



Universidad Autónoma de Querétaro
Facultad de Química

CONSERVACIÓN DE SETAS (*Pleurotus ostreatus*)
UTILIZANDO ATMÓSFERAS MODIFICADAS
Y DIFERENTES PROCEDIMIENTOS DE
DESHIDRATACIÓN

TESIS

Que como parte de los requisitos para obtener el grado de
Doctor en Ciencia de los Alimentos

Presenta:

Gerardo Martínez Soto

Dirigido por:

Dr. Octavio Paredes López

SINODALES

Dr. Octavio Paredes López
Presidente

Dr. Carlos Regalado González
Secretario

Dr. Roberto Leyva Ramos
Vocal

Dr. Víctor Olalde Portugal
Vocal

Ana Paulina Barba

Dra. Ana Paulina Barba de la Rosa
Vocal

Dr. Edmundo Mercado Silva
Suplente

José

Dra. Ma. Guadalupe F. Loarca Piña
Suplente

Q.M. José Merced Esparza García
Director de la Facultad

Dra. Ma. Guadalupe Bernal-Santos
Directora de Investigación y
Posgrado

Centro Universitario
Querétaro, Qro.
Mayo, 1999
México

No Adq. 459917

No. Título _____

Clas. 635.8

M385c

El presente trabajo se realizó en los Laboratorios de Biotecnología y Propiedades Físicas del Instituto de Ciencias Agrícolas de la Universidad de Guanajuato, en el Laboratorio de Biotecnología y Bioquímica del Centro de Investigaciones y Estudios Avanzados del Instituto Politécnico Nacional – Unidad Irapuato y en el Laboratorio de Biotecnología del Departamento de Investigación y Posgrado en la Facultad de Química de la Universidad Autónoma de Querétaro; bajo la dirección del Dr. Octavio Paredes López.

RESUMEN

Se investigó la calidad de setas (*Pleurotus ostreatus*) en fresco y deshidratadas. Los cuerpos fructíferos se empacaron en una película de polietileno de baja densidad (25 y 50 μm de espesor) y se almacenaron a 5 y 10 $^{\circ}\text{C}$ durante 9 días. Se analizaron las siguientes variables: pérdida de peso, color (valor L), tasa de respiración, concentraciones de O_2 y CO_2 en el interior del empaque, cambios texturales, proteína cruda, análisis microbiológico y una evaluación organoléptica. El empaque en los hongos fue esencial para reducir la transpiración y mantener su calidad. La pérdida de peso y el oscurecimiento de los cuerpos fructíferos se incrementaron durante el almacenamiento, sin diferencias significativas entre las muestras empacadas. La textura de las muestras sin empacar fue mayor que las que se empacaron. A 5 y 10 $^{\circ}\text{C}$, el empaque en atmósferas modificadas mostró un efecto benéfico sobre la apariencia. Un parámetro importante para prolongar la vida de anaquel del *Pleurotus ostreatus*, fue la propia humedad relativa en el interior del empaque. Por otro lado, los cuerpos fructíferos frescos se sometieron a diferentes pretratamientos: escaldado (80 $^{\circ}\text{C}$, 3 min), inmersión en una solución de metabisulfito de sodio (0.1 y 0.5 %), e inmersión en una solución de ácido cítrico (0.1 y 0.5 %); posteriormente se deshidrataron por varios procesos: aire caliente (65 $^{\circ}\text{C}$, 1.5 m/s), a vacío (55 $^{\circ}\text{C}$, 1334 Pa), y liofilización (0 $^{\circ}\text{C}$, 7 Pa). Se evaluaron los siguientes parámetros en el producto final: contenido de humedad, color (valor L), capacidad de rehidratación (25 y 94 $^{\circ}\text{C}$), proteína cruda, textura, evaluación organoléptica y sorción. Los hongos liofilizados presentaron las mejores características de: color, apariencia y capacidad de rehidratación. La rehidratación en agua a 94 $^{\circ}\text{C}$ fue más rápida que a 25 $^{\circ}\text{C}$. Los hongos deshidratados a vacío presentaron encogimiento y un color más oscuro. La calidad de los hongos deshidratados por liofilización y con aire caliente fue superior a los deshidratados a vacío. Los resultados indican que la calidad de los hongos deshidratados depende significativamente del tratamiento y del proceso de secado utilizado.

(Palabras clave: *Pleurotus ostreatus*, vida de anaquel, empaque en atmósferas modificadas pasivas, deshidratación)

SUMMARY

The quality of fresh and dehydrated Oyster Mushrooms (*Pleurotus ostreatus*) was investigated. Fruiting bodies were packaged in low density polyethylene film (25 and 50 μm thickness) and stored at 5 and 10 $^{\circ}\text{C}$ for 9 days. Variables analyzed included: weight loss, color (L value), respiration rates, in-package O_2 and CO_2 concentrations, textural changes, crude protein, microbiological analysis, and organoleptic evaluation. Mushroom packaging was essential for reducing transpiration and maintaining quality. Weight loss and external browning of fruit bodies increased with storage time, without significant differences among packed samples. The force required to shear the mushroom cap increased more steadily in control than in packed samples. At 5 and 10 $^{\circ}\text{C}$, passive modified atmosphere packaging (MAP) had a beneficial effect on appearance. An important parameter for extending shelf-life of fresh oyster mushrooms was the proper internal relative humidity. By other hand, fresh Oyster Mushrooms were blanched (80 $^{\circ}\text{C}$, 3 min), treated with chemical preservatives like sodium metabisulphite (0.1 and 0.5 %) and citric acid (0.1 and 0.5 %), after that, fruiting bodies were dried by various processes: hot air drying (65 $^{\circ}\text{C}$, 1.5 m/s), vacuum drying (55 $^{\circ}\text{C}$, 1334 Pa), and freeze-drying (0 $^{\circ}\text{C}$, 7 Pa). Moisture content, color (value L), rehydration capacity (25 and 94 $^{\circ}\text{C}$), crude protein, texture, organoleptic evaluation and sorción were tested for product quality. Color, appearance and rehydration capacity were best for freeze-dried mushrooms. Rehydration in water at 94 $^{\circ}\text{C}$ was faster than at 25 $^{\circ}\text{C}$. Vacuum dried mushrooms were shrunken and darker in color. The quality of mushroom dried in freeze-drying and hot air drying was found to be superior than vacuum drying. Organoleptic evaluations indicated better flavor retention of the hot air dried and freeze-dried products as compared to the vacuum-dried. The results showed that the quality of dried mushrooms depend significantly on the treatment and the type of drying process used.

(Key words: *Pleurotus ostreatus*, shelf life, passive modified atmosphere packaging, dehydration)

DEDICATORIAS

A Sandy; mi amada esposa, con todo mi cariño por su comprensión y apoyo.

A mis queridas hijas; Fátima Monserrat, Mariana Paulina y Sandra Lucero; por ser el motivo de mi superación.

A mis Padres; Antonio y Consuelo†, por su consejos, enseñanzas y principios que me inculcaron desde siempre.

A mis hermanos; Alfredo, Ma. del Consuelo, Ma. del Carmen, Ana María†, Antonio, Arturo, Ma. Mercedes, Alvaro y Noé Ramón; porque tengo la fortuna de ser parte de Ustedes.

A mi amigo Ronay†, por su gran amistad y por haberlo tenido como un ejemplo de entrega y constancia en el trabajo profesional.

AGRADECIMIENTOS

- Al Dr. Octavio Paredes López; por su atinada dirección, asesoría, motivación y apoyo para la realización de este trabajo.*
- A la Universidad de Guanajuato; por todas las facilidades otorgadas para realizar mis estudios de Doctorado.*
- A la Facultad de Química de la Universidad Autónoma de Querétaro; por la invaluable labor realizada con todos los estudiantes de posgrado que ha recibido.*
- A la Dra. Mayela Bautista Justo; amiga y compañera, por todo el apoyo y ayuda prestada en la realización de este proyecto.*
- A mis exalumnos, ahora Profesionistas; Gabriela Avilés Cura, Miguel Angel Duarte Vázquez, Mercedes Eugenia Martínez Gallardo, José Francisco Portales Cervantes, Iliana Tinajero Aguayo, Patricia Tapia Serrano, Erika Belinda Córdova Delgado, Gerardo Rivera Cabrera y Marcela Rodríguez Pérez; Gracias por compartir las experiencias vividas.*
- A toda la Comunidad del Instituto de Ciencias Agrícolas; en especial a mis compañeros del Departamento de Ingeniería de Alimentos, por los mejores momentos que hemos compartido.*
- Al Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología por la beca otorgada para la realización de mi programa de Doctorado.*

INDICE

	Página
Resumen	i
Summary	ii
Dedicatorias	iii
Agradecimientos	iv
Indice	v
Indice de cuadros	ix
Indice de figuras	xii
I. INTRODUCCION	1
II. REVISION DE LITERATURA	3
A. Hongos comestibles	3
1. Estadísticas de producción	3
2. Composición química y valor nutricional	6
3. Factores que afectan la calidad	9
a. Velocidad de respiración	9
b. Desarrollo poscosecha	9
c. Pérdida de agua	10
d. Isotermas de sorción	10
e. Obscurecimiento	13
f. Textura	13
g. Deterioro microbiano	16
h. Sabor y aroma	16
i. Temperatura	17
B. Especies de <i>Pleurotus</i>	19
1. Composición química	20
2. Fisiología poscosecha	26
3. Producción de <i>Pleurotus</i>	27
a. Preparación de inóculos	27
b. Preparación del sustrato	28
c. Inoculación	29

	d. Fructificación	29
C.	Métodos de conservación de hongos comestibles	30
	1. Congelación	30
	2. Refrigeración	33
	3. Secado	34
	4. Enlatado	44
	5. Atmosferas controladas y modificadas	45
	6. Irradiación	49
III.	JUSTIFICACION	51
IV.	HIPOTESIS	52
V.	OBJETIVOS	53
	A. Objetivo general	53
	B. Objetivos específicos	53
VI.	MATERIALES Y METODOS	54
	A. Materiales	54
	B. Método para empacar en atmósferas modificadas pasivas	54
	1. Empaque y almacenamiento	54
	2. Pérdida de peso	54
	3. Concentración de O ₂ y CO ₂ en el interior del empaque	54
	C. Método para determinar el color	57
	D. Método para determinar la tasa de respiración	57
	E. Método para determinar la textura	58
	F. Evaluación sensorial	59
	1. Apariencia	59
	2. Sabor	59
	G. Determinación del contenido de proteína total	60
	H. Análisis microbiológicos	60
	I. Análisis estadístico	61
	J. Deshidratación	61
	1. Pretratamientos previos a la deshidratación	61
	a. Escaldado	61
	b. Tratamientos químicos	61

2.	Deshidratación en el secador de túnel	61
3.	Deshidratación en el secador a vacío	62
4.	Deshidratación en el secador por liofilización	62
5.	Determinación del contenido de humedad	62
6.	Determinación del color	62
7.	Determinación de la capacidad de rehidratación	62
8.	Determinación del contenido de proteína total	63
9.	Determinación de la textura	63
10.	Evaluación sensorial	63
	a. Selección del panel	63
	b. Apariencia y textura	63
	c. Apariencia global	66
	d. Sabor, aroma y textura	66
	e. Prueba de preferencia a nivel consumidor	67
K.	Isotermas de sorción	72
	1. Preparación de la muestra	72
	2. Preparación y calibración de soluciones salinas	72
	3. Determinación de las isotermas de sorción	72
	4. Aplicación de los modelos matemáticos	74
	5. Calor isostérico de sorción	75
VII.	RESULTADOS Y DISCUSION	76
A.	Empaque en atmósferas modificadas	76
	1. Pérdida de peso	76
	2. Concentración de O ₂ y CO ₂ en el interior del empaque	78
	3. Color	80
	4. Tasa de respiración	82
	5. Textura	84
	6. Evaluación sensorial	84
	a. Apariencia	84
	b. Sabor	87
	7. Proteína total	87
	8. Análisis microbiológicos	87

B.	Deshidratación	92
1.	Cinética de secado	92
2.	Color	97
3.	Capacidad de rehidratación	101
4.	Proteína total	104
5.	Textura	106
6.	Evaluación sensorial	106
a.	Apariencia y textura	106
b.	Apariencia global	113
c.	Sabor, aroma y textura	118
d.	Prueba a nivel consumidor	118
C.	Isotermas de sorción	123
1.	Calor isostérico de sorción	128
VIII.	CONCLUSIONES	132
	LITERATURA CITADA	134
	Anexo 1.	147

INDICE DE CUADROS

Cuadro		Página
1	Producción mundial de los principales hongos comestibles cultivados en 1986 y 1991 (ton x 1000 en peso fresco).	5
2	Composición proximal de algunas especies de <i>Pleurotus</i> .	7
3	Valores en el umbral y caracterización del aroma de los compuestos volátiles de ocho carbonos en <i>Agaricus</i> .	18
4	Composición de aminoácidos de <i>Pleurotus ostreatus</i> (g / 100 g de proteína).	25
5	Efecto del escaldado sobre la calidad de cuerpos fructíferos de <i>Pleurotus ostreatus</i> congelados a - 30 °C.	32
6	Composición proximal (% b.s.) de <i>Pleurotus sapidus</i> en fresco y deshidratados con aire caliente y por liofilización.	39
7	Apariencia física de <i>Pleurotus sapidus</i> frescos, deshidratados con aire caliente y por liofilización.	40
8	Contenido de humedad y características de rehidratación de cuerpos fructíferos de <i>Pleurotus sajor-caju</i> deshidratados.	41
9	Características de <i>Agaricus bisporus</i> deshidratado por diferentes métodos de secado.	43
10	Referencias numéricas consideradas en la evaluación del sabor, aroma y textura** de las setas rehidratadas, que fueron previamente deshidratadas (túnel, a vacío y liofilización).	69
11	Preparación de las soluciones salinas sobresaturadas utilizadas en el experimento.	73
12	Pérdida de peso de las setas (<i>Pleurotus ostreatus</i>) empacadas en atmósferas modificadas pasivas.	77
13	Valores de L para las setas (<i>Pleurotus ostreatus</i>) empacadas en atmósferas modificadas pasivas.	81
14	Tasa de respiración de setas (<i>Pleurotus ostreatus</i>). Producción de CO ₂ y consumo de O ₂ .	83

15	Apariencia física de las setas (<i>Pleurotus ostreatus</i>) empacadas con PEBD ₂ y almacenadas a 5 y 10 °C, comparadas con las setas sin película a 10 °C; después de nueve días de almacenamiento.	86
16	Evaluación del sabor de <i>Pleurotus ostreatus</i> a los nueve días de almacenamiento.	88
17	Contenido de proteína en setas (<i>Pleurotus ostreatus</i>) durante el almacenamiento en atmósferas modificadas pasivas.	90
18	Cuenta total de bacterias aerobias y anaerobias en setas (<i>Pleurotus ostreatus</i>) durante el almacenamiento en atmósferas modificadas pasivas.	91
19	Contenido de humedad (% b. h.) de las setas deshidratadas.	94
20	Valores L de las setas deshidratadas en un secador de túnel, a vacío y por liofilización.	100
21	Capacidad de rehidratación (kg H ₂ O/kg s.s.) a 25 y 94 °C de setas deshidratadas en un secador de túnel, a vacío y por liofilización.	102
22	Contenido de proteína (N x 6.25) en base seca de las setas deshidratadas.	105
23	Textura (N/g) de setas deshidratadas en un secador de túnel, a vacío y por liofilización.	107
24	Referencias de salud y hábitos de los panelistas seleccionados.	108
25	Evaluación de las características de apariencia y textura de setas deshidratadas en túnel.	109
26	Evaluación de las características de apariencia y textura de setas deshidratadas a vacío.	111
27	Evaluación de las características de apariencia y textura de setas deshidratadas por liofilización	112
28	Evaluación de la apariencia global de las setas deshidratadas.	114
29	Evaluación visual de las setas deshidratadas que tuvieron mejor apariencia.	116
30	Comparación de la apariencia de las setas deshidratadas con respecto a las setas frescas.	117

31	Evaluación sensorial de las mejores setas deshidratadas por los tres métodos de secado teniendo como referencia las setas en fresco.	119
32	Evaluación sensorial de las setas deshidratadas y en fresco a nivel consumidor.	120
33	Humedad relativa (HR, %) en equilibrio de las diferentes sales saturadas utilizadas en el experimento.	124
34	Contenido de humedad en equilibrio (g H ₂ O/100 g s.s.) de setas (<i>Pleurotus ostreatus</i>) deshidratadas por liofilización.	125
35	Parámetros estimados por los modelos de BET y GAB.	127

INDICE DE FIGURAS

Figura		Página
1	Sección transversal del cuerpo fructífero de un hongo comestible.	4
2	Apariencia de los cuerpos fructíferos de <i>Agaricus</i> durante su desarrollo poscosecha.	11
3	Cambios texturales de los cuerpos fructíferos de <i>Agaricus</i> almacenados a 13 °C.	15
4	Cuerpos fructíferos de <i>Pleurotus ostreatus</i> sobre paja de trigo pasteurizada.	21
5	Setas (<i>Pleurotus ostreatus</i>) de la cepa INIREB-8 cultivadas sobre paja de trigo.	55
6	Setas (<i>Pleurotus ostreatus</i>) de la cepa INIREB-8 empacadas en polietileno de baja densidad.	56
7	Cambios en la concentración de O ₂ (a) y CO ₂ (b) de setas (<i>Pleurotus ostreatus</i>) empacadas con películas de polietileno de baja densidad (PEBD): PEBD ₁ , 5 °C (♦); PEBD ₂ , 5 °C (□); PEBD ₁ , 10 °C (▲); PEBD ₂ , 10 °C (*).	79
8	Cambios texturales durante el almacenamiento poscosecha de setas frescas (<i>Pleurotus ostreatus</i>): (a) empacadas con PEBD ₁ , 5 °C (♦); PEBD ₁ , 10 °C (▲); PEBD ₂ , 5 °C (□) y PEBD ₂ , 10 °C (*); (b) empacadas sin película a 5 °C (♦) y 10 °C (□).	85
9	Setas (<i>Pleurotus ostreatus</i>) de la cepa INIREB-8 preparadas a la mexicana para su evaluación sensorial a nivel consumidor.	89
10	Características de secado de setas (<i>Pleurotus ostreatus</i>) deshidratadas en un secador de túnel (a) y un secador a vacío (b). S/T (♦), ESC (■), MBS1 (▲), MBS2 (x), AC1 (*) y AC2 (•).	93
11	Efecto del pretratamiento sobre la velocidad de secado de setas (<i>Pleurotus ostreatus</i>) deshidratadas en un secador de túnel (a) y un secador a vacío (b). S/T (♦), ESC (■), MBS1 (▲), MBS2 (x), AC1 (*) y AC2 (•).	95
12	Apariencia de los cuerpos fructíferos de setas (<i>Pleurotus ostreatus</i>) de la cepa INIREB-8 deshidratados en un secador de túnel.	96

13	Apariencia de los cuerpos fructíferos de setas (<i>Pleurotus ostreatus</i>) de la cepa INIREB-8 deshidratados en un secador a vacío.	98
14	Apariencia de los cuerpos fructíferos de setas (<i>Pleurotus ostreatus</i>) de la cepa INIREB-8 deshidratados por liofilización.	99
15	Perfil comparativo de las setas deshidratadas, en base a sus características evaluadas sensorialmente.	122
16	Isotermas de adsorción (a) y desorción (b) a 25, 35 y 45 °C de setas (<i>Pleurotus ostreatus</i>) deshidratadas por liofilización.	126
17	Relación entre la actividad de agua y la temperatura a diferentes contenidos de humedad (g H ₂ O/100 g s.s.) para setas (<i>Pleurotus ostreatus</i>) deshidratadas por liofilización. (a) adsorción, (b) desorción.	129
18	Calor de sorción de setas (<i>Pleurotus ostreatus</i>) liofilizadas como una función del contenido de humedad. (a) adsorción, (b) desorción.	130

I. INTRODUCCION

En la naturaleza, los hongos integran uno de los reinos más diversos y fascinantes, su función como organismos degradadores en el ecosistema se manifiesta en el ciclo del carbono, concretamente en la biodegradación y reciclaje de la lignina. Este polímero, uno de los principales componentes de los tejidos vegetales, es tan abundante que su producción se ha estimado en 20×10^9 toneladas anuales (Martínez-Carrera y col., 1993), constituyendo así cerca de una quinta parte de la biomasa producida en la tierra. Se calcula que existen aproximadamente 250 000 especies de hongos, entre las que se encuentran variedades micro y macroscópicas. La mayoría de estos organismos están constituidos por una fase vegetativa (micelio) y otra reproductora (cuerpo fructífero). Los hongos macroscópicos conforman un enorme grupo de más o menos 10 000 especies que producen cuerpos fructíferos de diferente color, forma y tamaño los cuales, pueden ser comestibles y no comestibles o venenosos. Los hongos comestibles se han consumido desde épocas remotas y se encuentran en tres regiones principales en el mundo que son: el sureste de Asia, Europa y Mesoamérica (Martínez-Carrera y col., 1993).

El uso de hongos comestibles como fuente de alimento o de sustancias farmacológicamente activas es muy antiguo. Dos especies *Lentinus edodes* y *Volvariella volvacea*, se consumen desde hace más de 2 000 años en los países asiáticos como producto de un cultivo artificial. Por otro lado, la especie *Agaricus bisporus* la más ampliamente cultivada en la actualidad, empezó a serlo en el siglo XVII en Francia (Leal, 1985).

En México, durante los últimos años ha existido un marcado interés en el establecimiento de plantas industriales y semindustriales de hongos comestibles y caso particular en la producción de champiñones (*Agaricus bisporus*) y setas (*Pleurotus* spp.). En la mayoría de los casos, estos hongos se venden en estado fresco lo que representa un serio problema para su comercialización, por lo que es necesario considerar un método de conservación viable técnica y económicamente para mantener las características sensoriales desde su cosecha hasta el consumidor final (Martínez-Carrera y col., 1989; Ocaña y col., 1994). Los hongos, al igual que

frutas y hortalizas son perecederos y después de la cosecha si no se les conserva adecuadamente les ocurren cambios que los hacen inaceptables para el consumo humano. El principal factor que promueve los cambios indeseables, en gran parte de los alimentos frescos, durante su almacenamiento es el contenido de humedad. Los hongos presentan de 85 a 95 % del contenido de humedad en promedio, por lo que son muy susceptibles a cambios en los que se incluyen: marchitamiento, oscurecimiento, pérdida de humedad, textura, aroma y sabor. Estos cambios son precedidos por un incremento en la tasa de respiración, aunada a otras reacciones y con pérdida de los nutrientes generando una serie de reacciones irreversibles que los deterioran (Bano y Rajarathnam, 1989; Cho y col., 1989; Noble y Burton, 1993). Un factor primordial del cual depende la vida de anaquel de los hongos es la madurez de cosecha; se conocen dos tipos de madurez; la biológica y la comercial. En el caso de *Pleurotus ostreatus* la madurez biológica es cuando el borde del píleo se encuentra ensortijado hacia arriba y comienza a desprender sus esporas; mientras que la madurez comercial es más temprana, es decir, cuando el hongo es inmaduro biológicamente (Calvo, 1993).

Existen varias alternativas para la conservación de los hongos comestibles, en las que se incluyen: la congelación, el enlatado, el uso de atmósferas controladas y modificadas, la irradiación, la refrigeración y el secado. Estos dos últimos con mayores ventajas de conservación a corto y largo plazo, respectivamente.

II. REVISION DE LITERATURA

A. Hongos comestibles

Los hongos comestibles pertenecen al grupo de organismos conocidos como hongos filamentosos. Debido a que los hongos no poseen clorofila, ellos no pueden obtener su energía directamente del sol, como lo hacen las plantas con pigmentos fotosintéticos; por lo que obtienen sus nutrimentos de productos de desecho o de otros seres vivos. El término "hongos comestibles" se refiere a los cuerpos fructíferos de los hongos macroscópicos que son cultivados comercialmente y pueden ser consumidos por humanos y animales. Aproximadamente 25 especies de más de 2000 hongos comestibles son aceptados ampliamente para consumo humano, y solo unas cuantas de estas especies entre las que se consideran *Agaricus bisporus*, *Lentinus edodes*, *Flammulina velutipes*,³ *Volvariella volvacea* y *Pleurotus ostreatus* son cultivadas comercialmente (Chang, 1980).

Usualmente, la parte reproductiva sexual o cuerpo fructífero del hongo se encuentra encima del suelo y es la parte que más comúnmente se consume, mientras que la porción vegetativa o micelio se encuentra oculto debajo del suelo. El cuerpo fructífero, está compuesto por: el píleo, la lamela y el estípite o tallo lo cual se puede observar en la Figura 1 (Mau y col., 1993).

1. Estadísticas de producción

En las últimas décadas la producción de hongos comestibles ha crecido continuamente. La producción mundial fue de 2 176 000 y 4 273 000 toneladas en 1986 y 1991, respectivamente (Cuadro 1). En este periodo, existió un incremento total del 96.4 %. Una comparación de la producción, revela que todas las especies de hongos comestibles, se incrementaron en este periodo en un intervalo de 30.9 % para *Agaricus* y hasta 442.6 % para *Pleurotus*. Sin embargo, el porcentaje de la producción mundial total de *Agaricus* y *Lentinus*, disminuyó como consecuencia del incremento en la producción de otras especies de hongos comestibles, en particular de las especies *Pleurotus* (Chang, 1993).

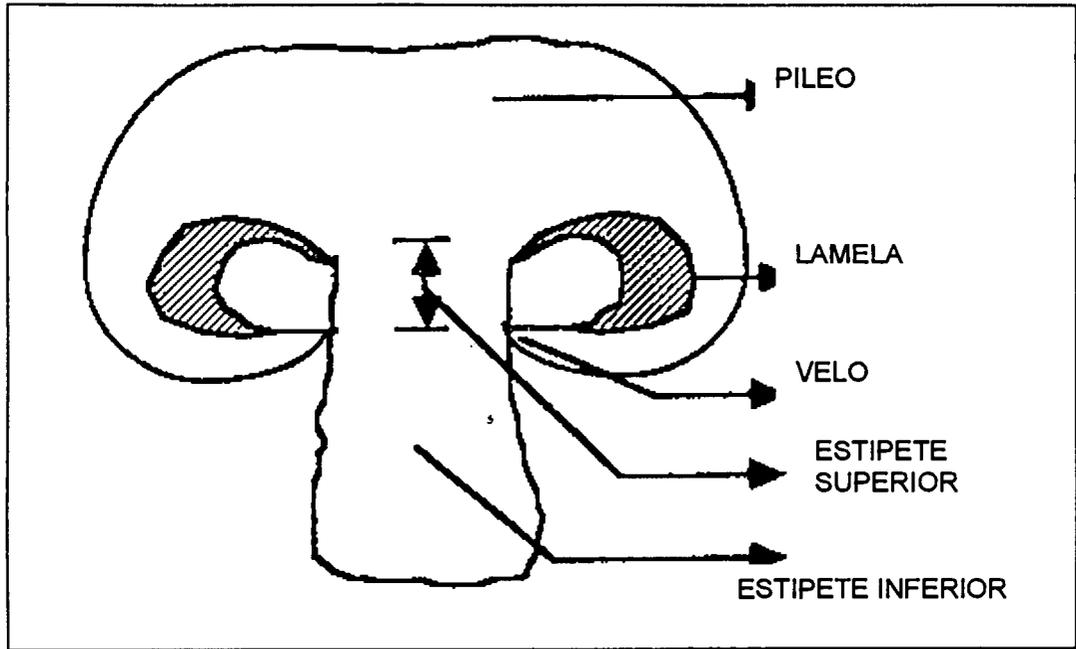


Figura 1. Sección transversal del cuerpo fructífero de un hongo comestible.

Adaptado de:
Mau y col. (1993)

Cuadro 1. Producción mundial de los principales hongos comestibles cultivados en 1986 y 1991 (ton x 1000 en peso fresco).

Especies	1986	1991	Incremento (%)
<i>Agaricus bisporus/bitorquis</i>	1215	1590	30.9
<i>Lentinus edodes</i>	320	526	64.6
<i>Volvariella volvacea</i>	178	253	42.1
<i>Pleurotus spp.</i>	169	917	442.6
<i>Auricularia spp.</i>	119	465	290.8
<i>Flammulina velutipes</i>	100	187	87.0
<i>Tremella fuciformis</i>	40	140	250.0
<i>Pholiota nameko</i>	25	40	60
<i>Hericium erinaceum</i>	--	66	--
<i>Hypsizygus marmoreus</i>	--	32	--
<i>Grifola frondosa</i>	--	7.6	--
Otros	10	49.4	--
Total	2176	4273	96.4

Adaptado de:
Chang (1993)

En América Latina y específicamente en México, el cultivo de hongos comestibles se encuentra poco desarrollado (Martínez-Carrera y col., 1989), a pesar de la potencialidad que existe en nuestro país para su cultivo y de la tradición por su consumo. A nivel nacional el volumen de producción de *Agaricus bisporus* y *Pleurotus* spp. rebasa las 23 toneladas diarias de hongos frescos y se conoce poco acerca del enorme potencial que podría representar el cultivo de otras especies comestibles con amplio mercado a nivel internacional (Martínez-Carrera y col., 1991).

2. Composición química y valor nutricional

Tradicionalmente se ha considerado a los hongos como un alimento de elevada calidad, con sabor y textura apreciables y sobre todo de alto valor nutritivo. En la actualidad, los hongos juegan un papel importante en la alimentación del hombre al igual que la carne, pescado, frutas y vegetales (Chang y Miles, 1989).

El principal interés en el valor nutricional de los hongos es por su contenido de proteína. El contenido de proteína en promedio es de 2.6 a 4 % en peso fresco y de 30 a 50 % en peso seco. En comparación con el contenido de proteínas de otros alimentos, es el doble que en los vegetales (excepto soya, chícharos y lentejas) y cuatro a doce veces mayor que las frutas; sin embargo, es inferior al contenido de proteínas de la carne, pescado, huevo y lácteos (Manning, 1985). Los hongos frescos contienen del 6 al 11 % de sólidos totales en base seca.

Además de su elevado contenido de agua (89 a 94 %), los hongos frescos también contienen del 2.5 a 5.8 % de carbohidratos, 0.2 a 0.7 % de grasa, 0.6 a 1.1 % de fibra, y aproximadamente 1.0 % de cenizas. En el Cuadro 2, se presenta la composición proximal de algunas especies de *Pleurotus*. Se puede observar que el contenido de proteína para *P. ostreatus* es de 27.38 % en peso seco; considerando un factor de 6.25. Adicionalmente, los hongos son ricos en ácido linoleico (63 a 74 % de los ácidos grasos totales), el cual es un ácido graso esencial. Los principales carbohidratos solubles son: manitol (30 a 50 % en peso seco), trehalosa y glucógeno. Otros carbohidratos encontrados en los hongos son: sacarosa, glucosa, hemicelulosa, así como quitina (5 a 10 % en peso seco) que es el principal componente estructural encontrado en la pared celular.

