleurotus ostreatus* según distintos tratamientos térmicos. INTA, 2016. Vol. 87. Pág. 4-22.
- CARVAJAL, G. Evaluación de la producción del hongo *Pleurotus ostreatus* sobre cinco tipos de sustratos (tamo de trigo, tambo de cebada, tambo de vicia, tambo de avena y paja de páramo); enriquecidos con tuza molida, afrecho de cebada y carbonato de calcio. Tesis de pregrado. Ibarra: Pontificia Universidad Católica del Ecuador Sede Ibarra (PUCE-SI). 2010. 100 p.
- CAYETANO, M. Y BERNABÉ, T. Cultivo de *Pleurotus* sobre residuos de las cosechas de Jamaica (*Hibiscus sabdariffa*) y plátano (*Musa paradisiaca*). Revista mexicana de micología, 2008. Vol. 26. Pág. 57-60
- CONSEJERÍA DE EMPLEO Y DESARROLLO TECNOLÓGICO. (2004). Manipulación de alimentos, manual común, servicios de Andalucía de empleo. Recuperado de: http://www.juntadeandalucia.es/empleo/recursos2/material_didactico/especialidades/materialdidactico_manipulacion_alimentos/PDF/Manual_Comun.pdf

- CÓRDOBA, R. Y CULTID, G. Estudio comparativo de la actividad enzimática de lacasa (Lac), lignina peroxidasa (LiP) y manganeso peroxidasa (MnP) de *Pleurotus ostreatus* cultivado en residuos lignocelulósicos de raquis de palama de aceite, bagazo de fique y pulpa de café. Tesis de pregrado. San Juan de Pasto: Universidad de Nariño. 2015. 136 p.
- CORTÉS, M., GARCÍA, A., Y SUÁREZ, H. (2007). Fortificación de hongos comestibles (*Pleurotus ostreatus*) con calcio, selenio y vitamina C. *Vitae*, 14(1), 16-24.
- CORTÉS, M., RUIZ, M Y HENRÍQUEZ, L. Influencia del empaque y envasado sobre las propiedades fisicoquímicas del hongo comestible *Pleurotus ostreatus*. Revista MVZ Córdoba, 2011. Vol. 16. No. 2. Pág. 2593-2604.
- CORTÉZ, T. Calidad microbiológica, físico-química y organoléptica del hongo comestible (*Pleurotus ostreatus*) fresco y deshidratado, cultivados en tres residuos de cosecha. (Tesis de pregrado). Quevedo: Universidad Técnica Estatal de Quevedo. 2016. 108 p.
- CHANG, S. Y MILES, P. Biología de las setas. 2 ed. Hong Kong: World Scientific. 1999. 477 p.
- CHANG, S. Y MILES, P. Mushrooms: Cultivation, Nutritional Value, Medicinal Effect, and Environmental Impact. Boca Raton, USA: CRC Press LLC. 2004.
- CRUZ, D., LÓPEZ, E., PASCUAL L., Y BTTAGLIA, M. Guía técnica de producción de hongos comestibles de la especie *Pleurotus ostreatus*. Journal of Agriculture and Environment for International Development, 2010. Vol. 104. No. 3. Pág. 39-154.
- DÍAZ, C. Y CARVAJAL, E. Eficiencia biológica de *Pleurotus ostreatus* cultivado en fibra de palma de aceite. @limentech ciencia y tecnología alimentaria, 2014. Vol. 12. No.1. Pág. 63-70.
- DE MICHELIS, A., Y RAJCHENBERG, M. Hongos Comestibles: Teoría y práctica para la recolección, elaboración y conservación. 1 ed. Bariloche: INTA. 2006. 160 p.

- DE MICHELIS, A., VULLIOUD, M., Y RUSALEN, R. Experiencias en el manejo de *Pleurotus ostreatus* (hongo de cultivo) para conservas. *Presencia*, 2009. Vol. 54. Pág. 28-31.
- ESCALANTE, H., ORDUZ, J., ZAPATA, H., CARDONA, M., DUARTE, M. Atlas del Potencial Energético de la Biomasa Residual en Colombia. Bucaramanga: Ministerio de Minas y Energía. 2007.
- FERNÁNDEZ, Y. Cultivo de orellanas (*Pleurotus ostreatus*) en cinco sustratos generados en los procesos productivos agropecuarios, en dos épocas de siembra, en el municipio de Ituango. Tesis de pregrado. Medellín: Universidad Nacional Abierta y a Distancia. 2014. 92 p.
- FLORES, G. Aprovechamiento del bagazo residual de *Yucca spp.* como sustrato para la producción de *Pleurotus spp.* Tesis de maestría. México D.F: Instituto Politécnico Nacional. 2012. 124 p.
- GARCÉS, A., VÉLEZ, N., RUIZ, S., SERNA, J. Y SUÁREZ, E. Evaluación de algunos residuos orgánicos como sustrato para el cultivo de hongos comestibles. *Revista Lasallista de investigación*, 2006. Vol. 2. No. 2. Pág. 15-20.
- GARCÍA, C. El cultivo de los hongos superiores comestibles, un recurso de desarrollo ineludible en el siglo XXI. *Anal. Real Academia Nacional de Farmacia*, 2002. Vol. 68. No. 4. Pág. 753 - 776.
- GARCÍA, P., RODRÍGUEZ, W., CHALARCA, E., Y ANDRADE, A. Estudio microbiológico y fisicoquímico de hongos comestibles (*Pleurotus ostreatus* y *Pleurotus pulmonarius*) frescos y deshidratados. *Ingenierías & Amazonia*, 2014. Vol. 7. No. 1. Pág. 41-47.
- GARCÍA, N., BERMÚDEZ, R., Y SERRANO, M. Formulaciones de sustratos en la producción de setas comestibles *Pleurotus*. *Tecnología Química*, 2011. Vol. 31. No. 3. Pág. 15-22.

- GARZÓN, J., Y CUERVO, J. Producción de *Pleurotus ostreatus* sobre residuos sólidos lignocelulósicos de diferente procedencia. NOVA Publicación en Ciencias Biomédicas, 2008. Vol. 6. No. 10. Pág. 126-140.
- GONZÁLEZ, A. Y RODRÍGUEZ, M. Cultivo de dos cepas de *Pleurotus* sobre diferentes mezclas de sustratos. Revista del Jardín Botánico Nacional, 1995. Vol. 16. Pág. 69-71.
- GONZÁLEZ, L., GIRALDO, G., Y DUQUE, A. Periodo de cosecha y método de conservación del hongo comestible *Pleurotus ostreatus* (Jacq.) P. Kumm. EIDENAR, 2011. Vol. 10. Pág. 117-125.
- GRODZÍNSKAYA, A., INFANTE H., Y PIVEN, N. Cultivo de hongos comestibles utilizando desechos agrícolas e industriales. Agronomía Tropical, 2002. Vol. 52. No. 4. Pág. 427-447.
- GUARÍN, J. Y RAMÍREZ, A. Estudio de factibilidad técnico financiero de un cultivo de hongos *Pleurotus ostreatus*. Tesis de pregrado. Bogotá D.C.: Pontificia Universidad Javeriana, facultad de ingeniería, carrera de ingeniería industrial. 2004. 86 p.
- GUZMÁN, A. Y RODRÍGUEZ, S. Plan de negocios para la comercialización de orellanas a través de mercados industriales y de consumo en Bogotá. Tesis de pregrado. Bogotá D.C.: Corporación universidad libre. 2010. 232 p.
- HERNÁNDEZ, E. Evaluación sensorial. Universidad Nacional Abierta y a Distancia. Bogotá. 2005.
- HERNÁNDEZ, A., MÁRQUEZ, C., RESTREPO, C., Y PÉREZ, L. (2014). Aplicación de tecnología de barreras para la conservación de mezclas de vegetales mínimamente procesados. *Revista Facultad Nacional de Agronomía*, 67(1), 7237-7245.

