



UNIVERSIDAD AUTÓNOMA CHAPINGO  
DEPARTAMENTO DE INGENIERÍA AGROINDUSTRIAL  
MAESTRÍA EN CIENCIA Y TECNOLOGÍA AGROALIMENTARIA

CARACTERIZACIÓN QUÍMICA DEL HONGO SETA (*Pleurotus ostreatus*) A  
DIFERENTES ESTADOS DE MADUREZ

TESIS

Que como requisito parcial para obtener el grado de:

MAESTRO EN CIENCIAS  
EN CIENCIA Y TECNOLOGÍA AGROALIMENTARIA

Presenta:

ADELA GUADALUPE ROSAS ROSAS

Bajo la supervisión de:

María Teresa B. Colinas León, Ph. D



DIRECCION GENERAL ACADÉMICA  
DEPTO. DE SERVICIOS ESCOLARES  
ORDINA DE EXAMENES PROFESIONALES



Chapingo, Estado de México, febrero de 2017.

CARACTERIZACIÓN QUÍMICA DEL HONGO SETA (*Pleurotus ostreatus*) A  
DIFERENTES ETAPAS DE MADUREZ.

Tesis realizada por **Adela Guadalupe Rosas Rosas** bajo la dirección del  
Comité Asesor indicado, aprobada por el mismo y aceptada como requisito  
parcial para obtener el grado de:

Maestra en Ciencias en Ciencia y Tecnología Agroalimentaria

Director \_\_\_\_\_



Ph. D. María Teresa B. Colinas León

Asesor \_\_\_\_\_



Dr. J. Joel Corrales García

Asesor \_\_\_\_\_



M.C. Edmundo Arturo Pérez Godínez

## CONTENIDO

LISTA DE CUADROS .....	v
LISTA DE FIGURAS .....	vi
AGRADECIMIENTOS .....	vii
DEDICATORIA.....	viii
DATOS BIOGRÁFICOS .....	x
RESUMEN GENERAL .....	xi
ABSTRACT.....	xii
1. INTRODUCCIÓN GENERAL .....	1
2. REVISIÓN DE LITERATURA .....	2
2.1. Generalidades de <i>Pleurotus ostreatus</i> .....	2
2.1.1. Morfología y Fenología.....	3
2.1.2. Cultivo y cosecha.....	4
2.2. Refrigeración y liofilización.....	5
2.3. Propiedades nutricias y nutraceuticas .....	6
2.3.1. Actividad antioxidante .....	6
2.3.2. Compuestos fenólicos.....	7
2.3.3. Azúcares totales y reductores.....	8
2.3.4. Proteínas y Vitaminas .....	9
2.3.5. Enzimas .....	9
2.4. Literatura citada .....	12
CARACTERIZACIÓN QUÍMICA DEL HONGO SETA ( <i>Pleurotus ostreatus</i> ) A DIFERENTES ESTADOS DE MADUREZ .....	16
RESUMEN.....	16
ABSTRACT.....	17
INTRODUCCIÓN .....	18
MATERIALES Y MÉTODOS .....	19
RESULTADOS .....	25

<b>Fenología</b> .....	25
<b>Pérdida de peso</b> .....	26
<b>Color</b> .....	28
<b>Respiración</b> .....	29
<b>Actividad antioxidante</b> .....	30
<b>Fenoles totales</b> .....	32
<b>Azúcares totales</b> .....	33
<b>Azúcares reductores</b> .....	35
<b>Proteína</b> .....	36
<b>Polifenoloxidasa (PPO)</b> .....	37
<b>Catalasa (CAT)</b> .....	39
<b>CONCLUSIONES</b> .....	41
<b>LITERATURA CITADA</b> .....	42

## LISTA DE CUADROS

Cuadro 1. Clasificación taxonómica del hongo <i>Pleurotus ostreatus</i> .....	3
Cuadro 2. Fenología de 5 muestras de hongo seta durante 6 días <sup>†</sup> .....	25
Cuadro 3. Medidas de Luminosidad (L), Chroma (C) y ángulo de tono (h°) en cuerpos fructíferos de hongo seta en diferentes etapas fenológicas y temperaturas. † .....	28

## LISTA DE FIGURAS

Figura 1. Pérdida de peso (%) del hongo seta a diferentes etapas fenológicas y diferentes temperaturas .....	27
Figura 2. Tasa de respiración de <i>Pleurotus ostreatus</i> en diferentes etapas fenológicas almacenados a temperatura ambiente y en refrigeración. ....	30
Figura 3. Actividad antioxidante de <i>Pleurotus ostreatus</i> liofilizado, en diferentes etapas fenológicas y temperaturas.....	31
Figura 4. Contenido fenólico en <i>Pleurotus ostreatus</i> liofilizado, en diferentes etapas de madurez y diferentes temperaturas.....	33
Figura 5. Contenido de azúcares totales en <i>Pleurotus ostreatus</i> liofilizado en diferentes etapas fenológicas y temperaturas. ....	34
Figura 6. Contenido de azúcares reductores en <i>Pleurotus ostreatus</i> liofilizado, en diferentes etapas de madurez y diferentes temperaturas. ....	35
Figura 7. Contenido proteico de <i>Pleurotus ostreatus</i> liofilizado, en 4 diferentes etapas fenológicas y 2 temperaturas. ....	37
Figura 8. Actividad de la enzima Polifenoloxidasa (PPO), en <i>Pleurotus ostreatus</i> liofilizado, en diferentes etapas fenológicas y temperaturas.....	38
Figura 9. Actividad de la enzima catalasa (CAT) en <i>Pleurotus ostreatus</i> , en diferentes etapas fenológicas y temperaturas. ....	40
Figura 10. Actividad de la enzima Superóxido dismutasa (SOD) en <i>Pleurotus ostreatus</i> liofilizado, en diferentes etapas fenológicas y temperaturas.....	41

## **AGRADECIMIENTOS**

Al Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología (CONACyT), por el apoyo brindado durante mi estancia en la maestría, por contribuir con mi formación académica.

A la Dra. María Teresa Colinas León por su ayuda y su apoyo para lograr cumplir esta meta de mi vida.

A mis asesores Dr. J. Joel Corrales García y Edmundo Arturo Pérez Godínez, por sus oportunas y pertinentes observaciones para lograr este trabajo.

Al Ing. Cecilio Bautista por su incondicional apoyo y dedicación, por todas las enseñanzas, la paciencia y la confianza depositada en mí.

Al MC. Natanael Magaña Lira, por su ayuda para la realización de este documento.

Al Posgrado en Ciencia y Tecnología Agroalimentaria, por ser mi hogar durante estos dos años. Principalmente a la Dra. Ma. Carmen Ybarra Moncada y a la Señora Esperanza Salinas Banda, por su entrega día a día para hacer de nosotros, más que buenos alumnos, unas mejores personas.

A mi familia por todo el apoyo que siempre me han brindado.

A Dios, que me ha dado tanto y nunca me deja sola.

## DEDICATORIA

A mis padres que son mi motor, mi fuerza y mi inspiración: a mi papi, que ha sido un luchador incansable, que es un ejemplo de dedicación y constancia, pero sobre todo de amor. Gracias papi por todo lo que ha hecho por mí, y por su familia, por nunca dejarme y porque aun, a mi edad, sigo siendo su niña. A mi mamá: por ser una mujer tan fuerte y decidida, por todas las enseñanzas y el amor que nos ha dado. Gracias papás, todo lo que soy se los debo a ustedes que me han dado tanto. LOS AMO.

A mis hermanas y sobrinos: Clau, Pily y Paty, gracias hermanas por estar a mi lado y nunca dejarme, porque me han enseñado tanto y porque, a pesar de nuestras discusiones infantiles de toda la vida, siempre hemos sabido que todas somos una y siempre vamos juntas. Y gracias por hacerme la tía más feliz del mundo, porque no se compara con nada la felicidad que me han dado al darme la dicha de tener a mis pedacitos de cielo: Aarón, Meli, Tade, Magno y Lunita. También a mi hermano cuñado David. Los amo.

A Melina, Cristina y Elda, por estar siempre a mi lado y a pesar de todo, no dejarme en los momentos que más las he necesitado, por compartir tantas cosas y ser como mis hermanas en Chapingo. Niñas, saben que las quiero muchísimo. A Norelli, Urima, Tochi, Abril y Laura, que a pesar del tiempo y la

distancia seguiremos siendo las mejores amigas que puedan existir. A la señora Gloria por todo el apoyo y por su amistad. Las quiero mucho.

A Gaby, por toda tu ayuda y esas aventuras en laboratorio, pero sobre todo por brindarme tú amistad. A Dianita, por ser mi amiga y confidente durante este tiempo, te quiero mucho. A Ana y Karla por estar conmigo en esta etapa de mi vida.

A mis amigos que han estado conmigo en diferentes etapas de mi vida y que de todos ustedes he aprendido y he compartido momentos muy especiales: Pacho, Omar, Jacob, Roberto, Toño, Yayo, Paco, Rolas, Ángel, Koh y Sinaí.

A mis amigas del tocho, que a pesar del tiempo la hermandad que hicimos en el campo sigue vigente: Angy, Naye, Mery, Lola, Lilo, Aasith, Aby, Sarah, Jime, Yara y Bacallo. Gracias por todo, son unas excelentes mujeres.

## DATOS BIOGRÁFICOS

### Datos personales

Nombre	Adela Guadalupe Rosas Rosas
Fecha de nacimiento	Noviembre 11 1989
Lugar de nacimiento	Naucalpan de Juárez, Estado de México.
CURP	RORA891111MMCSSD
Cédula profesional	08788735

### Desarrollo académico

Preparatoria	Instituto México Siglo XXI
Licenciatura	Ingeniero Agroindustrial, UACH

## RESUMEN GENERAL

Los hongos setas han adquirido interés en los últimos años ya que representan una alternativa saludable para sustituir alimentos de origen animal y tienen compuestos bioactivos benéficos para la salud. El objetivo de esta investigación fue hacer una caracterización química evaluando la actividad antioxidante (AA), fenoles totales (FT), azúcares totales (AT), azúcares reductores (AR), proteína total (PT), las enzimas polifenoloxidasas (PPO), catalasa (CAT) y superóxido dismutasa (SOD) y la tasa de respiración (TR), así como, aspectos físicos que incluyen la fenología de crecimiento, pérdida de peso (PP) y color, en cuerpos fructíferos de hongo seta (*Pleurotus ostreatus*) en 4 etapas de madurez (1 = primordios, 2 = madurez comercial, 3 y 4 = cinco y diez días después de la madurez comercial respectivamente), almacenados a dos temperaturas (0 = temperatura ambiente, 1 = temperatura de refrigeración (5 °C)). La (PP) fue mayor a temperatura 0 (70-90 %), el color se mantiene más limpio a temperatura 1, la (TR) fue mayor en la etapa 1 y a temperatura 0 (615.32-242.83 mL de CO<sub>2</sub>.Kg<sup>-1</sup>.h<sup>-1</sup>). La (AA) fue mayor en la etapa 4 (164.415 VCEAC/120 min). El contenido de (FT) fue mayor en la etapa 4 a temperatura 0 (1.602 mg ac.tánico.g<sup>-1</sup>.p.f.<sup>-1</sup>). Los (AT) aumentaron en la etapa 4, al igual que los (AR) (4.784 y 19.461 mg glucosa.g<sup>-1</sup>.p.f.<sup>-1</sup>, respectivamente). La (PT) fue mayor en la etapa 1 (12.362 mg albumina.g<sup>-1</sup>.p.f.<sup>-1</sup>). La actividad de (PPO) y (SOD) fue mayor en la etapa 1, mientras que de CAT en etapa 4 (51.13, 29.23 y 1042.6 UI.g<sup>-1</sup>.p.f.<sup>-1</sup>, respectivamente).

**Palabras clave:** Actividad antioxidante, radicales libres, enzimas oxidativas.

## ABSTRACT

Oyster mushrooms have attracted increased interest in recent years since they represent a healthy alternative to foods of animal origin and have bioactive compounds beneficial to health. The main aim of this research was to make a chemical characterization with the determination of antioxidant capacity (AC), total phenolic content (TP), total sugars (TS), reducing sugars (RS), total protein (TP), polyphenoloxidase (PPO), catalase (CAT), superoxide dismutase (SOD) and respiration rate (RR), as well as physical aspects including growth phenology, weight loss (WL) and color in the fruiting bodies of oyster mushroom (*Pleurotus ostreatus*) at four stages of maturity: (1 = primordia, 2 = commercial maturity, 3 and 4 = five and ten days after commercial maturity respectively), stored at two temperatures (0 = ambient temperature, 1 = refrigeration temperature (5 ° C) ). The (WL) was higher at temperature 0 (70-90 %), the color kept cleaner at temperature 1, the (RR) was higher in stage 1 and at temperature 0 (615.32- 242.83 mL de CO<sub>2</sub>.Kg<sup>-1</sup>.h<sup>-1</sup>). The (AC) was higher in stage 4 (164,415 BCVAC/120 min). The total phenolic content (TP) was higher in stage 4 at temperature 0 (1.602 mg tanic.ac.g<sup>-1</sup>.f.w.<sup>-1</sup>). The (TS) increased in stage 4, as did the (RS) (4.784 and 19.461 mg glucose.g<sup>-1</sup> f.w.<sup>-1</sup>, respectively). The (TP) was higher in stage 1 (12.362 mg albumin.g<sup>-1</sup>.f.w.<sup>-1</sup>). The activity of (PPO) and (SOD) was higher in stage 1 and that of CAT in stage 4 (51.13, 29.23 and 1042.6 IU.g<sup>-1</sup>.f.w.<sup>-1</sup>, respectively).

**Keywords:** Antioxidant capacity, free radicals, oxidative enzymes.

## 1. INTRODUCCIÓN GENERAL

Con la creciente demanda por los alimentos funcionales y nutraceúticos y la necesidad de prevenir enfermedades degenerativas, como el cáncer, surge la necesidad de consumir fuentes antioxidantes alternativas. Los hongos han sido considerados como alimentos funcionales ya que aportan beneficios a la salud aparte de los nutrientes que contienen (Deepalakshmi & Mirunalini, 2014).

El hongo seta es una excelente opción para consumir productos alternos a las fuentes animales ya que, es una fuente de nutrientes y, por su bajo consumo de agua, es importante desde la perspectiva ecológica (Martínez-Carrera, Curvetto, y Sobal, 2010).

Los radicales libres son producidos en el metabolismo natural de las células aeróbicas, principalmente en forma de especies reactivas (ROS), estos son neutralizados por defensas naturales (enzimas), pero, es difícil mantener el equilibrio del organismo con enzimas por lo que, es esencial para el organismo consumir fuentes externas de antioxidantes (Reis, Martins, Barros, y Ferreira, 2012). Los hongos se han usado con fines terapéuticos antes que se identificaran metabolitos secundarios por nuestros ancestros, diversos estudios han demostrado la capacidad antioxidante de *P. ostreatus* (Fontes *et al.*, 2013), sin embargo existen otros compuestos que otorgan propiedades benéficas a este hongo, es el propósito de esta investigación.