Cuadro 2. Composición proximal de algunas especies de *Pleurotus*.

Especie	Humedad (%)	Composición (%) ^a			Carbohidratos (%) ^{a,b}
		Proteína (Nx6.25)	Lípidos	Cenizas totales	
<i>P. sajor-caju</i>	88.75	26.94	2.88	11.82	58.36
<i>P. florida</i>	91.50	37.19	3.72	10.98	48.11
<i>P. sapidus</i>	88.35	35.85	2.41	12.35	49.37
<i>P. ostreatus</i>	89.25	27.38	2.27	13.44	56.91

^aValores en base seca

^bPor diferencia

Adaptado de:

Kana y Garcha (1984)

Los carbohidratos de los hongos están presentes en proporciones más bajas que en otros vegetales, y contribuyen con una fracción muy pequeña del requerimiento energético. Debido a su bajo valor energético (20 a 30 kcal/100 g), los hongos pueden utilizarse en dietas bajas en calorías. De la misma manera, su contenido de minerales generalmente es mayor que el que poseen muchas frutas y vegetales. Los hongos contienen grandes cantidades de potasio, fósforo, cobre y hierro pero no contienen cantidades apreciables de calcio; y que puede ser mejorado al adicionar cloruro de calcio, al agua de irrigación (Beelman y col., 1987). Se ha encontrado que los hongos frescos son bajos en sodio, lo cual es recomendable para ciertos tipos de dietas. También proporcionan cantidades significantes de otros elementos como son: manganeso, molibdeno y especialmente zinc.

Los hongos son una excelente fuente del complejo B tales como: tiamina (B1), riboflamina (B2), ácido nicotínico y ácido pantoténico. Se ha informado que los vegetales son fuentes muy pobres de vitamina B12, la deficiencia de ésta puede ocasionar anemia. Hayes y Hand (1981) demostraron, que aproximadamente tres gramos de hongos frescos pueden proporcionar el consumo diario recomendado de vitamina B12. Los hongos también contienen vitamina C y K (Manning, 1985); sin embargo, las vitaminas liposolubles A, D y E se encuentran presentes en muy pequeñas cantidades (Anderson y Fellers, 1942).

En *Pleurotus ostreatus* se ha reportado la presencia de ergosterol, que es precursor de la vitamina D2 o ergocalciferol a través de las reacciones fotoquímicas. A partir de 8.5 kg de hongos frescos se han logrado obtener 220 mg de ergosterol (Trigos y Martínez-Carrera, 1992).

Los hongos además de ser un alimento de excelente valor nutricional, se les han atribuido cualidades medicinales. Por ejemplo, diversas especies de hongos comestibles como *Lentinus edodes*, *Agaricus bisporus*, *Auricularia auricula* y *Pleurotus ostreatus* se les ha relacionado con propiedades antitumorigénicas. Los estudios indican que los compuestos químicos responsables de estos efectos son polisacáridos. Se ha aislado un glucano a partir de *Pleurotus ostreatus*, que mostró una marcada actividad antitumorigénica en una dosis de 0.1 mg/kg (Zbigniew y Whistler, 1987).

3. Factores que afectan la calidad

La calidad de los productos hortícolas frescos se establece por una buena combinación de características, atributos y propiedades que hacen que se consideren como un buen alimento. Los factores más importantes en la calidad para el consumidor son: apariencia, textura, sabor y valor nutricional (Kader, 1992b). Burton y Noble (1993) establecieron que la calidad de los hongos (*Agaricus bisporus*) durante su almacenamiento se puede determinar por el color del píleo, su desarrollo poscosecha y la pérdida de peso. Los hongos frescos son perecederos y tienen una vida de anaquel de dos a tres días a temperatura ambiente después de que se han cosechado, y su calidad disminuye rápidamente debido a los factores que se señalan a continuación (Mau y col., 1993):

a. Velocidad de respiración

La respiración es el proceso en que los compuestos orgánicos almacenados se descomponen en productos simples con liberación de energía. En este proceso se consume oxígeno y se produce dióxido de carbono y agua. Los hongos después de la cosecha continúan su desarrollo y llevan a cabo sus procesos biológicos. Como todos los seres vivos, consumen oxígeno; y a través del proceso de respiración, convierten previamente las sustancias almacenadas (principalmente azúcares) a energía, dióxido de carbono y agua. Los hongos tienen velocidades de respiración más elevadas que las frutas y hortalizas; más de 60 mg CO₂/kg-h a 5 °C (Kader, 1992a). En general, la elevada velocidad de respiración acelera los procesos de maduración y senescencia. Este último origina un deterioro general de las células con pérdidas concurrentes de humedad y un incremento en el oscurecimiento, factores que son inaceptables por el consumidor.

b. Desarrollo poscosecha

El crecimiento de los hongos cosechados es una de las características más obvias de la maduración y la senescencia, y es consecuentemente un factor de

calidad importante para la aceptación del consumidor (McCanna y Gormley, 1968). La cosecha estimula los cambios metabólicos asociados con la maduración y el envejecimiento. El desarrollo de los hongos cosechados de *Agaricus bisporus* se clasifica en siete etapas (Figura 2), que se utilizan como índices de madurez para estudiar su vida de anaquel (Hammond y Nichols, 1976; Mau y col., 1993). Muchos consumidores de hongos frescos prefieren la madurez en la etapa de botón (etapa 2 de la Figura 2). El deterioro y el envejecimiento del hongo se caracteriza por: la abertura del velo, la exposición de la lamela y la elongación del estípite. Los hongos cosechados en la etapa de botón tienen una vida de anaquel más prolongada que los cosechados en otra etapa del desarrollo (Cameron y Chappell, 1970).

c. Pérdida de agua

Uno de los factores que interviene en el deterioro de hongos frescos es la pérdida de agua y la consecuente pérdida de peso. La humedad relativa del medio ambiente a la que los hongos son almacenados afecta significativamente la pérdida de agua (San Antonio y Flegg, 1964). Esta deshidratación está correlacionada con el oscurecimiento del estípite y la abertura del velo (McCanna y Gormley, 1968). Nichols (1987) relacionó la pérdida de agua con el endurecimiento del hongo. La pérdida de agua está determinada por el medio ambiente y se puede reducir significativamente utilizando empaques de envoltura plástica. Al momento de la cosecha, los hongos contienen aproximadamente 90 % de agua. Los cálculos de la pérdida de agua durante el crecimiento del hongo, indican que el agua se evapora a una velocidad similar a la de una superficie de agua libre (San Antonio y Flegg, 1964) y las mismas consideraciones, probablemente se apliquen al hongo cosechado.

d. Isotermas de sorción

El interés en la utilización diversificada de diferentes especies de hongos silvestres, ha incrementado su consumo como condimento para la preparación de platillos, ensaladas y sopas. En estas aplicaciones, la deshidratación tiene muchas ventajas como un método para su conservación. Para establecer los parámetros

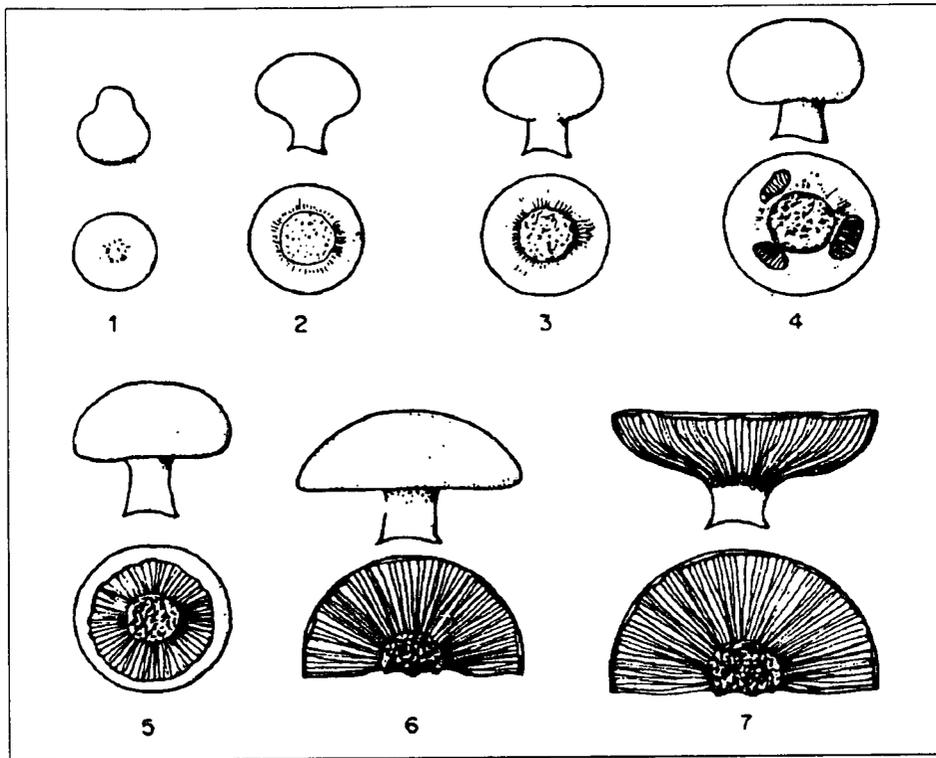


Figura 2. Apariencia de los cuerpos fructíferos de *Agaricus* durante su desarrollo poscosecha.

- Etapa 1. Velo intacto (ajustado).
- Etapa 2. Velo intacto (extendido, etapa botón).
- Etapa 3. Velo parcialmente abierto (menos de la mitad).
- Etapa 4. Velo parcialmente abierto (más de la mitad).
- Etapa 5. Velo abierto.
- Etapa 6. Velo completamente abierto (buena exposición de las lamelas).
- Etapa 7. Velo completamente abierto (la superficie de las lamelas es plana).

Adaptado de:
 Hammond y Nichols (1976)
 Mau y col. (1993)

del proceso de deshidratación, así como para predecir la estabilidad del producto; es importante conocer la relación de equilibrio entre el producto deshidratado y la humedad del medio ambiente.

Kurkela y Pääkkönen (1983) determinaron las isotermas de sorción de *Lactarius trivialis* procesado por cuatro métodos diferentes: escaldados, sin escaldar y deshidratados a 23 y 60 °C, respectivamente. Estos autores reportaron valores del contenido de humedad en la monocapa utilizando la ecuación de Brunauer, Emmett y Teller (BET), entre 4.8 y 5.6 g H₂O/100 g de materia seca. La interacción del método de secado y el escaldado sobre la sorción de agua, mostró que el tratamiento térmico dado en el escaldado o en el secado, indujo probablemente a cambios físicos en los compuestos insolubles.

Se tienen las isotermas de sorción de *Lactarius trivialis* a 10 y 35 °C en donde las condiciones de secado afectaron el fenómeno de histéresis, que representa el contenido de humedad en el equilibrio entre las curvas de adsorción y desorción. La influencia de la temperatura sobre la adsorción fue menor en el material deshidratado con aire caliente que en el que se deshidrató sin calentamiento (Pääkkönen y Kurkela, 1986).

Pääkkönen (1987) investigó el comportamiento de sorción a 10 y 35 °C de *Lactarius trivialis* escaldados y deshidratados a 23 °C y 60 °C; utilizó como referencia producto liofilizado, escaldado y sin escaldar. El escaldado incrementó la capacidad de retención de agua en la desorción. Los efectos sobre la sorción de los materiales deshidratados bajo condiciones diferentes, reveló que aún sometiéndolos a tratamientos térmicos moderados, ocurren algunas transiciones en la fracción de agua insoluble del material. Además, encontró que las diferencias en la sorción de los materiales escaldados ocurren debido al rearrreglo de los componentes moleculares. En el escaldado, el material se calentó aproximadamente a 80 °C con lo que las proteínas se desnaturalizaron, y las diferencias causadas por el método de secado en la sorción del material escaldado se pudo atribuir a la quitina; el carbohidrato polimérico típico de los hongos.

Pandey y Aich (1989) llevaron a cabo un estudio, para encontrar las condiciones óptimas de humedad y temperatura para incrementar el periodo de almacenamiento de hongos deshidratados (*Pleurotus sajor-caju*), las cuales

correspondieron a las condiciones del contenido de humedad en el equilibrio. También encontraron, que el calor de vaporización de los hongos para una temperatura en particular, disminuye conforme el contenido de humedad se incrementa.

e. Obscurecimiento

La blancura es uno de los aspectos más importantes de la calidad de los hongos frescos; sin embargo, los hongos son muy sensibles a obscurecerse (Burton, 1986; Beelman y col., 1987). Este fenómeno en los hongos maduros es causado principalmente por la reacción de oxidación de las sustancias fenólicas, catalizada por la polifenoloxidasas (PPO) (Noble y Burton, 1993). Los hongos se dañan fácilmente debido a su delicada estructura y a la falta de una capa protectora exterior (cutícula). Los hongos que se obscurecen, debido al inadecuado o prolongado almacenamiento, o que no se cosechan adecuadamente, son considerados de baja calidad, originando una disminución de su valor comercial; por lo que el incremento en el obscurecimiento es una clara señal del envejecimiento y un indicador de su frescura (Burton, 1988).

f. Textura

La textura es un parámetro de calidad muy importante en los hongos frescos (*Agaricus bisporus*) y se puede determinar directamente por un método sensorial, físicamente, mediante un equipo para medir textura o indirectamente con la medición del contenido de materia seca (Gormley, 1969). Los cuerpos fructíferos cosechados continúan su desarrollo poscosecha incluyendo los cambios en la maduración y la senescencia (periodo en el que se presentan los procesos catabólicos, lo que provoca el envejecimiento y finalmente la muerte del tejido). El estípite crece en longitud, las lamelas se abren y las esporas se liberan eventualmente. También suceden cambios dramáticos en las propiedades texturales de los hongos cosechados. La velocidad a la que ocurren estos cambios texturales, es dependiente de la temperatura de almacenamiento (Rajaratnam y col., 1983). Gormley (1969)

reportó que los cambios texturales, se pueden deber a los cambios en el material celular y a la pérdida de humedad durante el almacenamiento. Murr y Morris (1975a, b) sugieren que el incremento en la textura durante el almacenamiento, se debe probablemente a los cambios químicos en la estructura de la pared celular. Adicionalmente los hongos también se ablandan durante el almacenamiento, lo cual es un atributo de calidad indeseable (McCanna y Gormley, 1968).

La firmeza de los hongos se puede definir como el módulo de elasticidad del tejido, bajo fuerzas de deformación, antes del punto de ruptura del tejido. La firmeza representa el grado de suavidad y dureza. Finney (1972) sugirió que la firmeza del tejido de las plantas es afectada por la rigidez de las paredes celulares, la textura de los agentes enlazantes intercelulares, y la turgidez o presión de turgor dentro de la célula; lo que sugiere que el contenido de humedad del tejido puede influir significativamente en su firmeza.

En la cosecha, los hongos son firmes y tiernos, pero subsecuentemente con el deterioro poscosecha se ablandan y se hacen correosos (Figura 3); esto aparentemente es el resultado de la síntesis de la quitina en las paredes celulares y la pérdida del turgor debido a los cambios en la permeabilidad de la membrana después de la cosecha (Beelman y col., 1987).

La determinación de la textura en los hongos ha recibido muy poca atención debido a las dificultades asociadas con su cuantificación. McGarry y Burton (1994) desarrollaron un método para medir la firmeza del tejido en los hongos de diferente tamaño y diferente etapa de desarrollo, reportaron que después de la cosecha el estípite y el píleo pierden su firmeza rápidamente y que la velocidad de pérdida está en función de la temperatura. También informaron que durante el almacenamiento poscosecha a 18 °C, no existió una adecuada relación entre la firmeza del píleo y la del estípite; siendo más notorio cuando se incrementó la temperatura de almacenamiento. Cuppett y col. (1998) cultivaron *Pleurotus sajor-caju* utilizando rastrojo de maíz enriquecido con maíz resquebrajado, los resultados del estudio indicaron que los cuerpos fructíferos cultivados con el suplemento, fueron afectados significativamente en sus atributos sensoriales.

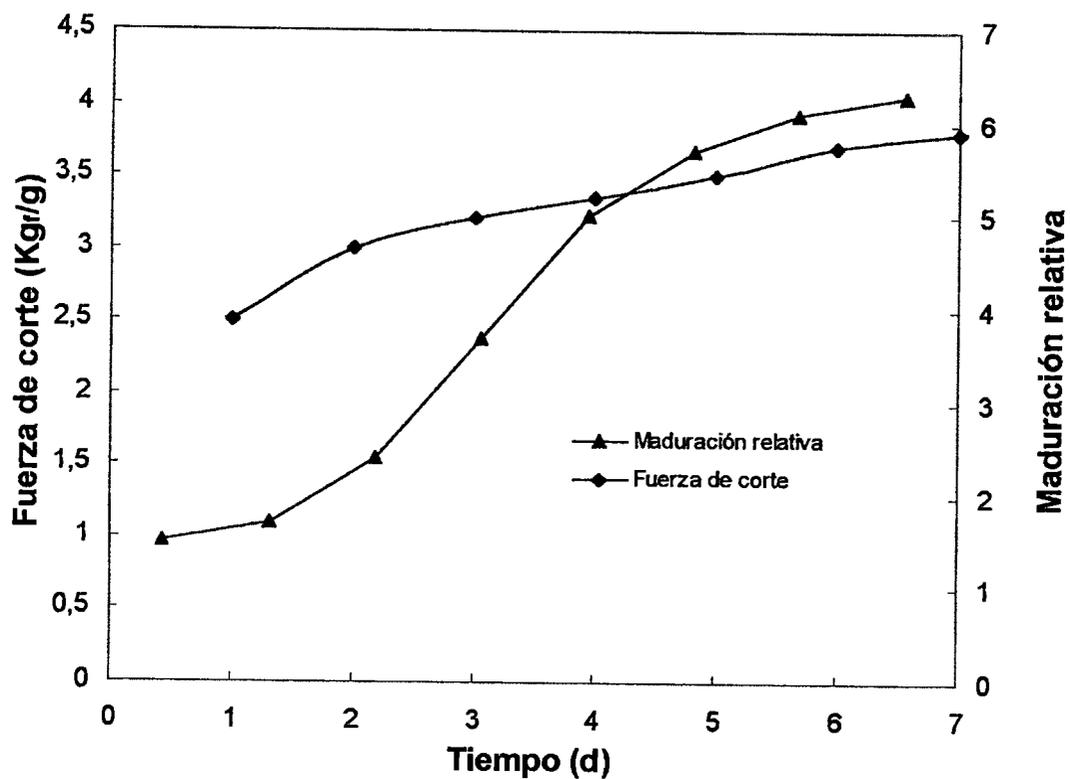


Figura 3. Cambios texturales de los cuerpos fructíferos de *Agaricus* almacenados a 13 °C.

Adaptado de:
Beelman y col. (1987)

g. Deterioro microbiano

El deterioro poscosecha de los hongos frescos está directamente relacionado con la población microbiana inicial y el crecimiento de bacterias durante el almacenamiento (Cameron y Chappell, 1970; Nichols y Hammond, 1973, Doores y col., 1987). A pesar de que el deterioro bacteriano no causa ningún problema de salud pública, ocasiona enormes pérdidas económicas y/o en la aceptación por parte del consumidor. Los tratamientos que reducen la población microbiana inicial o suprimen el crecimiento bacteriano durante el almacenamiento pueden tener un efecto positivo sobre la calidad poscosecha y la vida de anaquel.

h. Sabor y aroma

La sensación del sabor ocurre cuando se liberan ciertas moléculas activas del alimento y son transportadas para estimular los órganos sensores de la boca y la nariz (Taylor, 1998). Las principales sensaciones del sabor son: dulce, salado, ácido, amargo y umami. El aroma se debe al estímulo del sentido del olfato por los compuestos orgánicos volátiles (Wills y col., 1998). El sabor es uno de los atributos de la calidad más importante que contribuye al consumo diseminado de los hongos. Las sustancias que confieren el sabor a los hongos se pueden clasificar en: compuestos no volátiles; tales como aminoácidos y nucleótidos, y compuestos volátiles; tales como el 1-octen-3-ol y el 3-octanona. La fracción principal de aminoácidos de los hongos que consiste de alanina, arginina, ácido aspártico, ácido glutámico, glicina y lisina, es probablemente la responsable de algunos aspectos del sabor, pero todos los compuestos nitrogenados contribuyen en el sabor típico del hongo (Litchfield, 1967). Adicionalmente, los hongos contienen niveles de ácido glutámico libre, relativamente elevados, y que se conoce como un potenciador del sabor. Algunos compuestos no nitrogenados también se encuentran presentes en los hongos y sin duda contribuyen al sabor total. Los atributos saborisantes de las bases púricas y mononucleótidos-5' son bien conocidos y pueden contribuir al sabor cárnico de los hongos (Litchfield, 1967). El nucleótido, guanosin-5'-monofosfato

(GMP), se identificó como un componente importante que contribuye al sabor del shiitake (*Lentinus edodes*).

El aroma más característico se puede atribuir a una serie de compuestos volátiles de ocho carbonos comunes en muchas especies de hongos. Los compuestos encontrados en *Agaricus bisporus* incluyen: 1-octanol, 3-octanona, 1-octen-3-ol, 2-octen-1-ol y 1-octen-3-ona (Pyysalo y Suihko, 1976; Trseel y col., 1982; Fischer y Grosch, 1987). La concentración de compuestos de ocho carbonos en los volátiles totales varía ampliamente, en un intervalo de 44.3 a 97.6 %, variación debida a diferencias entre los tipos de hongos, condiciones de producción, o métodos analíticos utilizados. Adicionalmente, se encontró benzaldehído y alcohol benzílico, posiblemente la causa del aroma a almendra. De los compuestos de ocho carbonos, el 1-octen-3-ol es el compuesto más importante en *Agaricus bisporus* y en muchas otras especies de hongos debido a su intenso olor a hongo y bajo umbral sensorial (Cuadro 3) (Cronin y Ward, 1971; Pyysalo y Suihko, 1976; Fischer y Grosch, 1987). El umbral es la concentración a la cual un estímulo se puede distinguir de un blanco de referencia en algún nivel específico. Se ha informado que el umbral se debe expresar en términos de la concentración mínima, a la cual este nivel específico es posible (O'Mahony, 1988).

Con el objetivo de incrementar la vida de anaquel de los hongos frescos, es necesario: prevenir la pérdida de humedad, disminuir la velocidad de respiración, prevenir la exposición al oxígeno atmosférico y adoptar medidas para controlar la actividad de la polifenoloxidasas, así como la polimerización de los compuestos fenólicos oxidados a pigmentos melanoideos (Bano y Rajarathnam, 1988).

i. Temperatura

La fisiología de los hongos está influenciada por la temperatura, la cual afecta directamente la actividad enzimática y el contenido de humedad (Mau y col., 1993). La velocidad de los cambios químicos en un tejido vivo está determinada por la velocidad de la actividad enzimática. Estos cambios son el doble o la mitad por cada 10 °C que se elevan o bajan respectivamente con la temperatura, de tal manera que a 0 °C la actividad metabólica es lenta, pero no se suspende. A una temperatura

Cuadro 3. Valores en el umbral y caracterización del aroma de los compuestos volátiles de ocho carbonos en *Agaricus*.

Compuesto	Valor del umbral	Características del aroma
1 – Octanol	0.40 – 0.1	Dulce, perfumado
3 – Octanol	0.018 – 0.1	Dulce, floral, ligeramente a nuez, anís, resinoso
3 – Octanona	0.05 – 1.0	Dulce, floral, frutal
1 – Octen – 3 – ol	(±) 0.1 – 0.61 (–) 0.01 – 0.43	Semejante a hongo, resinoso, fuertemente a hongo
2 – Octen – 1 – ol	0.04	(<i>trans</i>) medicinal, aceitoso (<i>cis</i>) aceitoso, grasoso, jabonoso
1 – Octen – 3 – ona	0.004 – 0.03	Semejante a hongo, semejante a hongos hervidos, metálico a concentraciones elevadas.

Adaptado de:

Cronin y Ward (1971)
Pyysalo y Suilhko (1976)
Fischer y Grosch (1987)

cercana al intervalo de -0.9 a -1.2 °C, el agua en los tejidos se congela, sin embargo, durante el cambio de la fase líquida a la sólida se desarrollan cristales de hielo que pueden destruir la estructura celular (Whiteman, 1957).

El estado físico del agua, también se ve afectado por la temperatura, y el contenido de humedad del tejido, se refleja en la turgidez del hongo. La velocidad a la cual el agua se evapora está en función del déficit de la presión de vapor de agua; que es la diferencia entre la presión de vapor de las moléculas de agua en la superficie del píleo y la del aire de los alrededores (Mau y col., 1993).

B. Especies de *Pleurotus*

Las especies *Pleurotus* representan un grupo de hongos superiores pertenecientes a la clase de los basidiomicetos, caracterizados por cuerpos fructíferos con estípite excéntrico unido al píleo, que al madurar se abre hacia la parte superior como la concha de una ostra durante la morfogénesis. Existen varias especies de *Pleurotus*, como son: *P. ostreatus*, *P. sajor-caju*, *P. florida*, *P. sapidus*, *P. eryngii*, *P. columbinus*, *P. cornucopiae*, y *P. flabellatus* (Quimio y col., 1990). Las diferentes especies de este género tiene la gran ventaja de crecer en un intervalo de temperaturas que van desde los 15 hasta los 30 °C (Quimio y col. 1990); por otra parte, tienen la capacidad de metabolizar desperdicios lignocelulósicos naturales debido a que estos hongos secretan un complejo enzimático hidrolítico oxidativo (Rajarathnam y Bano, 1989). La producción de especies de *Pleurotus* se ha incrementado rápidamente a nivel mundial durante los últimos años (Cuadro 1), de 1986 a 1991, el incremento fue de 169 000 a 917 000 ton (442 %); siendo China el principal país productor. En los Estados Unidos la producción fue de 881.8 ton en 1995 (USDA, 1995). En México el cultivo de *Pleurotus* se remonta a 1974, en donde por primera vez se cultivó en Cuajimalpa, estado de México, una especie de hongo comestible diferente al champiñón, cuyo nombre científico correspondía a la especie *Pleurotus ostreatus*. En la actualidad su distribución en el mercado es bastante amplia y a pesar de los diversos nombres vernáculos que en México existen para esta especie, se le comercializa con el nombre de "setas". Guzmán (1977) describió la especie *Pleurotus ostreatus* como "hongos con sombrero liso", en ocasiones algo escamoso hacia el

centro de cinco a diez cm de ancho, grisáceo o café grisáceo con tonos o reflejos metálicos (Figura 4). Sus láminillas son blancas y delgadas, los bordes son lisos y el pie es muy corto y mal definido. Poseen una textura carnosa-correosa con olor y sabor agradables. Crecen en grandes conjuntos sobre troncos tirados o árboles en zonas tropicales, subtropicales o bosques de pino y encino, en jardines, a veces sobre sauces o fresnos. Se han descrito varias especies nativas de *Pleurotus* que crecen en nuestro país (Guzmán, 1977; Guzmán y col., 1995): *P. smithii* Guzmán, *P. mexicanus* Guzmán, *P. cornucopiae*, *P. drynus*, *P. hirtus*, *P. levis*, *P. ostreatus*, *P. roseopileatus*, *P. djamor* var. *roseus*, y *P. djamor* var. *salmoneostramineus*. En 1991 se dio a conocer una producción nacional de 3 ton/mes de setas en nuestro país (Martínez-Carrera y col., 1991).

1. Composición química

a. Agua

Los cuerpos fructíferos de las especies *Pleurotus* contienen aproximadamente un 90 % de humedad, y cualquier desviación significativa de este valor dependerá de las condiciones del cultivo como son: el contenido de agua del substrato, temperatura ambiente y humedad relativa (Bano y Rajarathnam, 1988).

b. Carbohidratos

Los carbohidratos representan el principal constituyente de las especies *Pleurotus* desde 46.6 hasta 81.8 % en peso seco. Se ha informado que las especies *Pleurotus* contienen 4.2 % de carbohidratos solubles, 1.7 % de pentosanas, y 32.3 % de hexosanas en peso seco. Los carbohidratos poliméricos como son: la pectina, las hemicelulosas y la quitina; se han considerado como los principales constituyentes del contenido de fibra de los hongos comestibles (Bano y Rajarathnam, 1988).



Figura 4. Cuerpos fructíferos de *Pleurotus ostreatus* sobre paja de trigo pasteurizada.