INSTITUTO COLOMBIANO DE NORMAS TÉCNICAS Y CERTIFICACIÓN. Norma Técnica Colombiana NTC 4623. Productos de frutas y verduras. Determinación de la acidez titulable. Bogotá. ICONTEC. 1999.

INSTITUTO COLOMBIANO DE NORMAS TÉCNICAS Y CERTIFICACIÓN. Norma Técnica Colombiana NTC 4624. Jugos de frutas y hortalizas. Determinación del contenido de sólidos. Bogotá. ICONTEC. 1999.

INSTITUTO COLOMBIANO DE NORMAS TÉCNICAS Y CERTIFICACIÓN. Norma Técnica Colombiana NTC 5328. Análisis sensorial. Directrices para el uso de escalas de respuestas cuantitativas. Bogotá. ICONTEC. 2004.

INSTITUTO COLOMBIANO DE NORMAS TÉCNICAS Y CERTIFICACIÓN. Norma Técnica Colombiana NTC 932. Champiñones o setas (*Agaricus spp.*) en conserva. Bogotá. ICONTEC. 2016.

JALK, E. Y MORI, M. Elaboración de encurtidos de *Pleurotus ostreatus* (Jacq. Ex Fr.) Kumm, producidos a partir de subproductos de oryza saliva I. Tesis de pregrado. Chachapoyas: Universidad Nacional Toribio Rodríguez de Mendoza de Amazonas. 2014. 93 p.

JARAMILLO, D., YEPES, L., HINCAPIE, G., VELASQUEZ, A., Y VÉLEZ, L. Desarrollo de productos a partir de la orellana (*Pleurotus ostreatus*). Revista Investigaciones Aplicadas, 2011. Vol. 5. No. 2. Pág. 82-91.

LÓPEZ, C. Manejo holístico en la producción de hongos comestibles (*Pleurotus ostreatus*) en el semidesierto. Tesis de pregrado. Buenavista: Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro. 2011. 122 p.

LÓPEZ, C., HERNÁNDEZ, R., SUÁREZ, C., Y BORRERO, M. Evaluación del crecimiento y producción de *Pleurotus ostreatus* sobre diferentes residuos agroindustriales del

- departamento de Cundinamarca. Universitas Scientiarum, 2008. Vol. 13. No. 2. Pág. 128-137.
- LUJAN, R., MORALES J., Y PADILLA, J. Evaluación de los tratamientos de esterilización y aditivos en la conservación de la seta *Pleurotus ostreatus*. @limentech ciencia y tecnología alimentaria, 2007. Vol. 5. No. 2. Pág. 49-57.
- MANJARRÉS, K., CASTRO, A., Y RODRÍGUEZ, E. Producción de lacasa utilizando *Pleurotus ostreatus* sobre cáscaras de plátano y bagazo de caña. Revista Lasallista de Investigación, 2010. Vol. 7. No. 2. Pág. 9-15.
- MANYOMA, P. Utilización de residuos orgánicos lignocelulósicos provenientes de actividades industriales para la producción de hongos comestibles *Pleurotus spp.* en el Distrito especial de Buenaventura, Colombia. Tesis de pregrado. Santiago de Cali: Universidad autónoma de occidente. 2013. 111 p.
- MARTÍNEZ, J. Cultivo de *Pleurotus ostreatus* en el valle del Fuerte, Sinaloa, una alternativa de aprovechamiento de esquilmos agrícolas. Tesis doctoral. Sinaloa: Universidad Autónoma Indígena de México. 2012. 70 p.
- MARTÍNEZ, D., BUGLIONE, M., FILIPPI, M., REYNOSO, L., RODRÍGUEZ, G., Y AGÜERO, M. Evaluación del crecimiento micelial de *Pleurotus ostreatus* y *Agrocybe aegerita* sobre orujos de pera. Anales de Biología, 2015. Vol. 37. Pág. 1-10.
- MORA, J., Y RODRÍGUEZ, M. Estudio de factibilidad para un proyecto de producción y exportación de hongo Orellana, producido en Santander. Tesis de pregrado. Bucaramanga: Universidad de La Sabana. 2014. 56 p.
- MORA, V., Y MARTÍNEZ, D. Investigaciones básicas, aplicadas y socioeconómicas sobre el cultivo de setas *Pleurotus spp* en México. En: SÁNCHEZ, J., MARTÍNEZ, D., MATA,

- G Y LEAL, H. (Ed.), El cultivo de setas *Pleurotus spp* en México. Tapachula. ECOSUR. 2007. p. 69-110.
- MORALES, A. Cambios fisicoquímicos y de compuestos con actividad antioxidante en carpóforos de *Pleurotus spp.* durante su almacenamiento a 2 °C. Tesis de maestría. Xalapa de Enríquez: Universidad Veracruzana. 2016. 85 p.
- NEVÁREZ, D. Aprovechamiento de residuos agroforestales para el cultivo de hongos comestibles (*Pleurotus sp.*). Tesis de maestría. Victoria de Durango: Instituto Politécnico Nacional. Centro interdisciplinario de investigación para el desarrollo integral regional. 2012. 119 p.
- OCEGUERA, S., BADILLO, M., ARANA, R., ANAYA, I., GUTIÉRREZ, G., Y CHANONA J. Deshidratación de un hongo comestible (*Pleurotus ostreatus*) con y sin atemperamiento. Poster. En: IX Congreso Nacional de Biotecnología y Bioingeniería XIII Congreso Nacional de Ingeniería Bioquímica II Congreso Internacional de Ingeniería Bioquímica. (9º: 2001: Veracruz).
- OSORIO, G. Manual: Buenas Prácticas Agrícolas -BPA- y Buenas Prácticas de Manufactura -BPM-en la Producción de Caña y Panela. Medellín: Corpoica. 2007. 220 p.
- QUIZHPILEMA, L. Validación de la tecnología para la producción e industrialización de hongos comestibles *Pleurotus ostreatus* utilizando sustratos orgánicos. Tesis de pregrado. Riobamba: Escuela Superior Politécnica de Chimborazo. 2013. 90 p.
- RÍOS, M., HOYOS, J., Y MOSQUERA, S. Evaluación de los parámetros productivos de la semilla de *Pleurotus ostreatus* propagada en diferentes medios de cultivo. Biotecnología en el Sector Agropecuario y Agroindustrial, 2010. Vol. 8. No. 2. Pág. 86-94.