## 2. REVISIÓN DE LITERATURA

### 2.1. Generalidades de *Pleurotus ostreatus*

Los hongos pertenecen al reino Fungi, a diferencia de las plantas verdes, estos son heterótrofos, es decir, al no producir clorofila, no pueden producir su propio alimento, por lo que toman los nutrientes necesarios de otros organismos en descomposición. El hongo se constituye por el micelio y cuerpos fructíferos, los cuales son los encargados de la reproducción, son estacionales y de corta vida, a diferencia del micelio que puede permanecer por cientos de años. Los hongos se han adaptado a diferentes formas de vida, debido a la riqueza en materia orgánica de los bosques, es donde se concentra la mayor variedad de especies (Mata, 2003; OEI, 2003; Baek, 2005; Diego, 1979).

Este hongo *Pleurotus* se ha adaptado a bosques y temperaturas tropicales, su cultivo se ha extendido por gran parte del mundo y ha sido muy exitoso gracias a su simbiosis con un amplio rango de especies de árboles (Stamets, 1993).

La mayoría de los hongos comestibles se encuentran dentro del grupo de los Basidiomycetes, los cuales se dividen en tres clases Teliomycetes, Hymenomycetes y Gasteromycetes. Los primeros incluyen a las royas, carbones y patógenos de las plantas superiores, así como algunas levaduras. Los dos últimos incluyen a todas las especies que forman grandes cuerpos fructíferos como las setas y los hongos (Deacon, 1990). La clasificación

taxonómica del hongo *Pleurotus ostreatus* se muestra en el Cuadro 1 (Silva, 2010).

Cuadro 1. Clasificación taxonómica del hongo *Pleurotus ostreatus*.

<b>Reino</b>	<b>Fungi</b>
División	Basidiomycotina
Clase	Homobacidiomicete
Subclase	Hymenomicete
Orden	Agaricales
Familia	Tricholomataceae
Género	<i>Pleurotus</i>
Especie	<i>ostreatus</i>

Fuente: Sánchez, 2001, p. 73, extraída de Silva, 2010.

### 2.1.1. Morfología y Fenología

El cuerpo fructífero de *Pleurotus ostreatus* se caracteriza por tener un sombrero liso y abombado cuando es joven y conforme madura se va haciendo plano. Su color va del blanco al gris, dependiendo de la variedad y del estado de madurez. Su tamaño puede variar de 5 a 15 cm, dependiendo de la edad del hongo. En la parte inferior del sombrero tiene unas laminillas que van desde el pie (o estípite) hasta el borde, en ellas se producen las esporas que servirán para la reproducción de la especie. El estípite de estos hongos suele ser corto y suele crecer en una superficie lateral aislada, por lo que su crecimiento se da en forma de ostra, de aquí la denominación “*ostreatus*” (Guzmán, Mata, Salmones, Soto-Velazco, y Guzmán- Dávalos, 2002; Barbado, 2003).

La etapa de desarrollo es un aspecto fundamental en el cultivo de los hongos, ya que, es un indicador del momento óptimo para que el hongo sea cosechado y que conserve su calidad. La cosecha se puede realizar a partir del día 25 a

40, después de que se sembró, esto va a depender de las condiciones climáticas del cultivo. Una característica de que los cuerpos fructíferos han alcanzado la madurez fisiológica, es cuando alcanzan un diámetro de 10 cm y un largo de 8 a 12 cm y el peso puede oscilar entre los 50 a 80 gramos. Se puede realizar una segunda y tercer cosecha, dejando un lapso de 20 días entre cada una. La cosecha se debe realizar en el momento preciso para evitar la deshidratación y pérdida de características organolépticas de las setas (Álvarez, 2000; Velasco & Vargas, 2004).

### **2.1.2. Cultivo y cosecha**

El cultivo del hongo seta se ha expandido en los últimos años ya que es sencillo y económico. Existen diferentes maneras para llevar a cabo este cultivo, el cultivo en bolsas es el método normalmente usado, ya que tiene ciertas ventajas como: menor riesgo de fracaso de la cosecha, se pueden meter a casa o infraestructuras en desuso, la inversión inicial es pequeña, es fácil controlar enfermedades y es posible una producción continua durante todo el año. En esta forma de cultivo se utiliza un sustrato el cual, generalmente, se obtiene de residuos agrícolas como la paja de trigo, gracias a su alto contenido celulósico. El sustrato se pica y se pasteuriza, posteriormente es inoculado con micelio de hongo, se llenan las bolsas con esta mezcla y se sellan. Las bolsas deben estar en un área de incubación, donde deben estar a una temperatura de 20 a 25 °C, y finalmente en un área de fructificación la cual debe estar húmeda, ventilada y generalmente a una temperatura de 15 °C, bajo estas condiciones salen los primeros brotes llamados primordios. Un indicador para realizar la cosecha, es

cuando el sombrero está totalmente extendido y que el margen no este enrollado hacia arriba ni tenga coloraciones cafés. Es importante realizar la cosecha en el momento adecuado para aprovechar al máximo los compuestos nutricios y nutraceuticos, y que tengan una vida poscosecha más larga ya que se ve afectada por las altas tasas respiratorias y de transpiración y por la susceptibilidad a la oxidación (Álvarez, 2000; González, 2002; García, 2003; Kwon, 2005; Ventura-Aguilar, Colinas-León, Martínez-Damián, y Valle-Guadarrama, 2011).

## **2.2. Refrigeración y liofilización**

El contenido de humedad más frecuente en los productos de origen vegetal va del 80 al 90 %, por lo tanto, la pérdida de humedad se puede traducir a pérdidas económicas significativas, Si bien, durante el almacenamiento en refrigeración los vegetales pierden peso por la pérdida de humedad mediante procesos de respiración y transpiración, es mucho menor que lo que se pierde a temperatura ambiente. Por lo tanto, la refrigeración es un método de conservación que debe ser utilizado para tener una mayor vida poscosecha de los alimentos (Barreiro & Sandoval, 2006).

La liofilización es una técnica de secado mediante la sublimación, se ha utilizado en el área de alimentos con el fin de conservar los componentes responsables de las características organolépticas, los cuales se ven afectadas en un proceso de secado convencional. Esta técnica es más eficiente al vacío; dado que el congelamiento es un proceso previo a la liofilización la calidad de los productos liofilizados va a depender de la velocidad de este, el grado de

madurez de la materia prima y las condiciones del equipo. Cuando no es posible conseguir un alimento fresco, los liofilizados son una excelente opción ya que, se rehidratan rápidamente y pueden llegar a tener propiedades organolépticas y el contenido de humedad similares al alimento original. En hongos, la liofilización es una alternativa gracias a que, mantiene su aroma característico (Grajales-Agudelo, Cardona-Perdomo, Orrego-Alzate, 2005; Guiné & Joao, 2011).

### **2.3. Propiedades nutricias y nutraceuticas**

Los hongos del género *Pleurotus* ocupan el tercer lugar en producción de hongos comestibles, el rápido crecimiento del micelio, el bajo costo de producción, su fácil adaptación y mantenimiento, así como, sus características nutricionales y funcionales, y gracias a que sus proteínas tienen todos los aminoácidos esenciales, se ha incrementado la popularidad de este hongo. Aunado a lo antes mencionado, el problema de alimentación y la búsqueda de nuevas fuentes de nutrientes son retos que se presentan a las nuevas generaciones, a lo que, el cultivo de hongos emerge como una alternativa gracias al valor biológico, económico y ecológico (Fernández, Barros, Martins, Herbert, Ferreira, 2014; Salas *et al.*, 2004).

#### **2.3.1. Actividad antioxidante**

La oxidación es necesaria para que los organismos vivos produzcan energía en los procesos biológicos, sin embargo, se obtienen radicales libres y otras especies reactivas al oxígeno, las cuales producen células muertas y tejido dañado que, a la larga, se traduce en enfermedades como diabetes, cáncer y

cirrosis. Los organismos tienen sistemas de defensa ante estos radicales libres formados por enzimas y compuestos como los carotenoides, el  $\alpha$ -tocoferol y los compuestos fenólicos, pero estos sistemas no son suficientes, por lo que es necesario consumir suplementos antioxidantes e integrar a la dieta alimentos con alto contenido de antioxidantes que ayuden a reducir el daño oxidativo (Khatun, Islam, Cakilcioglu, Guler, y Chandra, 2015).

### **2.3.2. Compuestos fenólicos**

Los fenoles son compuestos químicos que se encuentran en una gran cantidad de frutas y vegetales. Es una de las clases más importantes de metabolitos secundarios y la mayoría se derivan de la fenilalanina y una menor cantidad de la tirosina. La síntesis de estos compuestos se realiza en dos rutas metabólicas básicas: la ruta del ácido shikímico y la ruta del ácido malónico. La ruta del ácido shikímico es responsable de la biosíntesis de la mayoría de los fenoles en las plantas, mientras que la ruta del ácido malónico es la principal para hongos y bacterias (Taiz & Zeiger, 2006).

Los fenoles están relacionados con la calidad sensorial de los alimentos de origen vegetal, además, son de interés por la relación que tienen con la salud humana, ya que actúan como antioxidantes naturales lo que ayuda en enfermedades cardiovasculares y cáncer. Esta actividad antioxidante se relaciona con su capacidad de quelar metales (Porrás & López, 2009).

Los hongos han sido parte de la dieta humana desde hace miles de años, recientemente, su consumo se ha incrementado y se les ha considerado como alimentos saludables ya que tienen bajo contenido calórico, grasas, tienen

ácidos grasos esenciales, así como vitaminas y minerales; algunas de estas propiedades se le atribuyen a los productos bioactivos con actividad antioxidante como los compuestos fenólicos (Reis *et al.*, 2012).

### **2.3.3. Azúcares totales y reductores**

Los carbohidratos constituyen la mayor proporción de los componentes vegetales. Existen diversos tipos de carbohidratos como los azúcares, almidones, pectinas, celulosa, hemicelulosa y gomas. Dentro de los azúcares se encuentran compuestos como la glucosa, fructosa y sacarosa que se acumulan en el jugo celular, estos compuestos otorgan características como sabor y valor nutritivo. Las proporciones de los carbohidratos existentes en las frutas pueden experimentar modificaciones como consecuencia de la actividad metabólica, ya que, durante la maduración se producen cambios intensos en donde los azúcares son los sustratos preferidos para la biosíntesis y suministro de energía pues son oxidados (vía glucólisis) hasta ácido pirúvico, el cual a su vez, por descarboxilación oxidativa se convierte en Acetil-CoA que se metaboliza, vía ciclo de Krebs, dando lugar a la formación de CO<sub>2</sub>, H<sub>2</sub>O y energía la cual queda disponible para la biosíntesis de otros componentes. (A.O.A.C, 1980).

Todos los azúcares con un grupo aldehído libre o un grupo cetónico se clasifican como azúcares reductores y se transforman fácilmente en enediones (reductonas) al calentarlos en soluciones alcalinas; dichos enediones son altamente reactivos y se oxidan fácilmente en presencia de oxígeno u otros agentes oxidantes, por lo tanto, los azúcares en solución alcalina rápidamente

reducen iones oxidantes como  $\text{Ag}^+$ ,  $\text{Hg}^+$ ,  $\text{Cu}^{2+}$  y  $\text{Fe}(\text{CN})_6^{3-}$  y los azúcares se oxidan formando mezclas complejas de ácidos. Esta acción reductora es la que se utiliza tanto en las determinaciones cualitativas como cuantitativas. (A.O.A.C, 1980; Ting, 1956).

#### **2.3.4. Proteínas y Vitaminas**

Las proteínas son polímeros lineales de aminoácidos unidos por enlaces peptídicos que desempeñan funciones de diferentes tipos como: estructurales, transportadoras, de reserva y catalíticas (enzimas). En una proteína se distinguen cuatro tipos de organización: estructura primaria, secundaria, terciaria y cuaternaria. Se encuentran en células animales y vegetales (Arboledas, 2011).

El valor nutricional de los hongos comestibles es notable, ya que constituyen una magnífica fuente de proteínas por contener hasta 35 % en base seca. Además contienen vitaminas como la B1, B2, B12, C, D, Niacina y ácido pantoténico (Escobedo, 2008).

#### **2.3.5. Enzimas**

Las enzimas son catalizadores biológicos, proteínas con o sin una parte no proteica llamada coenzima o grupo prostético. En la industria de los alimentos, las enzimas ayudan a regular ciertos procesos metabólicos, como los procesos de fermentación, pero también están asociadas a cambios indeseables en los alimentos. En el caso de los hongos, estos han adquirido gran interés debido a sus sistemas enzimáticos ligninolíticos, que son capaces de degradar contaminantes ambientales y se buscan con fines de biorremediación. También

es importante el estudio de las enzimas en hongos por su alta susceptibilidad a la oxidación (Braverman, 1980; Gayosso, Esparza, Ríos, y Rodríguez, 2007).

### **Polifenoloxidasas (EC: 1.10.3.1; PPO)**

Debido al oscurecimiento que las setas presentan en su vida poscosecha, se pueden tener pérdidas de la calidad sensorial del producto, este oscurecimiento se debe, principalmente, al pardeamiento enzimático, este consiste en la oxidación de sustratos fenólicos a o-quinonas, moléculas muy reactivas que se condensan rápidamente y se combinan con grupos amino o sulfidrilo de las proteínas y con los azúcares reductores, dando lugar a coloraciones pardas o rojizas. El pardeamiento enzimático se da cuando los sustratos fenólicos, la PPO y el oxígeno molecular se unen bajo condiciones adecuadas de pH, temperatura y actividad de agua (Artés, Castañer, y Gil, 1998).

Un ejemplo de esta actividad se puede apreciar en el procesado en fresco de champiñón, cuando se produce pardeamiento enzimático a causa de los cortes que se realizan durante su preparación, esto se debe a la presencia de la enzima PPO, de nutrientes mono y difenólicos y de otros nutrientes que favorecen o retardan la biosíntesis de melaninas (Sánchez-Ferrer, Rodríguez-López, García-Cánovas, y García-Carmona, 1995).

### **Catalasa (EC: 1.11.1.6; CAT)**

La catalasa es una enzima antioxidante que está presente en la mayoría de los organismos aerobios y que cataliza la dismutación del peróxido de hidrógeno ( $H_2O_2$ ) en agua y oxígeno. Existen especies reactivas al oxígeno (radical

superóxido, radical hidroxilo y peróxido de hidrógeno), las cuales pueden dañar proteínas, lípidos y ácidos nucleicos, por esta razón, se necesitan sistemas antioxidantes eficientes los cuales incluyen ciertas enzimas (Díaz, 2003).

El daño oxidativo causado por los radicales libres puede producir enfermedades graves, como el cáncer. En su mayoría, los organismos están equipados con sistemas de defensa armados por enzimas oxidativas como la superóxido dismutasa (SOD) y la catalasa (CAT) (Khatun *et al.*, 2015).