Adaptado de:
(Stamets y Chilton, 1983).

c. Lípidos

El contenido de grasa en diferentes especies de *Pleurotus* se encuentra entre 1.08 y 9.4 % en peso seco y que en promedio contienen aproximadamente 2.85 %. La grasa cruda de los hongos comestibles incluye principalmente: ácidos grasos libres, mono-, di- y triglicéridos, esteroides, ésteres y fosfolípidos. El principal ácido graso es el ácido oleico (79.4 %), seguido por los ácidos palmítico (14.3 %), y linoleico (6.3 %). Se ha informado que los cuerpos fructíferos de *P. florida* contienen 6 % de lípidos totales en peso seco seco. Las elevadas concentraciones de ácidos grasos insaturados, particularmente de ácido linoleico en los cuerpos fructíferos de las especies *Pleurotus* son de gran interés desde el punto de vista nutricional para el ser humano (Bano y Rajarathnam, 1988).

d. Proteínas

Las proteínas constituyen el componente más crítico que contribuye al valor nutricional de un alimento. El contenido de proteína cruda de muchos alimentos se calcula a partir del contenido de nitrógeno, utilizando un factor de conversión de 6.25, el cual se basa en la suposición de que muchas de las proteínas contienen 16 % de nitrógeno, considerando que son 100 % digeribles, y que se encuentran cantidades despreciables de nitrógeno no proteico (Crisan y Sands, 1978; FAO/OMS, 1973). El contenido de proteína ($N \times 4.38$) varía de 8.9 % en *P. opuntia*, hasta 38.7 % en *P. limpidu* (Bano y Rajarathnam, 1988). La composición del substrato tiene un efecto significativo sobre el contenido de proteína de cuerpos fructíferos de *Pleurotus*. Se demostró que cuando se cultivó *P. flabellatus* sobre paja de arroz enriquecida con ajonjolí, semillas de algodón en polvo y levadura, se incrementó el contenido de proteína en los cuerpos fructíferos comparados con los que se cultivaron únicamente en paja de arroz (Bano y col., 1979). Zadrazil (1980) observó similarmente un incremento en el contenido de proteína de los cuerpos fructíferos de *P. sajor-caju* cuando el substrato se enriqueció con alfalfa y harina de soya.

e. Minerales

Los cuerpos fructíferos contienen aproximadamente 10 % en peso seco de cenizas, que representa el contenido de minerales. Los principales constituyentes en los cuerpos fructíferos de las especies de *Pleurotus* son: potasio, fósforo y magnesio. Comparados con los otros minerales, el calcio y el hierro están presentes en bajas concentraciones en todas las especies de *Pleurotus* (Bano y Rajarathnam, 1988). El zinc, es uno de los minerales traza que se encuentra en mayores cantidades en las especies de *Pleurotus*, por lo que, se sugiere que existe la tendencia a acumular este elemento en los cuerpos fructíferos. También se ha observado la acumulación de metales pesados como: plomo, mercurio, cadmio y vanadio; cuando los hongos se cultivan utilizando substratos con aguas negras (Bano y Rajarathnam, 1988; Vetter, 1993).

f. Vitaminas

La información sobre el contenido de vitaminas de *Pleurotus ostreatus* es escasa; en el caso de hongos comestibles esta es mayor para *Agaricus bisporus*. Bano y Rajarathnam (1982), han reportado que los cuerpos fructíferos de las especies *Pleurotus* contienen tiamina (1.6 a 4.8 mg), niacina (46 a 108.7 mg), ácido ascórbico (90 a 144 mg) y cianocobalamina (1.4/100 g b.s.). Las especies *Pleurotus* son particularmente una buena fuente de riboflavina y ácido fólico. Se ha detectado en *Pleurotus ostreatus* la presencia de ergosterol (Trigos y Martínez-Carrera, 1992), que es precursor de la vitamina D (ergocalciferol) a través de reacciones fotoquímicas. El contenido de vitamina D₂ en *Pleurotus ostreatus* es de 28.4 UI (unidades internacionales) por 100 g (Atsuko y col., 1985). El contenido de ácido ascórbico de las especies *Pleurotus* se encuentra en el intervalo de 90 a 140 mg/100 g en peso fresco, siendo mayor que el observado en *A. campestris* (82 mg/ 100 g).

g. Aminoácidos

Las especies de *Pleurotus* contienen de 17 a 18 aminoácidos y con una cantidad de triptofano ligeramente menor que *A. bisporus*. Algunas especies de *Pleurotus* tienen mayores concentraciones de isoleucina, valina y treonina que las observadas en *A. bisporus*. El contenido de cisteína y metionina es muy bajo comparado con los valores reportados para *A. bisporus*. En el Cuadro 4 se presenta la composición de aminoácidos esenciales para *Pleurotus ostreatus* (Samajpati, 1978).

h. Acidos nucleicos

Se ha encontrado, que en cuatro especies de *Pleurotus* el ácido nucleico predominante es el ácido ribonucleico. El contenido total de ácidos nucleicos se encuentran entre 2.46 para *P. florida* y 2.91 % en peso seco para *P. sajor-caju*; dichos valores son bajos comparados con *Candida utilis* (10.10 %), y *Aerobacter aerogenes* (12.30 %), por lo que las especies de *Pleurotus* no ocasionan problemas respecto al contenido de ácidos nucleicos en el consumo humano (Bano y Rajarathnam, 1988).

i. Acidos orgánicos

Los ácidos orgánicos son ácidos mono-, di- y tricarbónicos cuyas propiedades se deben a la presencia de sus grupos carboxilos (COOH), que pueden ceder un hidrógeno. Los ácidos orgánicos son de gran importancia en el metabolismo de los productos durante la poscosecha, ya que algunos de ellos son componentes esenciales en el proceso de respiración y en la fotosíntesis. Adicionalmente los ácidos orgánicos imparten una porción significativa en el sabor y aroma en los productos alimenticios (Kays, 1991). Se ha determinado que los ácidos fórmico y acético son los principales ácidos orgánicos que se encuentran en *P. ostreatus* (Kajuno y col., 1987).

Cuadro 4. Composición de aminoácidos de *Pleurotus ostreatus* (g / 100 g de proteína).

Aminoácido	Composición
Arginina	3.8
Histidina	1.2
Lisina	3.3
Triptofano	1.0
Aromáticos (fenilalanina, tirosina)	3.0
Azufrados (metionina, cisteina)	1.5
Treonina	3.2
Leucina	4.8
Isoleucina	3.1
Acido aspártico	6.3
Acido glutámico	12.6
Alanina	4.5
Serina	3.4
Valina	3.9

Adaptado de:
Samajpati (1978)

j. Constituyentes del sabor

El sabor representa un factor muy importante que induce al consumo diseminado de los hongos. Dijkstra (1976) informó que en los cuerpos fructíferos frescos de *P. ostreatus* el contenido de 1-octen-3-ol fue de aproximadamente 7 veces mayor que en *A. bisporus*. Dijkstra y Wiken (1976) determinaron que algunos de los componentes del sabor para cuerpos fructíferos frescos de *P. ostreatus* son: 1-octen-3-ol (17.0 µg/L), 5'-Guanidina monofosfato (100 mg/L), y ácido L-glutámico (0.29 g/L). Beltran-García y col. (1997) compararon varios métodos para aislar los componentes volátiles de *Pleurotus ostreatus*. Los compuestos extraídos con CCl₄ fueron 3-octanona, 3-octanol, 1-octen-3-ol, benzaldehído, 1-octanol y ácido benzoico. La mezcla de los compuestos extraídos mostró una fuerte actividad antibacteriana sobre algunas cepas bacterianas. Lizárraga-Guerra y col. (1997) aplicaron los análisis de extracción de aromas por dilución y olfactometría por cromatografía de gases para identificar los principales componentes volátiles de austern pilzen (*Pleurotus* sp.). Determinaron que los principales componentes volátiles de austern pilzen fueron: 3-hidroxi-4,5-dimetil-2(5H)-furanona (sotolon) y otro compuesto de estructura desconocida, además del 1-octen-3-ol, 3-octanol, metional y 2-acetil-2-pirrolina en cantidades menores.

2. Fisiología poscosecha

El *Pleurotus* como cualquier otro hongo comestible es un alimento bastante apetecible por sus características de textura y sabor. Después de la cosecha, los cuerpos fructíferos se mantienen aceptables hasta por 12 h a 23 °C aproximadamente. El elevado contenido de humedad (≈ 90 %) de los cuerpos fructíferos los predispone a una deshidratación constante a temperatura ambiente. Rajarathnam y col. (1983) determinaron que los cuerpos fructíferos de *P. flabellatus* pierden cerca del 32 % de agua durante las primeras 24 h a 25 °C. Para los cuerpos fructíferos de *P. ostreatus* almacenados a 18 °C ocurre una disminución progresiva de carbohidratos solubles después de cuatro días de almacenamiento (Hammond, 1980). Oddson y Jelen (1981) demostraron mediante determinaciones colorimétricas

que la actividad de la polifenoloxidasas y la concentración de los substratos son sustancialmente más bajos en *P. florida* que en *A. bisporus*. Para incrementar la vida de anaquel de hongos frescos es necesario: prevenir la pérdida de humedad, disminuir la tasa de respiración, prevenir la exposición al oxígeno atmosférico y establecer procedimientos para evitar el oscurecimiento enzimático.

3. Producción de *Pleurotus*

El proceso del cultivo se inicia con la obtención del inóculo, que es la masa de micelio desarrollada sobre un medio apropiado en una caja Petri o un tubo de ensayo. El inóculo se puede obtener de una casa comercial o de algún laboratorio especializado. También se puede obtener directamente de un hongo fresco seleccionado, el cual deberá estar taxonómicamente bien identificado. La obtención del inóculo a partir del hongo fresco se puede hacer a partir de las esporas del cuerpo fructífero de dicha fructificación (Ocaña y col., 1996).

a. Preparación de inóculos

El inóculo o también llamado comercialmente "semilla" es el desarrollo masivo del micelio del hongo sobre un substrato determinado; como lo pueden ser granos o semillas de gramíneas (trigo, arroz, sorgo, maíz, etc.). La preparación del inóculo comprende los siguientes pasos:

Preparación del inóculo primario

El grano elegido como substrato intermedio se limpia, se rehidrata en agua limpia a temperatura ambiente durante 12 h, se deja después escurrir para eliminar el exceso de agua, se pesa en porciones de 200 g y se coloca en bolsas de polipapel (Soto-Velazco y col., 1991). Posteriormente se esteriliza a 121 °C durante 30 min, se deja enfriar, para después inocularlo en condiciones de asepsia con micelio proveniente de 1 cm² del hongo que se ha cultivado previamente en caja Petri. Una vez inoculado, cada porción de 200 g debidamente embolsada se incuba de 10 a 15

días a 28 °C en obscuridad. A cada porción (bolsas de 200 g de grano inoculado) se le denomina primario.

Preparación del inóculo secundario

A partir de un inóculo primario, en el que el hongo debió haberse desarrollado satisfactoriamente, se pueden tomar estérilmente de ocho a diez porciones de grano inoculado para ser resembrado en el mismo número de bolsas que contengan el substrato intermedio estéril. Esta misma porción se incubaba a las mismas condiciones que los primarios. Una vez desarrollado el hongo, a estos segundos paquetes de grano inoculado se les denomina secundarios. Esta semilla se puede conservar viable hasta por seis meses a 4 °C.

b. Preparación del substrato

Esta etapa puede comprender: la fermentación (pulpa de café, bagazo de caña), reducción de tamaño (pajas), secado y fracturación o quiebra (cáscara de cacao, olotes de maíz), hidratación, escurrimiento, pasteurización, enfriamiento y el mezclado de los materiales que servirán como soporte para el crecimiento y fructificación del hongo. Para la producción sobre paja de trigo, el material se corta hasta un tamaño de partícula de dos a seis cm de longitud. Una vez que se logra el tamaño indicado, se recomienda colocar el substrato en costales de plástico y mantenerlo en remojo durante 12 h. Stolzer y Grabbe (1991) sugieren remojar con piedra caliza para inhibir el desarrollo de especies de *Trichoderma* y mantener un pH de 7.5 o mayor. Después de escurrir el exceso de agua se pasteuriza a 80 °C durante 40 minutos; este tratamiento se hace con el fin de reducir la cantidad de microorganismos presentes en los desperdicios, o bien para retardar el tiempo de reactivación de los mismos.

c. Inoculación

La inoculación o siembra se realiza agregando y distribuyendo en capas alternas los 200 g de inóculo secundario en cuatro a siete kg de substrato previamente pasteurizado y enfriado. La mezcla substrato-inóculo secundario se coloca en una bolsa de polietileno de baja densidad (40 x 60 cm), la cual una vez llena, se cierra eliminando simultáneamente el aire del interior. Royse y col. (1991), y Royse y Zaki (1991) recomiendan adicionar harina de soya o gluten de maíz durante la inoculación con el fin de incrementar el rendimiento y tamaño de los hongos. Sin embargo, el uso de suplementos puede causar el sobrecalentamiento del substrato (Royse, 1997). La incubación del substrato ya inoculado se realiza en una cámara de crecimiento micelial a 28 °C de 10 a 15 días. Al tercer día de la incubación, se hacen unas 80 perforaciones (lo mejor distribuidas que se puedan) con una aguja o navaja estéril sobre toda la superficie de cada bolsa de polietileno. Esto es para permitir un mejor intercambio gaseoso y un mejor crecimiento del hongo.

d. Fructificación

Después de la incubación, cuando ya ha crecido bien el micelio y ha formado una superficie blanco-algodonosa que cubre totalmente el substrato, se elimina la bolsa de polietileno y la masa substrato-hongo se traslada a un cuarto de fructificación. En el área de fructificación se deben mantener condiciones bien controladas como: humedad del substrato (50 %), humedad relativa del medio ambiente (85-90 %), temperatura (26-28 °C), luz (suficiente para leer) y ventilación (remover de cuatro a seis veces por hora el volumen de la sala). Al segundo día de haber colocado la masa substrato-hongo en el cuarto de fructificación, empiezan a aparecer los primordios, es decir los primeros cuerpos fructíferos. Cuatro días después los primordios se han desarrollado bien y cubren la totalidad de la superficie del substrato y se encuentran en la etapa de madurez comercial, listos para ser cosechados. Para cosechar los cuerpos fructíferos, se debe esperar hasta que alcancen el mayor tamaño posible sin permitir que los bordes comiencen a

ensortijarse hacia arriba. La cosecha se realiza cortando el estípite con un cuchillo, justo en la base del tallo en unión con el substrato.

C. Métodos de conservación de hongos comestibles

Para evitar el rápido deterioro de los hongos comestibles existen algunas alternativas para su conservación, sin embargo son de especial interés los hongos tropicales y subtropicales ya que son más susceptibles al deterioro y pérdida de calidad. Por ejemplo, el almacenamiento en frío produce en los hongos marchitamiento. Dependiendo de la especie, la vida de anaquel de los hongos puede variar de un día a dos semanas (Cho y col., 1989).

Los hongos tienen un alto contenido de humedad, la cual se pierde rápidamente por evaporación o respiración (Cho y col., 1989). La humedad perdida depende de: la estructura y condición de los hongos, de la humedad relativa y temperatura del medio ambiente, del movimiento del aire y de la presión atmosférica.

Los cuerpos fructíferos de *Pleurotus* se pueden mantener aceptables únicamente por 12 horas a 21 ó 25 °C, después de este periodo la calidad se deteriora severamente a la vista del consumidor. Como con cualquier otro tipo de hongo, los principales problemas encontrados en prolongar la vida de anaquel de los cuerpos fructíferos de *Pleurotus* frescos son: la elevada velocidad de respiración, la elevada velocidad de desecación y el obscurecimiento con el elevado contenido de humedad. Los principales métodos utilizados en la conservación de hongos comestibles se mencionan a continuación.

1. Congelación

La congelación reduce la actividad enzimática y el desarrollo de los microorganismos. El proceso de congelación en si no destruye las sustancias nutritivas, las pérdidas de estos nutrimentos pueden ocurrir durante las operaciones del proceso, anteriores y posteriores a la congelación.

La congelación provoca la transformación del agua contenida en las frutas y hortalizas, en cristales de hielo. Es preciso que los cristales sean pequeños para

reducir el daño celular y las pérdidas de líquido celular durante la descongelación. La máxima cristalización se presenta entre -5 y -7 °C. Cuanto más rápido el producto alcance estas temperaturas, tanto más pequeños serán los cristales. Para congelar rápidamente frutas y hortalizas se utilizan los siguientes sistemas de congelación: aire forzado y contacto directo o indirecto con el congelante.

La inmersión directa de un alimento en un líquido refrigerante ofrece el método más rápido para su congelación. Para el caso de *Agaricus bisporus*, el proceso es simple, se congela con un chorro de nitrógeno líquido dentro de una cámara en una forma rápida, el contacto entre ellos y el refrigerante es mínimo. Después de la congelación se almacenan a una temperatura de -20 °C. Este método de conservación no es muy usual en nuestro país. Sin embargo, es una alternativa para su comercialización como la que se realiza en otros países.

Se han efectuado pruebas congelando cuerpos fructíferos de *Pleurotus sapidus* previamente escaldados. Después de un año de almacenamiento, los hongos presentaron excelente calidad; el color y la textura no sufrieron cambios muy marcados en comparación con los hongos frescos. Aún después de seis años, los hongos presentaron buenas características, la textura se mantuvo excelente al tacto, a pesar de que absorbieron olores indeseables en la cámara de congelación (Cho y col., 1989).

Gormley y O'Riordain (1976) congelaron cuerpos fructíferos de *Pleurotus ostreatus* los cuales se sometieron a varios tratamientos de pre congelación y se almacenaron por tres meses a -30 °C. El escaldado fue necesario ya que se detectó un mal olor al final del periodo de almacenamiento en las muestras que no se escaldaron. Los resultados obtenidos se presentan en el Cuadro 5.

La congelación no ha sido un método popular para conservar hongos. Se ha demostrado que no es un buen método para conservar *Agaricus bisporus*, debido a que después del escaldado los hongos tienden a oscurecerse. A pesar de que los trabajos ya mencionados no son muy alentadores, la experiencia limitada sobre la congelación de *Pleurotus* parece indicar que existe un gran potencial para desarrollar una investigación detallada después de que el almacenamiento por congelación ha sido totalmente rechazado como un método efectivo para su conservación.

Cuadro 5. Efecto del escaldado sobre la calidad de cuerpos fructíferos de *Pleurotus ostreatus* congelados a - 30 °C.

Parámetro	Congelados frescos		Congelados almacenados (4 meses)	
	Escaldados	Sin escaldar	Escaldados	Sin escaldar
Sabor ^a	5.7	7.2	7.0	1.5
Color ^b	38.5	54.4	34.9	44.2
Pérdida por Goteo ^c	n.d.	n.d.	35.0	27.0

n.d. = no determinado

^a 1 = muy pobre, 9 = muy bueno

^b Valor L después de descongelar

^c % en peso de pérdida por goteo

Adaptado de:

Gormley y O'Riordain (1976)

2. Refrigeración

La refrigeración es el método de conservación más generalizado para la conservación de alimentos. La conservación de los hongos en cámaras de refrigeración es un buen método que permite mantenerlos frescos durante un mayor tiempo después de su cosecha. El objetivo de la refrigeración es disminuir los cambios metabólicos dependientes de la temperatura asociados con el crecimiento y desarrollo de los hongos. Es importante disponer de un local bien diseñado para que la aereación, la temperatura y la humedad relativa se mantengan uniformes dentro de los límites convenientes. Las temperaturas de almacenamiento óptimas recomendadas para hongos, varían en un intervalo de 0 a 2 °C. Las etapas de desarrollo de los hongos se muestran en la Figura 2. Los botones (etapa 2) se pueden almacenar de dos a tres días a 2 °C. Si se mantienen bajo estas condiciones, ellos se encontrarán en una etapa adecuada para su comercialización.

Los procesos degenerativos continúan durante el almacenamiento, posiblemente como un resultado de la activación de las enzimas (Yamaguchi y col., 1970; Goodenough, 1978) y el crecimiento de microorganismos, lo que conduce a un incremento en el deterioro después de remover los hongos de su almacenamiento a la temperatura del medio ambiente.

El enfriamiento durante la etapa inicial es mucho más bajo que durante el almacenamiento. Varios son los procesos desarrollados, siendo el más simple, el de colocar los hongos en charolas hasta 2/3 de su capacidad de tal manera que exista suficiente circulación de aire alrededor de los mismos. A una temperatura de 0 °C y humedad relativa de 85 a 90 %, los hongos pierden del 1 al 2 % de su peso por día, conservando su calidad durante aproximadamente 2 semanas (Martínez-Carrera y col., 1989).

Se ha recomendado que los hongos cosechados un día antes de llegar a su madurez biológica se mantengan por aproximadamente una semana en bolsas de polietileno a 4 °C y con una humedad relativa alta. La vida de anaquel en refrigeración depende de la madurez de los hongos en el momento de su cosecha (Martínez-Carrera y col., 1989).

También la vida de anaquel de los hongos frescos se puede prolongar al colocarlos en un intervalo de temperaturas de 1 a 4 °C. Sin embargo, el almacenamiento bajo refrigeración no siempre es efectivo, particularmente con algunos hongos tropicales o subtropicales los cuales pueden sufrir daños.

La conservación de hongos a bajas temperaturas resulta un método efectivo debido a que se retarda el crecimiento de los microorganismos, se reduce la velocidad de las actividades metabólicas poscosecha, y se minimiza la pérdida de humedad.

Los hongos en etapa de botón se pueden almacenar más efectivamente que en cualquier otra etapa. Sin embargo, a temperaturas por debajo de 10 °C los hongos se maduran más rápidamente, independientemente del tipo de empaque y de la etapa de desarrollo debido al daño por enfriamiento (Quimio y col., 1990).

Gormley y McCanna (1967) definen un espectro de calidad para *A. bisporus* en el que el grado de desarrollo (elongación del estípite y la abertura del píleo), los cambios en el color, y la textura se consideraron como los factores más importantes en la aceptación por parte del consumidor. Puesto que los cuerpos fructíferos de *Pleurotus* difieren morfológicamente del *Agaricus*, no puede aplicarse el mismo espectro de calidad. En el caso de *P. flabellatus*, el grado de blancura, la textura y la naturaleza de los bordes del cuerpo fructífero se han considerado como las principales características que definen la calidad del espectro.

La información disponible sobre la vida de anaquel de *Pleurotus* fresco es escasa, por lo que, es necesario realizar estudios sobre la extensión de su vida de anaquel a temperatura ambiente. Esto será posible al aplicar métodos que disminuyan su velocidad de respiración y su pérdida de agua sin que se alteren sus características de aceptación. La introducción del cultivo de *Pleurotus* como una tecnología rural, necesariamente involucra el transporte del producto fresco del medio rural al urbano (Bano y col., 1979).

3. Secado

El secado es otro método para conservar hongos comestibles, es una operación que provoca la eliminación total o parcial del agua en un producto húmedo

por evaporación (Bimbenet, 1978). Independientemente del tipo de alimento, el secado debe ser cuidadoso de tal manera que se produzca un mínimo de cambios en sus propiedades, como son: color, sabor, aroma y características nutritivas. La humedad final del producto debe ser del 1 al 5 % según el producto (Potter, 1990).

El secado es un procedimiento simple, económico y relativamente seguro para conservar los hongos por varios meses después de la cosecha, sin alterar su sabor y olor. Sin embargo, debe de efectuarse en forma eficaz y continua, para evitar la fermentación que afectará el sabor, olor y color del producto.

El proceso de secado incluye diversos pretratamientos de los cuerpos frutíferos para evitar el oscurecimiento y mejorar la posterior rehidratación, diferentes métodos de secado y el almacenamiento del producto deshidratado seguido por una evaluación sensorial.

Para evitar el oscurecimiento, usualmente se han aplicado los tratamientos de SO₂ en solución (e. g. metabisulfito de sodio + ácido cítrico), y el escaldado en vapor o en agua. Los materiales que no se escaldan y que no se someten a tratamientos con SO₂ no permanecen en buen estado por mucho tiempo, reflejándose en el oscurecimiento debido a las reacciones enzimáticas naturales. Se ha encontrado que el escaldado con agua es muy efectivo en la prevención del oscurecimiento, pero existe pérdida de peso y el sabor se pierde drásticamente, por lo que, es preferible el escaldado con vapor (un minuto).

En general un alimento deshidratado aceptable debe competir en precio con otros tipos de alimentos conservados, tener un sabor, olor y apariencia comparable con el producto fresco o con productos procesados por otros medios, reconstituirse fácilmente, retener los componentes nutritivos y tener buena estabilidad en el almacenamiento (Desrosier, 1986).

El secado de hongos comestibles se ha llevado a cabo por varios métodos. A pesar de que el secado solar es el más económico, se requiere que el material se exponga bastante tiempo a los rayos solares hasta alcanzar un mínimo de contenido de humedad, la apariencia del producto final no es muy buena. El secado con aire caliente es el método más comúnmente usado para alimentos. Los materiales son colocados en bandejas y el aire caliente circula en el secador por convección forzada (Le Loch-Bonazzi y Wolff, 1991).

La liofilización es el método de secado que utiliza materiales congelados y en donde el agua se extrae por sublimación (King, 1971). El producto deshidratado por este método mantiene su forma, apariencia y estructura porosa natural, que propociona una excelente rehidratación.

Komanowsky y col. (1970) investigaron los efectos de las diferentes variables del procesamiento sobre el sabor, color, estabilidad durante el almacenamiento y la población bacteriana de champiñones (*Agaricus bisporus*) secados con aire caliente. Los mejores resultados se obtuvieron cuando los champiñones se lavaron y se sumergieron en una solución acuosa de cloro y sulfito de sodio para inhibir el oscurecimiento y se secaron en dos etapas (Van Arsdel, 1973). En la primera etapa utilizaron una temperatura de 40 °C, mientras que en la segunda fue de 78 °C.

Se ha estudiado el efecto del escaldado con vapor sobre la cinética de secado y los parámetros de calidad de champiñones secados por corriente de aire (80 °C, 6 m/s) y por liofilización (60 °C, 13.5 Pa). Se determinó que el escaldado tiene un efecto desfavorable sobre la cinética de secado por corriente de aire y liofilización ya que en ambos casos, disminuyen los coeficientes de difusión del agua y por consiguiente la velocidad de secado. Para el caso de champiñones deshidratados por liofilización, el escaldado tuvo un efecto favorable ya que proporcionó un producto con mejor rehidratación y aceptación sensorial (Bartholomai, 1974a).

Bartholomai (1974b) demostró que es posible obtener champiñones deshidratados de calidad aceptable mediante un proceso combinado de secado por liofilización y un secado por corriente de aire caliente respectivamente. Al emplear este proceso se redujo el tiempo de secado en un 28 % con respecto al que se utiliza en la liofilización.

Tanaka y col. (1976) estudiaron los efectos de varios métodos de procesamiento sobre la calidad y composición del shiitake (*Lentinus edodes*). Entre los métodos propuestos estuvieron el secado con aire caliente y la liofilización. La composición de la muestra deshidratada con aire caliente presentó una gran diferencia con respecto a la muestra fresca. La muestra liofilizada fue similar a la muestra fresca en la composición de volátiles, aminoácidos y textura.

Se ha investigado la calidad de *Pleurotus ostreatus* de las variedades *gris* y *florida*, cuando se deshidrataron en un secador de túnel de aire forzado en dos

intervalos de temperaturas (35 a 50 °C) y (51 a 65 °C). Se emplearon tiempos de secado de tres, cuatro, cinco y quince horas, y se determinó que los hongos se deben deshidratar hasta un peso de aproximadamente 7 g a partir de 100 g de material fresco. La rehidratación en agua a 100 °C fue más rápida que a 20 ó 60 °C y se obtuvo un producto con un buen color (Gormley y O`Riordain, 1976).

Pruthi y col. (1984) estandarizaron las condiciones para deshidratar *Volvariella volvacea*. El tiempo óptimo de escaldado en agua en su punto de ebullición fue de tres a cuatro minutos, y el escaldado en vapor de cuatro a cinco minutos. Recomiendan deshidratar en tres etapas: la primera con una temperatura inicial de 70 °C durante 2 h, la segunda a 65 °C por 2 h y la última de 55 a 60 °C hasta el final de la operación.

Oddson y Jelen (1981) deshidrataron los cuerpos fructíferos de *Pleurotus florida* escaldados y sin escaldar en un secador solar con un tiempo de secado de 6 a 8 h. La temperatura del aire se mantuvo de 20 a 25 °C y una humedad relativa del aire de 20 a 50 %. Por otro lado, en cuerpos fructíferos sin escaldar utilizaron un gabinete de secado (65 °C, 3 h) y un liofilizador (24 h). Los hongos escaldados fueron muy oscuros y mantuvieron una apariencia semitranslúcida. La remoción de la humedad fue mucho más difícil debido al efecto de compactación del escaldado, y las características de rehidratación fueron pobres, mientras que los hongos liofilizados conservaron su blancura.

Se ha estudiado el efecto del pretratamiento (escaldado y tratamiento químico) en la deshidratación de rebanadas de champiñones utilizando un secador solar y un secador con aire caliente. El tratamiento químico con ácido cítrico y bisulfito de sodio proporcionó un buen producto con color, vida de anaquel y propiedades organolépticas satisfactorias. Las velocidades de rehidratación de las muestras deshidratadas con el secador solar, fueron bajas comparadas con las de las deshidratadas con el secador de aire caliente (Mudahar y Bains, 1982).

Hussain y col. (1994) investigaron los efectos del secado sobre las propiedades de *Pleurotus* almacenados. Los contenidos de proteína de los hongos escaldados y sin escaldar después de un mes de almacenamiento fueron de 10.1 y 12.63 g/100g respectivamente, comparado con 18.46 g/100g de los hongos frescos; no existió crecimiento de coliformes en los hongos escaldados.

En contraste con la composición proximal, la apariencia de los hongos liofilizados (25, 30 y 50 °C; 18 h) y secados con aire (50 a 60 °C, 6 h) mostraron una variación considerable, tal y como se muestra en los Cuadros 6 y 7. Los hongos deshidratados con aire caliente fueron inferiores en cuanto a capacidad de rehidratación que los hongos liofilizados. La evaluación organoléptica de los hongos liofilizados fue superior en sabor, apariencia y aroma (Shah y col., 1984).

Li-Shing-Tat y Jelen (1987) estudiaron el efecto del método de secado sobre la microestructura y propiedades de rehidratación de *Pleurotus sajor-caju*. Los hongos fueron deshidratados a 55 °C por medio de aire caliente, liofilización y secado a vacío. La apariencia, el tiempo y la capacidad de rehidratación fueron similares para los hongos liofilizados y secados al vacío, mientras que los hongos secados con aire caliente se encogieron y obscurecieron; su tiempo y capacidad de rehidratación fueron bajos (Cuadro 8). La evaluación sensorial indicó una mejor retención del sabor del producto deshidratado a vacío y por liofilización, comparado con el material secado con aire caliente. Al eliminar la etapa de congelación se deben evitar las características indeseables asociadas con ella y también se deberán reducir los costos del procesamiento para obtener hongos deshidratados de calidad (Li-Shing-Tat y Jelen, 1987; Le Loch-Bonazzi y Wolff, 1991).

Hyung-Hee y col. (1989) deshidrataron *Lentinus edodes* (shiitake) utilizando aire caliente (45 a 70 °C, 1.2 m/s), infrarrojo lejano (55 y 70 °C) y liofilización (-18, 4 y 27 °C; 3 Pa). En el secado con aire caliente y variando la temperatura en un intervalo de 45 a 70 °C, se incrementó la retención del volumen y disminuyó la capacidad de rehidratación conforme la temperatura fue mayor. Para el secado con infrarrojo lejano la retención de volumen fue más bajo pero la capacidad de rehidratación fue mayor comparada con el material deshidratado con aire caliente a la misma temperatura. En la liofilización la capacidad de rehidratación fue mayor cuando los hongos se congelaron a -18 °C.

Yapar y col. (1990) determinaron el comportamiento de secado de champiñones (*Agaricus bisporus*) bajo diferentes condiciones. El color de los hongos deshidratados se utilizó como un criterio para la evaluación y determinación de las condiciones óptimas de este proceso. La claridad en el color se obtiene al limitar la

Cuadro 6. Composición proximal (% b.s.) de *Pleurotus sapidus* en fresco y deshidratados con aire caliente y por liofilización.

Componente	Fresco	Deshidratación con aire caliente	Liofilización
Proteína cruda (Nx6.25)	25.2	25.0	25.1
Grasa	1.6	1.4	1.6
Cenizas	11.8	11.4	11.9
Fibra cruda	12.4	13.1	13.4
Celulosa	5.3	4.9	5.4

Adaptado de:
Shah y col. (1984)

Cuadro 7. Apariencia física de *Pleurotus sapidus* frescos, deshidratados con aire caliente y por liofilización.