- RIVERA, O. Estudio del efecto de la adición del estípite de shiitake (*Lentinula Edodes Berk. Pegler*) y de un extracto rico en sus polisacáridos sobre las cualidades nutricionales del antipasto. Tesis de maestría. Bogotá D.C.: Universidad Nacional de Colombia. 2010. 61 p.
- RODRÍGUEZ, N., Y JARAMILLO, C. Cultivo de hongos comestibles del género *Pleurotus* sobre residuos agrícolas de la zona cafetera. Chinchiná: CENICAFÉ. 2004. 61 p.
- ROMERO, O., HERNÁNDEZ, I., CONRADO, J., MÁRQUEZ, M., Y AMARO, J. Evaluación de bagazo de café (*Coffea arabica*) como sustrato en la producción de *Pleurotus ostreatus*. Revista Mexicana de Agronegocios, 2013. Vol. XVII. No. 33. Pág. 472-481.
- RUIZ, M. Aplicación de la ingeniería de matrices en el desarrollo de hongos comestibles (*Pleurotus ostreatus*) mínimamente procesados, fortificados con vitamina C, E y minerales calcio y zinc. Tesis de Maestría. Medellín: Universidad Nacional de Colombia. 2009. 109 p.
- RUIZ, M., CORTÉS, M, Y HENRÍQUEZ, L. Efecto de dos atmósferas de empaque en hongos comestibles (*Pleurotus ostreatus L.*) tratados mediante impregnación a vacío con una solución conservante. Vitae, 2010. Vol. 17. No. 1. Pág. 11-19.
- SÁNCHEZ, A. Producción de hongos comestibles del género *Pleurotus* a partir de los residuos vegetales provenientes de la plaza de mercado del municipio de Quibdó. Tesis de maestría. Manizales: Universidad de Manizales. 2015. 105 p.
- SÁNCHEZ, J., y ROYSE, D. La biología y el cultivo de *Pleurotus spp.* México D.F.: UTEHA. 2001. 293 p.
- SIHUANCA, D. Desarrollo de un proceso biotecnológico para la producción de variedades especiales de hongos comestibles (*Pleurotus, Lentinula, Hypsizygus*), empleando bagazo

de caña de azúcar y otros subproductos agrícolas y forestales como sustrato de cultivo.

Tesis doctoral. Puebla: Colegio de postgraduados. 2011. 162 p.

SLUKA, E., MONSERRAT, S., Y CONDORÍ, M. Conservación de pulpa de hongos gírgolas (*Pleurotus ostreatus*) por métodos combinados. Revta. Agron. N. O. Argent., 2013. Vol. 33. No. 1. Pág. 29-33.

VARNERO, M., QUIROZ, M., Y ÁLVAREZ, C. Utilización de residuos forestales lignocelulósicos para producción del hongo ostra (*Pleurotus ostreatus*). Información tecnológica, 2010. Vol. 21. No. 2. Pág. 13-20.

VENTURA, R., COLINAS, M., MARTÍNEZ, M., Y VALLE, S. Atmósferas modificadas, frigo conservación e inhibidores de oscurecimiento en poscosecha de *Pleurotus ostreatus*. Rev. Mex. Cienc. Agríc., 2011. Vol. 2. No. 2. Pág. 179-298.

WILCHES, J. Valoración y crecimiento de hongos comestibles nutraceutico y nutraceuticos en sustratos agroindustriales del Valle del Cauca. Tesis de maestría. Manizales: Universidad de Manizales. 2015. 157 p.

ANEXOS

ANEXO 1. ANÁLISIS DE VARIANZA COMPONENTES DE RENDIMIENTO

EFICIENCIA BIOLÓGICA PRIMERA COSECHA (EBPC)

<i>Fuente</i>	<i>Suma de Cuadrados</i>	<i>Gl</i>	<i>Cuadrado Medio</i>	<i>Razón-F</i>	<i>Valor-P</i>
Entre grupos	2930,880	5	586,176	240,68	0,0000
Intra grupos	73,066	30	2,435		
Total (Corr.)	3003,95	35			

EFICIENCIA BIOLÓGICA SEGUNDA COSECHA (EBSC)

<i>Fuente</i>	<i>Suma de Cuadrados</i>	<i>Gl</i>	<i>Cuadrado Medio</i>	<i>Razón-F</i>	<i>Valor-P</i>
Entre grupos	789,508	5	157,902	24,19	0,0000
Intra grupos	195,798	30	6,526		
Total (Corr.)	985,306	35			

PRECOCIDAD (P)

<i>Fuente</i>	<i>Suma de Cuadrados</i>	<i>Gl</i>	<i>Cuadrado Medio</i>	<i>Razón-F</i>	<i>Valor-P</i>
Entre grupos	325,917	5	65,183	56,14	0,0000
Intra grupos	34,833	30	1,161		
Total (Corr.)	360,750	35			

TIEMPO A PRIMERA COSECHA (TC1)

<i>Fuente</i>	<i>Suma de Cuadrados</i>	<i>Gl</i>	<i>Cuadrado Medio</i>	<i>Razón-F</i>	<i>Valor-P</i>
Entre grupos	680,556	5	136,111	44,87	0,0000
Intra grupos	91,0	30	3,03333		
Total (Corr.)	771,556	35			

TIEMPO A SEGUNDA COSECHA (TC2)

<i>Fuente</i>	<i>Suma de Cuadrados</i>	<i>Gl</i>	<i>Cuadrado Medio</i>	<i>Razón-F</i>	<i>Valor-P</i>
Entre grupos	777,139	5	155,428	49,34	0,0000
Intra grupos	94,500	30	3,150		
Total (Corr.)	871,639	35			

NÚMERO DE FRUCTIFICACIONES POR BOLSA (NFB)

<i>Fuente</i>	<i>Suma de Cuadrados</i>	<i>Gl</i>	<i>Cuadrado Medio</i>	<i>Razón-F</i>	<i>Valor-P</i>
Entre grupos	3959,890	5	791,978	37,16	0,0000
Intra grupos	639,333	30	21,311		
Total (Corr.)	4599,220	35			

DIÁMETRO HORIZONTAL DEL SOMBRERO (DHS)

<i>Fuente</i>	<i>Suma de Cuadrados</i>	<i>Gl</i>	<i>Cuadrado Medio</i>	<i>Razón-F</i>	<i>Valor-P</i>
Entre grupos	3,332	5	0,666	2,47	0,0546
Intra grupos	8,088	30	0,269		
Total (Corr.)	11,421	35			

DIÁMETRO HORIZONTAL DEL SOMBRERO (DHS)

<i>Fuente</i>	<i>Suma de Cuadrados</i>	<i>Gl</i>	<i>Cuadrado Medio</i>	<i>Razón-F</i>	<i>Valor-P</i>
Entre grupos	1,393	5	0,278	1,52	0,2136
Intra grupos	5,505	30	0,183		
Total (Corr.)	6,899	35			

LONGITUD DE ESTÍPITE (LE)

<i>Fuente</i>	<i>Suma de Cuadrados</i>	<i>Gl</i>	<i>Cuadrado Medio</i>	<i>Razón-F</i>	<i>Valor-P</i>
Entre grupos	0,325	5	0,0651	2,11	0,0916
Intra grupos	0,926	30	0,0308		
Total (Corr.)	1,251	35			

ANEXO 2. ANÁLISIS DE VARIANZA PARA PROPIEDADES FÍSICOQUÍMICAS

HONGOS TESTIGO

Tabla ANOVA para pH por Días

<i>Fuente</i>	<i>Suma de Cuadrados</i>	<i>Gl</i>	<i>Cuadrado Medio</i>	<i>Razón-F</i>	<i>Valor-P</i>
Entre grupos	0,971773	4	0,242943	75,92	0,0000
Intra grupos	0,032	10	0,0032		
Total (Corr.)	1,00377	14			

Tabla ANOVA para %Acidez por Días

<i>Fuente</i>	<i>Suma de Cuadrados</i>	<i>Gl</i>	<i>Cuadrado Medio</i>	<i>Razón-F</i>	<i>Valor-P</i>
Entre grupos	0,027726	4	0,0069315	64,66	0,0000
Intra grupos	0,001072	10	0,0001072		
Total (Corr.)	0,028798	14			