### **Superóxido Dismutasa (EC: 1.15.1.1; SOD)**

El estrés oxidativo y los radicales libres se relacionan con un sin fin de enfermedades graves. El primero, se relaciona con la exposición de la materia viva a diversas fuentes que producen la ruptura del equilibrio entre las sustancias prooxidantes y los mecanismos antioxidantes, lo cual, trae consigo alteraciones en la estructura y función de órganos, sistemas o grupos celulares. Los radicales libres son las especies químicas cargadas o no, que presentan un electrón desapareado en el orbital externo, lo que genera una gran inestabilidad y producen daños celulares y alteran funciones fisiológicas (Venereo, 2002).

La SOD es una enzima que pertenece al sistema de defensa antioxidante, su acción se ejerce intracelularmente. El hierro (Fe), cobre (Cu) y manganeso (Mn) son sus cofactores metálicos y de acuerdo a éste sus propiedades moleculares y su localización cambian. Estas enzimas dismutan el oxígeno para formar peróxido de hidrógeno y su principal función es la protección contra el anión superóxido. El incremento en la síntesis de SOD puede relacionarse a una alta

concentración de especies reactivas de oxígeno que fueron generadas como defensa ante el ataque de un patógeno precediendo una respuesta hipersensible o bien atacando directamente al organismo. (Taiz & Zeiger, 2006; Robledo-Esqueda., Lozoya-Saldaña, y Colinas, 2012).

#### **2.4. Literatura citada**

A.O.A.C. (1980). Official Methods of Analysis. Horwitz W. (ed). Ed. 13<sup>th</sup>. Washington, U.S.A.

Álvarez A.R. (2000). Atmósferas modificadas y refrigeración en poscosecha de hongos comestibles *Pleurotus ostreatus*. Tesis de Maestría en Ciencias en Horticultura. Departamento de Fitotecnia. Universidad Autónoma Chapingo.

Arboledas B., D. (2011). Jerarquía estructural de las proteínas. Editorial Club Universitario. San Vicente, España. P. 186.

Artés, F., M.; Castañer y M.I. Gil (1998). El pardeamiento enzimático en frutas y hortalizas mínimamente procesadas, Food Science and Technology Internacional, Vol. 4(6):377-389.

Baek C., S. (2005). Manual del cultivador de hongos 1. Cultivo del hongo ostra. Capítulo 1: Introducción a los hongos. Editorial MushroomWorld. Corea. Pp.1-4.

Barbado, L. (2003). Hongos Comestibles. Buenos Aires, Argentina: ALBATROS SACI.

Barreiro M., J.A.; Sandoval B., A.J. (2006). Operaciones de conservación de alimentos por bajas temperaturas. Ed. Equinoccio, 1<sup>a</sup> edición. Caracas, Venezuela. 343p.

Braverman, J.B.S. (1980). Bioquímica de los Alimentos. Nueva Edición Z. Berk Editorial el manual moderno.

Deepalakshmi, K., Mirunalini, S. (2014). *Pleurotus ostreatus*: an oyster mushroom whit nutritional and medicinal properties. J. Biochem Tech. Vol. 5(2):718-726. Tamil Nadu, India.

- Díaz, A. (2003). La estructura de las catalasas. REB Vol. 22(2):76-84. Departamento de Bioquímica, Instituto de Fisiología Celular, UNAM, México, D.F.
- Diego C.F. (1979). Setas Guía ilustrada. Ed. Mundiprensa. Madrid España. 345 p.
- Escobedo, R. (2008). Producción de Hongos seta (*Pleurotus ostreatus*). Ficha técnica emitida por la Secretaria de Agricultura, Ganadería, Desarrollo Rural, Pesca y alimentación (SAGARPA), Dirección General de Apoyos para el Desarrollo Rural. México. P. 8. Disponible en: <http://www.sagarpa.gob.mx/desarrolloRural/Documents/fichasaapt/Producci%C3%B3n%20de%20Hongo%20Seta.pdf> .
- Fernandes, A.; Barros, L.; Martins, A.; Herbert, P. Ferreira R., I. (2014). Nutritional characterisation of *Pleurotus ostreatus* (Jacq. ex Fr.) P. Kumm, produced using paper sacrapas as substrate. Food Chemistry Vol. 169, Pp. 396-400. Portugal. DOI: <http://dx.doi.org/10.1016/j.foodchem.2014.08.027>.
- Fontes. V., P. A.; Gontijo C., D.; Vierira C., B.; Fontes F., A. E.; Soares, L.; Leite V., J.P., Goretí de A. O., M.; Kasuya M., M. C. (2013). Antioxidant activities, total phenolics and metal contents in *Pleurotus ostreatus* mushrooms enriched with iron, zinc or lithium. LWT- Food Science and Technology Vol. 45: 421-425. Brazil. <http://dx.doi.org/10.1016/j.lwt.2013.06.016>.
- Grajales-Agudelo, L. M.; Cardona-Perdomo, W. A.; Orrego-Alzate, C. E. (2005). Liofilización de carambola (*Averrhoa carambola L.*) osmodeshidratada. Ingeniería y competitividad, Vol. 7(2): 19-26. Universidad del Valle, Cali, Colombia.
- García R.M. (2003). Cultivo de setas y trufas. Ed. Mundiprensa; Madrid España.
- Gayosso C., M.; Esparza G., F. Ríos L., E.; Rodríguez V., R. (2007). Evaluación de la actividad enzimática de *Pleurotus ostreatus* en presencia de bifenilos policlorados en: El cultivo de setas *Pleurotus* spp en México. Editores Sánchez-Vázquez, J.E., Martínez Carrera, D., Mata, G. y Leal Lara, H. ECOSUR. Preprinted.
- González, G. A. (2002). Producción y comercialización de *Pleurotus ostreatus* en PYMES. Tesis. División de Ciencias Económicas Administrativas. Universidad Autónoma Chapingo. México

- Guiné F., R. P.; Joao B., M. (2011). Influence of freeze-drying treatment on the texture of mushrooms and onions. *Croat. J. Food Sci. Technol.* Vol. 3(2): 26-31. Portugal.
- Guzmán, G.; Mata, G.; Salmones, D.; Soto-Velazco, C.; Guzmán- Dávalos, L. (1983). *El cultivo de los hongos comestibles*. México, D.F. Primera reimpresión 2002. Editorial Instituto Politécnico Nacional. 245 p.
- Khatun, S.; Islam, A.; Cakilcioglu, U.; Guler, P; Chandra C., N. (2015). Nutritional qualities and antioxidant activity of three edible oyster mushrooms (*Pleurotus* spp.). *NJAS-Wageningen Journal Of Life Sciences*. Vol. 72(73):1-5. Turquía.
- Kwon, H. (2005). *Manual del cultivador de hongos 1. Cultivo del hongo ostra*. Capítulo 7: Cultivo en bolsas. Editorial MushWorld. Corea. Pp. 150-155.
- Martínez-Carrera D., Curvetto N., Sobal, M. (2010). Hacia un Desarrollo Sostenible del Sistema de Producción-Consumo de los Hongos Comestibles y Medicinales en Latinoamérica: Avances y perspectivas en el Siglo XXI. Red Latinoamericana de Hongos Comestibles y Medicinales, Puebla. Pp. 648.
- Mata, M. *Macrohongos de Costa Rica Vol 1*. 2ª ed. Heredia (CR): Editorial INBio, 2003. 256 p. ISBN 9968-702-87-0.
- Oei, P. *Mushroom cultivation: appropriate technology for mushrooms growers*. 3ª ed. Leiden (NL): Backhuys Publishers, 2003. 429 p. ISBN 90-5782-137-0.
- Porras-Loaiza, A. P.; López-Malo, A. (2009). Importancia de los grupos fenólicos en los alimentos. *Temas Selectos de Ingeniería de Alimentos* Vol. 3(1):121-134. Universidad de las Américas Puebla. San Andrés Cholula, Puebla, México.
- Reis, F.S.; Martins, A., Barros, L.; Ferreira, I. (2012). Antioxidant properties and phenolic profile of the most widely appreciated cultivated mushrooms: A comparative study between *in vivo* and *in vitro* samples. *Food and Chemical Toxicology*. Vol. 50(5): 1201-1207. Portugal.
- Robledo-Esqueda., M. N., Lozoya-Saldaña, H., & Colinas L., M. T., (2012). Inducción de defensa en papa (*Solanum tuberosum* L.) contra *Phytophthora infestans* (Mont.) de Bary por fungicidas. *Interciencia*, Vol. 37(9):689-695.
- Salas de la T., N.; Bazán G., D; Cornejo S., O.; Osorio A., A.; Bravo A., M.; Lengua C., R.; Becerra B., E.; Carhuancho A., H.; Aguirre M., R. (2004).

- Estudio del valor nutricional y propiedades fisicoquímicas y bioquímicas de *Pleurotus ostreatus*. Rev. Per. Quím. Ing. Quím. Vol. 7(2): 40-44. Universidad Mayor de San Marcos, Perú.
- Sánchez J., R. La biología y el cultivo de *Pleurotus spp.* III. Crecimiento y Fructificación. 2001. Chiapas México. Disponible en PDF. Extraído de Silva 2010.
- Sánchez-Ferrer, A.; Rodríguez-López, J. N.; García-Cánovas, F.; García-Carmona, F. (1995). Tyrosinase: a comprehensive review of its mechanism. *Biochem. Biophys. Acta* **1247**, 1-11.
- Silva S, R.; Fritz F., C.; Cubillos A., J.; Díaz C. M. (2010). Manual para la producción de hongos comestibles, (Shiitake). Proyecto CONAMA-FPA RM-027-2010 "Utilización de desechos de podas del arbolado urbano como sustrato para la producción de hongos comestibles (Shiitake) en la comuna de La Pintana". Santiago de Chile, Chile.
- Stamets, P. (1993). Growing Gourmet and medicinal Mushrooms. Ten Speed Press. Berkeley, California, Estados Unidos de América. Pp 551.
- Taiz, L., & Zeiger, E. (2006). Metabolitos secundarios y defensa de las plantas. In Taiz, L., & Zeiger, E. (Eds.) *Fisiología vegetal* (3ed. pp. 530-580). D.L.:Universitat Jaume I.
- Ting, S.V (1956). Rapid Colorimetric Methods for Simultaneous Determination of Total Reducing Sugars and Fructose in Citrus Juices. *Agric. Food Chem.* Vol. 4(3) 263-266.
- Velasco V.J.; Vargas D.B.E. (2004). Cultivo del hongo seta (*Pleurotus ostreatus*). Colegio de posgraduados. Pp.24
- Venereo G., J. (2002). Daño oxidativo, radicales libres y antioxidantes. *Revista Cubana de Medicina Militar* Vol 31(2). Instituto Superior de Medicina Militar "Dr. Luis Díaz Soto". Ciudad de la Habana, Cuba. Versión On-line ISSN 1561-3046
- Ventura-Aguilar., R.; Colinas-León, M. T.; Martínez-Damián, M. T.; Valle-Guadarrama, S. (2011). Atmósferas modificadas, frigoconservación e inhibidores de oscurecimiento en poscosecha de *Pleurotus ostreatus*. *Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas*. Vol. 2(2). Pp. 197-206

# **CARACTERIZACIÓN QUÍMICA DEL HONGO SETA (*Pleurotus ostreatus*) A DIFERENTES ESTADOS DE MADUREZ**

**Adela Guadalupe Rosas-Rosas<sup>1</sup>, María Teresa Colinas-León<sup>2</sup>, J. Joel  
Corrales-García<sup>1</sup>, Edmundo Arturo Pérez-Godínez<sup>3</sup>**

<sup>1</sup>Departamento de Ingeniería Agroindustrial, <sup>2</sup>Departamento de Fitotecnia, <sup>3</sup>Departamento de Preparatoria Agrícola. Universidad Autónoma Chapingo. Carretera México-Texcoco Km 38.5 Chapingo Edo. de México. CP 56230.

## **RESUMEN**

Los hongos setas han adquirido interés en los últimos años ya que representan una alternativa saludable para sustituir alimentos de origen animal y tienen compuestos bioactivos benéficos para la salud. El objetivo de esta investigación fue hacer una caracterización química evaluando la actividad antioxidante (AA), fenoles totales (FT), azúcares totales (AT), azúcares reductores (AR), proteína total (PT), las enzimas polifenoloxidasas (PPO), catalasa (CAT) y superóxido dismutasa (SOD) y la tasa de respiración (TR), así como, aspectos físicos que incluyen la fenología de crecimiento, pérdida de peso (PP) y color, en cuerpos fructíferos de hongo seta (*Pleurotus ostreatus*) en 4 etapas de madurez (1 = primordios, 2 = madurez comercial, 3 y 4 = cinco y diez días después de la madurez comercial respectivamente), almacenados a dos temperaturas (0=temperatura ambiente, 1=temperatura de refrigeración (5 °C)). La (PP) fue mayor a temperatura 0 (70-90 %), el color se mantiene más limpio a temperatura 1, la (TR) fue mayor en la etapa 1 y a temperatura 0 (615.32-242.83 mL de CO<sub>2</sub>.Kg<sup>-1</sup>.h<sup>-1</sup>). La (AA) fue mayor en la etapa 4 (164.415 VCEAC/120 min). El contenido de (FT) fue mayor en la etapa 4 a temperatura 0 (1.602 mg ac.tánico.g<sup>-1</sup>.p.f.<sup>-1</sup>). Los (AT) aumentaron en la etapa 4, al igual que

los (AR) (4.784 y 19.461 mg glucosa.g<sup>-1</sup>.p.f.<sup>-1</sup>, respectivamente). La (PT) fue mayor en la etapa 1 (12.362 mg albumina.g<sup>-1</sup>.pf.<sup>-1</sup>). La actividad de (PPO) y (SOD) fue mayor en la etapa 1, mientras que de CAT en etapa 4 (51.13, 29.23 y 1042.6 UI.g<sup>-1</sup>.p.f.<sup>-1</sup>, respectivamente).

**Palabras clave:** Actividad antioxidante, radicales libres, enzimas oxidativas.

### ABSTRACT

Oyster mushrooms have attracted increased interest in recent years since they represent a healthy alternative to foods of animal origin and have bioactive compounds beneficial to health. The main aim of this research was to make a chemical characterization with the determination of antioxidant capacity (AC), total phenolic content (TP), total sugars (TS), reducing sugars (RS), total protein (TP), polyphenoloxidase (PPO), catalase (CAT), superoxide dismutase (SOD) and respiration rate (RR), as well as physical aspects including growth phenology, weight loss (WL) and color in the fruiting bodies of oyster mushroom (*Pleurotus ostreatus*) at four stages of maturity: (1 = primordia, 2 = commercial maturity, 3 and 4 = five and ten days after commercial maturity respectively), stored at two temperatures (0 = ambient temperature, 1 = refrigeration temperature (5 ° C)). The (WL) was higher at temperature 0 (70-90 %), the color kept cleaner at temperature 1, the (RR) was higher in stage 1 and at temperature 0 (615.32- 242.83 mL de CO<sub>2</sub>.Kg<sup>-1</sup>.h<sup>-1</sup>). The (AC) was higher in stage 4 (164,415 BCVAC/120 min). The total phenolic content (TP) was higher in stage 4 at temperature 0 (1.602 mg tanic.ac.g<sup>-1</sup>.f.w.<sup>-1</sup>). The (TS) increased in stage 4, as did the (RS) (4.784 and 19.461 mg glucose.g<sup>-1</sup> f.w.<sup>-1</sup>, respectively). The (TP) was higher in stage 1 (12.362 mg albumin.g<sup>-1</sup>.f.w.<sup>-1</sup>). The activity of (PPO) and (SOD) was higher in stage 1 and that of CAT in stage 4 (51.13, 29.23 and 1042.6 IU.g<sup>-1</sup>.f.w.<sup>-1</sup>, respectively).