Característica física	Fresco	Deshidratación con aire caliente	Liofilización
Forma	Semejante a una ostra	Semejante a una ostra, bordes completamente arrugados, y forma distorsionada	Semejante a una ostra
Color	Crema	Café claro con los bordes ligeramente café oscuro	Crema
Sabor	Sabor típico del hongo	Sabor típico del hongo, ligeramente encubierto por el sabor a quemado	Sabor típico del hongo
Fragilidad	Fácilmente quebradizo	Difícilmente se quiebra	Quebradizo, al quebrar se obtiene un polvo

Adaptado de:
Shah y col. (1984)

Cuadro 8. Contenido de humedad y características de rehidratación de cuerpos fructíferos de *Pleurotus sajor-caju* deshidratados.

Método de secado	Contenido de humedad (%)	Tiempo de rehidratación (min)	Capacidad de rehidratación (g H₂O/g hongos)
Aire caliente	7.4	45	6.39
Liofilización	7.6	1.5	7.21
Vacío	7.6	2	7.16

Adaptado de:
Li-Shing-Tat y Jelen (1987)

actividad de la polifenoloxidasas y al minimizar las reacciones de caramelización. Al incrementar la temperatura, se incrementó el coeficiente de difusión del agua minimizando el encogimiento del material y mejorando las características de rehidratación. Se recomienda una temperatura del aire entre 60 y 70 °C y la carga del material se debe ajustar de acuerdo al flujo volumétrico del aire, de manera que la temperatura de la superficie de los hongos sea aproximadamente igual a la temperatura de bulbo húmedo del aire.

Al deshidratar *Agaricus bisporus* utilizando aire caliente, y la combinación de aire caliente y microondas, se determinó que el método combinado redujo el tiempo de secado, obteniéndose un producto deshidratado que mostró una mejor difusividad al vapor de agua, mejores propiedades de rehidratación y una buena retención del sabor (Riva y col., 1991).

Di Cesare y col. (1992) emplearon un método combinado de secado, utilizando microondas y aire caliente para estudiar la retención de los compuestos aromáticos durante el secado de champiñones. El método combinado permitió reducir el proceso, ocasionando un daño térmico limitado, facilitando la difusión del agua e incrementando la retención del aroma.

Le Loch-Bonazzi y col. (1992) estudiaron y compararon la calidad de champiñones secados por varios métodos, entre los cuales consideraron el secado con aire caliente utilizando temperaturas de 40 y 60 °C, y una velocidad del aire de 0.1 m/s. A 40 °C el tiempo de secado fue 21.5 h alcanzando el producto una humedad de 40 g/kg, y una capacidad de rehidratación de 0.21 kg de agua ganada/kg de agua eliminada; mientras que a 60 °C el tiempo de secado fue de 16.5 h alcanzando el producto una humedad de 30 g/kg y una capacidad de rehidratación de 0.20 kg de agua ganada/kg de agua eliminada. En el Cuadro 9 se muestran los tiempos de secado, el contenido de humedad, las densidades y las capacidades de rehidratación de los hongos deshidratados.

Kompany y Rene (1993) investigaron el efecto de las condiciones de la liofilización sobre la cinética de la pérdida de los principales componentes del sabor en champiñones. Determinaron que el 1-octen-3-ol es el componente del sabor más importante en los champiñones y que la máxima retención para todos los componentes se obtuvo a una presión de 100 Pa y 60 °C.

Cuadro 9. Características de *Agaricus bisporus* deshidratado por diferentes métodos de secado.

Método de secado	Tiempo (h)	Humedad del producto (g/kg)	Densidad del producto (kg/m ³)	Capacidad de rehidratación (kg H ₂ O/kg s.s.)
Hongo fresco	–	910	0.83	–
Hongo congelado	–	880	0.98	–
Secado con aire caliente	21.5 (40 °C)	40	n.d.	0.21
	16.5 (60 °C)	30	0.39	0.20
Secado a vacío	24	50	n.d.	0.15
Lecho fluidizado	16.5	140	0.48	a*
Liofilización	16.5 (aire)	100	0.38	a*
	16.0 (N ₂)	120	0.41	a*
Liofilización a vacío	24	30	0.41	0.47

n.d. = no determinado

a* no medible

Adaptado de:

Le Loch-Bonazzi y col. (1992)

El costo elevado de los productos liofilizados se debe parcialmente a la baja cinética de secado. Se han identificado las condiciones del proceso que proporcionan el nivel más elevado de 1-octen-3-ol en un corto tiempo de secado (5 Pa, 60 °C y 16 h), y la aplicación exitosa de estas condiciones requerirá un conocimiento preliminar de la cinética de secado (Kompany y Rene, 1995).

Suguna y col. (1995) estudiaron las características de secado de cuerpos fructíferos de *Pleurotus citrinipileatus* cuando se deshidrataron por tres métodos de secado (solar, túnel y lecho fluidizado). Los criterios que utilizaron para evaluar la calidad de los hongos deshidratados fueron el color y la capacidad de rehidratación. Determinaron que la calidad de los hongos deshidratados depende significativamente del tipo de secador utilizado. El secador de lecho fluidizado (50 °C, 35 m³/min) proporcionó el producto de mejor calidad comparado con los obtenidos en el secador solar y en el de túnel.

Gothandapani y col. (1997) con el fin de incrementar la vida poscosecha de los cuerpos fructíferos de *Pleurotus* propusieron deshidratarlos mediante secadores solar, de túnel y de lecho fluidizado. Los cuerpos fructíferos se trataron con metabisulfito de potasio (KMS) y se escaldaron. Los hongos deshidratados en el secador de lecho fluidizado y tratados con KMS al 0.5 % fueron los de mejor calidad. El tratamiento con KMS mejoró el color de los cuerpos fructíferos deshidratados pero disminuyó su calidad nutricional.

4. Enlatado

El enlatado se divide en seis operaciones básicas: limpieza, escaldado, enlatado, esterilización, enfriamiento, etiquetado y empaque. Los hongos enlatados se clasifican en cuatro categorías: enteros, botones, rebanados y tallos. Se han efectuado avances considerables para mejorar la economía y la calidad en el enlatado de *Agaricus bisporus*.

Si los hongos no se enlatan inmediatamente, se deben refrigerar hasta que inicie su procesamiento. Se ha demostrado que al almacenar y remojar los hongos antes de enlatarlos su rendimiento se incrementa significativamente. Butz y Poorbaugh (1972) reportaron que la pérdida de peso de los hongos debido al

encogimiento fue del 5 % aproximadamente y que la pérdida del contenido de sólidos después del enlatado fue de 20 %. Esto se minimizó al remojar los hongos por 30 min a 16 °C. De la misma manera demostraron que el remojo a vacío incrementa el rendimiento, mejora el color y el sabor, especialmente cuando se adiciona SO₂ en la solución.

Eby y col. (1977) demostraron que el rendimiento de los hongos enlatados se incrementó en un 19 % después de 72 h de almacenamiento a 12 °C y 95 % de humedad relativa. Dang y col. (1979) reportaron que el almacenamiento a 15 °C proporcionó el rendimiento más alto. El escaldado se ha utilizado para el control de la actividad enzimática, pero una deficiencia o un exceso puede causar una baja calidad en color y textura de los hongos. También puede existir un efecto sobre la pérdida de aminoácidos libres, azúcares reductores totales, glucógeno y mucopolisacáridos. La temperatura mínima disponible para retener la consistencia del color y la firmeza fue de 94 °C durante dos a tres minutos.

Después del escaldado, los hongos son colocados en latas que contienen 2.5 % de cloruro de sodio y 0.25 a 0.5 % de ácido cítrico. Las latas son entonces selladas y esterilizadas. Los métodos de esterilización varían de acuerdo al tipo de equipo considerado. El método más utilizado es el proceso "batch" o por lotes, en el que las latas se colocan en una autoclave y se esterilizan por una hora a 120 ó 130 °C (Quimio y col., 1990).

Pleurotus es uno de los géneros que no se recomiendan enlatarse en salmuera debido a que los píleos son delgados y cuando se cocinan en la salmuera pierden su textura y su apariencia se torna desagradable (Kurtzman y Zadrazil, 1989). Las latas son esterilizadas de acuerdo a un proceso continuo, en el que se hacen pasar sobre quemadores de gas (3 a 8 min) y un proceso por lotes en el cual las latas son colocadas en un autoclave.

5. Atmósferas controladas y modificadas

Las atmósferas controladas (AC) o atmósferas modificadas (AM) significan la remoción o adición de gases proporcionando una composición atmosférica alrededor del producto, diferente a la del aire (78.08 % N₂, 20.95 % O₂, 0.03 % CO₂).

Usualmente esto involucra la reducción de la concentración de oxígeno o bien el incremento en la concentración de dióxido de carbono. El uso de atmósferas controladas se debe de considerar como un suplemento al adecuado manejo de la temperatura y humedad relativa. El beneficio o daño potencial al utilizar atmósferas controladas depende del producto, variedad fisiológica, composición atmosférica, temperatura y duración del tiempo de almacenamiento (Kader, 1992b; Wills y col., 1998).

El empaque en atmósferas modificadas (EAM) ha sido investigado por muchos años y su utilización ha empezado a ser una práctica común en la conservación de frutas y hortalizas (Mannheim, 1986). Las películas de polietileno de baja densidad (PEBD) son utilizadas frecuentemente en el empaque de frutas y hortalizas frescas. La permeabilidad a los gases y al vapor de agua depende del tipo y espesor de la película (Thompson, 1998). Adicionalmente, otras películas poliméricas y las membranas de silicón utilizadas en esta tecnología han prolongado exitosamente su vida de anaquel (Henig y Gilbert, 1975). Estas películas limitan la deshidratación de los productos y modifican las concentraciones de O₂ y CO₂ en el interior del empaque. Al combinar el empaque en atmósferas modificadas con el almacenamiento a temperaturas de refrigeración existe un enorme potencial para incrementar la vida poscosecha de muchas frutas y vegetales (Rizvi, 1981; Zagory y Kader, 1988; Kader y col., 1989). Las bajas concentraciones de oxígeno y las concentraciones elevadas de dióxido de carbono, reducen la velocidad de respiración y con esto se retarda la maduración (Zagory y Kader, 1988; Kader y col., 1989; Lopez-Briones y col., 1993). Algunos productores han optado por el uso de cloruro de calcio en solución para prolongar la vida de anaquel del champiñón (Roy y col., 1993).

Se ha demostrado experimentalmente que el EAM para hongos comestibles ha sido exitoso para retardar la maduración y mantener la calidad después de la cosecha. Para que el EAM sea comercialmente viable, se deben considerar las concentraciones óptimas y efectivas de los gases (dióxido de carbono y oxígeno), su interacción con la refrigeración, la presencia o ausencia de agua libre en los empaques, la posibilidad de anaerobiosis, y la relación costo-eficiencia al incrementar la vida de anaquel (Burton, 1991).

La vida de anaquel de los champiñones frescos (*Agaricus bisporus*) usualmente está limitada de uno a tres días a temperatura ambiente (22 °C). El almacenamiento en atmósferas controladas es costoso y no es práctico para el almacenamiento a corto plazo con productos que poseen una vida de anaquel corta, como es el caso de los champiñones. El empaque en atmósferas modificadas puede proporcionar un método efectivo y económico para prolongar la vida de anaquel de los champiñones frescos durante su transporte y comercialización.

Gormley y McCanna (1967) demostraron que la vida de anaquel de los champiñones se puede incrementar al recubrirlos con películas de cloruro de polivinilo (PVC). Consideraron que el beneficio se debió a la conservación del agua, pero también indicaron que la atmósfera artificial puede provocar cambios químicos. Sveine y col. (1967) reportaron que el almacenamiento de champiñones en elevadas concentraciones de CO₂ (5%), bajas concentraciones de O₂ (0.1%) y a bajas temperaturas retarda la abertura del píleo. Nichols y Hammond (1973) variaron las concentraciones gaseosas en empaques almacenados a 2 y 18 °C utilizando diferentes películas. A 18 °C, de 10 a 12 % de CO₂ y de 1 a 2 % de O₂, la velocidad de deterioro de los champiñones disminuyó; mientras que a 2 °C se alcanzaron concentraciones de CO₂ y O₂ en equilibrio (4 a 10 % y 11 a 17 % respectivamente) dependiendo de la película utilizada.

Murr y Morris (1975b) informaron que una concentración de O₂ del 0 % retarda la expansión del píleo y el crecimiento del estípite, mientras el 5 % de O₂ promueve la expansión del píleo y el crecimiento del estípite después de siete días a 10 °C. Burton y col. (1987) utilizaron una película microporosa relativamente impermeable para recubrir champiñones. Reportaron que se presentó una reducción progresiva del desarrollo del champiñón con una disminución de O₂ del 14 al 4 % y un incremento de CO₂ del 7 al 20 % después de 72 h. Lopez-Briones y col. (1993) recomiendan que la atmósfera de almacenamiento deberá contener del 2.5 al 5 % de CO₂ y del 5 al 10 % de O₂. Beit-Halachmy y Mannheim (1992) sugieren que el empaque en atmósferas modificadas tiene un efecto benéfico sobre la apariencia y esto puede deberse al efecto microstático ya que el empaque en atmósferas modificadas no afectó la velocidad de respiración.

Los champiñones se han empacado con películas de PVC o en combinación con películas microporosas, en donde la permeabilidad para la relación O_2/CO_2 de dichas películas es aproximadamente la unidad. En estado estable las bajas concentraciones de O_2 (< 10%) estuvieron acompañadas con elevadas concentraciones de CO_2 (> 10%) (Nichols y Hammond, 1973; Burton y col., 1987; Beit-Halachmy y Mannheim, 1992).

La vida de anaquel del *Pleurotus ostreatus* se puede prolongar y a la vez reducir su pérdida de peso, si se colocan en concentraciones elevadas de CO_2 (arriba del 25 %), ya sea en bolsas de polietileno o en cámaras de almacenamiento con hielo seco o CO_2 y si se mantienen a temperaturas de 1 a 5 °C ó de 10 a 20 °C (Juhasz y Dobray, 1977). Roy y col. (1995) estudiaron el efecto de la concentración de O_2 en un intervalo de 2 a 6 % sobre la vida de anaquel de los champiñones frescos utilizando empaques en atmósferas modificadas. Encontraron que la concentración óptima de oxígeno para retardar la abertura del píleo fue del 5 %.

Roy y col. (1996) determinaron el efecto combinado de la atmósfera y la humedad modificadas sobre la calidad y vida de anaquel de *Agaricus bisporus* empacados frescos. Utilizaron sorbitol y cloruro de sodio para modificar la humedad relativa dentro del empaque de los hongos frescos, que se empacaron en atmósferas modificadas a 12 °C. Observaron una disminución continua de la humedad relativa en el interior del empaque cuando se incrementaron las cantidades de los absorbedores. No se encontraron mejoras en la calidad de los hongos cuando se empacaron con los absorbedores; sin embargo, una pequeña cantidad de sorbitol evitó la condensación de humedad sobre los cuerpos fructíferos de *Agaricus bisporus*.

Martínez-Soto y col. (1998) empacaron cuerpos fructíferos de *Pleurotus ostreatus* utilizando películas de polietileno de baja densidad y almacenados a 5 y 10 °C durante nueve días. El empaque y las temperaturas utilizadas permitieron reducir la transpiración y mantener la calidad de los hongos. Un parámetro importante para incrementar la vida de anaquel de los cuerpos fructíferos fue la humedad relativa en el interior del empaque.

6. Irradiación

La irradiación de alimentos es uno de los métodos más ampliamente estudiados para su conservación. Consiste en exponer el alimento a una radiación, que es capaz de remover electrones de los átomos y moléculas. Las partículas cargadas de alta energía, como electrones o fotones de alta energía tales como los rayos-x y los rayos- γ son algunas de las radiaciones ionizantes que se utilizan. La irradiación prolonga la vida de anaquel o mejora la calidad higiénica de muchas frutas y hortalizas, y alimentos procesados al retardar su madurez, inhibir los brotes, y matar insectos y microorganismos (Thakur y Sing, 1994).

Narvaiz (1994) estudió los efectos de la irradiación gama (3 kGy) y el almacenamiento (10 ± 2 °C y 94 ± 6 HR, 17 días) sobre algunos parámetros fisicoquímicos de champiñones. El análisis mostró que la irradiación y el almacenamiento no producen efectos de deterioro en los parámetros medidos (pérdida de peso, acidez, y textura).

La irradiación gama a una dosis de 3 kGy, en combinación con una película de PVC y almacenamiento a 10 ± 2 °C, y 94 ± 6 % de HR, triplicó la vida de anaquel de los hongos. Las muestras presentaron una gran retención del color, se retardó el crecimiento en la abertura del píleo, y se pudo comercializar hasta el día 11 siendo aceptable para su consumo hasta el día 16 (Lescano, 1994).

Beaulieu y col. (1992), investigaron la eficacia de la irradiación gamma utilizando dos velocidades de dosis diferentes (4.5 kGy/h y 32 kGy/h) para prolongar la vida de anaquel y conservar la calidad de hongos frescos almacenados a 15 °C y 90 % de humedad relativa. Ambas dosis de irradiación fueron efectivas al disminuir la cuenta de microorganismos iniciales y durante el almacenamiento. Determinaron que los hongos expuestos a una baja dosis de irradiación (4.5 kGy/h) retuvieron por bastante tiempo sus características de calidad, tales como el color y la reducción del crecimiento del estípite.

Jeng-Leun y Shyh-Jenq (1997) evaluaron los componentes del sabor en hongos (*Agaricus bisporus*) frescos. Se utilizaron radiaciones γ con dosis de uno, dos y cinco kGy. La cantidad de volátiles totales fue afectada en gran medida por la dosis aplicada. Los compuestos de ocho carbonos disminuyeron conforme se incrementó

la dosis. Para el caso del 1-octen-3-ol en hongos sin tratamiento, la concentración disminuyó de 30.34 $\mu\text{g/g}$ a 14.18 (1kGy), 6.22 (2 kGy) y 2.92 $\mu\text{g/g}$ (5 kGy). Concluyendo que se pierde gran cantidad de compuestos de ocho carbonos cuando los hongos son tratados con radiaciones gama.

Se estudió el efecto de rayos gama (0.5, 1, y 2 kGy) y el secado posterior sobre los componentes volátiles del shiitake (*Lentinus edodes*). Se encontró que la irradiación con dosis de 1 ó 2 kGy en shiitake fresco no incrementó el contenido de volátiles después del secado (Ming-Sheng y col., 1998).

III. JUSTIFICACION

Desde hace mucho tiempo los hongos comestibles han formado parte de la dieta humana en muchas culturas, han sido bastante apreciados por sus atributos sensoriales, nutricionales y medicinales. A pesar de que se conocen aproximadamente 2000 especies de hongos comestibles, solo unos cuantos se cultivan comercialmente. Los hongos frescos son altamente perecederos, y su vida de anaquel usualmente está limitada de uno a tres días a 20 °C. En México durante los últimos años ha existido un gran interés en el cultivo de hongos comestibles a nivel industrial y semindustrial, particularmente en la producción de setas (*Pleurotus* spp.). A nivel mundial se ha observado un notable incremento del cultivo de especies *Pleurotus*, debido muy probablemente a su elevado valor nutritivo y sus características sensoriales, olor y sabor agradables; a su facilidad de cultivo, y a que por ser un hongo de pudrición blanca o lignolítica (degrada preferentemente la lignina) el substrato (pajas de diversos cereales y otros desperdicios agrícolas) no necesita de tratamientos previos de degradación o compostaje, como es el caso de los géneros *Agaricus* y *Volvariella*, también conocidos como hongos de producción oscura, ya que no son capaces de degradar la lignina. A pesar de que se dispone de un gran número de investigaciones para prolongar la vida de anaquel de los cuerpos fructíferos de *Agaricus*, existe muy poco trabajo desarrollado sobre la vida de anaquel de las especies *Pleurotus*. Los cuerpos fructíferos frescos de *Pleurotus* pueden permanecer aceptables aproximadamente de 12 a 21 h a 25 °C, después de este período la calidad se deteriora. Los principales problemas encontrados para incrementar la vida de anaquel de *Pleurotus* frescos son: la elevada tasa de respiración, la facilidad con que pierden humedad y el obscurecimiento. En la mayoría de los casos, estos hongos se venden en fresco, lo que representa un grave problema para su comercialización ya que en general el productor no dispone de un método óptimo para su conservación. En este trabajo se propuso realizar una investigación sobre la viabilidad de incrementar la vida de anaquel de las setas (*Pleurotus ostreatus*) mediante la aplicación del empaque en atmósferas modificadas pasivas con refrigeración y diferentes procedimientos de deshidratación.

IV. HIPOTESIS

- A. El uso de atmósferas modificadas utilizando una película plástica de polietileno de baja densidad y temperaturas de refrigeración incrementan la vida de anaquel de las setas (*Pleurotus ostreatus*).

- B. Las características de color, capacidad de rehidratación, sabor, aroma y sorción de las setas deshidratadas en un secador de túnel, un secador a vacío y por liofilización son diferentes.

- C. Los pretratamientos (escaldado, ácido cítrico al 0.1 y 0.5 %, y metabisulfito de sodio al 0.1 y 0.5 %) afectan las características de color, capacidad de rehidratación, sabor, aroma y sorción de las setas deshidratadas en un secador de túnel, un secador a vacío y por liofilización

V. OBJETIVOS

A. Objetivo general

Contribuir al conocimiento del estudio de la vida de anaquel de las setas (*Pleurotus ostreatus*) utilizando atmósferas modificadas bajo condiciones de refrigeración y diferentes procedimientos de secado, así como estudiar sus efectos en la calidad de las mismas.

B. Objetivos específicos

1. Determinar el efecto del empaque en atmósferas modificadas en forma pasiva sobre la vida de anaquel de las setas con una película plástica de polietileno de baja densidad y almacenadas a 5 y 10 °C.
2. Evaluar las características de calidad como: color, capacidad de rehidratación, sorción y sabor de las setas cuando se deshidratan en un secador de túnel, un secador a vacío y por liofilización.
3. Establecer las condiciones de almacenamiento adecuadas de las setas deshidratadas a través de sus isotermas de sorción a 25, 35 y 45 °C utilizando el método gravimétrico.

VI. MATERIALES Y METODOS

A. Materiales

Setas (*Pleurotus ostreatus*) de la cepa INIREB-8 se cultivaron en el Instituto de Ciencias Agrícolas de la Universidad de Guanajuato utilizando paja de trigo como sustrato (Figura 5). Se utilizaron setas del primer y segundo corte. Una vez cosechadas las setas, se seleccionaron y almacenaron a 4 °C para su posterior utilización.

B. Método para empacar en atmósferas modificadas pasivas

1. Empaque y almacenamiento

Las setas (*Pleurotus ostreatus*) se cosecharon en su madurez comercial y se clasificaron por tamaño y apariencia. Se consideraron setas de entre cinco y siete cm de diámetro del píleo. Se colocaron 100 ± 3.0 g de setas en charolas de poliestireno y posteriormente se recubrieron con películas de polietileno de baja densidad (PEBD) de dos espesores, 25 μm (PEBD₁) y 50 μm (PEBD₂); que fueron termoselladas (Figura 6). Se estableció como control charolas con setas sin película. Las setas empacadas con y sin película se almacenaron durante nueve días a 5 y 10 °C. Las características de calidad se evaluaron al inicio, a los tres, seis y nueve días.

2. Pérdida de peso

Esta se determinó por diferencia de peso de las setas empacadas al inicio y después de cada periodo de almacenamiento.

3. Concentración de O₂ y CO₂ en el interior del empaque

Las concentraciones gaseosas en el interior de los empaques se determinaron cada tercer día durante nueve días utilizando un cromatografo de



Figura 5. Setas (*Pleurotus ostreatus*) de la cepa INIREB-8 cultivadas sobre paja de trigo.



Figura 6. Setas (*Pleurotus ostreatus*) de la cepa INIREB-8 empacadas en polietileno de baja densidad.

gases (GC) Perkin-Elmer Autosystem modelo 500 (Norwalk, CT) equipado con un detector de conductividad térmica. Se tomaron muestras (5 mL) utilizando una jeringa y se inyectaron al GC. Se utilizó una columna de acero inoxidable de 3.2 mm empacada, Molsieve 5 Å para la separación del O₂ y N₂. Una columna empacada con Poraplot Q se utilizó para separar el CO₂. Las columnas se mantuvieron a 35 °C y el detector a 250 °C. La velocidad de flujo del gas acarreador (He) fue de 3.7 mL/min.

C. Método para determinar el color

El color de las setas frescas y deshidratadas se determinó con el colorímetro Hunter-Lab D25 (Hunter lab Co., Reston, VA, EUA). Se utilizó el mosaico blanco para la calibración del equipo y se tomaron lecturas de las muestras en la escala "L", "a", y "b". Donde "L" es luminosidad y toma valores de cero para el color negro hasta 100 para el blanco; "a" es la intensidad del rojo, los valores positivos indican colores rojos y negativos verdes; y "b" que es la intensidad del amarillo, los valores positivos de "b" indican amarillos, en tanto que los negativos indican azules. Para la medición del color la muestra se colocó en una caja Petri nueva (100 x 12 mm) y se distribuyó mediante presión para mantener una superficie uniforme. La caja Petri con la muestra se colocó en el puerto de medición del equipo y se tomaron lecturas en cuatro posiciones diferentes obtenidas mediante la rotación de la caja petri (0°, 90°, 180°, y 270°). Únicamente se midió el parámetro L para evaluar la pérdida de color. Todas las determinaciones se realizaron por duplicado.

D. Método para determinar la tasa de respiración

Se pesó y colocó una seta en un frasco de plástico de 290 mL que se le adaptó en la tapa un trozo de manguera en forma de "U" para poder realizar la toma de la muestra. Los frascos se mantuvieron a 5, 10 y 25 °C. Se tomaron muestras del espacio libre del recipiente utilizando una jeringa de 5 mL, y se inyectaron en el cromatógrafo de gases. Todas las determinaciones se realizaron por triplicado. Los cálculos se realizaron con las siguientes fórmulas (Kays, 1991):

ΔCO_2 = Concentración final – Concentración inicial

ΔO_2 = Concentración inicial – Concentración final

Tasa de respiración (mL/kg h) =

$$\frac{(\Delta \% \times 10)(\text{volumen del espacio libre del frasco, L})}{(\text{peso del producto, kg})(\text{tiempo en que permanece cerrado el frasco, h})}$$

Los mililitros de gas normalmente se convierten a miligramos para remover el efecto de la temperatura sobre el volumen, de tal manera que se puedan realizar comparaciones directas. Para esto se realizó la siguiente consideración: un mol de un gas ideal ocupa un volumen de 22.4 L a 0 °C y a una atmósfera, por consiguiente, su volumen (V_1) a la temperatura del producto se puede calcular como a continuación se indica:

$$V_1 = 22.4 \left(1 + \frac{\text{Temperatura del producto, } ^\circ\text{C}}{273 \text{ K}} \right)$$

Las correcciones para las temperaturas utilizadas fueron:

5 °C = 518 mL CO_2 /1000 mg o 712 mL O_2 /1000 mg

10 °C = 528 mL CO_2 /1000 mg o 726 mL O_2 /1000 mg

25 °C = 556 mL CO_2 /1000 mg o 764 mL O_2 /1000 mg

E. Método para determinar la textura

La textura se evaluó a través de la resistencia al corte que presentaron las setas. Se midió como la máxima fuerza requerida para cortar totalmente una cantidad determinada de material. Las pruebas se realizaron utilizando un analizador de textura TA-XT2 (Texture Technologies Corporation, Scarsdale, NY/Stable Micro Systems, Godalming, Surrey, UK). Se utilizó una celda individual de corte de 7 cm de longitud. La velocidad de la cuchilla de corte fue de 6 cm/min. Las setas se colocaron individualmente en la celda de prueba y se registró la fuerza (expresada en newtons)

para cortarlas completamente. La resistencia al corte se calculó como la fuerza requerida para cortar una unidad de masa y se reportó como N/g. Se analizaron cuatro setas por tratamiento durante los días de almacenamiento.

F. Evaluación sensorial

1. Apariencia

Esta se evaluó de manera subjetiva para determinar las setas de mayor aceptación en cuanto su apariencia, y consistió en comparar las setas de los diferentes tratamientos, evaluando las características de aroma, condensación de humedad, formación de micelio y color.

2. Sabor

Se aplicó una prueba de preferencia (Stone y Sidel, 1993; Pedrero y Pangborn, 1989), cuyo objetivo fue ordenar según las opiniones de un grupo de consumidores, tres muestras (las de mejor apariencia a 5 y 10 °C y las setas frescas) de acuerdo con un gusto o preferencia personal. Participaron 60 jueces (todos ellos profesores y estudiantes del Instituto de Ciencias Agrícolas). Las tres muestras se prepararon como "Setas a la Mexicana" (guisadas con las mismas cantidades de jitomate, cebolla, margarina, chile serrano, y sal para las tres muestras). Se utilizó la siguiente hoja de respuestas para obtener la información de la prueba.

Hoja de respuestas para la prueba del sabor.

Nombre _____	Fecha _____		
INSTRUCCIONES. Indique con el número correspondiente el orden de su menor (1) a mayor preferencia (3) por el sabor de las setas. Enjuagese con agua entre muestra y muestra. NO SE PERMITEN EMPATES. ¡MUCHAS GRACIAS!			
MUESTRAS	68	97	73
PREFERENCIA	—	—	—

G. Determinación del contenido de proteína total

Se determinó por el método de Kjeldahl (AOAC,1980). Se colocó 1 g de muestra, 6 g de catalizador (mezcla de K_2SO_4 con $CuSO_4 \cdot 5H_2O$ en proporción 20:1), y 20 mL de H_2SO_4 concentrado en un matraz de digestión. El calentamiento se realizó inicialmente a temperatura moderada hasta que desapareció la formación de espuma, manteniéndose posteriormente en ebullición activa hasta que la mezcla adquirió un color verde-azul transparente. Una vez que se enfrió la mezcla, se adicionaron 200 mL de agua, algunos gránulos de zinc, y 100 mL de NaOH al 40 %; el matraz se conectó inmediatamente al destilador. El destilado se recuperó en una solución de ácido bórico al 4 % adicionándole la solución indicadora rojo de metilo-azul de metileno. La titulación del destilado se llevó a cabo con una solución de HCl valorada. Se utilizó el factor de 6.25 para determinar el contenido de proteína cruda multiplicándolo por el porcentaje de nitrógeno total de la muestra.

H. Análisis microbiológicos

La cuenta total de bacterias aerobias y anaerobias se evaluó al inicio, a los tres, seis y nueve días únicamente para las setas sin empacar y almacenadas a 10 °C, y para aquellas muestras empacadas con la película de PEBD₂ almacenadas a 5 °C. Las setas (25 g) se homogenizaron en 225 mL de agua estéril durante 2 min en un mezclador de laboratorio (Waring Model 31BL92 New Hartford, Connecticut, EUA). Se utilizó medio de cultivo estándar (Difco, Detroit, MI) para contabilizar aerobios y anaerobios. Un mL de muestra de diluciones seriadas (10^{-2} – 10^{-6}) del sobrenadante se depositó por triplicado sobre el medio de cultivo y se incubó por 48 h a 25 °C para contabilizar los microorganismos totales. Las placas para anaerobios se colocaron en un sistema de anaerobiosis Gas Pak (BBL, Cockneysville, MO) y se incubaron a 35 °C durante 48 h. La cuenta total se determinó al contabilizar el número de colonias formadas y se reportaron como \log_{10} de unidades de colonias formadas por gramo (cfu/g).