Tabla ANOVA para ° Brix por Días

<i>Fuente</i>	<i>Suma de Cuadrados</i>	<i>Gl</i>	<i>Cuadrado Medio</i>	<i>Razón-F</i>	<i>Valor-P</i>
Entre grupos	6,49067	4	1,62267	152,12	0,0000
Intra grupos	0,106667	10	0,0106667		
Total (Corr.)	6,59733	14			

Tabla ANOVA para Textura (N) por Días

<i>Fuente</i>	<i>Suma de Cuadrados</i>	<i>Gl</i>	<i>Cuadrado Medio</i>	<i>Razón-F</i>	<i>Valor-P</i>
Entre grupos	3,16296	4	0,790741	152,30	0,0000
Intra grupos	0,0519193	10	0,00519193		
Total (Corr.)	3,21488	14			

ANEXO 3. ANÁLISIS DE VARIANZA PARA PROPIEDADES FÍSICOQUÍMICAS

HONGOS EN FRESCO

Tabla ANOVA para pH por días

<i>Fuente</i>	<i>Suma de Cuadrados</i>	<i>Gl</i>	<i>Cuadrado Medio</i>	<i>Razón-F</i>	<i>Valor-P</i>
Entre grupos	3,44937	4	0,862343	30,73	0,0000
Intra grupos	0,2806	10	0,02806		
Total (Corr.)	3,72997	14			

Tabla ANOVA para % Acidez por Días

<i>Fuente</i>	<i>Suma de Cuadrados</i>	<i>Gl</i>	<i>Cuadrado Medio</i>	<i>Razón-F</i>	<i>Valor-P</i>
Entre grupos	0,00248667	4	0,000621667	4,80	0,0202
Intra grupos	0,00129467	10	0,000129467		
Total (Corr.)	0,00378133	14			

Tabla ANOVA para ° Brix por Días

<i>Fuente</i>	<i>Suma de Cuadrados</i>	<i>Gl</i>	<i>Cuadrado Medio</i>	<i>Razón-F</i>	<i>Valor-P</i>
Entre grupos	8,14	4	2,035	508,75	0,0000
Intra grupos	0,04	10	0,004		
Total (Corr.)	8,18	14			

Tabla ANOVA para TEXTURA por días

<i>Fuente</i>	<i>Suma de Cuadrados</i>	<i>Gl</i>	<i>Cuadrado Medio</i>	<i>Razón-F</i>	<i>Valor-P</i>
Entre grupos	1,57946	4	0,394864	52,03	0,0000
Intra grupos	0,0758879	10	0,00758879		
Total (Corr.)	1,65534	14			

ANEXO 4. ANÁLISIS DE VARIANZA PARA PROPIEDADES FÍSICOQUÍMICAS

HONGOS EN CONSERVA

Tabla ANOVA para pH por Días

<i>Fuente</i>	<i>Suma de Cuadrados</i>	<i>Gl</i>	<i>Cuadrado Medio</i>	<i>Razón-F</i>	<i>Valor-P</i>
Entre grupos	0,0129333	4	0,00323333	1,58	0,2524
Intra grupos	0,0204	10	0,00204		
Total (Corr.)	0,0333333	14			

Tabla ANOVA para %Acidez por Días

<i>Fuente</i>	<i>Suma de Cuadrados</i>	<i>Gl</i>	<i>Cuadrado Medio</i>	<i>Razón-F</i>	<i>Valor-P</i>
Entre grupos	0,000785067	4	0,000196267	0,28	0,8840
Intra grupos	0,00699733	10	0,000699733		
Total (Corr.)	0,0077824	14			

Tabla ANOVA para °Brix por Días

<i>Fuente</i>	<i>Suma de Cuadrados</i>	<i>Gl</i>	<i>Cuadrado Medio</i>	<i>Razón-F</i>	<i>Valor-P</i>
Entre grupos	0,0973333	4	0,0243333	0,76	0,5741
Intra grupos	0,32	10	0,032		
Total (Corr.)	0,417333	14			

Tabla ANOVA para Textura (N) por Días

<i>Fuente</i>	<i>Suma de Cuadrados</i>	<i>Gl</i>	<i>Cuadrado Medio</i>	<i>Razón-F</i>	<i>Valor-P</i>
Entre grupos	0,00126027	4	0,000315067	2,41	0,1182
Intra grupos	0,00130733	10	0,000130733		
Total (Corr.)	0,0025676	14			

ANEXO 5. ANÁLISIS DE VARIANZA PARA PARÁMETROS DE COLOR PARA HONGOS TESTIGO

CARA LISA (CL)

Tabla ANOVA para L* por Días

<i>Fuente</i>	<i>Suma de Cuadrados</i>	<i>Gl</i>	<i>Cuadrado Medio</i>	<i>Razón-F</i>	<i>Valor-P</i>
Entre grupos	557,941	4	139,485	334,02	0,0000
Intra grupos	4,17593	10	0,417593		
Total (Corr.)	562,117	14			

Tabla ANOVA para a* por Días

<i>Fuente</i>	<i>Suma de Cuadrados</i>	<i>Gl</i>	<i>Cuadrado Medio</i>	<i>Razón-F</i>	<i>Valor-P</i>
Entre grupos	0,33724	4	0,08431	24,80	0,0000
Intra grupos	0,034	10	0,0034		
Total (Corr.)	0,37124	14			

Tabla ANOVA para b* por Días

<i>Fuente</i>	<i>Suma de Cuadrados</i>	<i>Gl</i>	<i>Cuadrado Medio</i>	<i>Razón-F</i>	<i>Valor-P</i>
Entre grupos	58,6525	4	14,6631	51,18	0,0000
Intra grupos	2,865	10	0,2865		
Total (Corr.)	61,5175	14			

CARA RUGOSA (CR)

Tabla ANOVA para L* por Días

<i>Fuente</i>	<i>Suma de Cuadrados</i>	<i>Gl</i>	<i>Cuadrado Medio</i>	<i>Razón-F</i>	<i>Valor-P</i>
Entre grupos	194,186	4	48,5465	36,30	0,0000
Intra grupos	13,3739	10	1,33739		
Total (Corr.)	207,56	14			

Tabla ANOVA para a* por Días

<i>Fuente</i>	<i>Suma de Cuadrados</i>	<i>Gl</i>	<i>Cuadrado Medio</i>	<i>Razón-F</i>	<i>Valor-P</i>
Entre grupos	0,18964	4	0,04741	57,82	0,0000
Intra grupos	0,0082	10	0,00082		
Total (Corr.)	0,19784	14			

Tabla ANOVA para b* por Días

<i>Fuente</i>	<i>Suma de Cuadrados</i>	<i>Gl</i>	<i>Cuadrado Medio</i>	<i>Razón-F</i>	<i>Valor-P</i>
Entre grupos	41,4223	4	10,3556	42,53	0,0000
Intra grupos	2,43493	10	0,243493		
Total (Corr.)	43,8572	14			

ANEXO 6. ANÁLISIS DE VARIANZA PARA PARÁMETROS DE COLOR PARA HONGOS EN FRESCO

CARA LISA (CL)

Tabla ANOVA para L* por Días

<i>Fuente</i>	<i>Suma de Cuadrados</i>	<i>Gl</i>	<i>Cuadrado Medio</i>	<i>Razón-F</i>	<i>Valor-P</i>
Entre grupos	494,929	4	123,732	64,66	0,0000
Intra grupos	19,1357	10	1,91357		
Total (Corr.)	514,065	14			