**Keywords:** Antioxidant capacity, free radicals, oxidative enzymes.

## INTRODUCCIÓN

El aumento de la producción de hongos en los últimos diez años indica que la población se preocupa por buscar fuentes alternas de nutrientes vegetales que le otorguen beneficios a la salud (Martínez-Carrera, Curvetto, y Sobal, 2010). Estudios recientes han demostrado que los hongos tienen propiedades nutraceuticas y medicinales, además de ser una fuente de nutrientes importante gracias a que contienen todos los aminoácidos esenciales (Deepalakshmi & Mirunalini, 2014).

Los radicales libres son partículas de oxígeno con electrones desapareados en el orbital, estos llegan a causar enfermedades degenerativas como el cáncer, lo que ha hecho que las personas busquen alimentos que tengan alto contenido de antioxidantes, esto con la finalidad de prevenir el daño celular (Reis, Martins, Barros, y Ferreira, 2012).

Los hongos setas (*Pleurotus ostreatus*) han tenido una gran aceptación a nivel mundial, y son el tercer hongo más producido. Son fáciles y económicos de producir, por lo que han adquirido importancia. Además de estas bondades, se ha determinado que es un hongo con una alta capacidad antioxidante, lo que le aporta beneficios a la salud del consumidor (Khatun, Islam, Cakilcioglu, Guler, y Chandra, 2015). El objetivo del presente estudio es determinar actividad antioxidante, fenoles totales, actividad de las enzimas PPO, CAT y SOD que otorgan características antioxidantes al hongo seta, además de algunos otros compuestos nutricionales (azúcares totales, reductores y proteínas) así como

respiración, color y pérdida de peso; en diferentes etapas de madurez, a temperatura ambiente y de refrigeración.

## **MATERIALES Y MÉTODOS**

### **Diseño experimental**

Se estableció un diseño factorial 4x2 en un Diseño Experimental Completamente al Azar (DCA), donde, los factores fueron el estado de madurez (primordios, madurez comercial, cinco y diez días después de la madurez comercial) a dos diferentes niveles: temperatura ambiente y temperatura de refrigeración (5°C), las muestras se tomaron durante 20 días.

### **Cultivo**

La producción del hongo se llevó a cabo con la metodología propuesta por Escobedo (2008), se inocularon bolsas de 1 kg con semilla de variedad gris. Se dejaron incubar durante 20 días y posteriormente se llevaron a fructificar a un invernadero donde estuvieron a una temperatura promedio de 19.9 °C, una mínima de 8.7 °C y una máxima de 28.5 °C. Con una luminosidad promedio de 72.11, una mínima de 5 y una máxima de 218  $\mu\text{mol m}^{-2}\text{S}^{-1}$ .

### **Cosecha y muestreo**

Las cosechas se realizaron a cuatro estados de madurez: primordios, madurez comercial, 5 días después de la madurez comercial y 10 días después de la madurez comercial. Estas fechas se determinaron según lo propuesto por Álvarez (2000). En los estados de madurez indicados, se cosecharon hongos

de 10 unidades experimentales diferentes. En el invernadero se contó con riego por aspersión, se aplicaban dos riegos en días muy calurosos y un riego en días con poco calor. Se tomaron medidas del ancho, largo y diámetro de los hongos.

### **Peso, color y respiración**

Las muestras cosechadas se pesaron después de la cosecha y durante el almacenamiento, se reportaron como porcentaje de peso con respecto del peso inicial. Se les midió color con un espectrofotómetro de esfera (X-Rite) y se colocaron en charolas transparentes (clamshells). Se les midió respiración mediante el método de espacio de cabeza (Alia-Tejacal, 2003), las muestras se dejaron en recipientes con volúmenes conocidos durante una hora, al cabo de este tiempo, se tomaron 6 mL del aire del espacio de cabeza y se colocaron en vacutainers. Posteriormente, las muestras se inyectaron en un cromatógrafo de gases (Varian Star modelo 3400) con una columna capilar chrompack con capa porosa de sílice fundido (PLOT) y fase estacionaria paraplott Q. Los gases usados fueron: nitrógeno como gas de arrastre, hidrógeno y aire, con una presión de 34 psi en la cabeza de la columna. La columna fue calentada a 80 °C y 150 °C en el inyector, 17 °C en el detector de ionización de flama y 200 °C en el filamento.

### **Liofilización**

Las muestras se dejaron en nitrógeno líquido por 24 horas aproximadamente, posteriormente se liofilizaron (liofilizador Labconco, Freeze dry sistem / Lyph Lock 4.5) a una temperatura de -45°C y una presión de  $9 \times 10^{-3}$  Mbares.

### **Actividad antioxidante**

La determinación de la actividad antioxidante se llevó a cabo por el método ABTS por el método propuesto por Ozgen *et al.* (2006) con modificaciones. Se tomó 0.1 g de muestra y se hizo una extracción con 5 mL de alcohol etílico absoluto, la cual se dejó reposar durante 24 horas. Se colocaron 100  $\mu$ L del extracto con 3.9 mL de buffer acetatos con solución ABTS en tubos de fondo plano, se dejaron reposar durante dos horas en la oscuridad. Al concluir las dos horas se leyeron a 734 nm en el espectrofotómetro (Genesys 10 UV Scanning, Thermo scientific, Waltham, Massachusetts).

### **Fenoles totales**

Se determinaron por la metodología de Folin-Ciocalteu descrito por Waterman y Mole (1994). Se agregaron 150  $\mu$ L del extracto etanólico en tubos de fondo plano. Se agregaron 850  $\mu$ L de agua destilada y se agitó. Se añadieron 7 mL de agua destilada y 500  $\mu$ L de reactivo Folin-Ciocalteu (2N), se dejaron reposar durante ocho minutos, se adicionó 1.5 mL de Carbonato de sodio (20 %), se mezcló y se dejó reposar por dos horas en la oscuridad. Después de las dos horas las muestras se leyeron a 760 nm (Genesys 10 UV Scanning, Thermo scientific, Waltham, Massachusetts).

### **Azúcares totales**

Los azúcares totales se determinaron por el método de la Antrona (Witham, Blaydes, y Devlin, 1971). Se hicieron extracciones etanólicas con 0.1 g de muestra y se redisolviéron en 20 mL de agua, de la muestra redisuelta se

tomaron 150  $\mu$ L, se colocaron en tubos de fondo plano, se titularon con 6 mL de antrona. Los tubos se pusieron a baño maría a temperatura de ebullición durante 3 min, se dejaron enfriar y se leyó la absorbancia en espectrofotómetro (Thermo Fisher Scientific, modelo Genesys 10-S) a 600 nm.

### **Azúcares reductores**

La determinación se realizó por el método de Nelson-Smogý (Smogý, 1952) con modificaciones. Se tomaron 100  $\mu$ L de la muestra redisuelta, se colocaron en tubos de fondo plano, forrados con papel aluminio, con 900  $\mu$ L. de agua destilada. Se agregó 1 mL de reactivo de Nelson y se agitó, los tubos se pusieron a baño maría a temperatura de ebullición durante 20 minutos y después en baño de hielo. Se agregó 1 mL de reactivo de arsenomolibdato y se agitó, finalmente se añadieron 7 mL de agua destilada. Se leyó a 540 nm espectrofotómetro (Thermo Fisher Scientific, modelo Genesys 10-S).

### **Proteínas**

La determinación de proteína se realizó con la metodología propuesta por Bradford (1976). Se colocaron 0.05 de muestra liofilizada en tubos de fondo plano, se agregaron 5 mL de TRIS-HCl + PVP (0.1 M, pH 7.1, 1 % Polivinilpirrolidona). La mezcla se homogeneizo en frío (T25 Ultra turrax, IKA, Wilmington, USA) durante 30 s, posteriormente se centrifugó (Sorvall RC 6+, Thermo scientific, Waltham, Massachusetts) a 20 000 g y una temperatura de 4 °C durante 30 minutos. En tubos de fondo plano se agregaron 5 mL de reactivo Bradford + 0.1 mL de extracto, se dejaron reposar por 12 minutos en oscuridad

y se leyeron a 595 nm en espectrofotómetro (Thermo Fisher Scientific, modelo Genesys 10-S).

### **Polifenoloxidasa (PPO)**

La actividad de la PPO se determinó con el método propuesto por Lamikanra (2001) con modificaciones. Se realizó la extracción de la enzima a partir de 0.05 g de hongo liofilizado con 5 mL de Buffer Fosfatos (fosfato de sodio dibásico-fosfato de sodio monobásico) 250 mM (pH 7) con 1 % de polivinilpirrolidona (PVP). La solución anterior se homogeneizó en frío (T25 Ultra turrax, IKA, Wilmington, USA) durante 30 s, posteriormente se centrifugó (Sorvall RC 6+, Thermo scientific, Waltham, Massachusetts) a 20 000 g y una temperatura de 4 °C durante 30 minutos. Del sobrenadante se tomaron 150 µL y se añadieron 2.850 mL de catecol. Las muestras se leyeron a 420 nm en espectrofotómetro (Thermo Fisher Scientific, modelo Genesys 10-S) a los 10, 30, 60 y 90 segundos.

### **Catalasa (CAT)**

La CAT se determinó con el método descrito por Blackwell *et al.* (1990), con modificaciones. Se realizó la extracción de la enzima con 5 mL de solución extractora Buffer Fosfatos (fosfato de sodio dibásico-fosfato de sodio monobásico) fría, 250 mM (pH 7) con con 1 % de polivinilpirrolidona (PVP), y 0.05 g de hongo liofilizado. La solución anterior se homogeneizó en frío (T25 Ultra turrax, IKA, Wilmington, USA) durante 30 s, posteriormente se centrifugó (Sorvall RC 6+, Thermo scientific, Waltham, Massachusetts) a 20 000 g y una

temperatura de 4 °C durante 30 minutos. Del sobrenadante se tomaron 50 µL y se agregaron 2.950 mL de Buffer Fosfatos 50 mM (pH 7) con peróxido de hidrógeno (H<sub>2</sub>O<sub>2</sub>). La lectura del cambio de absorbancia se hizo a 240 nm en espectrofotómetro (Thermo Fisher Scientific, modelo Genesys 10-S) a los 10, 30, 60 y 90 segundos.

### **Superóxido dismutasa (SOD)**

La determinación de SOD se realizó mediante la metodología descrita por Beyer y Fridovich (1987). Se colocaron 0.05 g de hongo liofilizado en tubos de fondo plano, se añadieron 5 mL de Buffer Fosfatos (0.01M, pH 7.8). Esta mezcla se homogeneizó en frío (T25 Ultra turrax, IKA, Wilmington, USA) durante 30 s. Posteriormente se centrifugó (Sorval RC 6+, Thermo scientific, Waltham, Massachusetts) a 20 000 g y una temperatura de 4 °C durante 30 minutos. Se preparó una mezcla con: 27 mL de Buffer Fosfatos (fosfato de sodio dibásico-fosfato de sodio monobásico) + EDTA (0.01M, pH 7.8), 1.5 mL de L-metionina, 1 mL de Nitrotetrazolium blue y 0.75 mL de Triton X-100. En tubos de rosca, se añadieron 3 mL de la mezcla anterior y 500 µl de muestra, tres tubos más fueron tomados como blanco y se les añadió 3 mL de mezcla y 500 µl de Buffer Fosfatos (0.1 M, pH 7.8), se agitaron y se les agregó 300 µl de riboflavina. Lo anterior se realizó en ausencia de luz. Posteriormente se colocaron bajo luz fluorescente durante 7 minutos. El cambio de absorbancia se leyó a 560 nm en espectrofotómetro (Thermo Fisher Scientific, modelo Genesys 10-S)

## Análisis estadístico

Se utilizó el paquete estadístico SAS (Statistical Analysis System, 9.0), para el análisis estadístico. Se obtuvieron los ANOVAS y se realizó una comparación de medias de Tukey ( $\alpha=0.05$ ) por cada etapa fenológica para las dos temperaturas. Se tuvieron 5 repeticiones por etapa en la primera cosecha y se fueron tomando 3 repeticiones durante el almacenamiento.

## RESULTADOS

### Fenología

Se registraron las medidas de ancho, alto y diámetro de 5 muestras durante 6 días, los resultados se muestran en el siguiente cuadro:

Cuadro 2. Fenología de 5 muestras de hongo seta durante 6 días.<sup>†</sup>

<b>Día</b>	<b>Muestra</b>	<b>Alto (cm)</b>	<b>Ancho (cm)</b>	<b>Diámetro (cm)</b>
<b>1</b>	1	3.5	4	1.5
	2	2.5	3.5	2
	3	3.5	3	1.2
	4	2	2.4	1
	5	2	1.5	1.7
<b>2</b>	1	4.9	6.4	3.4
	2	5	9.3	4.2
	3	6.7	6.3	3.3
	4	5.3	7.2	3.5
	5	5	10.3	5
<b>3</b>	1	8.6	10	6.6
	2	8.5	11	6.7
	3	9.1	11.5	6
	4	6.7	11	6.6
	5	7.7	12	8
<b>4</b>	1	12	12.8	9.6
	2	8.7	15.8	8.4
	3	14	11.5	7.7
	4	9.4	14	9.5
	5	8	16	10.8

<b>5</b>	1	14.5	14	7.8
	2	10	17.5	9
	3	14	15.2	8.3
	4	10.5	16.5	11.6
	5	8.6	18.5	11.5
<b>6</b>	1	13.8	15.2	7
	2	11	17	8.9
	3	13.5	17	7.9
	4	9.8	16.5	12.1
	5	10	19	11.9

<sup>†</sup>Los datos se reportan de manera individual, por cada muestra y por día.

En el Cuadro 2 se aprecia que el diámetro, el largo y el ancho del cuerpo fructífero aumentan al pasar los días, siendo mayor el crecimiento del día 3 al día 4. En el caso del diámetro, en la muestra 1, 2 y 3 disminuyó durante los últimos dos días, debido a que paso la madurez comercial y los bordes comenzaron a enrollarse. No hay literatura que indique estas condiciones, pero, según lo reportado por Velasco (2004), el diámetro llega a los 10 cm y un largo de 8 a 12 cm en la madurez fisiológica, por lo que se deduce, que en el día 4 se alcanza este estado de madurez.