I. Análisis estadístico

Se estableció un diseño de experimentos completamente al azar y se utilizó el análisis de varianza para determinar las relaciones estadísticas entre los tratamientos. Se estableció un nivel de significancia del 0.05 para todos los análisis. Las diferencias entre medias se realizó mediante la prueba de comparación de Tukey. La cuenta total de colonias se comparó utilizando la prueba t (Steel y Torrie, 1980).

J. Deshidratación

1. Pretratamientos previos a la deshidratación

a. Escaldado

Las setas se escaldaron (ESC) a 80 °C durante 3 min de acuerdo al procedimiento propuesto por Pruthi y col. (1984).

b. Tratamientos químicos

Las setas se sumergieron durante 10 min en las siguientes soluciones:

- i. Solución de ácido cítrico al 0.1 % (p/v) [AC1]
- ii. Solución de ácido cítrico al 0.5 % (p/v) [AC2]
- iii. Solución de metabisulfito de sodio al 0.1 % (p/v) [MBS1]
- iv. Solución de metabisulfito de sodio al 0.5 % (p/v) [MBS2]

2. Deshidratación en el secador de túnel

Esta operación se realizó en un secador de túnel experimental que utiliza como medio de calentamiento un par de resistencias eléctricas y un ventilador centrífugo que proporciona una velocidad del aire de 1.5 m/s (Martínez-Soto y col.,

1993). Se maneja una temperatura media del aire de 65 °C (Oddson y Jelen, 1981; Yapar y col., 1990; Jorge y Chavez, 1992; y Le Loch-Bonazzi y col., 1992). Se determinó el peso de las setas cada 15 min durante toda la operación.

3. Deshidratación en el secador a vacío

Se llevó a cabo utilizando una estufa a vacío bajo las condiciones de 55 °C y 1334 Pa. Las setas se pesaron cada 2 horas con el fin de determinar la cinética de secado.

4. Deshidratación en el secador por liofilización

Se utilizó el equipo de liofilización Virtis modelo 15 SRC-X, bajo las siguientes condiciones: temperatura del condensador, - 55 °C; temperatura de la placa de calentamiento, 0 °C; y presión de vacío, 7 Pa.

5. Determinación del contenido de humedad

Se determinó por el método de la AOAC (1980). Una charola de aluminio se seco hasta peso constante y posteriormente se colocaron aproximadamente 2 g de muestra a 110 °C durante 10 h. La humedad se determinó por diferencia de pesos.

6. Determinación del color

Las setas deshidratadas se molieron y posteriormente se les determinó el color, de acuerdo al método descrito en la página 57.

7. Determinación de la capacidad de rehidratación

Las setas deshidratadas (un gramo) se sumergieron en agua a dos temperaturas, 25 y 94 °C. Después de un intervalo de tiempo los hongos se removieron y la humedad en exceso se eliminó utilizando una toalla de papel. Las

muestras se pesaron y se colocaron nuevamente en el agua. Los intervalos de tiempo fueron de 2 min, para las setas deshidratadas en los secadores de túnel y a vacío, y de 5 s para las deshidratadas por liofilización. Las lecturas se realizaron hasta que no hubo cambio de peso, momento en que se consideró que las setas alcanzaron su máxima capacidad de rehidratación. Las determinaciones se realizaron por triplicado. La capacidad de rehidratación se determinó como la máxima cantidad de agua absorbida (kg) por kg de material seco.

8. Determinación del contenido de proteína total

Para el caso de las setas deshidratadas, se aplicó el mismo método descrito para las setas frescas tal como se indica en la página 60.

9. Determinación de la textura

La textura de los cuerpos fructíferos deshidratados se determinó siguiendo el procedimiento propuesto en la página 58.

10. Evaluación sensorial

a. Selección del panel

Se aplicó un cuestionario (página 64) a 25 personas (todas estudiantes del ICA) con el fin de seleccionar el panel que participaría en la evaluación sensorial. Se les entrenó en el uso de los métodos que se aplicaron, en base a las características que se evaluaron en los tratamientos, y se les explicó las condiciones bajo las cuales se llevarían a cabo cada una de las pruebas.

b. Apariencia y Textura

Se evaluaron las características de forma, color, y textura; de las setas deshidratadas por cada uno de los métodos de secado. Se aplicó una escala no

Cuestionario base para la selección del panel de evaluación sensorial.

Nombre _____ Edad _____ Sexo _____ Fecha _____

Escolaridad _____

CONTESTE CON TODA SINCERIDAD EL SIGUIENTE CUESTIONARIO

SALUD

Padece alguna enfermedad que pueda afectar sus sentidos? _____

Frecuencia _____

¿Es daltónico? Si _____ No _____

HABITOS

¿Fuma? Si _____ No _____

¿Cuántos cigarrillos al día? _____

Horario de alimentos:

Desayuno _____ a.m.

Comida _____ p.m.

Cena _____ p.m.

¿Padece de alguna intolerancia a algún alimento? Si _____ No _____

¿Cuál(es) _____

¿Estaría dispuesto a participar en una prueba de evaluación sensorial?

Si _____ No _____

MUCHAS GRACIAS

estructurada de nueve puntos (Stone y Sidel, 1993; Pedrero y Pangborn, 1989). A continuación se presenta la hoja de respuestas que se aplicó en la evaluación.

Hoja de respuestas empleada en la evaluación de la apariencia y textura al tacto.

Nombre _____	Fecha _____
Se desea evaluar la forma , color, y fragilidad al tacto de las muestras en el orden en que son presentadas. Por favor, marque sobre la línea horizontal una línea vertical para indicar el grado con respecto a la forma, color y textura al tacto. MUCHAS GRACIAS.	
MUESTRA _____	
FORMA	
Bordes muy Lisos _____	Bordes muy ensortijados
COLOR	
Crema muy ligero _____	Café oscuro
TEXTURA	
Fácilmente quebradizo _____	Difícilmente quebradizo

c. Apariencia global

Se aplicó un método afectivo (Stone y Sidel, 1993; Pedrero y Pangborn, 1989) para evaluar el efecto de los pretratamientos sobre la apariencia global de las setas deshidratadas. La evaluación se realizó comparando las setas deshidratadas por cada uno de los métodos de secado utilizados. En esta prueba se determinó que setas presentaron una mejor apariencia global para cada uno de los métodos de secado empleados. Posteriormente se aplicó la misma prueba para determinar que setas presentaron la mejor apariencia global de las seleccionadas anteriormente. También se aplicó este método para comparar las setas rehidratadas (la de mejor apariencia global por cada método de secado) con la setas frescas.

Hoja de respuestas empleada en la evaluación de la apariencia global.

APARIENCIA GLOBAL

Indique con el número correspondiente el orden de su menor a mayor preferencia por la apariencia de las setas, otorgándole un valor de uno (1) a la que considere tiene la peor apariencia, hasta un valor de seis (6) para la muestra que considere tiene la mejor apariencia. MUCHAS GRACIAS.

MUESTRAS	_____	_____	_____	_____	_____	_____
PREFERENCIA	_____	_____	_____	_____	_____	_____

d. Sabor, aroma y textura

i. Preparación de las muestras

Las setas se rehidrataron y posteriormente se cortaron, se cocinaron utilizando mantequilla comercial en un horno de microondas marca KENMORE modelo DMR-141 durante un minuto. Las setas frescas se prepararon con el mismo procedimiento.

ii. Presentación de las muestras

Las muestras se presentaron a los jueces en charolas de poliestireno (unicel) con cuatro divisiones. Cada una de las muestras se codificó aleatoriamente durante la prueba. La evaluación se realizó en casillas individuales utilizando iluminación roja con el fin de enmascarar las diferencias visuales.

iii. Aplicación de la prueba

Se utilizó un método de evaluación sensorial de diferenciación (Larmond, 1987). Los jueces compararon cada una de las muestras codificadas (las tres muestras seleccionadas en la evaluación de la apariencia global y las setas frescas que fueron la referencia). En la siguiente página se muestra la hoja de respuestas utilizada, y en el Cuadro 10 se indican las referencias numéricas que se consideraron para el análisis de datos.

e. Prueba de preferencia a nivel consumidor

Se utilizó un método de evaluación sensorial afectivo (Stone y Sidel, 1993; Pedrero y Pangborn, 1989). El objetivo fue ordenar, según las opiniones de un grupo de consumidores, una serie de muestras de acuerdo con su gusto o preferencia personal. Dicha preferencia indica orden y no necesariamente que la muestra preferida sea la más aceptada, o que la menos preferida sea equivalente a rechazable.

Para realizar la prueba, se preparó un platillo a base de setas (crema de setas) [página 70]. Se prepararon cuatro platillos considerando los tres tratamientos seleccionados en la evaluación de la apariencia global, y las setas en fresco. Los platillos se elaboraron de la misma manera para todas las muestras y se evaluaron por 50 jueces-consumidores (personal y estudiantes del Instituto de Ciencias Agrícolas de la Universidad de Guanajuato). Se utilizó una hoja de respuestas (página 71) para obtener la información de la prueba.

Nombre _____ Fecha _____

INSTRUCCIONES. Usted recibirá muestras de setas para comparar sabor, aroma y textura por separado. Se le proporcionará una muestra de referencia, marcada con la letra R que deberá comparar con cada muestra. Pruebe cada muestra, compare con la referencia y anote sus observaciones, marcando con una "X" donde corresponda. Después marque la cantidad de diferencia que a su juicio existe. Enjuague con agua entre cada muestra. Inicie de izquierda a derecha. MUCHAS GRACIAS.

Número de muestra _____

A. SABOR

Más agradable que R _____
 Igual a R _____
 Menos agradable que R _____

Cantidad de diferencia

Ninguna _____
 Poca _____
 Moderada _____
 Mucha _____
 Extrema _____

B. AROMA

Más agradable que R _____
 Igual a R _____
 Menos agradable que R _____

Cantidad de diferencia

Ninguna _____
 Poca _____
 Moderada _____
 Mucha _____
 Extrema _____

B. TEXTURA

Más agradable que R _____
 Igual a R _____
 Menos agradable que R _____

Cantidad de diferencia

Ninguna _____
 Poca _____
 Moderada _____
 Mucha _____
 Extrema _____

Cuadro 10. Referencias numéricas consideradas en la evaluación del sabor, aroma y textura** de las setas rehidratadas, que fueron previamente deshidratadas (túnel, a vacío y liofilización).

Valor numérico	Referencia
9	Extremadamente más agradable que R*
8	Mucho más agradable que R*
7	Moderadamente más agradable que R*
6	Pequeñamente más agradable que R*
5	Igual a R*
4	Pequeñamente menos agradable que R*
3	Moderadamente menos agradable que R*
2	Mucho menos agradable que R*
1	Extremadamente menos agradable que R*

* Se utilizó como referencia setas frescas (R)

** En la evaluación de la textura, la característica evaluada fue la firmeza

Receta de la crema de setas.

CREMA DE SETAS

Ingredientes:

270 g de setas frescas.
1 lata de leche evaporada.
100 g de crema agria.
1 cucharadita de harina.
30 g de mantequilla.
Sal y pimienta al gusto.

Modo de preparación:

Rehidratar las setas sumergiendolas en agua hirviendo durante 5 min. En un sartén, derretir la mantequilla. Agregar algunas setas cortadas finamente en trozos y la harina, dorar ambos ingredientes hasta que la harina adquiera un ligero color dorado. Adicionar la leche y agitar hasta que se forme una mezcla cremosa sin grumos. Una vez obtenida esta mezcla, agregar las setas previamente molidas, crema, sal y pimienta, y agitar hasta que hierva. Cocinar a fuego lento durante 10 min. Servir la crema caliente con pequeños trozos de pan tostado.

Hoja de respuestas utilizada en la prueba de preferencia a nivel consumidor.

Nombre _____	Fecha _____		
Por favor indique con el número correspondiente en el orden de menor a mayor su preferencia por las siguientes muestras (crema de setas), asignando un valor de uno (1) a la que le guste menos, hasta un valor de cuatro (4) para la que le guste más. No se permiten empates. MUCHAS GRACIAS.			
MUESTRAS	_____	_____	_____
PREFERENCIA	_____	_____	_____

Los datos obtenidos en las pruebas de preferencia se analizaron por medio del método estadístico de ordenamiento por intervalos (Larmond, 1987; Pedrero y Pangborn, 1989). El análisis de varianza se aplicó para analizar los datos obtenidos en las pruebas de intervalos y diferenciación. La comparación de medias se realizó con la prueba de rangos múltiples de Tukey considerando un nivel de significancia del 5 %. Se utilizó el paquete estadístico Statgraphics plus version 2.1.

K. Isotermas de sorción

1. Preparación de la muestra

Se determinaron las isotermas de sorción únicamente para setas liofilizadas y sin pretratamiento bajo las condiciones indicadas con anterioridad. Las setas liofilizadas se molieron en un micromolino General Electric hasta un tamaño de partícula correspondiente a una malla Tyler 10.

2. Preparación y calibración de soluciones salinas

Para preparar las soluciones sobresaturadas se emplearon siete sales grado reactivo (LiCl , CH_3COOK , $\text{MgCl}_2 \cdot 6\text{H}_2\text{O}$, K_2CO_3 , NaCl , KCl , y K_2SO_4) y se disolvieron en agua destilada (25, 35 y 45 °C) de acuerdo al procedimiento propuesto por Spiess y Wolf (1987). En la Cuadro 11 se muestra la preparación de las soluciones salinas sobresaturadas para cada temperatura. La calibración de las soluciones de sales se realizó mediante el higrómetro digital ROTRONIC®HYGROSKOP DT (Rotronic instrument corp. NY, EUA) y dos probetas de medición modelo WA-14 TH a las temperaturas establecidas.

3. Determinación de las isotermas de sorción

Las isotermas de sorción se determinaron empleando el método estático de aproximación gravimétrica, que se basa en la diferencia de peso debida a la adsorción o desorción de humedad que experimenta la muestra al colocarla en una atmósfera de humedad relativa constante (Rockland, 1960; Greenspan, 1977; Mazza y col., 1990). Se utilizaron higrostatos en cuyo interior se colocaron soportes para sostener los portamuestras. Para las isotermas de sorción se colocaron aproximadamente 0.50 g de setas liofilizadas en los portamuestras, y se depositaron en los higrostatos, los cuales se cerraron herméticamente y se mantuvieron en incubadoras de temperatura controlada a 25, 35, y 45 °C. Para determinar las isotermas de desorción, se colocaron muestras de 0.50 g en higrostatos de humedad

Cuadro 11. Preparación de las soluciones salinas sobresaturadas utilizadas en el experimento.

Sales	g sal / 100 g H ₂ O		
	25 °C	35 °C	45 °C
LiCl	106.06	110.00	114.94
CH ₃ COOK	336.87	379.37	413.12
MgCl ₂ .6H ₂ O	69.00	70.82	72.96
K ₂ CO ₃	140.63	144.37	149.38
NaCl	45.00	45.32	45.71
KCl	44.62	48.31	52.41
K ₂ SO ₄	15.06	17.38	19.56

relativa alta (92.2 %), y una vez alcanzado el equilibrio; las muestras se colocaron en higrostatos de humedades relativas menores y a las temperaturas ya mencionadas. Se colocó una pequeña cantidad de algodón con fenol en cada higrostatato con la finalidad de prevenir la actividad fúngica (Wolf y col., 1985). Las muestras se pesaron cada tercer día hasta que el cambio en la masa de la muestra entre dos lecturas sucesivas fue menor que 0.001 g. El contenido de humedad de las muestras en esta etapa se definió como el contenido de humedad en equilibrio y se determinó por el método de la AOAC (1980). El tiempo en que las muestras alcanzaron el equilibrio varió de una a tres semanas, dependiendo de la humedad relativa y la temperatura. Se realizaron determinaciones por triplicado para todas las muestras expuestas a las diferentes temperaturas y humedades relativas.

4. Aplicación de los modelos matemáticos

Varios modelos matemáticos se han propuestos en la literatura para describir las isotermas de sorción de alimentos (Van den Berg y Bruin, 1981; Iglesias y Chirife, 1982). Se aplicaron los modelos de Brunnauer-Emmett-Teller (BET) y Guggenheim-Anderson-deBoer (GAB) para evaluar las características de sorción de las setas liofilizadas, es decir, el contenido de humedad en la monocapa y el calor de sorción. Se ha considerado que el contenido de humedad en la monocapa es el contenido de humedad en la cual se tiene la máxima estabilidad de las setas liofilizadas, y se calculó con ambos modelos.

Modelo de BET (Labuza, 1968):

$$\frac{a_w}{(1 - a_w)X} = \frac{1}{X_M C} + \frac{C - 1}{X_M C} a_w$$

Modelo de GAB (Van den Berg, 1984):

$$X = \frac{X_M C K a_w}{(1 - K a_w)(1 - K a_w + C K a_w)}$$

En las ecuaciones anteriores, a_w es la actividad de agua, C y K son constantes, X y X_M son el contenido de humedad en el equilibrio y en la monocapa en base seca respectivamente.

5. Calor isostérico de sorción

El calor isostérico de sorción neto (Q_s) se determinó de la siguiente expresión derivada de la ecuación de Clausius Clapeyron (Weisser, 1985; Ayranci y col., 1990; Kiranoudis y col., 1993):

$$Q_s = -R \left(\frac{\partial(\ln a_w)}{\partial(1/T)} \right)_X$$

Q_s (J/mol) es el cambio de energía molar total durante la fase de transición a un contenido de humedad constante menos el calor de vaporización del agua pura. R es la constante universal de los gases (8.314 J/mol °K). Si Q_s es independiente de la temperatura se puede estimar a partir de la pendiente de la regresión lineal entre $\ln(a_w)$ y $1/T$. Alternativamente la ecuación anterior se puede integrar a un contenido de humedad constante para obtener:

$$\ln \left(\frac{a_{w1}}{a_{w2}} \right)_X = -\frac{Q_s}{R} \left(\frac{1}{T_1} - \frac{1}{T_2} \right)$$

Donde a_{w1} y a_{w2} son las actividades de agua a las temperaturas T_1 y T_2 respectivamente.

VII. RESULTADOS Y DISCUSION

A. Empaque en atmósferas modificadas

1. Pérdida de peso

La pérdida de peso de los cuerpos fructíferos almacenados a diferentes temperaturas, se incrementó con respecto al tiempo y no hubo diferencia estadísticamente significativa en los empacados con las diferentes películas plásticas (Cuadro 12). Las setas que no se empacaron con las películas de PEBD y que se almacenaron a 5 y 10 °C perdieron 56.91 y 25.04 g respectivamente a los tres días de almacenamiento, mientras que en el noveno día la pérdida fue de 90.74 y 62.75 g respectivamente. Se observó deshidratación y encogimiento en las setas almacenadas sin película, provocando una mala apariencia. Los cuerpos fructíferos empacados con las películas plásticas presentaron una mejor calidad. A los nueve días las setas almacenadas a 10 °C y empacadas en PEBD₂ (50 µm) perdieron 4.79 g, mientras que en las que se mantuvieron 5 °C y se empacaron en PEBD₁ (25 µm) la pérdida fue de 6.37 g. La pérdida de peso de las setas se debe a la pérdida de agua a los alrededores, debido a la diferencia de la presión de vapor a través de la película, y a la pérdida de CO₂ durante la respiración. Los hongos comestibles no tienen una estructura epidérmica protectora para prevenir la excesiva pérdida de humedad, lo que provoca una elevada velocidad de transpiración (San Antonio y Flegg, 1964). Roy y col. (1995) empacaron cuerpos fructíferos de *Agaricus bisporus* en bolsas de polietileno (D940, Cryovac, Inc., Duncan, SC) y se almacenaron a 12 °C durante nueve días, después de ese tiempo se presentó una pérdida de peso del 3.6 %. En este trabajo la pérdida de peso de los cuerpos fructíferos de *Pleurotus ostreatus* fue en promedio ligeramente mayor (5.23 %) cuando se empacaron en las películas de PEBD a los nueve días de almacenamiento a 5 y 10 °C.

La pérdida de humedad de los hongos comestibles durante el almacenamiento se debe a la evaporación y respiración, y está afectada por la temperatura de almacenamiento, humedad relativa, movimiento del aire y área de

Cuadro 12. Pérdida de peso de las setas (*Pleurotus ostreatus*) empacadas en atmósferas modificadas pasivas.

Tiempo de almacenamiento (días)	Tratamiento	Pérdida de peso (g)
3	PEBD ₁ , 5 °C	4.83 ± 1.48 ^a
	PEBD ₂ , 5 °C	3.75 ± 1.46 ^a
	S/película, 5 °C	56.91 ± 4.15 ^b
	PEBD ₁ , 10 °C	4.02 ± 0.80 ^a
	PEBD ₂ , 10 °C	3.21 ± 1.64 ^a
	S/película, 10 °C	25.04 ± 1.99 ^c
6	PEBD ₁ , 5 °C	5.53 ± 0.92 ^a
	PEBD ₂ , 5 °C	5.35 ± 1.52 ^a
	S/película, 5 °C	79.47 ± 3.47 ^b
	PEBD ₁ , 10 °C	4.92 ± 0.78 ^a
	PEBD ₂ , 10 °C	4.19 ± 1.24 ^a
	S/película, 10 °C	43.84 ± 1.84 ^c
9	PEBD ₁ , 5 °C	6.37 ± 0.82 ^a
	PEBD ₂ , 5 °C	6.10 ± 1.91 ^a
	S/película, 5 °C	90.74 ± 0.26 ^b
	PEBD ₁ , 10 °C	5.67 ± 1.18 ^a
	PEBD ₂ , 10 °C	4.79 ± 0.69 ^a
	S/película, 10 °C	62.75 ± 2.43 ^c

Valor Medio (n=4) ± desviación estándar.

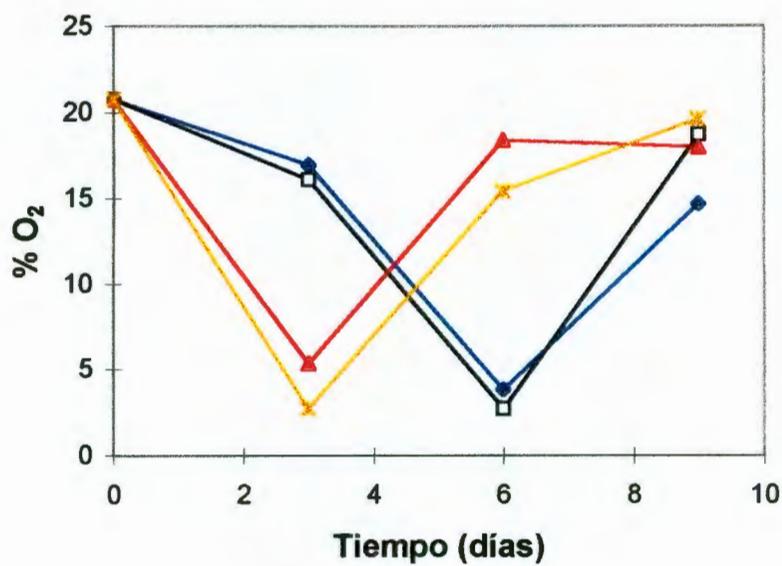
El mismo exponente en una columna indica que no hay diferencia significativa ($p < 0.05$) por día.

PEBD₁, PEBD₂ = Polietileno de baja densidad de 25 y 50 μm de espesor.

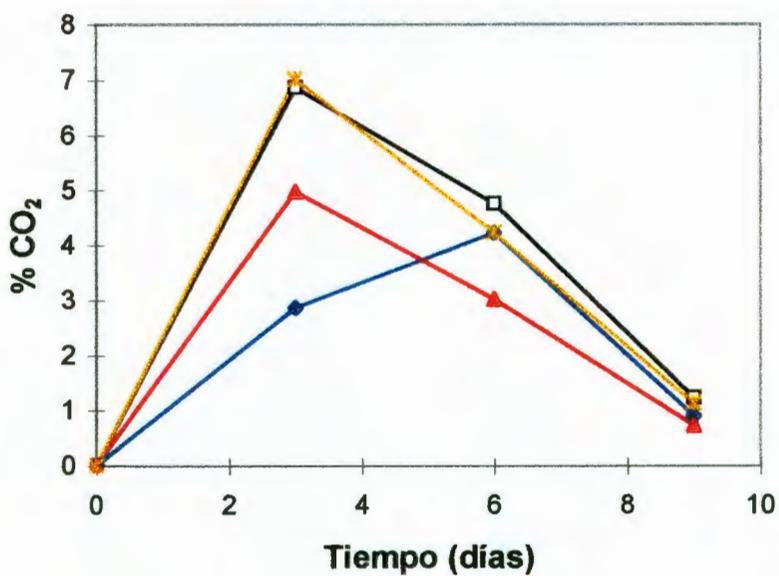
evaporación (Burton, 1986). El ANOVA mostró que tanto el espesor de la película, temperatura y tiempo de almacenamiento tuvieron un efecto significativo sobre la pérdida de peso a un nivel de significancia del 5% (en el Anexo 1 se presenta el ANOVA). De acuerdo con la prueba de Tukey, existieron diferencias significativas entre las setas sin cubrir y las que se cubrieron con la película; no existiendo diferencias significativas entre las películas de 25 y 50 μm de espesor. Existieron diferencias significativas de la pérdida de peso entre las temperaturas de 5 y 10 $^{\circ}\text{C}$, específicamente para las setas que no se recubrieron. Respecto al tiempo de almacenamiento, la pérdida de peso mostró diferencias significativas entre los días cero y tres, cero y seis, cero y nueve, así como entre los días tres y nueve. Un tratamiento combinado de refrigeración y empaque en películas plásticas deberá beneficiar en gran medida la comercialización de las setas frescas.

2. Concentración de O_2 y CO_2 en el interior del empaque

Las concentraciones de O_2 dentro del empaque a los tres días de almacenamiento fueron de 16.97 % para PEBD_1 a 5 $^{\circ}\text{C}$, de 16.09 % para PEBD_2 a 5 $^{\circ}\text{C}$, de 5.34 % para PEBD_1 a 10 $^{\circ}\text{C}$, y de 2.74 % para PEBD_2 a 10 $^{\circ}\text{C}$. Para el día seis el comportamiento fue diferente, mientras que para las setas empacadas en PEBD_1 y PEBD_2 a 5 $^{\circ}\text{C}$ la concentración disminuyó hasta 3.83 y 2.69 % respectivamente, para las setas empacadas en PEBD_1 y PEBD_2 a 10 $^{\circ}\text{C}$ se incrementó la concentración de O_2 (18.42 y 15.47 %). La concentración se incremento para todos los tratamientos hasta alcanzar valores de entre 14.71 hasta 19.61 % a los nueve días en almacenamiento (Figura 7a). Estadísticamente solo existió diferencia significativa en la concentración de O_2 por el efecto de los días de almacenamiento. El espesor de la película y la temperatura no afectaron estadísticamente la concentración de oxígeno dentro del empaque. A los tres días de almacenamiento se incrementó la concentración de CO_2 alcanzando valores de 7.02 y 6.87 % para PEBD_2 a 10 $^{\circ}\text{C}$ y 5 $^{\circ}\text{C}$, mientras que para PEBD_1 a 10 y 5 $^{\circ}\text{C}$ se obtuvieron valores de 4.98 y 2.87 %. En el día seis la concentración disminuyó, a excepción del empaque PEBD_1 a 5 $^{\circ}\text{C}$ cuyo valor se incrementó a 4.22 %. La concentración de CO_2 disminuyó a los nueve días de almacenamiento alcanzando valores de entre 0.913 y 1.23 % para



a



b

Figura 7. Cambios en la concentración de O₂ (a) y CO₂ (b) de setas (*Pleurotus ostreatus*) empacadas con películas de polietileno de baja densidad (PEBD): PEBD₁, 5 °C (♦); PEBD₂, 5 °C (□); PEBD₁, 10 °C (▲); PEBD₂, 10 °C (*).

PEBD₁ y PEBD₂ a 5 °C (Figura 7b). El ANOVA mostró que los días de almacenamiento y el espesor de la película tuvieron un efecto estadísticamente significativo sobre la concentración del CO₂. De acuerdo con la prueba de Tukey, las diferencias estadísticas significativas se encontraron entre los días cero y tres, cero y seis, tres y nueve, y seis y nueve respectivamente. Las películas con bajas velocidades de transmisión para O₂ y CO₂ deberán contribuir a una baja difusión de los gases en relación a la tasa de respiración del producto. Consecuentemente los cambios en la composición de los gases en el interior del empaque resultan principalmente de la respiración del producto. Por otro lado, las películas con elevadas velocidades de transmisión deberán permitir la difusión de los gases al interior y exterior del empaque, por lo que la composición en el interior del empaque deberá ser aproximadamente la misma que la del medio ambiente. Cualquier cambio en la tasa de respiración durante el almacenamiento provocó una desviación en la medición de las concentraciones de los gases. Por consiguiente, la elevada concentración de O₂ en el interior del empaque después de los nueve días de almacenamiento, probablemente se debió a la disminución de la respiración y al equilibrio que se alcanzó con el medio ambiente. Se ha establecido que los hongos comestibles pueden tolerar niveles de hasta el 50 % de CO₂ (Sveine y col., 1967; Murr and Morris, 1974). Sin embargo, de acuerdo a Lopez-Briones y col. (1992) una concentración del 5 % o más deberá ser tóxico para los mismos hongos. De acuerdo con los resultados obtenidos, solamente en el día tres se alcanzaron concentraciones arriba del 5 % de CO₂ para dos de los tratamientos, mientras que para el día 9 los valores disminuyeron considerablemente para todos.

3. Color

Los valores numéricos de L (un valor elevado de L representa un color más claro) con respecto al tiempo se presentan en el Cuadro 13. En general los valores L de cada tratamiento disminuyeron ligeramente durante el almacenamiento. No existieron diferencias significativas ($p > 0.05$) en los valores de L debido a los factores de espesor de película, temperatura y tiempo. En el día cero el valor de L fue de 56.30 para las setas frescas, mientras que a los nueve días de

Cuadro 13. Valores L para las setas (*Pleurotus ostreatus*) empacadas en atmósferas modificadas pasivas.

Tratamiento	Tiempo (días)			
	0	3	6	9
PEBD ₁ , 5 °C	56.30 ± 0.72	54.40 ± 1.34	50.80 ± 2.75	49.40 ± 1.53
PEBD ₁ , 10 °C	56.30 ± 0.72	55.60 ± 1.76	53.50 ± 0.36	52.80 ± 2.02
PEBD ₂ , 5 °C	56.30 ± 0.72	55.00 ± 2.16	53.60 ± 1.36	52.30 ± 0.92
PEBD ₂ , 10 °C	56.30 ± 0.72	53.60 ± 1.69	50.70 ± 1.12	49.10 ± 0.32

Valor medio (n=4) ± desviación estándar.