Tabla ANOVA para a* por Días

<i>Fuente</i>	<i>Suma de Cuadrados</i>	<i>Gl</i>	<i>Cuadrado Medio</i>	<i>Razón-F</i>	<i>Valor-P</i>
Entre grupos	0,112293	4	0,0280733	12,88	0,0006
Intra grupos	0,0218	10	0,00218		
Total (Corr.)	0,134093	14			

Tabla ANOVA para b* por Días

<i>Fuente</i>	<i>Suma de Cuadrados</i>	<i>Gl</i>	<i>Cuadrado Medio</i>	<i>Razón-F</i>	<i>Valor-P</i>
Entre grupos	2,04923	4	0,512307	1,09	0,4132
Intra grupos	4,70807	10	0,470807		
Total (Corr.)	6,75729	14			

CARA RUGOSA (CR)

Tabla ANOVA para COLOR por DÍAS

<i>Fuente</i>	<i>Suma de Cuadrados</i>	<i>Gl</i>	<i>Cuadrado Medio</i>	<i>Razón-F</i>	<i>Valor-P</i>
Entre grupos	242,603	4	60,6506	28,22	0,0000
Intra grupos	21,4946	10	2,14946		
Total (Corr.)	264,097	14			

Tabla ANOVA para a* por Días

<i>Fuente</i>	<i>Suma de Cuadrados</i>	<i>Gl</i>	<i>Cuadrado Medio</i>	<i>Razón-F</i>	<i>Valor-P</i>
Entre grupos	0,284627	4	0,0711567	76,79	0,0000
Intra grupos	0,00926667	10	0,000926667		
Total (Corr.)	0,293893	14			

Tabla ANOVA para b* por Días

<i>Fuente</i>	<i>Suma de Cuadrados</i>	<i>Gl</i>	<i>Cuadrado Medio</i>	<i>Razón-F</i>	<i>Valor-P</i>
Entre grupos	5,39063	4	1,34766	1,57	0,2555
Intra grupos	8,57167	10	0,857167		
Total (Corr.)	13,9623	14			

ANEXO 7. ANÁLISIS DE VARIANZA PARA PARÁMETROS DE COLOR PARA HONGOS EN CONSERVA

CARA LISA (CL)

Tabla ANOVA para L por Días

<i>Fuente</i>	<i>Suma de Cuadrados</i>	<i>Gl</i>	<i>Cuadrado Medio</i>	<i>Razón-F</i>	<i>Valor-P</i>
Entre grupos	1,53231	4	0,383077	0,57	0,6934
Intra grupos	6,77267	10	0,677267		
Total (Corr.)	8,30497	14			

Tabla ANOVA para a* por Días

<i>Fuente</i>	<i>Suma de Cuadrados</i>	<i>Gl</i>	<i>Cuadrado Medio</i>	<i>Razón-F</i>	<i>Valor-P</i>
Entre grupos	0,845227	4	0,211307	5,35	0,0144
Intra grupos	0,394667	10	0,0394667		
Total (Corr.)	1,23989	14			

Tabla ANOVA para b* por Días

<i>Fuente</i>	<i>Suma de Cuadrados</i>	<i>Gl</i>	<i>Cuadrado Medio</i>	<i>Razón-F</i>	<i>Valor-P</i>
Entre grupos	0,30304	4	0,07576	0,72	0,5980
Intra grupos	1,05353	10	0,105353		
Total (Corr.)	1,35657	14			

CARA RUGOSA (CR)

Tabla ANOVA para L* por Días

<i>Fuente</i>	<i>Suma de Cuadrados</i>	<i>Gl</i>	<i>Cuadrado Medio</i>	<i>Razón-F</i>	<i>Valor-P</i>
Entre grupos	4,83716	4	1,20929	3,25	0,0593
Intra grupos	3,71813	10	0,371813		
Total (Corr.)	8,55529	14			

Tabla ANOVA para a* por Días


<i>Fuente</i>	<i>Suma de Cuadrados</i>	<i>Gl</i>	<i>Cuadrado Medio</i>	<i>Razón-F</i>	<i>Valor-P</i>
Entre grupos	0,0134	4	0,00335	0,45	0,7717
Intra grupos	0,0747333	10	0,00747333		
Total (Corr.)	0,0881333	14			

Tabla ANOVA para b* por Días

<i>Fuente</i>	<i>Suma de Cuadrados</i>	<i>Gl</i>	<i>Cuadrado Medio</i>	<i>Razón-F</i>	<i>Valor-P</i>
Entre grupos	2,61943	4	0,654857	1,23	0,3595
Intra grupos	5,33953	10	0,533953		
Total (Corr.)	7,95896	14			

ANEXO 8. RESULTADOS ANÁLISIS MICROBIOLÓGICOS

HONGOS EN FRESCO

 Universidad de Nariño	SECCION DE LABORATORIOS INFORME DE RESULTADOS MICROBIOLOGIA	Código: LBE-PRS-FR-113
		Página: 1 de 1
		Versión: 3
		Vigente a partir de: 2013/05/15

LABORATORIO DE MICROBIOLOGIA

Fecha toma muestra:	14 de Septiembre de 2017	Reporte No	LMR 009B -17
Hora toma muestra:	10:00 a.m.	Código de la muestra:	LMA034 - 17
Fecha de Recepción:	18 de Septiembre de 2017	Establecimiento:	-
Hora de Recepción:	10:45 a.m	Representante legal:	Universidad de Nariño
Fecha de Reporte:	27 de Septiembre de 2017	Nit/C.C:	800118954-1
Producto:	Orellanas en Fresco	Dirección y Tel:	3122105799
Muestra tomada por:	Diana Rojas	Municipio - Depto:	Pasto - Nariño
Fecha de Análisis:	18 de Septiembre de 2017	Sitio de toma:	Planta Piloto
Motivo de Análisis:	Estudio		
Observaciones:			

RESULTADO VALIDO PARA LA MUESTRA EXAMINADA

PARAMETRO	METODO	TECNICA	UNIDADES	VALOR OBTENIDO	VALOR DE REFERENCIA A NORMA
Coliformes Totales	NMP	TUBOS MULTIPLES	No Bacterias / g	<3	-
Coliformes Fecales	NMP	TUBOS MULTIPLES	No Bacterias / g	<3	-
Mesofilos	RECUESTO EN PLACA	SIEMBRA EN PROFUNDIDAD	ufc / g	9600	-
Recuento de Hongos y Levaduras	RECUESTO EN PLACA	SIEMBRA EN PROFUNDIDAD	ufc / g	2500	-
Recuento de Esporas Clostridium Sulfito	RECUESTO EN TUBO	SIEMBRA EN TUBO	ufc / g	-	-
Recuento de Estafilococo Coagulasa	RECUESTO EN PLACA	SIEMBRA EN SUPERFICIE	ufc / g	-	-
Recuento de Bacillus Céreus	RECUESTO EN PLACA	SIEMBRA EN SUPERFICIE	ufc / g	-	-
Salmonella/25g	PRESENCIA/AUSENCIA	ASLAMIENTO E IDENTIFICACION	Positivo/Negativo	-	-


Laboratorio Microbiología
NANCY GALINDEZ SANTANDER
 Profesional de Laboratorio
 Registro No 125
 Universidad de Nariño



LABORATORIO DE CONTROL DE CALIDAD INDUSTRIAL
 AMBIENTES, ALIMENTOS Y AGUAS

¡ Su salud en buenas manos en un mundo de servicios !