### **Pérdida de peso**

Durante la etapa fenológica 4, se registró una pérdida de peso estadísticamente inferior a las otras tres etapas, las cuales fueron estadísticamente iguales (Figura 1-A). En cuanto al transcurso de los días, se registró una pérdida de peso inferior en el día uno, a partir del día dos al día ocho, la pérdida de peso fue estadísticamente igual (Figura 1-B). Durante las cuatro etapas fenológicas, la pérdida de peso fue estadísticamente superior en la temperatura 0. ; Ventura-Aguilar, Colinas-León, Martínez-Damián, y Valle-Guadarrama (2011), reportan

pérdidas de 1- 8 % en temperaturas de 0-4 % en setas, mientras que Martínez-flores, Corrales-García, Espinosa-Solares, García-Gatica, y Villanueva-Verduzco (2008) reportan pérdidas de hasta 80 % en huitlacoche a temperatura ambiente, esto indica que a temperatura ambiente, los hongos pierden mayor porcentaje de peso que a temperatura de refrigeración. La mayor pérdida de peso en setas se registró en la etapa 1 a temperatura ambiente (88.88 %); se considera que las setas, en su mayoría, se constituyen por agua, por lo tanto, se deben mantener almacenadas en refrigeración ya que, perdidas de humedad se reflejan como pérdidas económicas.

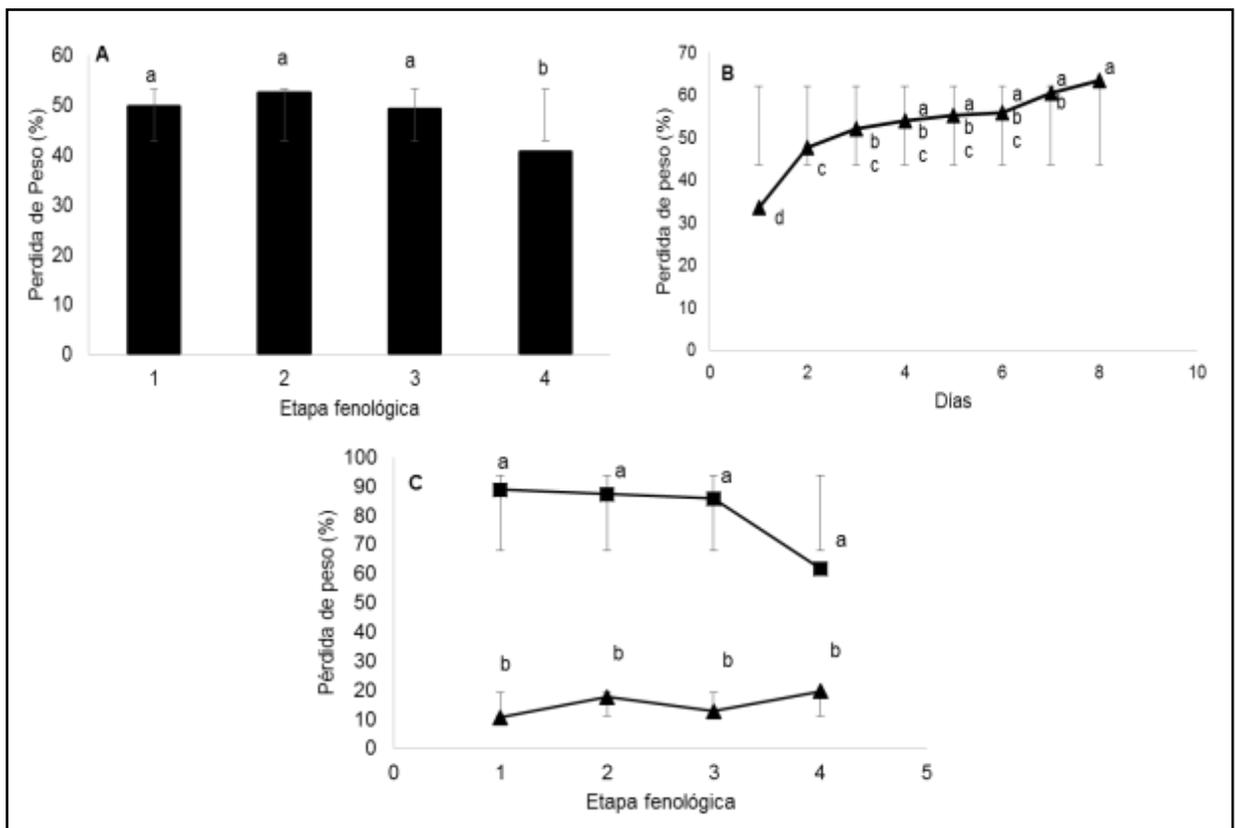


Figura 1. Pérdida de peso (%) del hongo seta a diferentes etapas fenológicas y diferentes temperaturas.

Letras minúsculas iguales, en sentido de columna, son estadísticamente iguales según la prueba de comparación de medias Tukey ( $\alpha= 0.05$ ). ■ Temperatura ambiente ▲ Temperatura de refrigeración (5 °C)

A) Pérdida de peso por etapa. B) Pérdida de peso por día. C) Pérdida de peso interacción etapa-temperatura  
Etapas fenológicas: 1)Primordios 2) Madurez comercial 3) y 4) cinco y diez días después de la madurez comercial, respectivamente

## Color

En el Cuadro 3 se observa que, en cuanto a la luminosidad no se tuvieron diferencias estadísticamente significativas para ninguna etapa ni temperatura. Para el chroma, existen diferencias en la etapa 1 y en la 2 en cuanto a temperatura, el cambio es estadísticamente superior a temperatura ambiente. Lo mismo ocurrió en el caso del ángulo de tono. Contrario a lo reportado por Martínez-Flores *et al.* (2008) para huitlacoche, en este caso la luminosidad no presento cambios significativos en ningún parámetro (etapa fenológica ni temperatura), pero se tuvieron valores más acercados al blanco; sin embargo, al igual que en huitlacoche, se observó que a temperatura de refrigeración se retarda la pérdida de color. Según lo reportado en el Manual X-Rite (Anónimo, 2002), para chroma, en la etapa 1, se tiene una mayor saturación de color a temperatura ambiente, mientras que para la etapa 2 el color se conserva más vivo a temperatura de refrigeración. (McGuire, 1992)

Cuadro 3. Medidas de Luminosidad (L), Chroma (C) y ángulo de tono (h°) en cuerpos fructíferos de hongo seta en diferentes etapas fenológicas y temperaturas. †

Etapa fenológica		Luminosidad	Chroma	Ángulo de
Temperatura		(L)	(c)	Tono (°h)
1	0	52.198 a	19.095 a	68.550 a
	1	42.055 a	15.905 b	61.315 b
2	0	53.247 a	19.147 b	69.302 a
	1	56.001 a	20.051 a	65.006 b
3	0	60.853 a	24.037 a	69.047 a
	1	67.493 a	25.607 a	67.957 a
4	0	61.563 a	28.747 a	67.727 a
	1	67.415 a	30.040 a	68.130 a

†Letras minúsculas iguales, en sentido de columna, son estadísticamente iguales según la prueba de comparación de medias Tukey ( $\alpha=0.05$ ). 0 = Temperatura ambiente. 1 = Temperatura de refrigeración (5 °C).

A) Pérdida de peso por etapa. B) Pérdida de peso por día. C) Pérdida de peso interacción etapa-temperatura

Etapas fenológicas: 1) Primordios 2) Madurez comercial 3) y 4) cinco y diez días después de la madurez comercial, respectivamente.

## Respiración

Se obtuvieron diferencias estadísticamente significativas en cuanto a respiración en la etapa fenológica 1 (Figura 2-A), fue estadísticamente superior a las demás. En la Figura 2-B se puede observar que a temperatura ambiente la tasa de respiración es estadísticamente superior con respecto a la temperatura de refrigeración. Los hongos, a temperatura ambiente tienen una tasa de respiración alta, Ventura *et al.* (2011) reportan que hay una menor intensidad respiratoria en setas con atmosferas modificadas y almacenadas a temperatura de refrigeración debido a se reduce el metabolismo y por lo tanto, la producción de CO<sub>2</sub>. Martínez-Flores *et al.* (2008), encontraron un comportamiento similar en huitlacoche, sin atmosferas modificadas, a temperatura de refrigeración y ambiente, siendo menor la tasa de respiración durante su almacenamiento a temperatura de refrigeración. No hubo producción de etileno por hongos setas, lo que coincide con lo reportado en huitlacoche, siendo ambos hongos, aunque sea un género distinto, se puede decir que la producción de etileno es exclusiva del reino vegetal.

Según Kader (2002), el deterioro de los productos hortofrutícolas generalmente es proporcional a su velocidad de respiración, además de otros procesos metabólicos, por lo tanto, y en base a los resultados obtenidos, es de importancia almacenar los hongos en refrigeración, lo que asegura una vida de anaquel más larga.

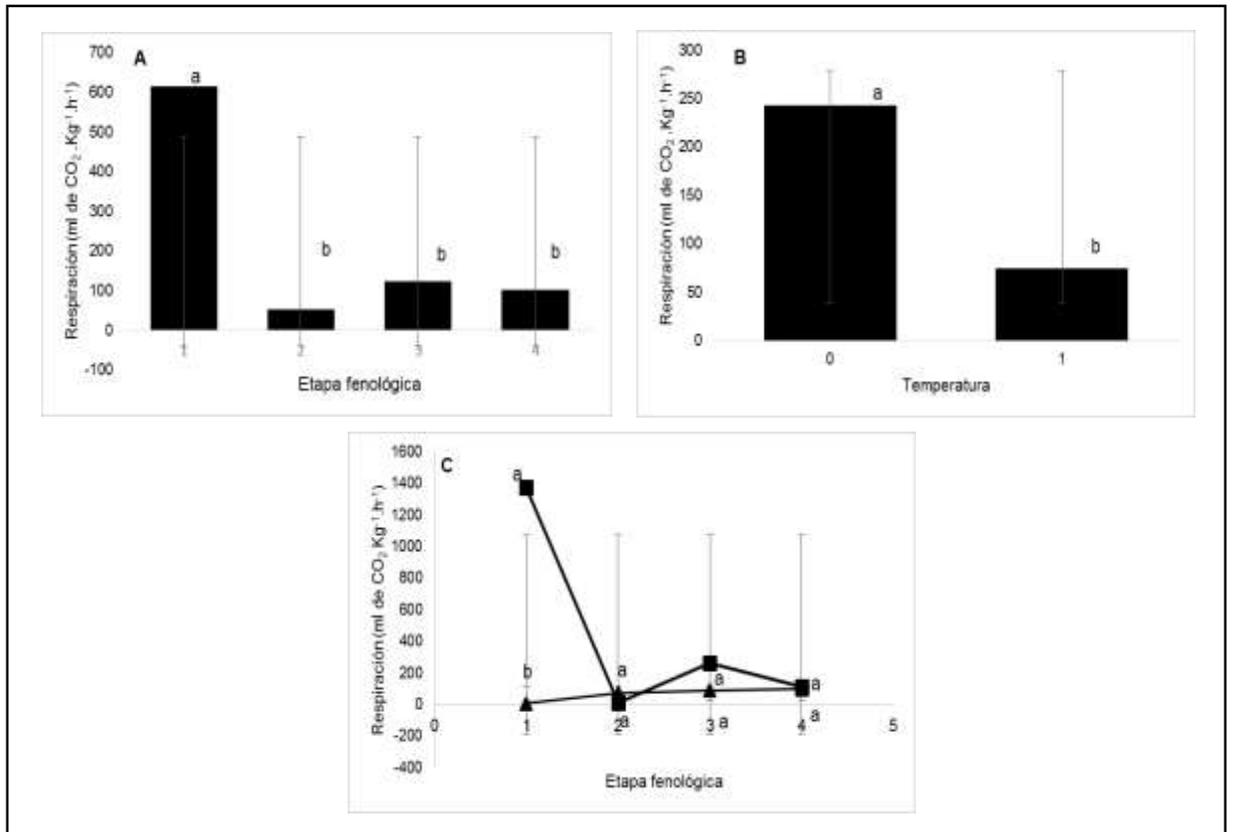


Figura 2. Tasa de respiración de *Pleurotus ostreatus* en diferentes etapas fenológicas almacenados a temperatura ambiente y en refrigeración.

Letras minúsculas iguales, en sentido de columna, son estadísticamente iguales según la prueba de comparación de medias

Tukey ( $\alpha=0.05$ ). ■— Temperatura ambiente ▲— Temperatura de refrigeración (5 °C)

A) Pérdida de peso por etapa. B) Pérdida de peso por temperatura. C) Pérdida de peso interacción etapa-temperatura

Etapas fenológicas: 1) Primordios 2) Madurez comercial 3) y 4) cinco y diez días después de la madurez comercial, respectivamente.

## Actividad antioxidante

Durante la etapa fenológica 4, los hongos tuvieron una actividad antioxidante de aproximadamente 170 VCEAC/ 120 min (Actividad Antioxidante Equivalente a Vitamina C / 120 min), estadísticamente superior a las otras etapas (Figura 3-A). Esto puede deberse a que durante esta etapa, el hongo perdió humedad y los compuestos se concentraron más, sin embargo, no significa que sea la etapa más conveniente para su consumo ya que, en la senescencia las plantas pueden acumular compuestos como superóxido y peróxido de hidrógeno hasta

niveles tóxicos para las células, por lo tanto, si los hongos se consumen en estas condiciones, pueden ser dañinos para la salud del consumidor (Balois-Morales, Colinas-León, Peña-Valdivia, Chávez-Franco, y Alia-Tejagal, 2008). La actividad antioxidante fue mayor durante la etapa fenológica 4 y a temperatura ambiente. (Figura 3-B y C).