PEBD₁, PEBD₂ = Polietileno de baja densidad de 25 y 50 µm de espesor.

almacenamiento los valores fueron de 49.40 (PEBD₁, 5 °C), 52.80 (PEBD₁, 10 °C), 52.30 (PEBD₂, 5 °C), y 49.10 (PEBD₂, 10 °C). Para las setas sin cubrir no se determinó el valor L, ya que se encogieron durante el almacenamiento, por lo que únicamente se muestran los valores para las setas empacadas con PEBD. Al disminuir la concentración de O₂ se puede inhibir el oscurecimiento enzimático y reducir la población microbiana (Doores y col., 1987; Fahy y col., 1981). Un valor de L mayor de 80 en *Agaricus bisporus* es un buen indicador de su aceptación por el consumidor (Gormley, 1975). Cuerpos fructíferos de *Agaricus bisporus* (valor L inicial de 92) se empacaron en bolsas de polietileno y se almacenaron a 12 °C durante nueve días, después de ese tiempo, el valor de L en los cuerpos fructíferos fue de 86 (Roy y col., 1995). La proporción en que disminuyó el valor L en *Agaricus bisporus* fue bastante similar a la que se presentó para *Pleurotus ostreatus* en este trabajo.

4. Tasa de respiración

La tasa de respiración es un buen índice de la vida de anaquel de los productos frescos, los hongos comestibles tienen una vida corta de anaquel debido a que su tasa de respiración es muy elevada comparada con otros productos (Kader, 1992a). La mejor apariencia de las setas y la menor tasa de respiración (29.76 mg) se encontró a 5 °C, mientras que a 25 °C fue de 145.34 mgCO₂/kg h (Cuadro 14). Lo anterior coincide con lo establecido por Zagory y Kader(1988), quienes afirman que los procesos metabólicos en los que está incluida la tasa de respiración son sensibles a la temperatura y las reacciones biológicas de 2 a 3 veces por cada 10 °C de incremento. Para champiñones rebanados la tasa de respiración fue de 67 mgCO₂/kgh a 10 °C (Ballantyne, 1987, Kader y col., 1989) muy por encima del valor de 44.59 mgCO₂/kgh encontrado en setas enteras de este trabajo, lo que sugiere que la vida de anaquel de las setas puede prolongarse bajo las condiciones establecidas.

Cuadro 14. Tasa de respiración de setas (*Pleurotus ostreatus*). Producción de CO₂ y consumo de O₂.

Temperatura (°C)	Producción de CO ₂ [mg/(kg h)]	Consumo de O ₂ [mg/(kg h)]
5	29.76 ± 2.74	17.88 ± 0.16
10	44.59 ± 2.27	34.42 ± 1.16
25	145.34 ± 3.05	99.36 ± 2.15

Valor medio (n=4) ± desviación estándar.

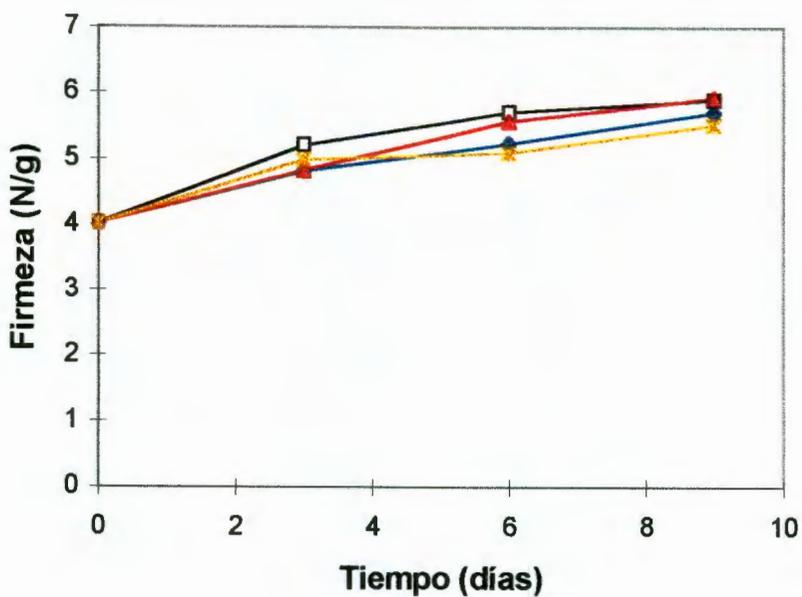
5. Textura

La firmeza de las setas cubiertas con las películas de PEBD se muestra en la Figura 8a. En el día cero el valor de la firmeza fue de 4.02 N/g incrementándose ligeramente durante el almacenamiento. A los nueve días de almacenamiento el valor de la firmeza se encontró entre 5.52 N/g para las setas empacadas en PEBD₂ a 10 °C y 5.93 N/g para las empacadas en PEBD₁ a 10 °C. El ANOVA mostró una diferencia estadística significativa de la textura debido a los días de almacenamiento, mientras que el espesor de la película y la temperatura no tuvieron un efecto significativo. La prueba de Tukey mostró que las principales diferencias estadísticas significativas se presentaron entre los días cero y tres, cero y seis, y cero y nueve, no así para los otros días de almacenamiento. Para el caso de las setas sin recubrimiento, la firmeza también se incrementó durante el almacenamiento, siendo a los nueve días de 14.81 N/g para las setas almacenadas a 10 °C, y de 103.79 N/g para las de 5 °C (Figura 8b). Se presentaron diferencias estadísticas significativas debido a la temperatura y días de almacenamiento. La prueba de Tukey mostró que las diferencias estadísticas significativas se presentaron entre los días cero y nueve y entre tres y nueve. De la misma manera se presentaron diferencias estadísticas significativas de la textura debido a la temperatura. El incremento en la firmeza se debió principalmente a la pérdida de humedad en la setas sin película a 5 °C, mientras que para las setas empacadas en PEBD se debió probablemente a que se incrementó la síntesis de quitina en la pared celular tal como se describe por Hammond (1979).

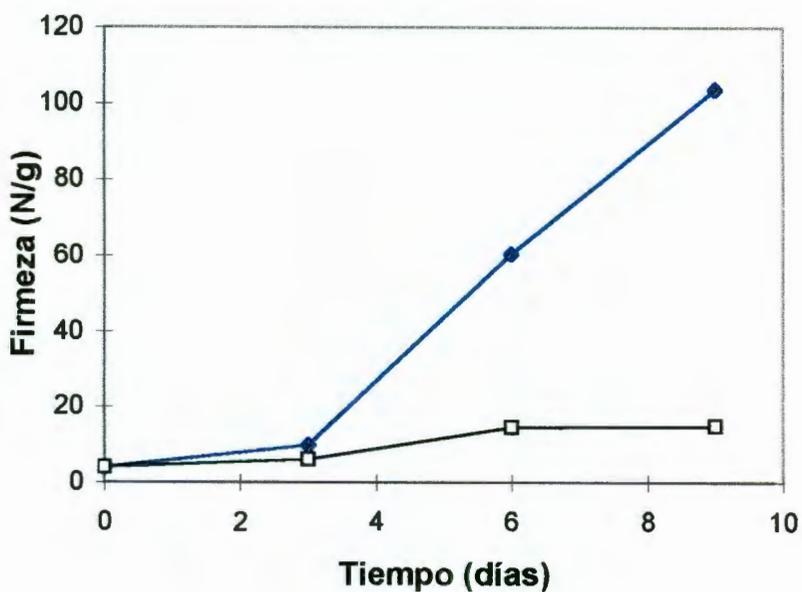
6. Evaluación sensorial

a. Apariencia

Las setas de mejor apariencia fueron las que se empacaron con PEBD₂ y se almacenaron a 5 y 10 °C, estos resultados se muestran en el Cuadro 15.



a



b

Figura 8. Cambios texturales durante el almacenamiento poscosecha de setas frescas (*Pleurotus ostreatus*): (a) empacadas con PEBD₁, 5 °C (◆); PEBD₁, 10 °C (▲); PEBD₂, 5 °C (□) y PEBD₂, 10 °C (*); (b) empacadas sin película a 5 °C (◆) y 10 °C (□).

Cuadro 15. Apariencia física de las setas (*Pleurotus ostreatus*) empacadas con PEBD₂ y almacenadas a 5 y 10 °C, comparadas con las setas sin película a 10 °C; después de nueve días de almacenamiento.

Características físicas	PEBD₂, 5 °C	PEBD₂, 10 °C	S/película, 10 °C
Aroma	Característico (agradable)	Característico (agradable)	No característico (desagradable)
Condensación de humedad	Poca	Poca	No existió
Formación de micelio	No existió	Muy poco	No existió
Color	Característico	Ligera decoloración	Decoloración

b. Sabor

Debido a que en la evaluación de la apariencia, las setas empacadas con PEBD₂ y almacenadas a 5 y 10 °C presentaron las mejores características; la evaluación del sabor solo se realizó con cuerpos fructíferos empacados con esta película. En el Cuadro 16 se muestran los resultados de la evaluación del sabor de las setas empacadas con PEBD₂ y almacenadas a 5 y 10 °C comparadas con las setas frescas. Se observó que no hubo diferencia significativa entre las muestras a un nivel de significancia del 5 %. En la Figura 9 se muestra el platillo de las setas preparadas a la mexicana.

7. Proteína total

En el Cuadro 17 se observa que no fue muy significativo la variación del contenido de proteína durante el tiempo de almacenamiento establecido. El almacenamiento de los cuerpos fructíferos a 5 y 10 °C retardó los cambios en el contenido de proteína, posiblemente debido a una reducción de las actividades metabólicas.

8. Análisis microbiológicos

La contaminación bacteriana en los hongos comestibles se inicia durante su cultivo y cosecha. En el Cuadro 18 se presenta la cuenta total de aerobios y anaerobios en cuerpos fructíferos de *Pleurotus ostreatus* almacenados a 10 °C (sin película), y 5 °C (empacados con PEBD₂). La cuenta total de aerobios fue mayor para las setas almacenadas sin película a 10 °C, comparada con las setas empacadas con PEBD₂ (50 µm de espesor) a 5 °C; sin embargo la tendencia de crecimiento fue muy similar en ambos tratamientos. Para la cuenta total de aerobios, la distribución t mostró una diferencia estadística significativa entre las setas empacadas con PEBD₂ y almacenadas a 5 °C, con las empacadas sin película y almacenadas a 10 °C. En lo que se refiere a cuenta total de anaerobios, no existió

Cuadro 16. Evaluación del sabor de *Pleurotus ostreatus* a los nueve días de almacenamiento.

MUESTRAS	68	73	97
Suma de rangos	116 ^a	117 ^a	139 ^a

Superíndices diferentes entre las muestras (columnas) presentan diferencias estadísticas significativas ($\alpha = 0.05$).

68. Representa a las setas almacenadas a 5 °C y empacadas en PEBD₂.

73. Representa a las setas almacenadas a 10 °C y empacadas en PEBD₂.

97. Representa a las setas frescas (cosechadas en el día de la evaluación).



Figura 9. Setas (*Pleurotus ostreatus*) de la cepa INIREB-8 preparadas a la mexicana para su evaluación sensorial a nivel consumidor.

Cuadro 17. Contenido de proteína en setas (*Pleurotus ostreatus*) durante el almacenamiento en atmósferas modificadas pasivas.

Tiempo (días)	Tratamiento	Proteína (%) (N x 6.25)
0	Setas frescas	27.77 ± 0.918
3	PEBD ₂ , 5 °C	27.28 ± 0.461
	S/película, 10 °C	27.20 ± 0.410
6	PEBD ₂ , 5 °C	26.78 ± 0.173
	S/película, 10 °C	26.70 ± 0.654
9	PEBD ₂ , 5 °C	26.22 ± 0.164
	S/película, 10 °C	26.20 ± 0.298

Cuadro 18. Cuenta total de bacterias aerobias y anaerobias en setas (*Pleurotus ostreatus*) durante el almacenamiento en atmósferas modificadas pasivas.

Tiempo (días)	Tratamiento	Cuenta total log (ufc/g)	
		Aerobios	Anaerobios
0	Setas frescas	6.03 ± 0.11	4.45 ± 0.40
3	PEBD ₂ , 5 °C	6.43 ± 2.03	5.32 ± 1.03
	S/película, 10 °C	7.23 ± 1.38	5.87 ± 0.98
6	PEBD ₂ , 5 °C	6.84 ± 1.15	6.46 ± 1.49
	S/película, 10 °C	8.38 ± 0.13	7.30 ± 0.17
9	PEBD ₂ , 5 °C	6.26 ± 0.13	5.88 ± 0.23
	S/película, 10 °C	8.50 ± 0.49	7.55 ± 0.10

Valores promedios (n=3) ± desviación estándar.

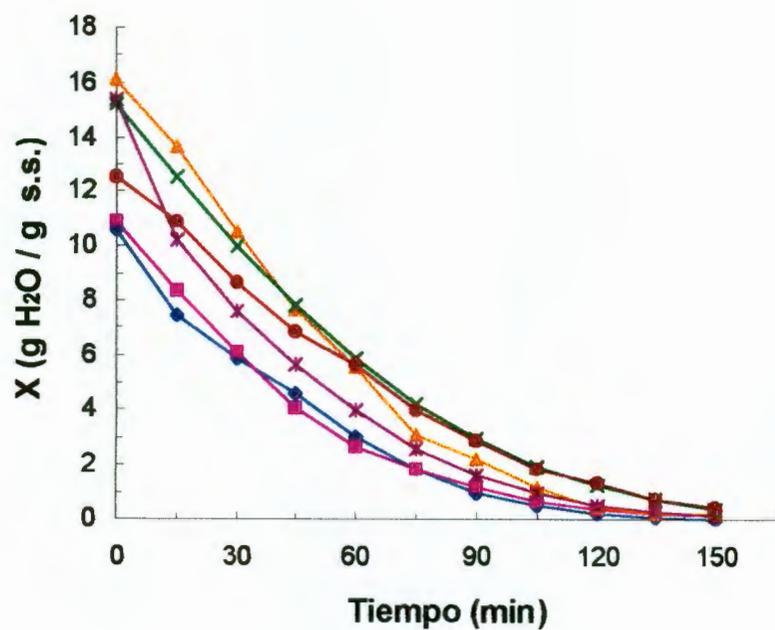
diferencia estadística significativa entre los tratamientos a un nivel de confianza del 95 %.

B. Deshidratación

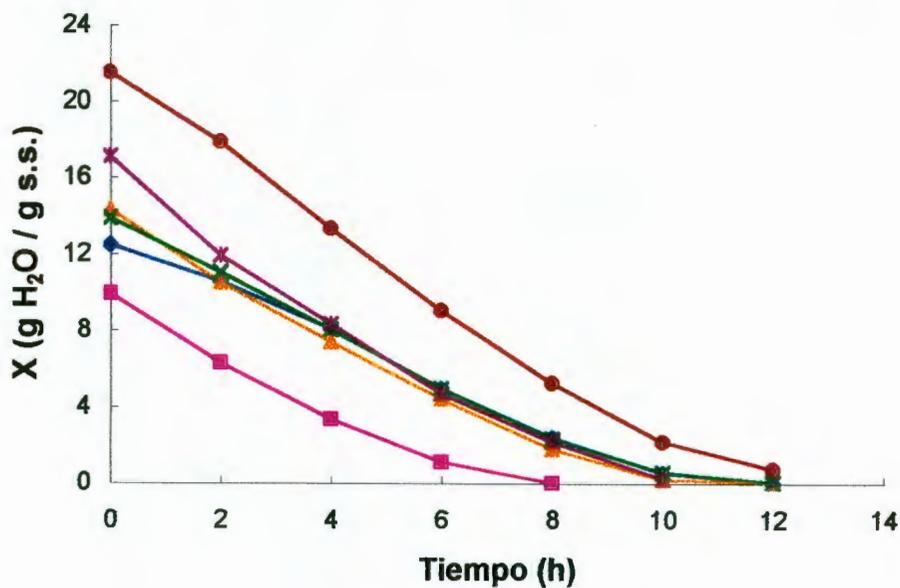
1. Cinética de secado

En la Figura 10a se muestra la cinética de secado de las setas deshidratadas en el secador de túnel utilizando una temperatura del aire de 65 °C. El efecto de los pretratamientos sobre el tiempo de secado (150 min) no fue significativo. La mayor pérdida de humedad se presentó durante los primeros 60 minutos. La humedad al inicio de la operación dependió del tratamiento aplicado. La humedad de las setas frescas fue de 10.51 g H₂O / g s.s. (S/T), mientras que para las setas que se sometieron a los diferentes pretratamientos la humedad inicial fue de 10.87 g H₂O / g s.s. para las escaldadas (ESC), de 16.1 g H₂O / g s.s. para las tratadas con metabisulfito de sodio al 0.1 % (MBS1), de 15.24 g H₂O / g s.s. para las tratadas con metabisulfito de sodio al 0.5 % (MBS2), de 15.35 g H₂O / g s.s. para las tratadas con ácido cítrico al 0.1 % (AC1), y de 12.57 g H₂O / g s.s. para las tratadas con ácido cítrico al 0.5 % (AC2). Le Loch-Bonazzi y col. (1992) reportaron contenidos de humedad de 4, 5 y 11 % para *Agaricus bisporus* deshidratados con aire caliente, a vacío y por liofilización respectivamente. En este trabajo, el contenido de humedad de las setas deshidratadas por los diferentes métodos de secado se muestra en el Cuadro 19, no existieron diferencias estadísticas significativas de la humedad final de las setas deshidratadas debido a los pretratamientos. La velocidad de secado fue mayor para las setas que no se trataron que para las que se trataron. Lo anterior coincide con lo reportado por Gothandapani y col. (1997) para especies *Pleurotus* deshidratadas en un secador de túnel. Las setas que se escaldaron fueron las que presentaron la menor velocidad de secado (Figura 11a). La apariencia de las setas deshidratadas por este método se muestra en la Figura 12.

La cinética de secado de las setas deshidratadas a vacío se presenta en la Figura 10b. El tiempo de secado necesario fue de entre ocho y doce horas hasta obtener las humedades presentadas en el Cuadro 19. Las setas que se escaldaron



a



b

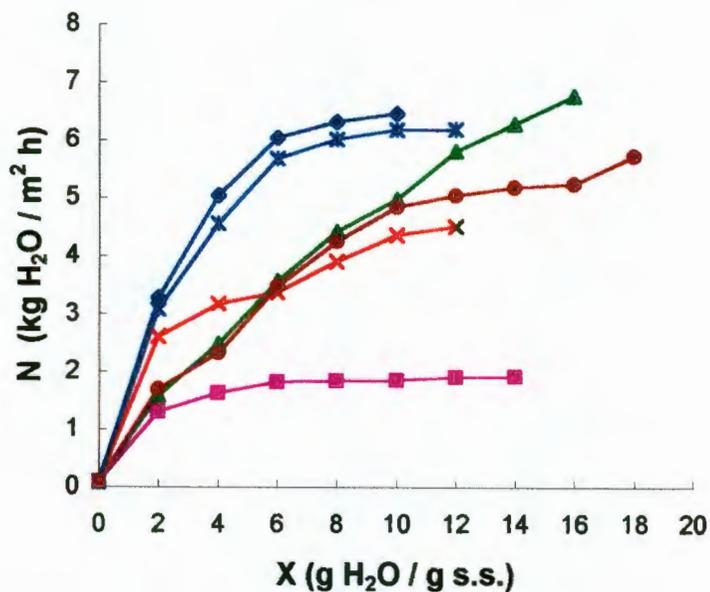
Figura 10. Características de secado de setas (*Pleurotus ostreatus*) deshidratadas en un secador de túnel (a) y un secador a vacío (b). S/T (♦), ESC (■), MBS1 (▲), MBS2 (x), AC1 (*) y AC2 (•).

Cuadro 19. Contenido de humedad (% b. h.) de las setas deshidratadas.

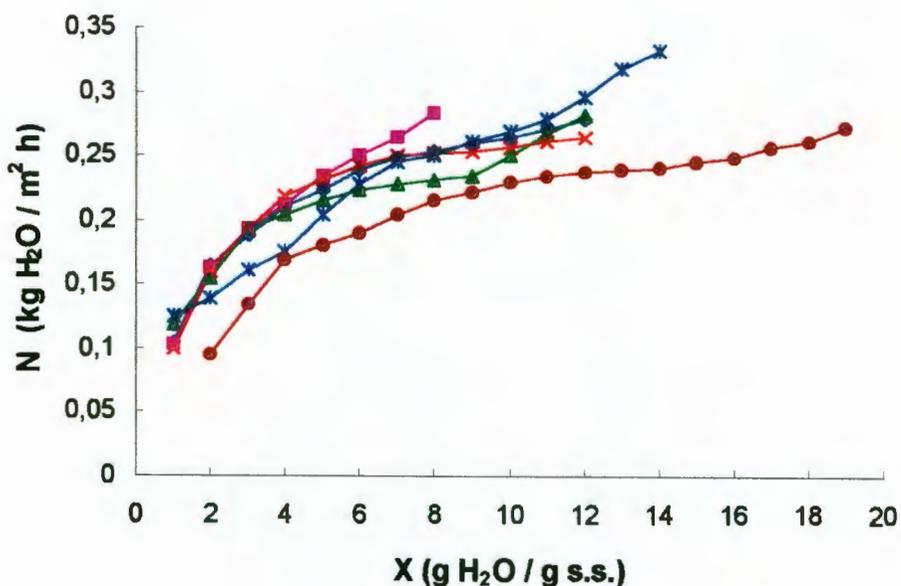
Tratamiento	Túnel	Vacío	Liofilización
S/T	7.7 ^a	6.7 ^b	7.1 ^a
ESC	7.9 ^a	4.8 ^a	7.7 ^a
MBS1	7.9 ^a	4.7 ^a	7.9 ^a
MBS2	7.5 ^a	8.0 ^c	8.1 ^a
AC1	7.3 ^a	4.5 ^a	8.0 ^a
AC2	7.1 ^a	7.9 ^c	8.1 ^a

Superíndices diferentes entre los métodos de secado (columnas) muestran diferencias estadísticas significativas ($\alpha = 0.05$).

% b.h. = % base húmeda.



a



b

Figura 11. Efecto del pretratamiento sobre la velocidad de secado de setas (*Pleurotus ostreatus*) deshidratadas en un secador de túnel (a) y un secador a vacío (b). S/T (♦), ESC (■), MBS1 (▲), MBS2 (x), AC1 (*) y AC2 (●).

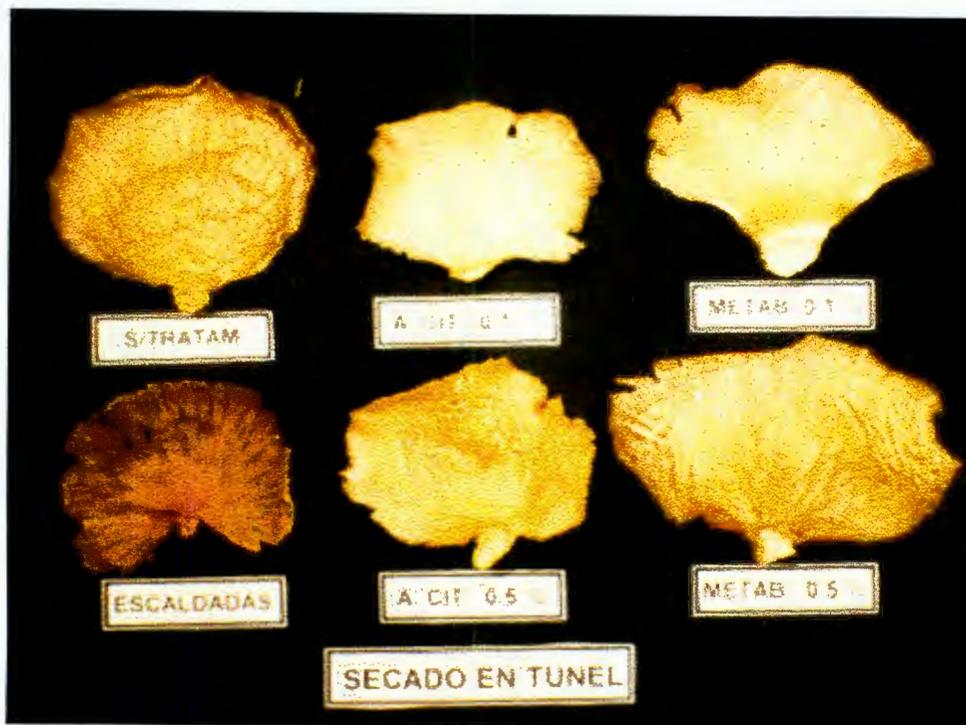


Figura 12. Apariencia de los cuerpos fructíferos de setas (*Pleurotus ostreatus*) de la cepa INIREB-8 deshidratados en un secador de túnel.

necesitaron un tiempo de secado de ocho horas para alcanzar una humedad del 4.8 %, mientras que las tratadas con AC1 requirieron diez horas para obtener una humedad del 4.5 %.

Existieron diferencias estadísticas significativas de la humedad final de las setas deshidratadas a vacío tal como se muestra en el Cuadro 19 debido al efecto de los pretratamientos. La mayor velocidad de secado se presentó para las setas tratadas con AC1, y las de velocidad de secado menor fueron las que se trataron con AC2 (Figura 11b). En la Figura 13 se muestra la apariencia de las setas deshidratadas por este método. Las setas deshidratadas por liofilización necesitaron un tiempo de cuarenta y ocho horas para obtener los contenidos de humedad final mostrados en el Cuadro 19. La apariencia de los cuerpos fructíferos deshidratados por liofilización se muestran en la Figura 14.

El ANOVA mostró que el método de secado y los tratamientos tuvieron un efecto estadístico significativo sobre el contenido de humedad de las setas deshidratadas. De acuerdo a la prueba de Tukey, las principales diferencias se presentaron entre las setas deshidratadas en túnel y vacío, y entre vacío y liofilización; mientras que para las obtenidas por túnel y liofilización no hubo diferencia estadística significativa. El Cuadro 19 muestra las diferencias en contenido de humedad de las setas deshidratadas para cada método de secado utilizado.

2. Color

Los datos del Cuadro 20 representan el grado de blancura o de oscurecimiento (valores L) de las setas deshidratadas. Las setas escaldadas fueron de un color más oscuro y de una apariencia semitranslúcida para cada uno de los métodos de secado utilizados. Este resultado es muy similar al reportado por Oddson y Jelen (1981) para *Pleurotus florida*. Las setas deshidratadas en el secador de túnel que presentaron el mayor valor de L fueron las que se trataron con MBS1 (74.13), mientras que para las deshidratadas a vacío las que no se trataron (control) presentaron el mayor valor de L (71.63). Las setas deshidratadas por liofilización y que se pretrataron con MBS1 y MBS2 presentaron los mayores valores de L (82.76 y 82.53 respectivamente). El color oscuro se atribuye principalmente a la actividad



Figura 13. Apariencia de los cuerpos fructíferos de setas (*Pleurotus ostreatus*) de la cepa INIREB-8 deshidratados en un secador a vacío.

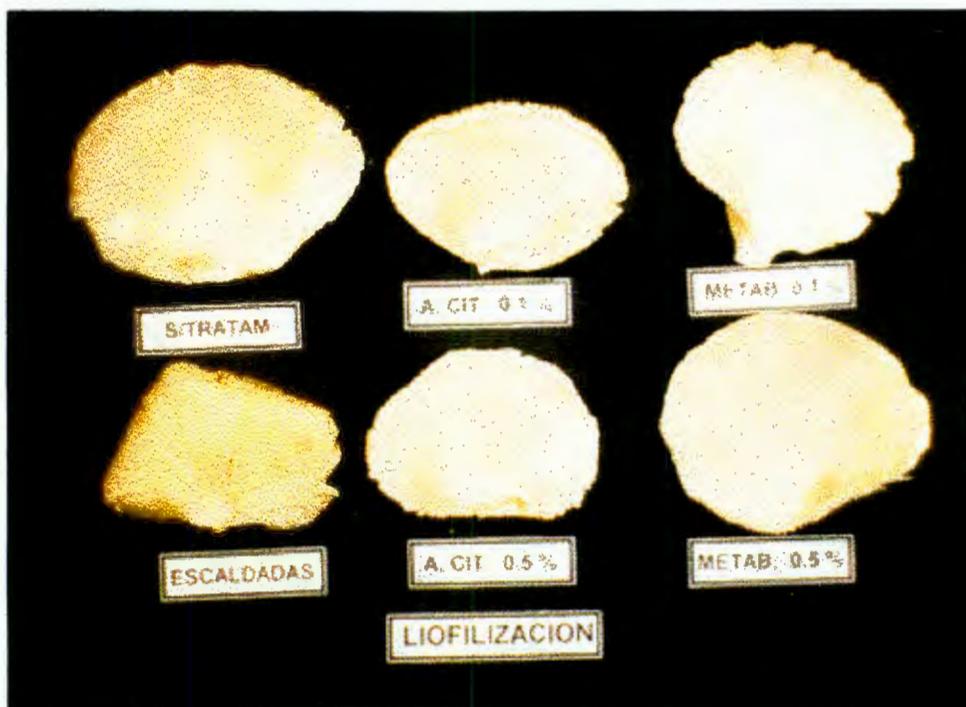


Figura 14. Apariencia de los cuerpos fructíferos de setas (*Pleurotus ostreatus*) de la cepa INIREB-8 deshidratados por liofilización.

Cuadro 20. Valores L de las setas deshidratadas en un secador de túnel, a vacío y por liofilización.

Tratamiento	Túnel	Vacío	Liofilización
S/T	69.9 ^c	71.63 ^f	79.43 ^b
ESC	48.63 ^a	53.26 ^a	74.23 ^a
MBS1	74.13 ^f	67.53 ^d	82.76 ^e
MBS2	64.66 ^b	62.36 ^c	82.53 ^e
AC1	71.63 ^e	70.60 ^e	80.26 ^c
AC2	70.30 ^d	58.93 ^b	82.11 ^d

Superíndices diferentes entre los métodos de secado (columnas) muestran diferencias estadísticas significativas ($\alpha = 0.05$).

enzimática de la polifenoloxidasa, la cual muestra su máxima actividad entre 30 y 50 °C (Svensson, 1977). Sin embargo, en el presente trabajo no se determinó dicha actividad enzimática.

Se presentó un efecto estadístico significativo del método de secado y de los tratamientos sobre el color (valores L) de las setas deshidratadas. La prueba de Tukey mostró que no existieron diferencias estadísticas significativas entre las setas deshidratadas en túnel y vacío, mientras que para las deshidratadas en túnel y liofilización, y en vacío y liofilización si existieron diferencias estadísticas significativas del color. De los datos reportados en el Cuadro 20, se observa que para los métodos de secado y tratamientos utilizados el valor L fue diferente.