Página 1 de 1

INFORME DE ENSAYO
 03014536

Identificación	03014536	Telefono	3128962970
Cliente	DIANA ROJAS	Dirección	UNIVERSIDAD DE NARIÑO
Doc./Nit.	1086137786	Fecha Recepción	2017-10-03-09:32:44
Convenio	PARTICULARES	Fecha Impresión	2017-10-19 11:08:23.
Tipo Muestra	HONGOS COMESTIBLES	Fecha Toma Muestra	03/10/2017
Tomada Por	DIANA ROJAS	Punto Toma Muestra	PLANTA PILOTO

Condiciones Ambientales LDV : Temp 22°C - Humedad R. 57% Observaciones : T 19 °C HORA: 9.00


ANÁLISIS	RESULTADO	UNIDADES	VALORES DE REF.
----------	-----------	----------	-----------------

MICROBIOLOGIA

Bacillus cereus.....: MENOR DE 10
 Por: ufc/gr
 Metodo.....: Recuento en placa por siembra en superficie
 Normatividad.....: INVIMA
 Interpretación.....: CONFORME


Esporas Clostridium Sulfito Reductor: MENOR DE 10
 Por: ufc/gr
 Metodo.....: Recuento en tubo
 Normatividad.....: INVIMA
 Interpretación.....: CONFORME

Pseudomonas aeruginosa: AUSENCIA
 Por: ufc
 Método.....: Aislamiento diferencial sobre medio sólido selectivo
 Parámetros Admisibles.....: AUSENCIA
 Normatividad.....: INVIMA
 Interpretación.....: CONFORME
 OBSERVACIONES.....: MUESTRA TOMADA POR EL CLIENTE


 LINA MERCEDES VALLEJOS
 BACTERIOLOGA - REG. N. 416

* El resultado es valido unicamente para las muestras analizadas. *
 ** Para verificar la conformidad del resultado, ver los limites admisibles segun norma. **
 Tels : 7364677 - 7364851 - Calc. 300 617 1622 - 315 283 0458 - E-mail : atendonalusuario@laboratoriodelvalle.com - Calle 21 No.30 - 29 B/ Las Cuadras

HONGOS EN CONSERVA

 Universidad de Nariño	SECCION DE LABORATORIOS INFORME DE RESULTADOS MICROBIOLOGIA	Código: LBE-PRS-FR-113
		Página: 1 de 1
		Versión: 3
		Vigente a partir de: 2013/05/15

LABORATORIO DE MICROBIOLOGIA

Fecha toma muestra:	12 de Septiembre de 2017	Reporte No	LMR 009A -17
Hora toma muestra:	03:00 p.m	Código de la muestra:	LMA033 - 17
Fecha de Recepción:	18 de Septiembre de 2017	Establecimiento:	-
Hora de Recepción:	10:45 a.m	Representante legal:	Universidad de Nariño
Fecha de Reporte:	27 de Septiembre de 2017	Nit/C.C:	800118954-1
Producto:	Conserva de Orellanas	Dirección y Tel:	3122105799
Muestra tomada por:	Diana Rojas	Municipio - Depto:	Pasto - Nariño
Fecha de Análisis:	18 de Septiembre de 2017	Sitio de toma:	Planta Piloto
Motivo de Análisis:	Estudio		
Observaciones:			

RESULTADO VALIDO PARA LA MUESTRA EXAMINADA

PARAMETRO	METODO	TECNICA	UNIDADES	VALOR OBTENIDO	VALOR DE REFERENCIA A NORMA
Coliformes Totales	NMP	TUBOS MULTIPLES	No Bacterias / g	<3	-
Coliformes Fecales	NMP	TUBOS MULTIPLES	No Bacterias / g	<3	-
Mesofilos	RECUESTO EN PLACA	SIEMBRA EN PROFUNDIDAD	ufc / g	<10	-
Recuento de Hongos y Levaduras	RECUESTO EN PLACA	SIEMBRA EN PROFUNDIDAD	ufc / g	<10	-
Recuento de Esporas Clostridium Sulfito	RECUESTO EN TUBO	SIEMBRA EN TUBO	ufc / g	-	-
Recuento de Estafilococo Coagulasa	RECUESTO EN PLACA	SIEMBRA EN SUPERFICIE	ufc / g	-	-
Recuento de Bacillus Céreus	RECUESTO EN PLACA	SIEMBRA EN SUPERFICIE	ufc / g	-	-
Salmonella/25g	PRESENCIA/AUSENCIA	AISLAMIENTO E IDENTIFICACION	Positivo/Negativo	-	-


LABORATORIO DE MICROBIOLOGIA
NANCY GALINDEZ SANTANDER
 Profesional de Laboratorio
 Registro No 125
 Universidad de Nariño



LABORATORIOS DEL VALLE

LABORATORIO DE CONTROL DE CALIDAD INDUSTRIAL
AMBIENTES, ALIMENTOS Y AGUAS

¡ Su salud en buenas manos en un mundo de servicios !



Página 1 de 1

INFORME DE ENSAYO
03014537

Identificación	03014537	Telefono	3128862970
Cliente	DIANA ROJAS	Dirección	UNIVERSIDAD DE NARIÑO
Doc./Nit.	1086137786	Fecha Recepción	2017-10-03-09:52:46
Convenio	PARTICULARES	Fecha Impresión	2017-10-19 11:08:34.
Tipo Muestra	HONGOS COMESTIBLES CONSERVAS	Fecha Toma Muestra	09/09/2017
Tomada Por	DIANA ROJAS	Punto Toma Muestra	PLANTA PILOTO

Condiciones Ambientales LDV : Temp 22°C - Humedad R. 57% Observaciones : T 19°C

ANALISIS	RESULTADO	UNIDADES	VALORES DE REF.
MICROBIOLOGIA			
Bacillus cereus.....	MENOR DE 10		
	Por: ufc/gr		
Método.....	Recuento en placa por siembra en superficie		
Normatividad.....	INVIMA		
Interpretación.....	CONFORME		
Esporas Clostridium Sulfito Reductor:	MENOR DE 10		
	Por: ufc/gr		
Método.....	Recuento en tubo		
Normatividad.....	INVIMA		
Interpretación.....	CONFORME		
Pseudomonas aeruginosa	AUSENCIA		
	Por: ufc		
Método.....	Aislamiento diferencial sobre medio sólido selectivo		
Parámetros Admisibles.....	AUSENCIA		
Normatividad.....	INVIMA		
Interpretación.....	CONFORME		
OBSERVACIONES.....	MUESTRA TOMADA POR EL CLIENTE		

UNA MERCEDES VALLECIOS
BACTERIOLOGA - REG. N. 418

* El resultado es valido unicamente para las muestras analizadas. *

** Para verificar la conformidad del resultado, ver los limites admisibles segun norma. **

ANEXO 9. ANÁLISIS DE VARIANZA PARA LOS ATRIBUTOS DE HONGOS EN FRESCO Y EN CONSERVA EN LA EVALUACIÓN ORGANOLÉPTICA

ATRIBUTOS EVALUADOS EN HONGOS SIN PREPARACIÓN (TESTIGO)

Tabla ANOVA para calificación olor por muestra

Fuente	Suma de Cuadrados	Gl	Cuadrado Medio	Razón-F	Valor-P
Entre grupos	1,21354	1	1,21354	1,96	0,1657
Intra grupos	48,3365	78	0,619698		
Total (Corr.)	49,55	79			