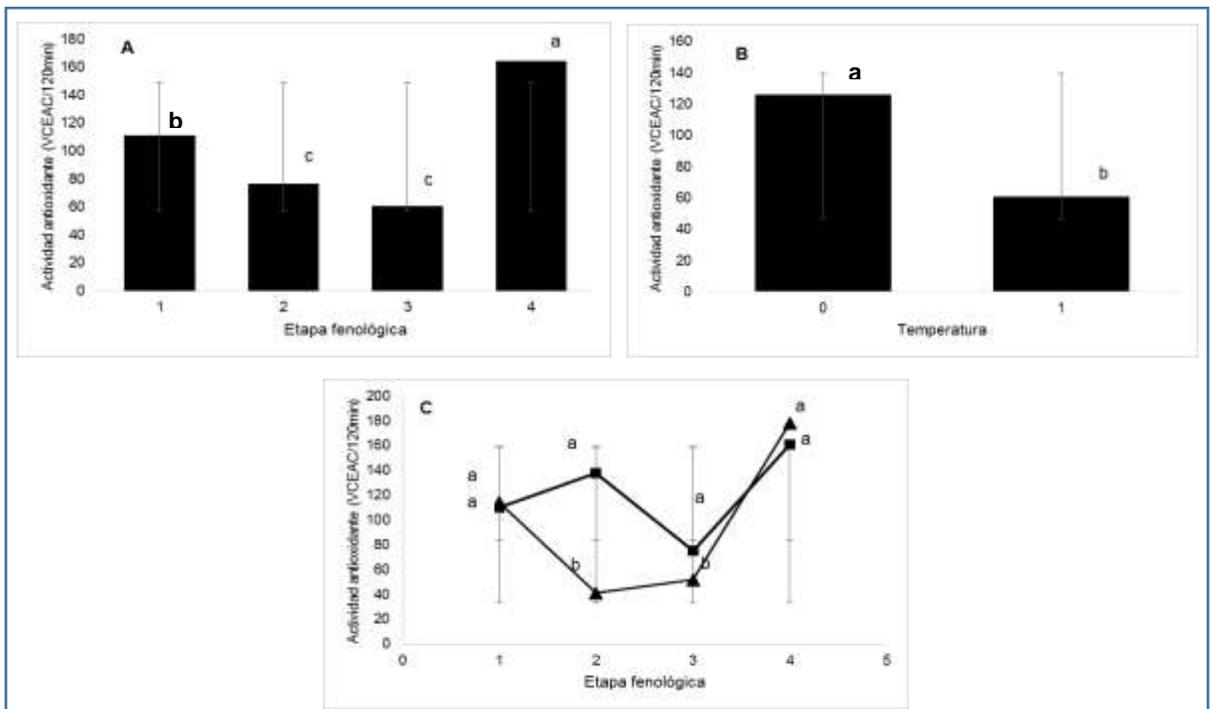


Figura 3. Actividad antioxidante de *Pleurotus ostreatus* liofilizado, en diferentes etapas fenológicas y temperaturas

Letras minúsculas iguales, en sentido de columna, son estadísticamente iguales según la prueba de comparación de medias Tukey ( $\alpha=0.05$ ). ■— Temperatura ambiente ▲— Temperatura de refrigeración (5 °C)

A) Pérdida de peso por etapa. B) Pérdida de peso por día. C) Pérdida de peso interacción etapa-temperatura  
Etapas fenológicas: 1) Primordios 2) Madurez comercial 3) y 4) cinco y diez días después de la madurez comercial, respectivamente.

Los antioxidantes son necesarios por el cuerpo humano para combatir los radicales libres, los hongos del género *Pleurotus* tienen una alta capacidad antioxidante, la cual se le atribuye a su contenido fenólico así como, a la actividad de las enzimas CAT, PPO y SOD (Khatun *et al.*, 2015). La actividad

antioxidante de hongos seta se incrementó considerablemente a temperatura ambiente, por lo tanto, es importante almacenarlos en refrigeración, para detener estos procesos que activen la producción desmesurada de compuestos antioxidantes.

### **Fenoles totales**

El contenido fenólico fue similar al reportado por Obodai (2014) durante la etapa fenológica 2. No hay literatura que reporte el cambio de contenido fenólico por etapa fenológica. En la Figura 4-A se puede observar que durante la etapa fenológica 3, el contenido fenólico fue estadísticamente inferior a la etapa 1 y a la 2. El contenido fenólico aumentó durante su almacenamiento a temperatura ambiente (Figura 3-B). Durante la etapa fenológica 1 y 3 no hubo diferencias estadísticas entre las dos temperaturas, sin embargo, en la etapa fenológica 2, los fenoles aumentaron a temperatura ambiente, mientras que, para la etapa 4, el contenido fenólico fue estadísticamente superior a temperatura de refrigeración.

Los antioxidantes presentes en los alimentos, especialmente en vegetales, son compuestos fenólicos, los cuales son importantes para la salud humana y contribuyen directamente con la actividad antioxidante (Khatun *et al.*, 2015), por lo anterior, se puede decir que los hongos seta, en la etapa fenológica 1 tuvieron el mejor contenido fenólico ( $1.361 \text{ mg.g}^{-1}\text{p.f}^{-1}$ ) ya que, el alto contenido fenólico en la etapa 4 se le atribuye a la senescencia del hongo, lo cual no es deseable y puede ser dañino para el consumidor. Al igual que las variables

anteriores, se observó que, la producción de fenoles disminuyó considerablemente a temperatura de refrigeración para la madurez comercial.

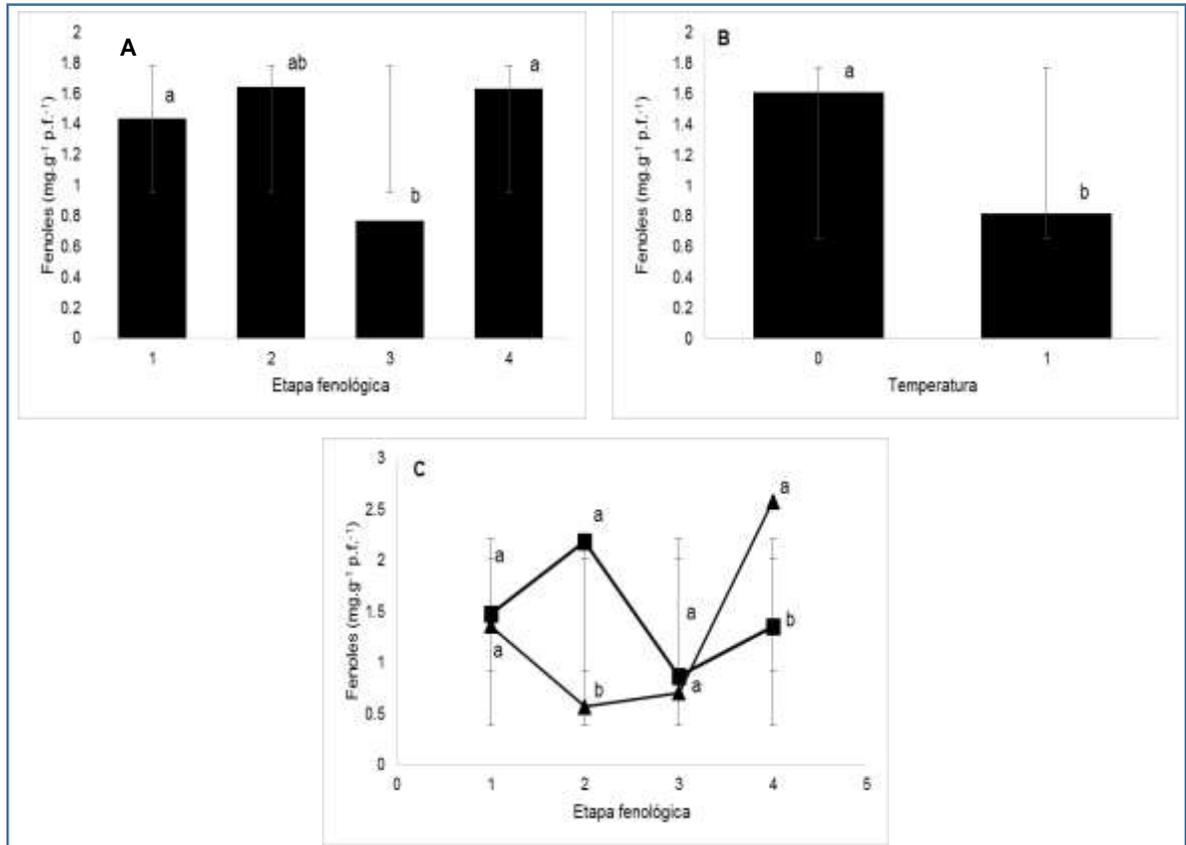


Figura 4. Contenido fenólico en *Pleurotus ostreatus* liofilizado, en diferentes etapas de madurez y diferentes temperaturas.

Letras minúsculas iguales, en sentido de columna, son estadísticamente iguales según la prueba de comparación de medias Tukey ( $\alpha= 0.05$ ). —■— Temperatura ambiente —▲— Temperatura de refrigeración (5 °C)

A) Pérdida de peso por etapa. B) Pérdida de peso por día. C) Pérdida de peso interacción etapa-temperatura

Etapas fenológicas: 1)Primordios 2) Madurez comercial 3) y 4) cinco y diez días después de la madurez comercial, respectivamente

## Azúcares totales

El contenido de azúcares totales fue estadísticamente superior en la etapa fenológica 4 (Figura 5-A). No hubo diferencias estadísticas significativas de contenido de azúcares totales con respecto a la temperatura (Figura 5-B). En cuanto a la interacción etapa fenológica-temperatura, se presentaron

diferencias estadísticas significativas en la etapa 1, donde a temperatura de refrigeración hubo más contenido, mientras que en la etapa 2 se presentó un contenido mayor a temperatura ambiente (Figura 5-C). Se encontró que el contenido de azúcares totales se redujo después de 12 días almacenado a 12 °C. Esto coincide con lo que se obtuvo, ya que, de la etapa 2 a la 3, el contenido de azúcares disminuyó. Sin embargo, los primordios presentaron un mayor contenido a temperatura de refrigeración. El incremento del contenido de azúcares totales en la etapa 4 se puede deber a una mayor concentración de compuestos por la pérdida de humedad (Martínez-Flores *et al.*, 2008).

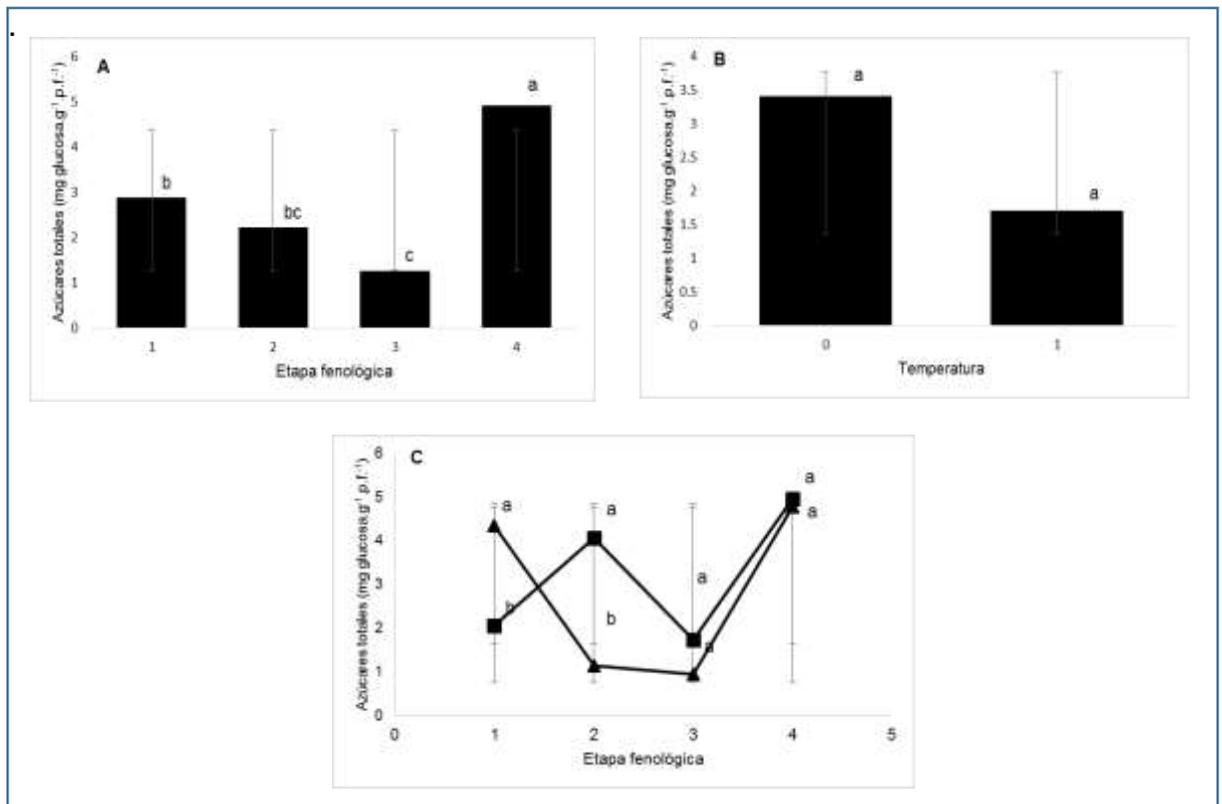


Figura 5. Contenido de azúcares totales en *Pleurotus ostreatus* liofilizado en diferentes etapas fenológicas y temperaturas.

Letras minúsculas iguales, en sentido de columna, son estadísticamente iguales según la prueba de comparación de medias Tukey ( $\alpha=0.05$ ).

■ Temperatura ambiente    ▲ Temperatura de refrigeración (5 °C)

A) Pérdida de peso por etapa. B) Pérdida de peso por día. C) Pérdida de peso interacción etapa-temperatura

Etapas fenológicas: 1)Primordios 2) Madurez comercial 3) y 4) cinco y diez días después de la madurez comercial, respectivamente.

## Azúcares reductores

En el caso de azúcares reductores no se presentaron diferencias estadísticamente significativas en cuanto al contenido por etapa fenológica (Figura 6-A). Contrario a los azúcares totales, se presentó un mayor contenido a temperatura ambiente siendo estadísticamente superior al contenido en las otras etapas (Figura 6-B). El contenido de azúcares reductores fue estadísticamente superior en la etapa 2 a temperatura ambiente (Figura 6-C). Los hongos tienen grandes cantidades de carbohidratos, la mayoría polisacáridos, tales como glucanos, glucógeno y quitina, los cuales se consideran como fibra dietética, en *P.ostreatus* el manitol es el azúcar más abundante (2.30 g.100 g<sup>-1</sup>) (Ramírez, 2009).