Le Loch-Bonazzi y col. (1992) reportan que los cuerpos fructíferos de *Agaricus bisporus* deshidratados con aire caliente y a vacío presentaron sistemáticamente un color más oscuro que los que se liofilizaron. Los resultados obtenidos en este trabajo muestran claramente la diferencia en el valor L de las setas deshidratadas en el secador de túnel, a vacío y por liofilización.

3. Capacidad de rehidratación

En el Cuadro 21 se muestran los valores de la capacidad de rehidratación a 25 y 94 °C. La rehidratación fue mucho más rápida a 94 °C que a 25 °C. Riaz y col. (1991) y Hussain y col. (1994) reportaron que para especies *Pleurotus* deshidratadas, la capacidad de rehidratación en las muestras sin escaldar fue significativamente mayor comparada con las que no se escaldaron. En este trabajo, las setas deshidratadas en el secador de túnel que tuvieron la mayor capacidad de rehidratación a 25 °C fueron las que se trataron con MBS1 (6.89 kg H₂O/kg s.s.), no existiendo diferencia estadística significativas con las S/T (6.47 kg H₂O/kg s.s.), y AC1 (6.40 kg H₂O/kg s.s.); mientras que las setas escaldadas presentaron la menor capacidad de rehidratación (1.96 H₂O/kg s.s.). Respecto a las setas deshidratadas a vacío, las setas consideradas como control (S/T) fueron las que mostraron mayor capacidad de rehidratación (6.38 kg H₂O/kg s.s.), no existiendo diferencia estadística significativas con las tratadas con MBS1 (6.20 kg H₂O/kg s.s.), y AC1 (6.12 kg H₂O/kg s.s.). Las setas escaldadas fueron las de menor capacidad de rehidratación

Cuadro 21. Capacidad de rehidratación (kg H₂O / kg s. s.) a 25 y 94 °C de setas deshidratadas en un secador de túnel, a vacío y por liofilización.

Tratamiento	Túnel		Vacío		Liofilización	
	25 °C	94 °C	25 °C	94 °C	25 °C	94 °C
S/T	6.47 ^c	5.34 ^c	6.38 ^c	6.08 ^c	11.03 ^c	9.04 ^{abc}
ESC	1.96 ^a	2.77 ^a	2.60 ^a	3.75 ^a	7.76 ^a	9.52 ^c
MBS1	6.89 ^c	5.82 ^c	6.20 ^c	5.11 ^{bc}	9.77 ^{bc}	9.22 ^{bc}
MBS2	4.73 ^b	3.85 ^b	3.23 ^a	4.51 ^{ab}	9.04 ^{ab}	8.45 ^a
AC1	6.40 ^c	5.01 ^c	6.12 ^c	5.09 ^{bc}	11.07 ^c	9.15 ^{abc}
AC2	5.83 ^{bc}	4.84 ^{bc}	4.50 ^b	4.44 ^{ab}	10.06 ^{bc}	8.69 ^{ab}

Superíndices diferentes entre los métodos de secado (columnas) muestran diferencias estadísticas significativas ($\alpha = 0.05$).

(2.60 kg H₂O/kg s.s.) aunque no hubo diferencia estadística significativas con las tratadas con MBS2 (3.23 kg H₂O/kg s.s.). Para las setas deshidratadas por liofilización, la mayor capacidad de rehidratación la presentaron las setas tratadas con AC1 (11.07 kg H₂O/kg s.s.), S/T (11.03 kg H₂O/kg s.s.), AC2 (10.06 kg H₂O/kg s.s.) y MBS1 (9.77 kg H₂O/kg s.s.) no existiendo diferencia estadística significativas entre ellas. Nuevamente las setas escaldadas fueron las que presentaron la menor capacidad de rehidratación (7.76 kg H₂O/kg s.s.). Cuando la rehidratación se realizó a 94 °C, las setas tratadas con MBS1 y deshidratadas en túnel presentaron la mayor capacidad de rehidratación (5.82 kg H₂O/kg s.s.) no existiendo diferencia estadística significativas entre las S/T (5.34 kg H₂O/kg s.s.), AC1 (5.01 kg H₂O/kg s.s.) y AC2 (4.84 kg H₂O/kg s.s.). Las setas escaldadas mostraron la menor capacidad de rehidratación (2.77 kg H₂O/kg s.s.). La mayor capacidad de rehidratación para setas deshidratadas a vacío fue para las S/T (6.08 kg H₂O / kg s.s.), no existieron diferencias significativas con las MBS1 (5.11 kg H₂O/kg s.s.) y AC1 (5.09 kg H₂O/kg s.s.). Las setas que presentaron el menor valor fueron las escaldadas (3.75 kg H₂O/kg s.s.). Para las setas liofilizadas rehidratadas a 94 °C, la mayor capacidad de rehidratación fue para las ESC (9.52 kg H₂O/kg s.s.) que no mostraron diferencia estadística significativa con MBS1 (9.22 kg H₂O/kg s.s.), AC1 (9.15 kg H₂O/kg s.s.) y S/T (9.04 kg H₂O/kg s.s.). Las de menor capacidad de rehidratación fueron las tratadas con MBS2 (8.45 kg H₂O/kg s.s.), que no presentaron diferencia significativa con las S/T, AC1 y AC2.

La capacidad de rehidratación a 25 y 94 °C de las setas liofilizadas fue mayor que para las setas deshidratadas en túnel y a vacío. El tiempo de rehidratación a 25 °C fue de 12 a 18 min para las setas deshidratadas en túnel, de 14 a 16 min para las de vacío, y de 5 a 10 s para las liofilizadas. La rehidratación a 94 °C fue prácticamente instantánea para las setas deshidratadas por los tres métodos. La capacidad de rehidratación en general fue significativamente mayor para las setas sin escaldar cuando se compararon con las escaldadas. Esto posiblemente se debe a que, a velocidades grandes de secado las capas exteriores del producto se hacen rígidas y a medida que continúa el secado, los tejidos se rompen interiormente formando una estructura abierta, con una densidad global pequeña, y mejores características de rehidratación (Van Arsdel, 1973). El escaldado proporcionó un

producto estructuralmente más compacto después de la deshidratación. Este factor afectó negativamente la rehidratación de las setas. La capacidad de rehidratación fue ligeramente menor a 94 °C.

La capacidad de rehidratación a 25 y 94 °C de las setas deshidratadas se vio afectada por el método de secado y los tratamientos aplicados a las setas frescas. De acuerdo a la prueba de Tukey la capacidad de rehidratación a 25 °C de las setas deshidratadas por los tres métodos de secado empleados fue estadísticamente significativa. A 94 °C las diferencias estadísticas significativas de la capacidad de rehidratación se presentaron entre las setas deshidratadas en el secador de túnel y liofilización, y entre vacío y liofilización, no así para las deshidratadas en túnel y vacío.

4. Proteína total

Las setas frescas presentaron un contenido de proteína del 27.77 % (N x 6.25). En general existió una ligera disminución del contenido de proteína de las setas deshidratadas por los diferentes métodos. Para las deshidratadas en túnel los valores fueron de entre 22.42 % para MBS2 a 24.96 % para MSB1, para vacío de 23.04 % para ESC a 26.75 % para MBS1, y para las liofilizadas de 22.11 % para AC2 a 24.59 % para AC1, tal y como se muestra en el Cuadro 22. El contenido de proteína fue ligeramente menor para las setas escaldadas que para las no escaldadas.

El método de secado y los tratamientos a los que se sometieron las setas presentaron un efecto estadístico significativo sobre el contenido de proteína de las setas deshidratadas. La prueba de Tukey mostró que las principales diferencias se presentaron en las setas deshidratadas en túnel y vacío, y entre vacío y liofilización; no así para el caso de túnel y liofilización. En el Cuadro 22, se observa que no existieron diferencias estadísticas significativas entre las setas deshidratadas por liofilización, mostrándose más variación entre las deshidratadas en túnel y vacío.

Cuadro 22. Contenido de proteína (N x 6.25) en base seca de las setas deshidratadas.

Tratamiento	Túnel	Vacío	Liofilización
S/T	23.45 ^b	25.10 ^b	22.36 ^a
ESC	22.42 ^a	23.04 ^a	22.54 ^a
MB1	24.96 ^c	26.75 ^b	22.81 ^a
MB2	22.56 ^a	23.90 ^{ab}	24.26 ^a
AC1	23.35 ^b	25.89 ^b	24.59 ^a
AC2	23.84 ^b	27.95 ^b	22.11 ^a

Superíndices diferentes entre los métodos de secado (columnas) muestran diferencias estadísticas significativas ($\alpha = 0.05$).

5. Textura

Los resultados de la textura se muestran en el Cuadro 23. La firmeza de las setas frescas fue de 4.02 N/g. De las muestras deshidratadas en el secador de túnel las de mayor firmeza fueron las que se sometieron a los diferentes tratamientos alcanzando valores de entre 33.84 (MBS2) hasta 39.24 N/g (ESC). Las más frágiles fueron las setas sin tratamiento (26.29 N/g). No existieron diferencias significativas de la textura de las setas deshidratadas a vacío por el efecto de los pretratamientos, los valores obtenidos fueron de 46.69 (S/T) hasta 56.01 N/g (ESC). De la misma manera, la textura en las setas liofilizadas no mostró diferencia estadística significativa debido a los tratamientos a que se sometieron. Los valores de la firmeza fueron de 33.65 (MBS2) hasta 37.86 N/g (AC2).

El ANOVA mostró que el método de secado tuvo un efecto estadístico significativo sobre la textura de las setas deshidratadas, mientras que los tratamientos no la afectaron. De acuerdo con la prueba de Tukey las diferencias estadísticas significativas de la textura se presentaron entre las setas deshidratadas en el secador de túnel y a vacío, y entre vacío y liofilización. No existieron diferencias en la textura de las setas deshidratadas en el secador de túnel y por liofilización.

6. Evaluación sensorial

El panel de evaluación se conformó con 10 estudiantes (7 mujeres y 3 hombres) del Instituto de Ciencias Agrícolas de entre 22 y 27 años, algunos de los cuales ya tenían experiencia en pruebas de evaluación sensorial. En el Cuadro 24 se muestra la información referente a los panelistas seleccionados.

a. Apariencia y textura

En el Cuadro 25 se presentan los resultados de apariencia y textura de las setas deshidratadas en el secador de túnel. No existieron diferencias estadísticas significativas de la forma debido a los diferentes tratamientos, observándose en general setas con bordes ligeramente arrugados. Cuando las setas se trataron con

Cuadro 23. Textura (N/g) de setas deshidratadas en el secador de túnel, a vacío y por liofilización.

Tratamiento	Túnel	Vacío	Liofilización
S/T	26.29 ^a	46.69 ^a	36.98 ^a
ESC	39.24 ^b	56.01 ^a	33.74 ^a
MBS1	34.53 ^b	52.48 ^a	36.19 ^a
MBS2	33.85 ^b	50.81 ^a	33.64 ^a
AC1	38.85 ^b	53.46 ^a	37.27 ^a
AC2	37.47 ^b	52.48 ^a	37.86 ^a

Superíndices diferentes entre los métodos de secado (columnas) muestran diferencias estadísticas significativas ($\alpha = 0.05$).

Cuadro 24. Referencias de salud y hábitos de los panelistas seleccionados.

	Sí	No
	(%)	(%)
¿Padece alguna enfermedad que pueda afectar sus sentidos?	10	90
¿Es daltónico?		100
¿Fuma?		100
¿Padece intolerancia a algún alimento?		100
¿Está dispuesto a participar en una evaluación sensorial?	100	

Cuadro 25. Evaluación de las características de apariencia y textura de setas deshidratadas en túnel.

Tratamiento	Forma	Color	Textura
S/T	5.8 ^a	5.1 ^b	4.5 ^{bc}
ESC	4.0 ^a	7.8 ^c	2.4 ^a
MBS1	4.3 ^a	2.0 ^a	3.1 ^{ab}
MBS2	5.7 ^a	3.2 ^{ab}	2.5 ^a
AC1	5.5 ^a	4.4 ^b	4.8 ^{bc}
AC2	6.1 ^a	5.2 ^b	5.3 ^c

Medias en la misma columna con diferentes superíndices son significativamente diferentes ($\alpha = 0.05$).

metabisulfito de sodio al 0.1 % mostraron un color más claro cercano a un crema ligero, que presentaron diferencias estadísticas significativas con todas las demás muestras a excepción de las que se trataron con metabisulfito de sodio al 0.5 %. Las setas con el color más oscuro fueron las que se escaldaron. La textura se expresó como fragilidad al tacto, se pudo observar que las setas de menor textura fueron las que se escaldaron y las que se trataron con metabisulfito de sodio al 0.5 %, mientras que las setas que presentaron menos fragilidad fueron las que se trataron con ácido cítrico al 0.5 %, ácido cítrico al 0.1 %, y sin tratamiento, no existiendo diferencia estadística significativa entre ellas. En términos generales las setas tratadas con AC2 fueron las mejores aceptadas por el panel de evaluadores y sus valores de forma, color y textura son muy semejantes a las setas S/T. Los resultados de la apariencia de las setas deshidratadas a vacío se muestran en el Cuadro 26. Las setas deshidratadas por este método mostraron encogimiento para todos los tratamientos. Los bordes resultaron ligeramente arrugados y más ensortijados que las deshidratadas en túnel, no se observaron diferencias estadísticas significativas entre ellas debido a los diferentes tratamientos a que se sometieron. Respecto al color, las setas más claras fueron las que no se les dió ningún tratamiento y las que se trataron con metabisulfito de sodio al 0.1 %; no existiendo diferencias estadísticas significativas entre ellas así como con las tratadas con metabisulfito de sodio al 0.5 % y con ácido cítrico al 5.4 %. Las setas escaldadas y las tratadas con ácido cítrico al 0.5 % mostraron el color más oscuro, no existiendo diferencias estadísticas entre ellas. Las setas tratadas con ácido cítrico al 0.5 % fueron las más frágiles, y no existieron diferencias estadísticas significativas con las tratadas con metabisulfito de sodio al 0.5 % y ácido cítrico al 0.1 %. Se observó una mayor resistencia entre las setas sin tratamiento, escaldadas, tratadas con metabisulfito de sodio al 0.1 y 0.5 %; no existiendo diferencias estadísticas significativas entre ellas.

En lo que respecta a las setas deshidratadas por liofilización, en el Cuadro 27 se muestran los resultados de la apariencia. Las setas que mostraron los bordes más arrugados fueron las que se escaldaron, las que no se trataron y las tratadas con metabisulfito de sodio al 0.1 %, no existieron diferencias estadísticas significativas entre ellas. Las que mantuvieron la mejor forma (bordes más lisos) fueron las

Cuadro 26. Evaluación de las características de apariencia y textura de setas deshidratadas a vacío.

Tratamiento	Forma	Color	Textura
S/T	4.8 ^a	4.3 ^a	4.7 ^{bc}
ESC	5.6 ^a	7.9 ^c	5.0 ^c
MBS1	4.5 ^a	4.2 ^a	5.1 ^c
MBS2	5.2 ^a	5.3 ^{ab}	4.4 ^{abc}
AC1	5.2 ^a	5.4 ^{ab}	3.2 ^{ab}
AC2	5.7 ^a	6.4 ^{bc}	2.9 ^a

Medias en la misma columna con diferentes superíndices son significativamente diferentes ($\alpha = 0.05$).

Cuadro 27. Evaluación de las características de apariencia y textura de setas deshidratadas por liofilización.

Tratamiento	Forma	Color	Textura
S/T	2.0 ^{ab}	2.2 ^a	1.9 ^a
ESC	4.3 ^b	5.1 ^b	2.7 ^a
MBS1	3.1 ^{ab}	1.9 ^a	3.1 ^a
MBS2	1.5 ^a	1.0 ^a	2.4 ^a
AC1	2.6 ^{ab}	1.7 ^a	3.5 ^a
AC2	3.8 ^{ab}	0.6 ^a	2.1 ^a

Medias en la misma columna con diferentes superíndices son significativamente diferentes ($\alpha = 0.05$).

tratadas con metabisulfito de sodio al 0.5 %, no existiendo diferencias estadísticas significativas con las que no se les proporcionó algún tratamiento, las tratadas con metabisulfito de sodio al 0.1 % y con ácido cítrico al 0.1 y 0.5 % respectivamente. El color fue claro existiendo diferencias estadísticas significativas entre las setas escaladas (las más oscuras), con el resto de las setas deshidratadas. No existieron diferencias estadísticas significativas de la textura de las setas deshidratadas debido a los diferentes pretratamientos a los que se sometieron.

La características de forma, color, y textura de las setas deshidratadas se vió influenciada por los pretratamientos y por los métodos de deshidratación utilizados. Al pretratar las setas con metabisulfito de sodio, este permitió obtener un producto de mejor color y apariencia, ya que este compuesto inhibe las reacciones de oscurecimiento enzimático. El escaldado no resultó apropiado como un pretratamiento para deshidratar setas, ya que se obtiene un producto de mala calidad.

Li-Shing-Tat y Jelen (1987) reportaron que los cuerpos fructíferos de *Pleurotus sajor-caju* deshidratados por liofilización presentaron una mejor apariencia que los deshidratados con aire caliente y a vacío. En este trabajo, el método de secado que proporcionó las setas deshidratadas de mejor calidad fue el de liofilización, seguido por el secado en túnel.

b. Apariencia global

Las setas de mejor apariencia global deshidratadas en el secador de túnel fueron las que se trataron con metabisulfito de sodio al 0.1 % seguidas por las de metabisulfito de sodio al 0.5 %, entre las que no se presentaron diferencias estadísticas significativas (Cuadro 28). Las de peor apariencia fueron las que se escaldaron. En lo que se refiere a las setas deshidratadas a vacío, las de mejor apariencia fueron las que no se trataron, las tratadas con metabisulfito de sodio al 0.1 y 0.5 % respectivamente, no existiendo diferencias estadísticas significativas entre ellas. Las setas que se escaldaron fueron las que presentaron la peor apariencia. De las setas deshidratadas por liofilización, las que mostraron la mejor apariencia fueron las que se trataron con metabisulfito de sodio al 0.5 % seguidas por las que se

Cuadro 28. Evaluación de la apariencia global de las setas deshidratadas.

Tratamiento	Túnel	Vacío	Liofilización
S/T	60 ^{ab}	91 ^c	76 ^{ab}
ESC	30 ^a	37 ^a	56 ^a
MBS1	115 ^c	91 ^c	74 ^{ab}
MBS2	86 ^{bc}	74 ^c	95 ^b
AC1	70 ^b	67 ^{bc}	59 ^a
AC2	59 ^{ab}	60 ^{abc}	60 ^a

Medias en la misma columna con diferentes superíndices son significativamente diferentes ($\alpha = 0.05$).

trataron con metabisulfito de sodio al 0.1 % y las que no se trataron; entre las que no existieron diferencias estadísticas significativas. Las de peor apariencia fueron las que se escaldaron, y las tratadas con ácido cítrico al 0.1 y 0.5 % respectivamente. No existieron diferencias estadísticas significativas entre estas últimas.

De acuerdo a los resultados anteriores, las muestras de mejor apariencia que se eligieron para realizar las pruebas del sabor fueron:

- ❖ Setas deshidratadas en el secador de túnel pretratadas con metabisulfito de sodio al 0.1 % (MBS1).
- ❖ Setas deshidratadas en el secador a vacío pretratadas con metabisulfito de sodio al 0.1 % (MBS1).
- ❖ Setas deshidratadas por liofilización pretratadas con metabisulfito de sodio al 0.5 % (MBS2).

En términos generales, el metabisulfito de sodio proporcionó la mejor apariencia de las setas deshidratadas, mientras que con el escaldado se obtuvieron los productos de peor apariencia. Se puede considerar que el color es la característica que afecta en gran medida la aceptación del producto final. El tratamiento con metabisulfito de sodio permitió obtener productos de un color más claro. También se pudo observar que el escaldado no impidió que el producto deshidratado fuera más oscuro significativamente, lo que los hizo inaceptables a los panelistas.

En el Cuadro 29 se muestran los resultados obtenidos al comparar las mejores setas deshidratadas por los métodos de secado establecidos. Se observa que las setas mejor evaluadas fueron las que se deshidrataron por liofilización y en túnel, entre las que no existieron diferencias estadísticas significativas. Al comparar las mejores setas deshidratadas con las setas frescas, se observó que las de mejor aceptación fueron éstas últimas. No se presentaron diferencias estadísticas significativas entre las setas deshidratadas por liofilización y túnel (Cuadro 30). Las setas de peor apariencia fueron las deshidratadas a vacío.

Cuadro 29. Evaluación visual de las setas deshidratadas que tuvieron mejor apariencia.

	Túnel	Vacío	Liofilización
Preferencia	42 ^b	26 ^a	52 ^b

Suma de rangos con diferentes superíndices indican diferencia significativa ($\alpha = 0.05$).

Cuadro 30. Comparación de la apariencia de las setas deshidratadas con respecto a las setas frescas.

	Túnel	Vacío	Liofilización	Fresco
Preferencia	48 ^b	21 ^a	51 ^b	80 ^c

Suma de rangos con diferentes superíndices indican diferencia significativa ($\alpha = 0.05$)

c. Sabor, aroma y textura

En el Cuadro 31 se muestran los resultados del sabor, aroma y textura de las mejores setas deshidratadas por los métodos establecidos. En lo que se refiere al sabor y aroma, no existieron diferencias estadísticas significativas debido al método de secado, mientras que para textura, el valor mayor lo obtuvieron las setas deshidratadas en túnel y a vacío, no existiendo diferencias estadísticas entre ellas. Las de menor textura fueron las setas que se liofilizaron. Al considerar como referencia las setas frescas, el sabor de las setas deshidratadas por los tres métodos de secado se calificó como similar a éstas. El aroma de las setas deshidratadas fue ligeramente más agradable que las frescas. La textura de las setas deshidratadas a vacío fue ligeramente más firme que la de las setas frescas, mientras que para las setas deshidratadas en túnel fue muy similar. La textura de las setas liofilizadas fue calificada por los panelistas como moderadamente menos firme que la de las setas frescas.

d. Prueba a nivel consumidor

Los resultados obtenidos en la prueba de preferencia a nivel consumidor se muestran en el Cuadro 32. Li-Shing-Tat y Jelen (1987) reportaron que en la evaluación del sabor de cuerpos fructíferos de *Pleurotus sajor-caju* deshidratados con aire caliente, a vacío y por liofilización, no existieron diferencias significativas entre los hongos liofilizados y los secados a vacío. Adicionalmente, al evaluar el sabor de los hongos deshidratados con los hongos frescos, estos últimos presentaron mejores resultados. En este trabajo, la crema que se preparó con las setas en fresco fue la que tuvo la mayor preferencia, aunque dicha preferencia no fue estadísticamente significativa con respecto a las de las cremas preparadas con setas deshidratadas en túnel y liofilizadas. La crema preparada con las setas deshidratadas a vacío obtuvo el menor puntaje. Al parecer, la consistencia y el color de las cremas fueron los factores que más fuertemente influyeron en la elección de los panelistas. La consistencia de la crema preparada con las setas liofilizadas fue muy suave y hasta cierto punto cremosa, lo cual podría suponerse agradaería a los

Cuadro 31. Evaluación sensorial de las mejores setas deshidratadas por los tres métodos de secado teniendo como referencia las setas en fresco.

Método	Sabor	Aroma	Textura
Túnel	5.7 ^a	6.2 ^a	5.8 ^b
Vacío	5.3 ^a	6.2 ^a	6.4 ^b
Liofilización	5.6 ^a	5.7 ^a	3.5 ^a

Medias en la misma columna con diferentes superíndices son significativamente diferentes ($\alpha = 0.05$).

Cuadro 32. Evaluación sensorial de las setas deshidratadas y en fresco a nivel consumidor.

	Túnel	Vacío	Liofilización	Fresco
Preferencia	132 ^{ab}	108 ^a	113 ^{ab}	147 ^b

Suma de rangos con diferentes superíndices indican diferencia significativa ($\alpha = 0.05$).

,

panelistas; sin embargo, su sabor fue un poco insípido, lo cual pudo haber influido en su calificación final. El color y la consistencia de las cremas preparadas con setas frescas y deshidratadas en túnel fueron muy semejantes. La crema que se preparó con setas deshidratadas a vacío presentó un color más oscuro y una consistencia granulosa debido a que la textura de las setas rehidratadas fue firme, lo cual no resultó agradable al paladar de las personas que participaron en la evaluación. En la Figura 15, se muestra el perfil de cada uno de los métodos de secado, obtenido en base a las características sensoriales de las setas deshidratadas, lo que indica que existieron diferencias entre ellas.

5

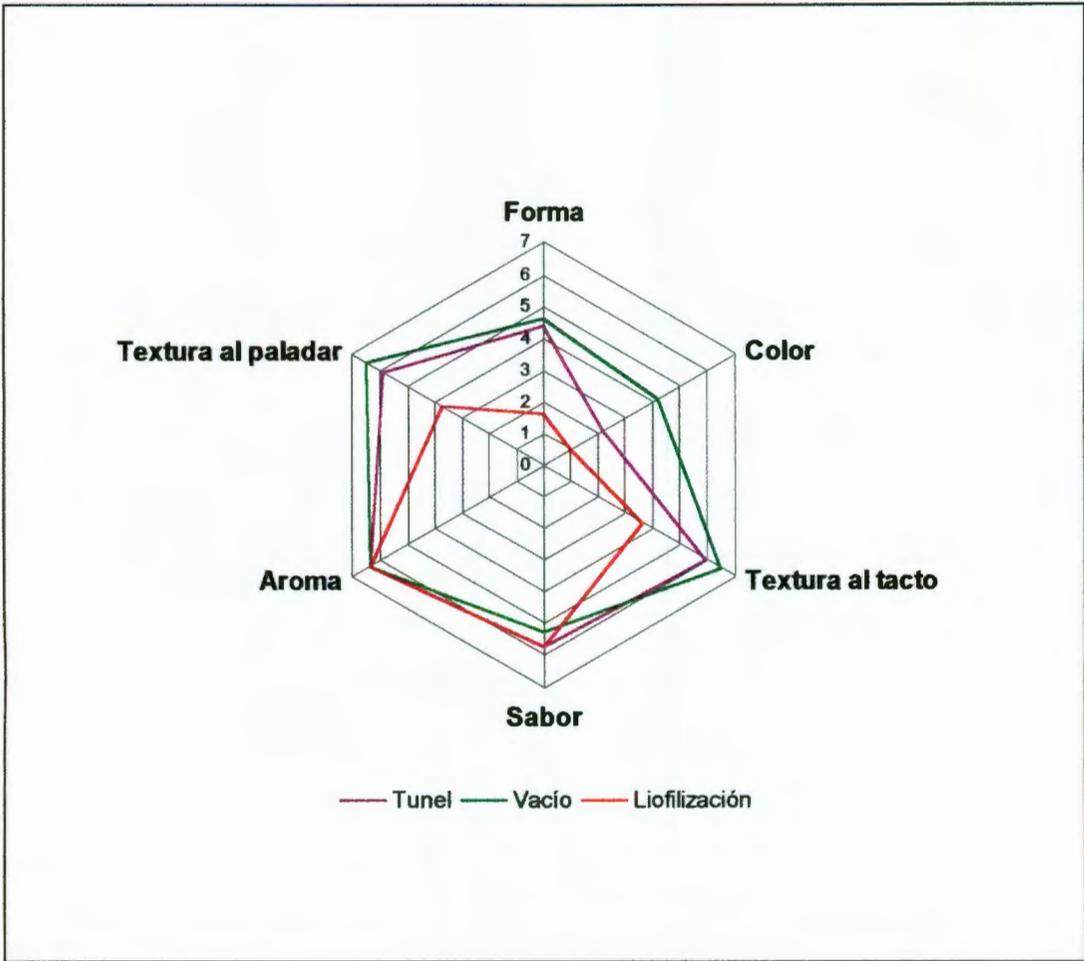


Figura 15. Perfil comparativo de las setas deshidratadas, en base a sus características evaluadas sensorialmente.

C. Isotermas de sorción

Las isotermas de sorción se determinaron sólo para las setas liofilizadas sin ningún pretratamiento. El contenido de humedad inicial fue de 6.125 %. Las humedades relativas de las sales que se utilizaron en el experimento y que se calibraron con el Rotronic a 25, 35 y 45 °C se muestran en el Cuadro 33.

Los resultados de las mediciones experimentales del contenido de humedad en equilibrio de setas liofilizadas a las tres temperaturas y siete actividades de agua se presentan en el Cuadro 34. El contenido de humedad de cada actividad de agua representa el valor medio de tres repeticiones.

Las isotermas de sorción de vapor de agua de setas (*Pleurotus ostreatus*) a 25, 35 y 45 °C se ilustran en la Figura 16. El efecto de la temperatura sobre las isotermas de sorción se muestra en la misma Figura. El incremento en la cantidad de agua sorbida a una actividad de agua determinada cuando disminuye la temperatura es consistente con la teoría de la adsorción física (Iglesias y col., 1975). Se han propuesto varias ecuaciones para describir los datos de sorción de humedad de alimentos (Van den Berg y Bruin, 1981). Se utilizaron dos de las ecuaciones más ampliamente aceptadas, la ecuación de Brunauer-Emmett-Teller (BET) y la ecuación de Guggenheim-Anderson-deBoer (GAB) para ajustar los datos experimentales.