Medias y 95,0% de Fisher LSD

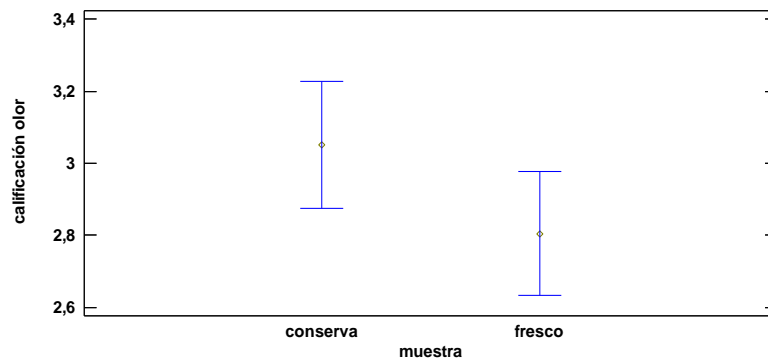


Tabla ANOVA para calificación color por muestra

Fuente	Suma de Cuadrados	Gl	Cuadrado Medio	Razón-F	Valor-P
Entre grupos	3,6125	1	3,6125	5,04	0,0276
Intra grupos	55,875	78	0,716346		
Total (Corr.)	59,4875	79			

Medias y 95,0% de Fisher LSD

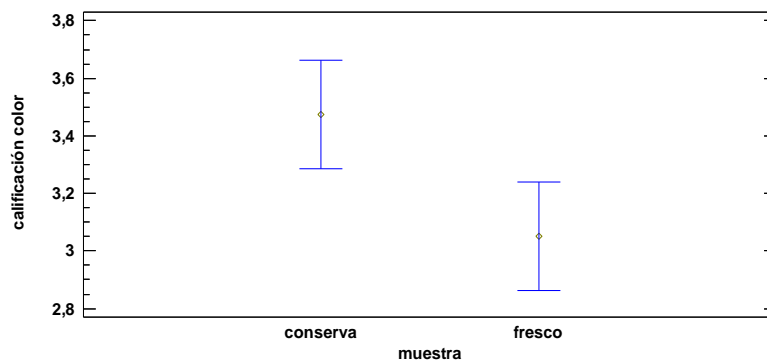


Tabla ANOVA para calificación sabor por muestra

Fuente	Suma de Cuadrados	Gl	Cuadrado Medio	Razón-F	Valor-P
Entre grupos	46,5125	1	46,5125	98,92	0,0000
Intra grupos	36,675	78	0,470192		
Total (Corr.)	83,1875	79			

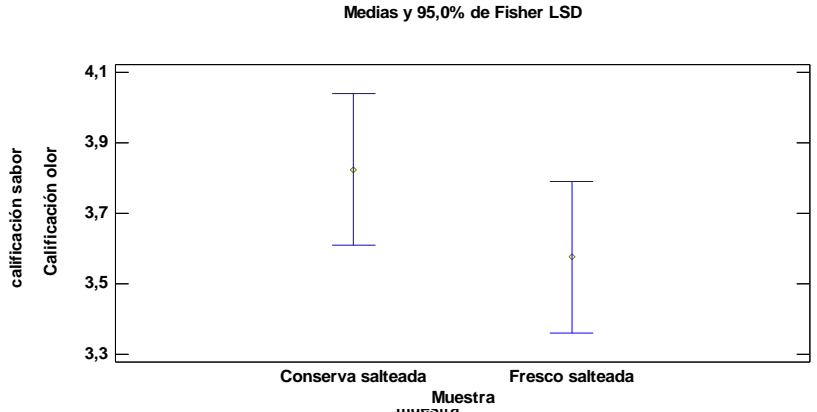
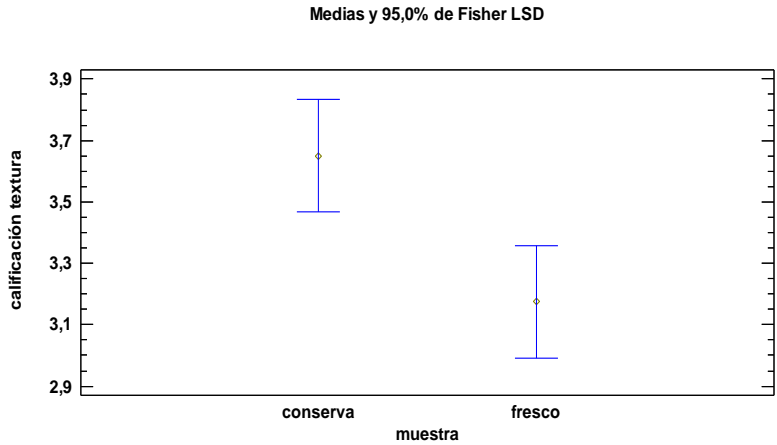


Tabla calificación

Fuente	Suma de Cuadrados	Gl	Cuadrado Medio	Razón-F	Valor-P
Entre grupos	4,5125	1	4,5125	6,66	0,0118
Intra grupos	52,875	78	0,677885		
Total (Corr.)	57,3875	79			

ANOVA para textura por muestra



ATRIBUTOS EVALUADOS EN HONGOS SALTEADOS EN FRESCO Y EN CONSERVA

Tabla ANOVA para Calificación olor por Muestra

Fuente	Suma de Cuadrados	Gl	Cuadrado Medio	Razón-F	Valor-P
Entre grupos	1,25	1	1,25	1,33	0,2531
Intra grupos	73,55	78	0,942949		
Total (Corr.)	74,8	79			

Tabla ANOVA para Calificación color por Muestra

Fuente	Suma de Cuadrados	Gl	Cuadrado Medio	Razón-F	Valor-P
Entre grupos	9,8	1	9,8	13,55	0,0004
Intra grupos	56,4	78	0,723077		
Total (Corr.)	66,2	79			

Medias y 95,0% de Fisher LSD

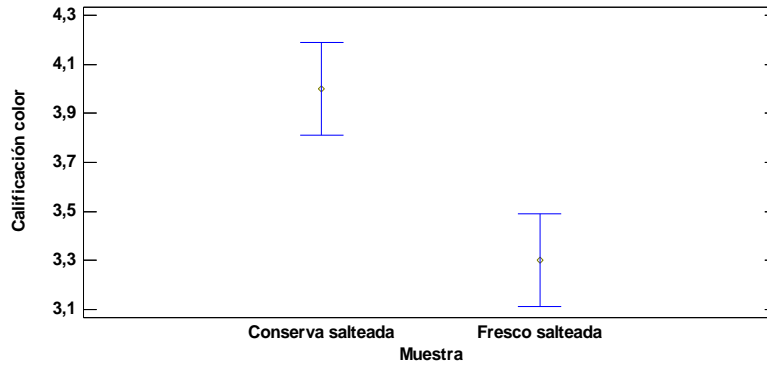


Tabla ANOVA para Calificación sabor por Muestra

Fuente	Suma de Cuadrados	Gl	Cuadrado Medio	Razón-F	Valor-P
Entre grupos	5,5125	1	5,5125	8,98	0,0037
Intra grupos	47,875	78	0,613782		
Total (Corr.)	53,3875	79			