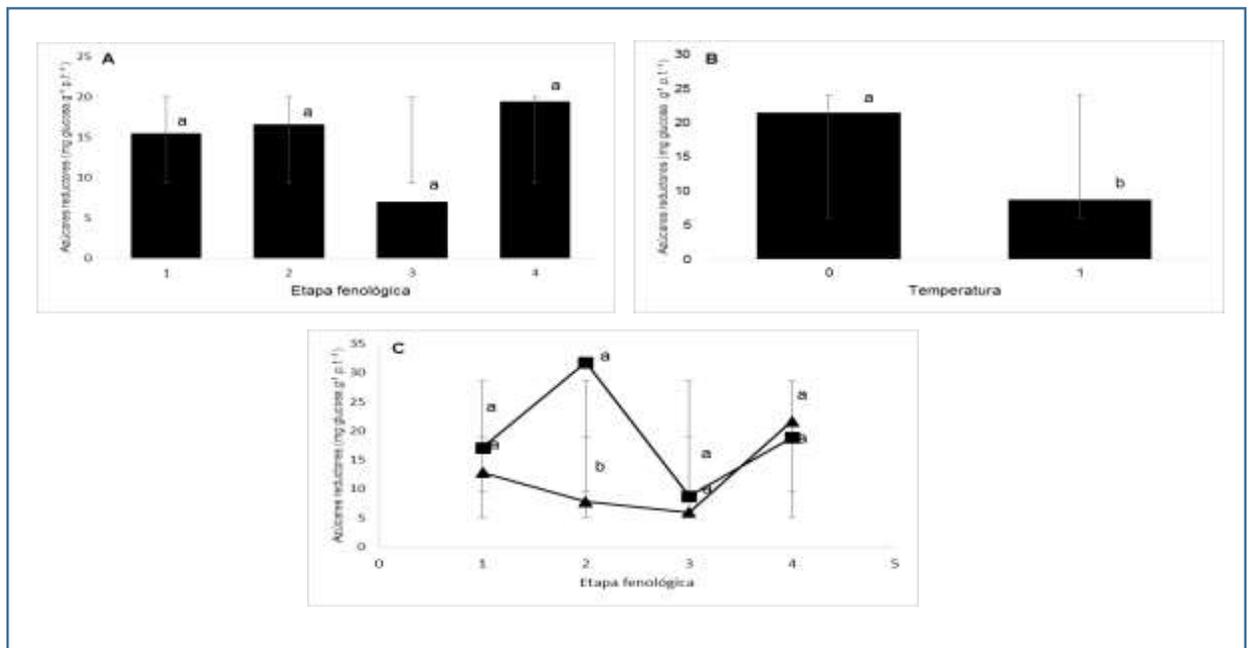


Figura 6. Contenido de azúcares reductores en *Pleurotus ostreatus* liofilizado, en diferentes etapas de madurez y diferentes temperaturas.

Letras minúsculas iguales, en sentido de columna, son estadísticamente iguales según la prueba de comparación de medias Tukey ( $\alpha=0.05$ ). ■— Temperatura ambiente ▲— Temperatura de refrigeración (5 °C)

A) Pérdida de peso por etapa. B) Pérdida de peso por día. C) Pérdida de peso interacción etapa-temperatura

Etapas fenológicas: 1) Primordios 2) Madurez comercial 3) y 4) cinco y diez días después de la madurez comercial, respectivamente

## Proteína

El contenido proteico fue estadísticamente inferior en la etapa 3 al contenido en las otras etapas. El contenido proteico fue estadísticamente superior en la etapa 1, en relación con las etapas 2 y 3 (Figura 7-A). A temperatura ambiente se presentó un contenido estadísticamente superior que a temperatura de refrigeración. (Figura 7-B). En las etapas 1 y 2 el contenido de proteína fue estadísticamente superior a temperatura ambiente que a temperatura de refrigeración mientras que en las etapas 3 y 4 el contenido de proteína no presentó diferencias estadísticamente significativas (Figura 7-C). El género *Pleurotus* contiene proteínas con todos los aminoácidos esenciales y no esenciales, particularmente ácido glutámico que es un neurotransmisor (Deepalakshmi y Mirunalini, 2014). El consumo de hongos provee de proteínas de igual calidad que la animal (Martínez-Carrera *et al.*, 2010), en este estudio se muestra que desde que son primordios tienen altos contenidos de proteína y pueden ser consumidos.

A temperatura de refrigeración, el contenido de proteína se mostró inferior que a temperatura ambiente, lo que indica que se conserva mejor si los hongos se almacenan en refrigeración. La composición química *P. ostreatus* es variable, y va a depender del estado de desarrollo y la sepa utilizada, así como, las diferencias en el contenido de humedad, temperatura y nutrientes del sustrato (Varnero, 2010). Por lo tanto, el aumento de proteína en la etapa fenológica 4 se puede atribuir a la pérdida de humedad en el hongo.

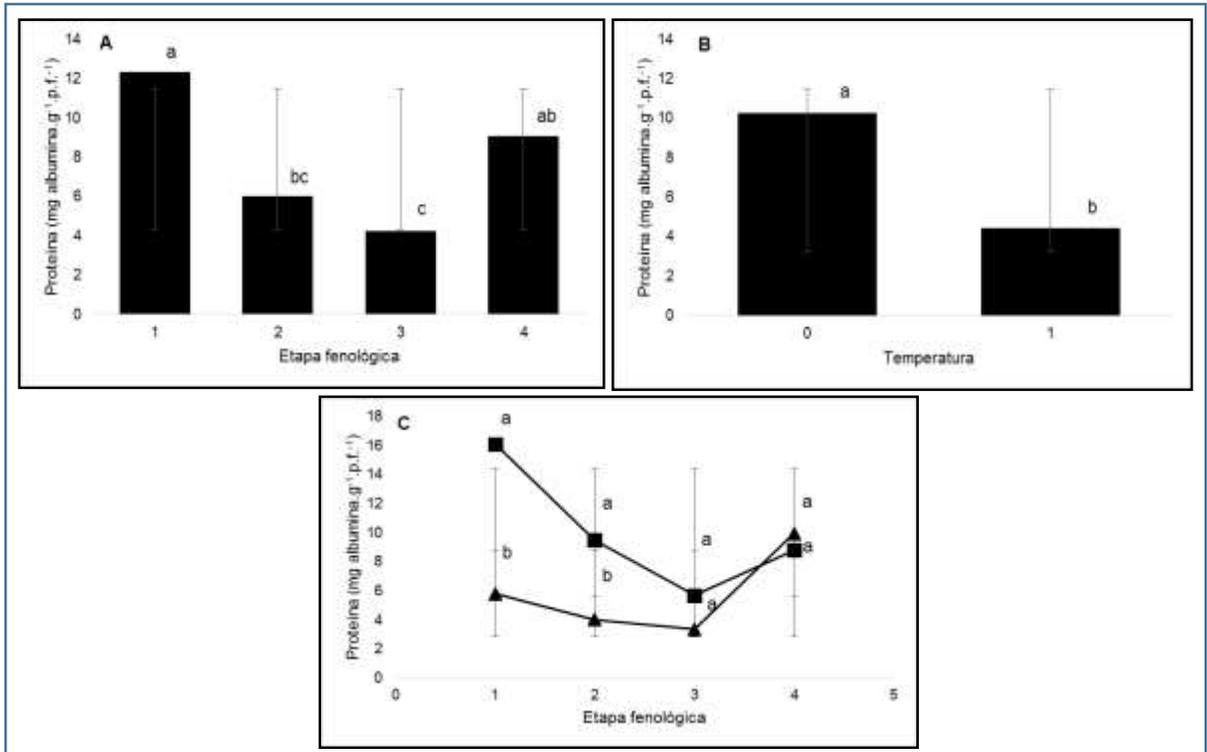


Figura 7. Contenido proteico de *Pleurotus ostreatus* liofilizado, en 4 diferentes etapas fenológicas y 2 temperaturas.

Letras minúsculas iguales, en sentido de columna, son estadísticamente iguales según la prueba de comparación de medias Tukey ( $\alpha=0.05$ ). ■— Temperatura ambiente ▲— Temperatura de refrigeración (5 °C)

A) Pérdida de peso por etapa. B) Pérdida de peso por día. C) Pérdida de peso interacción etapa-temperatura

Etapas fenológicas: 1)Primordios 2) Madurez comercial 3) y 4) cinco y diez días después de la madurez comercial, respectivamente.

## Polifenoloxidasas (PPO)

La actividad de la PPO fue estadísticamente superior durante la etapa fenológica 1 (Figura 8-A). No se presentaron diferencias estadísticamente significativas en la comparación de medias por temperatura (Figura 8-B). En la etapa 1 hubo diferencias estadísticas significativas de la actividad de PPO entre temperaturas, siendo superior la actividad a temperatura de refrigeración, en las etapas 2, 3 y 4 la actividad enzimática no tuvo diferencias estadísticamente significativas (Figura 8-C). Ventura *et al.* (2008), reporta que muestras almacenadas a 2 y 5 °C no muestran diferencias significativas respecto a

muestras almacenadas a 17 °C y se atribuye a que el frío disminuye la actividad metabólica de varios compuestos, entre ellos la actividad de la PPO. De igual manera, Mohapatra, Frias, Oliveira, Bira, y Kerry, (2007) reportan que los champiñones almacenados a baja temperatura tienen baja actividad enzimática y menor susceptibilidad al oscurecimiento enzimático. Cabe mencionar que ciertos factores como especie, variedad y edad de los frutos (en este caso cuerpos fructíferos), influyen en la actividad fisiológica, por lo que esto puede explicar el aumento de la actividad enzimática en la etapa 1 (Jiménez-Vieyra & Zambrano-Zaragoza, 2011).

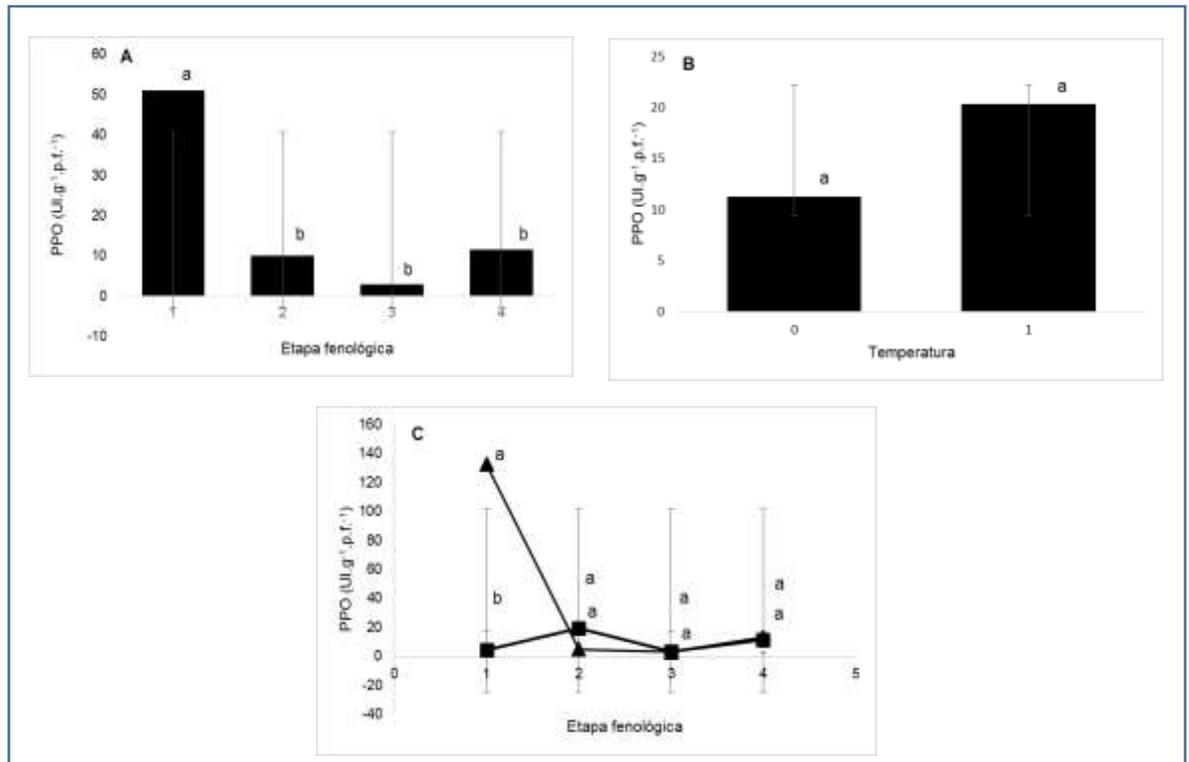


Figura 8. Actividad de la enzima Polifenoloxidasas (PPO), en *Pleurotus ostreatus* liofilizado, en diferentes etapas fenológicas y temperaturas.

Letras minúsculas iguales, en sentido de columna, son estadísticamente iguales según la prueba de comparación de medias Tukey ( $\alpha= 0.05$ ). ■— Temperatura ambiente    ▲— Temperatura de refrigeración (5 °C)  
 A) Pérdida de peso por etapa. B) Pérdida de peso por día. C) Pérdida de peso interacción etapa-temperatura  
 Etapas fenológicas: 1)Primordios 2) Madurez comercial 3) y 4) cinco y diez días después de la madurez comercial, respectivamente.

## **Catalasa (CAT)**

La actividad de la CAT fue estadísticamente inferior en la etapa 3 con respecto a la etapa 4, en las demás etapas no se presentaron diferencias estadísticamente significativas, de la actividad de la CAT (Figura 9-A). A temperatura ambiente, la actividad de esta enzima fue estadísticamente superior que a temperatura de refrigeración (Figura 9-A). En la etapa fenológica 2, la actividad fue estadísticamente superior a temperatura ambiente, mientras que para las otras etapas no se encontraron diferencia estadísticamente significativas.

Un estudio en pitahaya reporta que la actividad de la CAT no muestra una tendencia dependiente de la temperatura o el tiempo de almacenamiento, pero en frío la actividad de esta se inhibe. (Balois-Morales *et al.*, 2008). La CAT es una enzima muy estable, y eso se puede apreciar en la Figura 9-C que a temperatura de refrigeración no tuvo una alta actividad y se mantuvo muy similar durante las cuatro etapas (Díaz, 2003).

La CAT es una enzima con propiedades antioxidantes, en conjunto con la PPO y la SOD (además de otros compuestos como los fenoles), ayudan a combatir los radicales libres, responsables de enfermedades cardiovasculares y cáncer. Estas enzimas protegen a las células de llegar a niveles excesivos de estos radicales (Khatun *et al.*, 2015). Por lo anterior, se puede decir, que al conservar los hongos en refrigeración, se asegura el contenido de esta enzima en niveles estables.

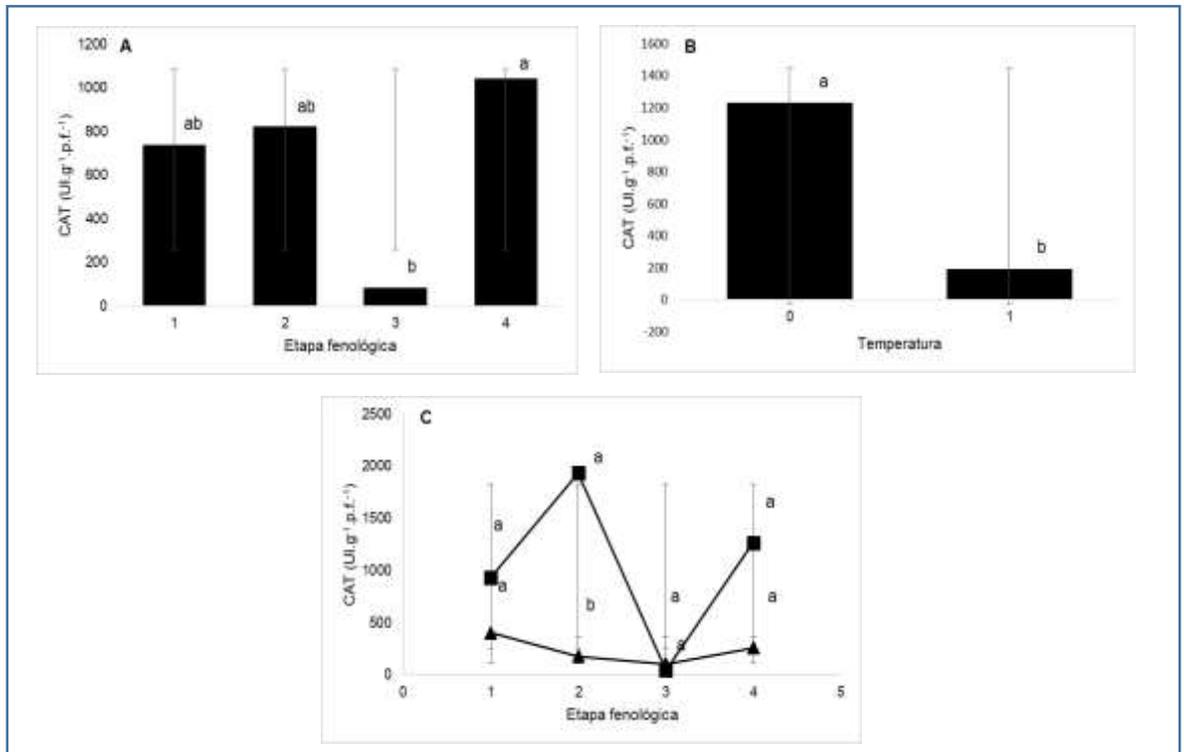


Figura 9. Actividad de la enzima catalasa (CAT) en *Pleurotus ostreatus*, en diferentes etapas fenológicas y temperaturas.