Medias y 95,0% de Fisher LSD

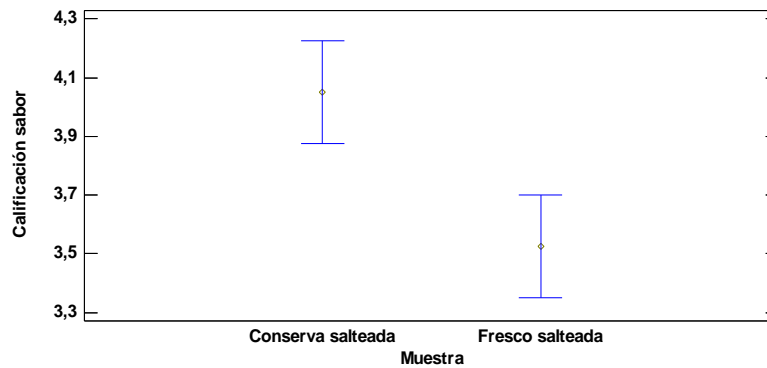
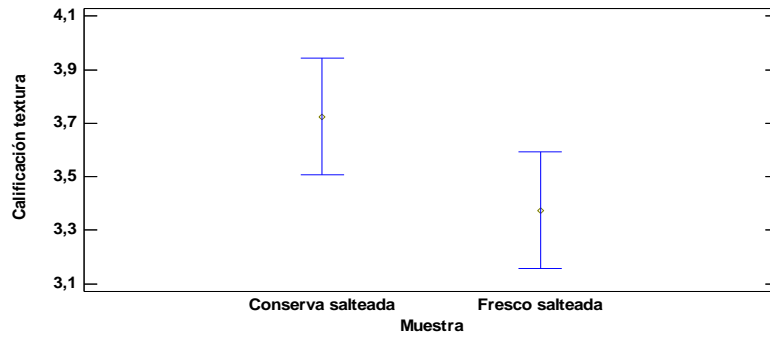


Tabla ANOVA para Calificación textura por Muestra

Fuente	Suma de Cuadrados	Gl	Cuadrado Medio	Razón-F	Valor-P
Entre grupos	2,45	1	2,45	2,54	0,1153
Intra grupos	75,35	78	0,966026		
Total (Corr.)	77,8	79			

Medias y 95,0% de Fisher LSD



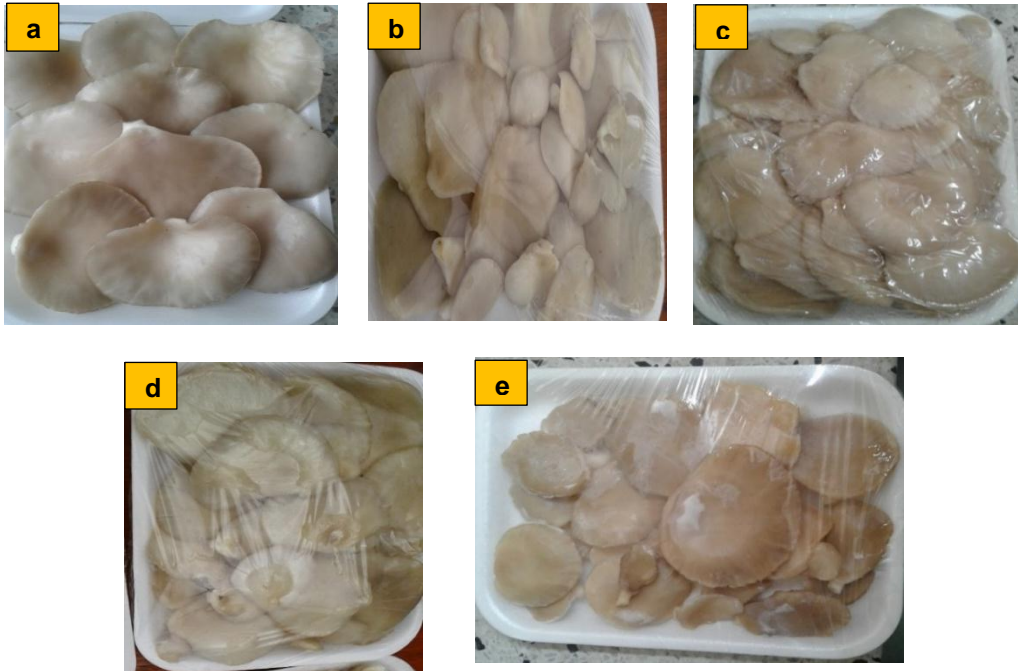
**ANEXO 10. SEGUIMIENTO A HONGOS COMESTIBLES (*Pleurotus ostreatus*)
DURANTE UN TIEMPO DETERMINADO DE ALMACENAMIENTO**

HONGOS TESTIGO



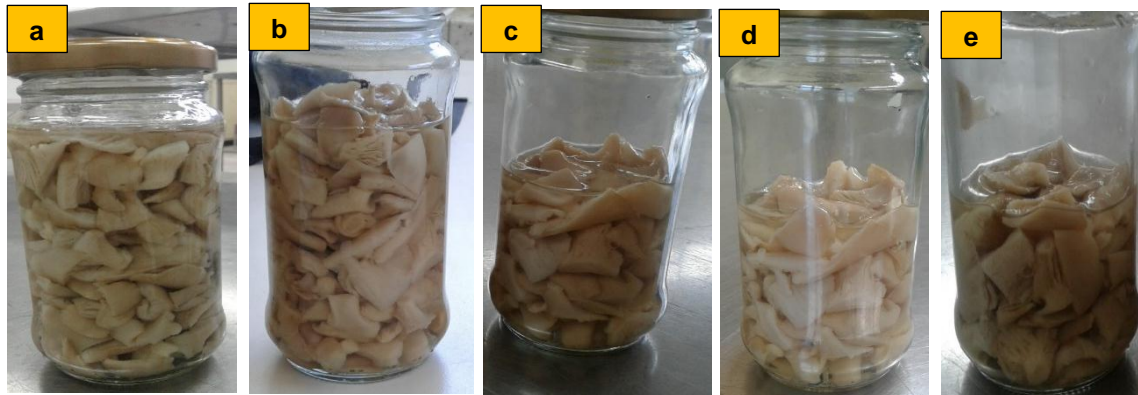
a. Día de almacenamiento 0. b. Día de almacenamiento 3. c. Día de almacenamiento 6. d. Día de almacenamiento 9. e. Día de almacenamiento 12. Todas las muestras se encontraban a temperatura de refrigeración (4°C).

HONGOS EN FRESCO



a. Día de almacenamiento 0. b. Día de almacenamiento 3. c. Día de almacenamiento 6. d. Día de almacenamiento 9. e. Día de almacenamiento 12. Todas las muestras se encontraban a temperatura de refrigeración (4°C).

HONGOS EN CONSERVA



a. Día de almacenamiento 0. b. Día de almacenamiento 7. c. Día de almacenamiento 14. d. Día de almacenamiento 21. e. Día de almacenamiento 28. Todas las muestras se encontraban a temperatura ambiente.

ANEXO 11. FORMATO DE PRUEBAS DE EVALUACIÓN SENSORIAL



UNIVERSIDAD DE NARIÑO
 FACULTAD DE INGENIERÍA AGROINDUSTRIAL
 GRUPO DE INVESTIGACIÓN BIOTA
 EVALUACIÓN SENSORIAL DE HONGOS COMESTIBLES ORELLAN.
PRUEBA MEDICIÓN DEL GRADO DE SATISFACCIÓN



Nombre _____ Fecha: 6 de Octubre de 2017

Frente a usted hay cuatro muestras, por favor observe y evalúe cada una de ellas, en sentido de izquierda a derecha. Indique el grado en que le gusta o le disgusta cada atributo de cada muestra, de acuerdo al puntaje/categoría escribiendo el número correspondiente en la línea del código de la muestra.

Puntaje	Categoría
1	Me disgusta mucho
2	Me disgusta
3	No me gusta ni me disgusta
4	Me gusta
5	Me gusta mucho

CÓDIGO DE MUESTRA	Calificación para cada atributo			
	OLOR	COLOR	SABOR	TEXTURA

¿Cuál muestra prefiere usted? _____

Comentarios: _____