Letras minúsculas iguales, en sentido de columna, son estadísticamente iguales según la prueba de comparación de medias Tukey ( $\alpha = 0.05$ ). ■ Temperatura ambiente ▲ Temperatura de refrigeración (5 °C)

A) Pérdida de peso por etapa. B) Pérdida de peso por día. C) Pérdida de peso interacción etapa-temperatura

Etapas fenológicas: 1) Primordios 2) Madurez comercial 3) y 4) cinco y diez días después de la madurez comercial, respectivamente.

## Superóxido dismutasa (SOD)

La actividad de la SOD fue estadísticamente superior en la etapa 1 (Figura 10-A). No se presentaron diferencias estadísticamente significativas en cuanto a la actividad de SOD por temperatura (Figura 10-B) ni en cuanto a la interacción etapa fenológica-temperatura, pero se observó una mayor actividad en la etapa 1 (Figura 10-C). Balois-Morales *et al.* (2008), reportan que, en pitahaya, la actividad de la SOD no se afecta con el frío y se activa, ya que, apoya a la disminución de los síntomas de senescencia. En el caso de las setas, la actividad permaneció baja y estable a ambas temperaturas. La presencia de

esta enzima indica que las setas tienen la capacidad de proteger sus tejidos celulares del daño oxidativo provocado, principalmente, por radicales libres (Khatun *et al.*, 2015).

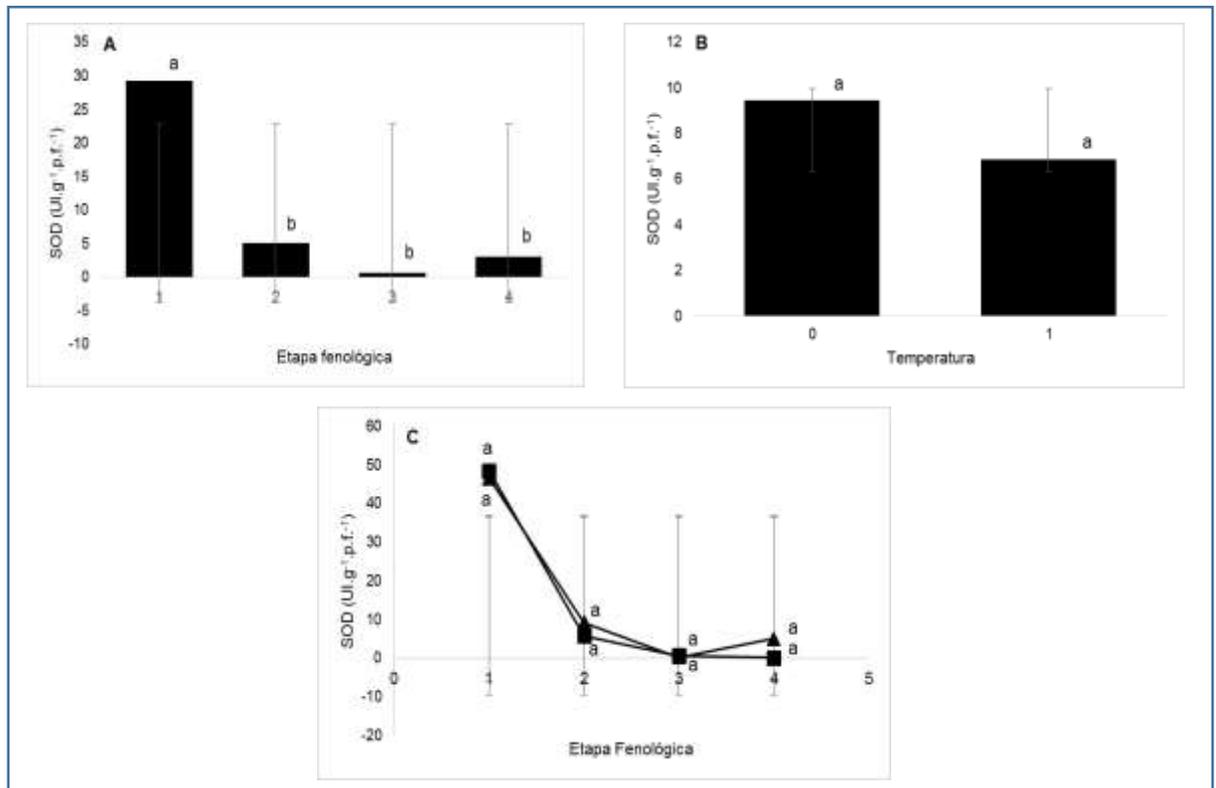


Figura 10. Actividad de la enzima Superóxido dismutasa (SOD) en *Pleurotus ostreatus* liofilizado, en diferentes etapas fenológicas y temperaturas.

Letras minúsculas iguales, en sentido de columna, son estadísticamente iguales según la prueba de comparación de medias Tukey ( $\alpha=0.05$ ). ■ Temperatura ambiente ▲ Temperatura de refrigeración (5 °C)  
 A) Pérdida de peso por etapa. B) Pérdida de peso por día. C) Pérdida de peso interacción etapa-temperatura  
 Etapas fenológicas: 1)Primordios 2) Madurez comercial 3) y 4) cinco y diez días después de la madurez comercial, respectivamente.

## CONCLUSIONES

*Pleurotus ostreatus* es un hongo con un alto potencial antioxidante, gracias a su sistema enzimático (PPO, CAT y SOD), además de contener compuestos fenólicos que otorgan propiedades nutraceuticas.

Al almacenar los hongos en refrigeración se conservan mejor sus compuestos y la actividad enzimática se mantiene más estable, por lo regular. El estado de madurez en el que se encuentre el cuerpo fructífero influye en el contenido de los compuestos bioactivos. El hongo que está en senescencia puede presentar mayor contenido de compuestos fenólicos, entre otros, sin embargo, eso se puede deber a una acumulación de compuestos antioxidantes a niveles tóxicos, en las células de plantas senescentes, lo cual, si se consume puede causar daños en la salud de los humanos.

La pérdida de peso es, notablemente mayor, cuando los hongos se dejan a temperatura ambiente, al contrario de la claridad del color, la cual se conserva mejor cuando se almacenan en refrigeración. El contenido proteico de los hongos es mayor cuando son primordios, por lo tanto, si se busca consumir hongos por el contenido proteico, únicamente, en esta etapa ya pueden ser consumidos.

Almacenar los hongos a temperatura de refrigeración asegura una mejor conservación de sus propiedades, las rutas metabólicas se detienen, y los compuestos bioactivos se conservan mejor.

## LITERATURA CITADA

- Alia-Tejacal I., M. T. Colinas-León, M. T. Martínez-Damián, y M. R. Soto Hernández (2003).** Factores fisiológicos, bioquímicos y de calidad en frutos de zapote mamey (*Pouteria sapota* Jacq.) durante poscosecha. *Revista Chapingo Serie Horticultura* 8: 263-271.
- Álvarez A.R. (2000).** Atmósferas modificadas y refrigeración en poscosecha de hongos comestibles *Pleurotus ostreatus*. Tesis de Maestría en Ciencias

en Horticultura. Departamento de Fitotecnia. Universidad Autónoma Chapingo.

- Balois-Morales, R.; Colinas-León, M. T.; Peña-Valdivia, C. B.; Chávez-Franco, S. H.; Alia-Tejacal, I. (2008).** Sistema enzimático antisenescencia, catalasa-superóxido dismutasa, de frutos de pitahaya (*Hylocereus undatus*) almacenados con frío. Revista Chapingo. Serie Horticultura Vol.14 (3). Chapingo, México.
- Beyer W. F. and I. Fridovich (1987).** Assaying for superoxide dismutase activity: some large consequences of minor changes in conditions. *Analytical Biochemistry* 161:556-566.
- Blackwell, R. D.; Murray, A. J. S.; Lea, P. J. 1990.** Enzymes of photorespiratory carbon pathway. *In: Methods in Plant Biochemistry*. P. J. Lea (ed). Academic Press. USA. pp. 129–144.
- Bradford M. N. (1976).** A rapid and sensitive method for the quantitation of microgram quantities of protein utilizing the principle of protein-dye binding. *Analytical Biochemistry* 72: 248-254.
- Deepalakshmi, K., Mirunalini, S. (2014).** *Pleurotus ostreatus*: an oyster mushroom with nutritional and medicinal properties. J. Biochem Tech. Vol. 5(2):718-726. Tamil Nadu, India.
- Díaz, A. (2003).** La estructura de las catalasas. REB Vol. 22(2):76-84. Departamento de Bioquímica, Instituto de Fisiología Celular, UNAM, México, D.F.
- Escobedo, R. (2008).** Producción de Hongos seta (*Pleurotus ostreatus*). Ficha técnica emitida por la Secretaría de Agricultura, Ganadería, Desarrollo Rural, Pesca y alimentación (SAGARPA), Dirección General de Apoyos para el Desarrollo Rural. México. P. 8. Disponible en: <http://www.sagarpa.gob.mx/desarrolloRural/Documents/fichasaapt/Producci%C3%B3n%20de%20Hongo%20Seta.pdf>.
- Jiménez-Vieyra, M. E. y Zambrano-Zaragoza, M. L. (2011).** Cuantificación de cobre en polifenoloxidasas de frutas tropicales por espectrofotometría de absorción atómica. Información tecnológica Vol. 22(2):15-22. México, D.F.
- Kader, A. A. (2002).** Postharvest Technology of Horticultural Crops. University of California. Division of agriculture and Natural Resources. 535 p.
- Khatun, S.; Islam, A.; Cakilcioglu, U.; Guler, P; Chandra C., N. (2015).** Nutritional qualities and antioxidant activity of three edible oyster mushrooms (*Pleurotus* spp.). NJAS-Wageningen Journal Of Life Sciences. Vol. 72(73):1-5. Turquía.
- Lamikanra, O., Watson, MA. (2001).** Effects of Ascorbic Acid on Peroxidase and Polyphenoloxidase Activities in Fresh-Cut Cantaloupe Melon. Journal of Food Science, Wiley Online Library.
- Martínez-Carrera D., Curvetto N., Sobal, M. (2010).** Hacia un Desarrollo Sostenible del Sistema de Producción-Consumo de los Hongos Comestibles y Medicinales en Latinoamérica: Avances y perspectivas en el Siglo XXI. Red Latinoamericana de Hongos Comestibles y Medicinales, Puebla. Pp. 648.

- Martínez-flores, A.; Corrales-García, J.J.; Espinosa-Solares, T.;García-Gatica,P.G.; Villanueva-Verduzco, C. (2008).** Cambios postcosecha del hongo comestible huitlacoche (*Ustilago maydis* (D. C.) Corda). Revista Chapingo Serie Horticultura. Vol-14(3):330-346. Chapingo, México.
- McGuire, R. G. (1992).** Reporting of objective color measurement. HortScience 27: 1254–1255.
- Mohapatra, D.; Frias, J.; Oliveira, F.; Bira, Z. & Kerry, J. (2007).** Development and validation of a model to predict enzymatic activity during storage of cultivated mushrooms (*Agaricus bisporus* spp.). J. Food Eng. 86:39 48.
- Obodai, M.; Ferreira, I.; Fernandez, A.; Brarros, L.; Narh, D.; Dzomeku, M.; Urben, A.; Prempeh, J.; Takli,R. (2014).** Evaluation of the chemical and antioxidant properties of wild and cultivated mushrooms of Ghana. Molecules 19. Brasil.
- Ozgen, M; Reese, NR; Tulio Jr, ZA; Scheerens, CJ; Miller, RA.8 (2006).** Modified 2,2-Azino-bis-3-ethylbenzothiazoline-6-sulfonic acid (ABTS) method to measure antioxidant capacity of selected small fruits and comparison to ferric reducing antioxidant power (FRAP) and 2,2'-diphenil-1-picrylhydrazyl (DPPH) methods. Journal of Agricultural and Food Chemistry 54:1151-1157.
- Ramírez A.; A. C. (2009).** Estudio de las propiedades bioactivas dde hongos comestibles para el diseño de productos cárnicos funcionales. Universidad Autónoma de Madrid. (Tesis doctoral). Madrid, España.
- Reis, F.S.; Martins, A., Barros, L.; Ferreira, I. (2012).** Antioxidant properties and phenolic profile of the most widely appreciated cultivated mushrooms:A comparative study between *in vivo* and *in vitro* samples. Food and Chemical Toxicology. Vol. 50(5): 1201-1207. Portugal.
- Somogy, M. (1952).** Notes on sugar determinations. J. Biol. Chem. 195: 19–23.
- Varnero T., M.; Quiroz S., M.; Álvarez H., C. (2010).** Utilización de residuos forestales lignocelulósicos para producción del hongo ostra (*Pleurotus ostreatus*). Información Tecnológica, Vol. 21(2):13-20. Chile.
- Velasco V.J.; Vargas D.B.E. (2004).** Cultivo del hongo seta (*Pleurotus ostreatus*). Colegio de posgraduados. Pp.24
- Ventura-Aguilar., R.; Colinas-León, M. T.; Martínez-Damián, M. T.; Valle-Guadarrama, S. (2011).** Atmósferas modificadas, frigoconservación e inhibidores de oscurecimiento en poscosecha de *Pleurotus ostreatus*. Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas. Vol. 2(2). Pp. 197-206.
- Waterman, P. G. and S. Mole (1994).** Analysis on phenolic plant metabolites. Blackwell Scientific Publications.Oxford, UK.
- Witham, H. F., D. F. Blaydes, and R. M. Devlin. (1971).** Experiments in Plant Physiology. Van Nostrand Reinhold C. New York, USA. 245 p.