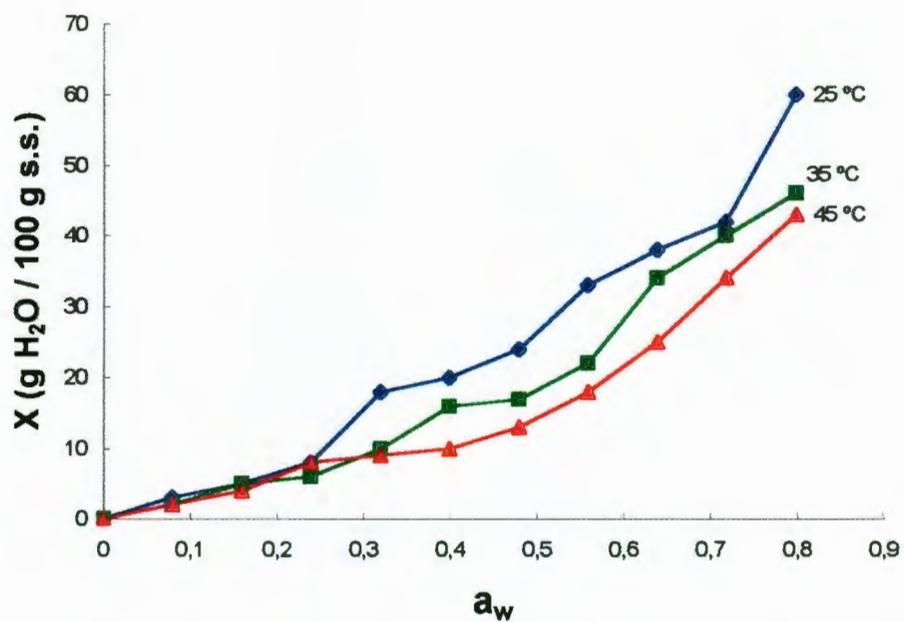
Los parámetros estimados de los modelos de sorción de BET y GAB para las setas deshidratadas se presentan en el Cuadro 35. Los valores de X_M , C y K son comparables a los de otros alimentos reportados en la literatura. De particular interés es el valor del contenido de humedad en la monocapa X_M , el cual indica la cantidad de agua fuertemente adsorbida sobre sitios específicos; y generalmente se considera como el contenido de humedad óptimo en el cual el alimento es estable. Karel (1975) ha informado que los valores de X_M para otros alimentos se encuentran en el intervalo de 4 a 11 g H₂O / 100 g s.s. Los resultados obtenidos indican que los valores de X_M para las setas varían de entre 8.69 y 32.58 g H₂O / 100 g s.s., dependiendo de la temperatura y la ecuación utilizada para la estimación. De los datos obtenidos, se observa que para el caso de la adsorción, los valores de X_M disminuyen cuando se incrementa la temperatura, esta tendencia es también reportada para otros alimentos (Labuza y col., 1985). Lo que sugiere que la vida de

Cuadro 33. Humedad relativa (HR, %) en equilibrio de las diferentes sales saturadas utilizadas en el experimento.

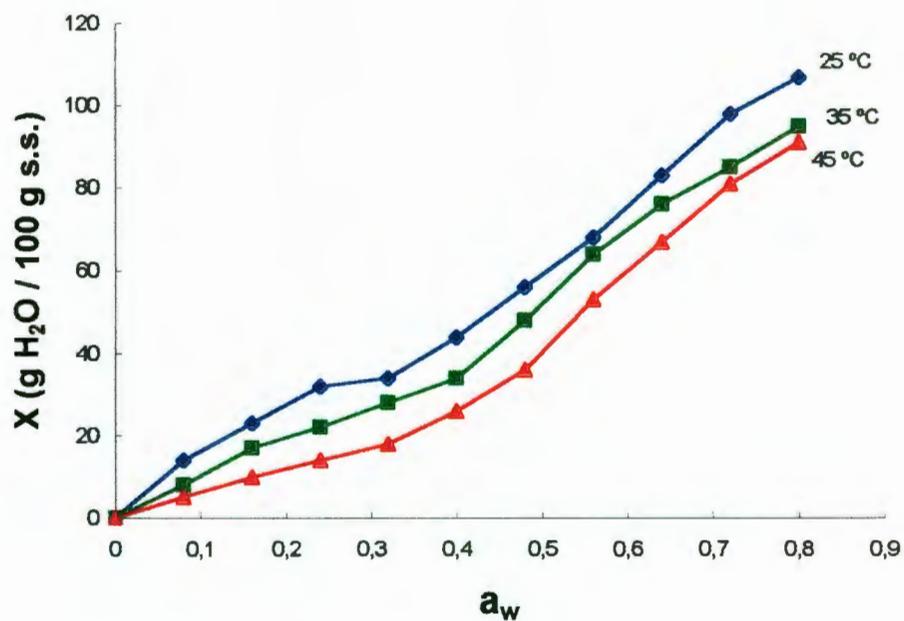
Sales	HR (%)		
	25 °C	35 °C	45 °C
LiCl	6.7	11.7	17.4
CH ₃ COOK	22.3	24.8	30.0
MgCl ₂ .6H ₂ O	33.1	40.0	44.6
K ₂ CO ₃	45.5	53.2	56.9
NaCl	75.5	80.7	84.1
KCl	82.3	85.9	87.9
K ₂ SO ₄	91.2	91.6	92.2

Cuadro 34. Contenido de humedad en equilibrio (g H₂O / 100 g s. s.) de setas (*Pleurotus ostreatus*) deshidratadas por liofilización.

Temperatura (°C)	a _w	Adsorción	Desorción
25	0.068	2.40 ± 0.30	1.20 ± 0.90
	0.225	5.50 ± 0.30	31.10 ± 0.70
	0.333	18.70 ± 0.40	33.50 ± 0.50
	0.456	20.30 ± 0.70	53.50 ± 0.60
	0.760	43.40 ± 2.70	105.40 ± 6.60
	0.822	62.80 ± 0.90	107.70 ± 1.40
	0.930	323.40 ± 18.20	366.70 ± 13.40
35	0.117	3.60 ± 0.50	11.60 ± 0.70
	0.244	6.40 ± 0.50	22.80 ± 0.40
	0.404	15.20 ± 0.40	33.40 ± 0.50
	0.535	18.10 ± 0.40	59.20 ± 1.10
	0.806	45.20 ± 0.80	95.50 ± 4.80
	0.863	66.80 ± 0.30	104.30 ± 6.90
	0.915	426.70 ± 27.00	496.10 ± 13.30
45	0.176	4.40 ± 2.60	10.90 ± 0.90
	0.303	9.20 ± 0.40	16.50 ± 1.30
	0.450	10.60 ± 0.40	30.60 ± 0.70
	0.569	18.60 ± 0.60	54.60 ± 1.60
	0.848	48.70 ± 0.90	96.90 ± 1.20
	0.878	73.40 ± 5.80	105.00 ± 7.10
	0.921	860.70 ± 50.38	860.70 ± 28.80



a



b

Figura 16. Isothermas de adsorción (a) y desorción (b) a 25, 35 y 45 °C de setas (*Pleurotus ostreatus*) deshidratadas por liofilización.

Cuadro 35. Parámetros estimados por los modelos de BET y GAB.

Modelo	Isoterma	T (°C)	C	K	X _M g H ₂ O/ 100 g s.s.	RMS (%)*
BET	Adsorción	25	0.464	--	21.25	23.22
	Desorción	25	7.413	--	32.11	8.96
	Adsorción	35	2.415	--	12.52	10.87
	Desorción	35	3.285	--	32.58	7.86
	Adsorción	45	3.074	--	9.62	11.59
	Desorción	45	1.590	--	32.30	8.67
GAB	Adsorción	25	2.026	0.992	16.16	31.60
	Desorción	25	9.416	0.958	30.60	18.70
	Adsorción	35	2.738	1.008	11.51	28.97
	Desorción	35	4.487	0.936	30.15	29.01
	Adsorción	45	3.615	1.027	8.69	34.63
	Desorción	45	2.203	0.943	28.89	37.45

* RMS es la raíz cuadrada del error medio relativo y se expresa como:

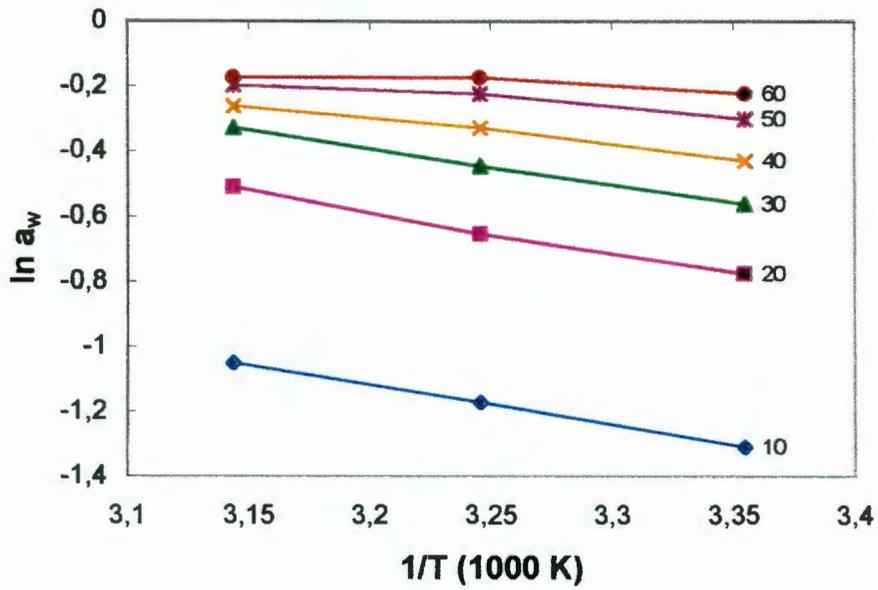
$$RMS (\%) = \sqrt{\frac{\sum_{i=1}^N \left(\frac{X_i - X_i^*}{X_i} \right)^2}{N}} \times (100)$$

Donde: N es el número de puntos experimentales; X_i es el contenido de humedad experimental; X_i^{*} es el contenido de humedad calculada (Bizot, 1983).

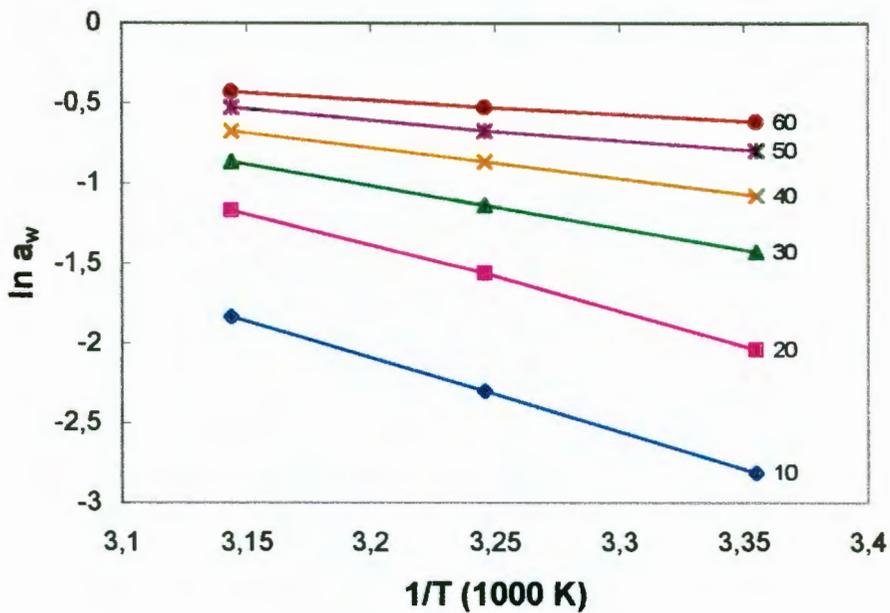
anaquel de las setas deshidratadas aumentará conforme la temperatura se incrementa, debido a que el producto puede tolerar menos cantidad de agua. Las diferencias en los valores de X_M y C entre los dos modelos (Cuadro 35) se deben probablemente a las diferentes suposiciones y al intervalo de aplicación de a_w para cada modelo.

1. Calor isostérico de sorción

Las gráficas de $1/T$ contra $\ln a_w$ a contenidos de humedad constante son líneas rectas (Figura 17), la linearidad indica que el calor isostérico de sorción es casi independiente de la temperatura en el intervalo de este trabajo. Se observa que al aumentar la temperatura se incrementa la actividad de agua. En la Figura 17a para los datos de adsorción se observa que para un contenido de humedad de 60 g H₂O / 100 g s.s., el efecto de la temperatura sobre la actividad de agua no es muy significativo; mientras que para un contenido de humedad de 10 g H₂O / 100 g s.s. el efecto es más notorio, observándose una mayor pendiente de la recta. Para el caso de desorción se observa un comportamiento similar al anterior. Los calores de sorción Q_s a cada contenido de humedad particular se calcularon aplicando la ecuación de Clausius-Clapeyron y se obtuvieron las gráficas de la Figura 18. Se observa que para la adsorción a una humedad de 10 g H₂O / 100 g s.s., el calor de sorción fue de 10.55 (25-35 °C), 10.23 (25-45 °C) y 9.89 (35-45 °C) kJ/mol, el cual disminuyó conforme aumentó la humedad; es decir, para un contenido de humedad de 60 g H₂O / 100 g s.s. los valores de Q_s fueron de 3.72 (25-35 °C), 2.39 (25-45 °C) y 0.96 (35-45 °C) kJ/mol respectivamente. Los valores de Q_s para desorción fueron mayores, para una humedad de 10 g H₂O / 100 g s.s., fueron de 39.02 (25-35 °C), 45.46 (25-45) y 52.32 (35-45 °C) kJ/mol respectivamente. Para un contenido de humedad de 60 g H₂O / 100 g s.s., los valores de Q_s fueron 6.76 (25-35 °C), 7.31 (25-45 °C) y 7.89 (35-45 °C) kJ/mol respectivamente. El calor isostérico de sorción fue mayor a contenidos de baja humedad, y disminuyó conforme se incrementó el contenido de humedad, observándose el mismo fenómeno para la adsorción y desorción. De las gráficas de la Figura 18 se desprende que el calor isostérico de desorción es significativamente mayor que el de adsorción a un bajo contenido de

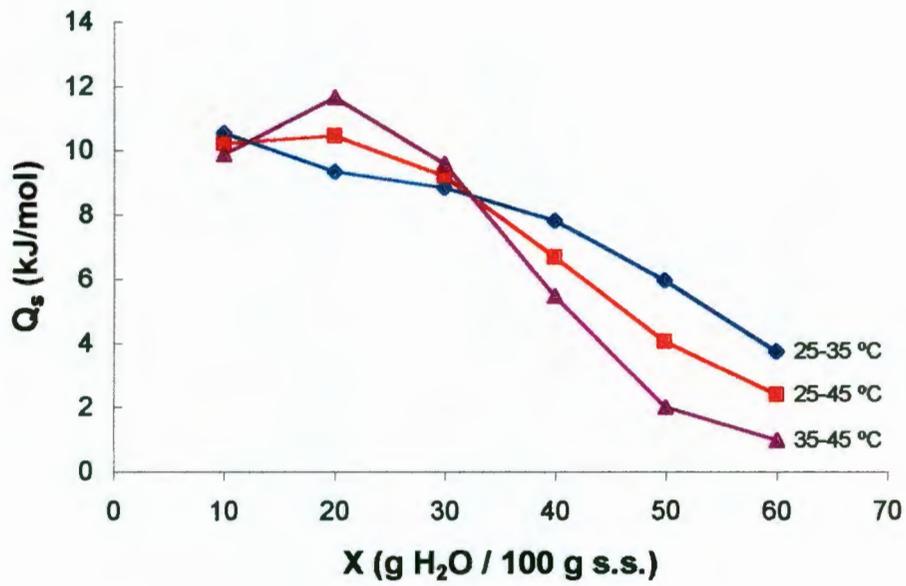


a

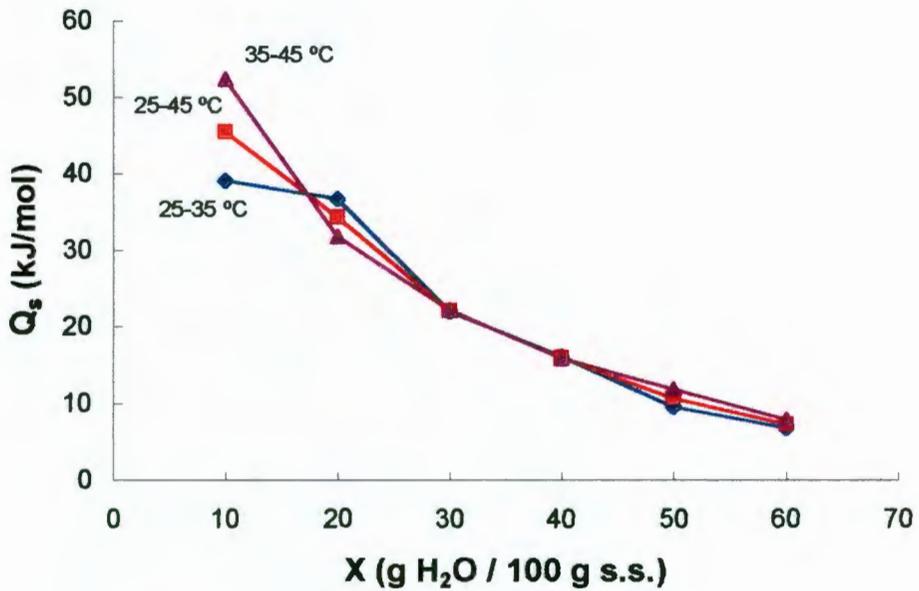


b

Figura 17. Relación entre la actividad de agua y la temperatura a diferentes contenidos de humedad (g H₂O / 100 g s.s.) para setas (*Pleurotus ostreatus*) deshidratadas por liofilización. (a) adsorción, (b) desorción.



a



b

Figura 18. Calor de sorción de setas (*Pleurotus ostreatus*) liofilizadas como una función del contenido de humedad. (a) adsorción, (b) desorción.

humedad, sin embargo, esta diferencia disminuye al incrementarse el contenido de humedad. Al principio el agua se adsorbe en los sitios con elevado nivel energético y por esta razón el calor de adsorción disminuye conforme se incrementa el contenido de humedad. Los alimentos tienen diferentes tipos de sitios activos donde se adsorbe el agua. Los elevados valores de Q_s son indicadores de fuertes interacciones entre el vapor de agua y el alimento, por lo que, las interacciones son más débiles cuando se incrementa el contenido de humedad.

VIII. CONCLUSIONES

Las temperaturas de refrigeración utilizadas retardaron significativamente varios cambios fisiológicos asociados con la maduración de las setas después de la cosecha.

Como se esperaba, el deterioro global de las setas que se almacenaron a 5 y 10 °C sin película fue más notorio que en las setas almacenadas con las películas de PEBD.

El empaquetar las setas con las películas de polietileno de baja densidad en una atmósfera modificada pasiva fue de gran beneficio para reducir la transpiración, prevenir el encogimiento, controlar el crecimiento microbiano y mantener la calidad global.

Las setas frescas empacadas en polietileno de baja densidad (25 y 50 μm) y almacenadas a 5 y 10 °C mantuvieron una calidad aceptable hasta los nueve días comparadas con las setas recién cosechadas.

La tasa de respiración de las setas disminuyó significativamente cuando se almacenaron a 5 y 10 °C.

La calidad de las setas deshidratadas dependió significativamente del tipo de secador utilizado y de los pretratamientos a los que se sometieron.

El pretratamiento de escaldado proporcionó un producto deshidratado con características pobres respecto al color y capacidad de rehidratación para los tres métodos de secado utilizados.

Las setas pretratadas con metabisulfito de sodio (0.1 y 0.5 %) fueron las que presentaron las mejores características del producto deshidratado.

Las setas deshidratadas por los tres métodos de secado desarrollaron un sabor más fuerte que las setas frescas.

El secado en túnel y por liofilización fueron los métodos que proporcionaron productos de mejor calidad.

El método gravimétrico fue útil para determinar las isotermas de sorción a 25, 35, y 45 °C de setas deshidratadas por liofilización y sin pretratamiento.

Las isotermas de sorción (adsorción y desorción) de las setas a 25, 35 y 45 °C fueron similares a las reportadas para alimentos de acuerdo a la clasificación de BET (1938).

El contenido de humedad en el equilibrio disminuyó conforme se incrementó la temperatura manteniendo la actividad de agua constante.

La temperatura mostró un efecto similar a la teoría de adsorción física, es decir, la cantidad de agua a una actividad de agua determinada, se incrementó al disminuir la temperatura.

El contenido de humedad de la monocapa disminuyó al incrementarse la temperatura. Esto se debe probablemente a la reducción en el número de sitios activos como un resultado de los cambios físicos o químicos inducidos por la temperatura.

El calor isostérico de desorción fue significativamente mayor que el de adsorción a bajos contenidos de humedad. Cuando se incrementó el contenido de humedad, esta diferencia tendió a desaparecer.

Los valores del contenido de humedad en la monocapa de las setas liofilizadas se pueden considerar para diseñar sus características de almacenamiento a 25, 35 y 45 °C, respectivamente.

LITERATURA CITADA

- A.O.A.C. 1980. Officials Methods of Analysis. 14th edition. Association of Official Analytical Chemist. Washington, D. C., USA.
- Anderson, E. E. y Fellers, C. R. 1942. The food value of mushrooms (*Agaricus campestris*). Proc. Amer. Soc. Hort. Sci. 41: 301-304.
- Ayranci, E., Ayranci, G. y Dogantan, Z. 1990. Moisture sorption isotherms of dried apricot, fig and raisin at 20 °C and 36 °C. J. Food Sci. 55: 1591-1594.
- Atsuko, T., Toshio, O., Mayumi, T., Yumi, H., y Tadashi, K. 1985. Identification and determination of vitamin D₂ in various fungi. Bitumin, 59: 195.
- Ballantyne, A. 1987. Modified atmosphere packaging of selected prepared vegetables. Technical Memorandum 464. Gloucestershire, England: Campden Food Preservation Research Association, pp. 1-68.
- Bano, Z., Nagaraj, N., Rajarathnam, S., y Patwardhan, M. V. 1979. Cultivation of *Pleurotus* species in a village model hut. Ind. Fd. Pack. 33(6): 19-21
- Bano, Z. y Rajarathnam, S. 1982. *Pleurotus* as a nutritious food. En: Tropical Mushrooms Biological Nature and Cultivation Methods. S. T. Chang y T. H. Quimio (Eds.). The Chinese University Press. Hong Kong, China pp. 363-379.
- Bano, Z. y Rajarathnam, S. 1988. *Pleurotus* mushrooms. Part II. Chemical composition, nutritional value, post-harvest physiology, preservation, and role as human food. Crit. Rev. Food Sci. Nutr. 27(2): 87-158.
- Bano, Z. y Rajarathnam, S. 1989. *Pleurotus* mushrooms as a nutritious food. En: Tropical Mushrooms, Biological Nature and Cultivation Methods. S. T. Chang, y T. H. Quimio (Eds.). The Chinese Press, Hong Kong. pp. 363-377.
- Bartholomai, G. B. 1974a. Efecto del escaldado sobre la cinética de secado y la calidad de los champiñones deshidratados en corriente de aire y por liofilización. Rev. Agroquim. Tecnol. Aliment. 14(3): 429-438.
- Bartholomai, G. B. 1974b. Efecto de la combinación de la liofilización y el secado por corriente de aire sobre la duración del ciclo de secado y la calidad de champiñones deshidratados. Rev. Agroquim. Tecnol. Aliment. 14 (4): 611-614.
- Beaulieu, M., Lacroix, M., Charbonneau, R., Laberge, Y. y Gagnon, M. 1992. Effects of gamma irradiation dose rate on microbiological and physical quality of mushrooms (*Agaricus bisporus*). Sci. Aliments 12: 289-303.

- Beelman, R. B., Okerke, H., y Guthrie, B. 1987. Evaluation of textural changes related to postharvest quality and shelf life of fresh mushrooms. En: Cultivation Edible Fungi, P. J. West, D. J. Royse y R. B. Beelman (Eds.). Developments in Crop Science 10. Elsevier, Amsterdam. pp. 251-258.
- Beit-Halachmy y Mannheim, C. H. 1992. Is modified atmosphere packaging beneficial for fresh mushrooms?. *Lebensm.-Wiss. Technol.* 25: 426-432.
- Beltran-García, M., Estarron-Espinosa, M., y Ogura, T. 1997. Volatile compounds secreted by the oyster mushroom (*Pleurotus ostreatus*) and their antibacterial activities. *J. Agric. Food Chem.* 45: 4049-4052.
- Bimbenet, J. J. 1978. Le sechage dans les industries agricoles et alimentaires. SEPAIC, Paris, Collection des cahiers du GIA.
- Bizot, H. 1983. Using 'G. A. B.' model to construct sorption isotherms. En: Physical Properties of Food, Jowitt y col. (Eds.). Applied Science Publishers, London and New York pp. 43-53.
- Brunauer, S., Emmett, P. H., y Teller, E. 1938. Adsorption of gases in multimolecular layers. *J. Am. Chem. Soc.* 60: 309-319.
- Burton, K. S. 1986. Quality-investigation into mushroom browning. *Mushroom J.* 158: 68-70.
- Burton, K. S., Frost, C. E. y Nichols, R. 1987. A combination plastic permeable film system for controlling post-harvest mushroom quality. *Biotech. Letters* 9(8): 529-534.
- Burton, K. S. 1988. The effects of pre- and post-harvest development on mushroom tyrosinase. *J. Hort. Sci.* 63: 255-260.
- Burton, K. S. 1991. Modified atmosphere packaging of mushrooms - Review and recent developments. En: Science and Cultivation of Edible Fungi, Maher (Ed.) Balkema, Rotterdam, pp. 683-688.
- Burton, K. S. y Noble, R. 1993. The influence of flush number, bruising and storage temperature on mushroom quality. *Postharvest Biol. Technol.* 3: 39-47.
- Butz, W. T., y Poorbaugh, D. R. 1972. Temperature variations in air shipment of fresh mushrooms in U.S.A. *Mushroom Sci.* 8: 483-488.
- Calvo, B. L. A. 1993. Alternativas en la conservación de hongos comestibles (*Pleurotus ostreatus*). En: Producción de Hongos Comestibles, J. E. Sánchez V. (Ed.) Centro de Investigaciones Ecológicas del Sureste, Tapachula, Chiapas, México. pp. 50-55.

- Cameron, I. F. B. y Chappell, D. J. 1970. The refrigerated storage of mushrooms before marketing. MGA. Bull. 246: 274-275.
- Chang, S. T. 1980. Mushrooms as human food. BioSci. 30: 399-401.
- Chang, S. T. y Miles, P. G. 1989. The nutritional attributes and medical value of edible mushrooms. En: Edible Mushrooms and Their Cultivation. CRC Press. Boca Raton, Florida, U.S.A. pp. 27-40.
- Chang, S. T. 1993. Mushroom biology: the impact on mushroom production and mushroom products. En: Mushroom Biology and Mushroom Products, S. T. Chang, J. A. Buswell and P. G. Miles (eds.). The Chinese University Press, Hong Kong.
- Cho, K. Y., Yung, K. H. y Chang, S. T. 1989. Preservation of cultivated mushroom. En: Tropical Mushrooms, Biological Nature and Cultivation Methods. S. T. Chang y T. H. Quimio (Eds.) The Chinese University Press, Hong Kong. pp. 63-86.
- Crisan, E. V. y Sands, A. 1978. Nutritional value. En: The Biology and Cultivation of Edible Mushrooms. Chang, S. T. y Hayes, W. A. (Eds.). Academic Press, New York, pp. 137-167.
- Cronin, D. A. y Ward, M. K. 1971. The characterization of some mushroom volatiles. J. Sci. Food Agr. 22: 477-479.
- Cuppett, S. L., Parkurst, A. M., Chung, W., Weyer, M. y Bullerman, L. B. 1998. Factors affecting attributes of oyster mushrooms. J. Food Qual. 21: 383-395.
- Dang, R. L., Singh, R. P. y Gupta, A. K. 1979. Influence of pretreatments on the yield and quality of canned mushrooms. En: Proceedings of the First Indian Convention of Food Scientists and Technologists 25: 19-20.
- Desrosier, N. W. 1986. Conservación de Alimentos. Ed. CECOSA, México. p. 156-196.
- Di Cesare, L. F., Riva, M. y Schivaldi, A. 1992. Improved retention of mushroom flavor in microwave-hot air drying. En: Food Science and Human Nutrition, G. Charalambous (Ed.) Elsevier Science Publishers, Amsterdam, The Netherlands, pp. 249-256.
- Dijkstra, F. Y. y Wiken, T. O. 1976. Studies on mushroom flavors. I. Organoleptic significance of constituents of the cultivated mushrooms, *Agaricus bisporus*, Z. Lebensm. Unters. Forsch., 160, 255.
- Dijkstra, F. Y. 1976. Studies on mushrooms flavors. II. Some flavor compounds in fresh, canned and dried edible mushrooms, Z. Lebensm. Unters. Forsch., 160, 401.

- Doores, S., Kramer, M. y Beelman, R. B. 1987. Evaluation and bacterial populations associated with fresh mushrooms (*Agaricus bisporus*). En: Cultivation Edible Fungi P. J. West, D. J. Royse y R. B. Beelman (Eds.). Developments in Crop Science 10, Elsevier, Amsterdam. pp. 283-294.
- Eby, D. L., McArdle, F. J. y Beelman, R. B. 1977. Post-harvest storage of the cultivated mushroom (*Agaricus bisporus*) and its influence on qualitative protein changes related to canning product yield. J. Food Sci. 42: 22-24.
- Fahy, P. C., Nair, N. G., y Bradley, J. K. 1981. Epidemiology and biological control of bacterial blotch caused by *Pseudomonas tolaasii*. Mush. Sci. 11: 343-352.
- FAO/OMS. 1973. Necesidades de energía y proteínas. Informe de un Comité Especial Mixto FAO/OMS de Expertos. Organización Mundial de la Salud. Serie de informes Técnicos, N° 522, Ginebra, Suiza p. 18-19.
- Finney, E. E. 1972. Vibration techniques for testing fruit firmness. J. Texture Stud. 3: 263-283.
- Fischer, K. H. y Grosch, W. 1987. Volatile compounds of importance in the aroma of mushrooms (*Psalliota bispora*). Lebensm.-Wiss. Technol. 20:233-236.
- Goodenough, P. W. 1978. The γ -diphenol-oxigen-oxidoreductase of *Agaricus bisporus*, activity and multiple forms during ageing. Phytochem. 17: 633-636.
- Gormley, T. R. y McCanna, C. 1967. Prepackaging and shelf life of mushrooms. Ir. J. Agric. Res. 6: 255-259.
- Gormley, T. R. 1969. Texture studies on mushrooms. J. Food Technol. 4: 161-169.
- Gormley, T. R. 1975. Chill storage of mushrooms. J. Sci. Food Agr. 26: 401-411.
- Gormley, T. R. y O'Riordain, F. 1976. Quality evaluation of fresh and processed oyster mushrooms (*Pleurotus ostreatus*). Lebensm.-Wiss. Technol. 9: 75-78.
- Gothandapani, L. Parvathi, K. y Kennedy, Z. J. 1997. Evaluation of different methods of drying on the quality of oyster mushroom (*Pleurotus* spp.). Drying Technol. 15(6-8): 1995-2004.
- Greenspan, L. 1977. Humidity fixed points of binary saturated aqueous solutions. J. Res. Nat. Bur. Stand. (Section A), 81, 89-112.
- Guzmán, G. 1977. Identificación de los hongos comestibles, venenosos, alucinantes y destructores de la madera. Limusa, México D. F. p. 452.
- Guzmán, G., Montoya, L., Bandala, V. M. Mata G., y Salmenes, D. 1995. Studies in the genus *Pleurotus*, IV. Observations on the pink forms growing in Mexico based in the interbreeding of two different strains. Mycotaxon 53: 247-259.

- Hammond, J. B. W. y Nichols, R. 1976. Carbohydrate metabolism in *Agaricus bisporus* (Lange) Sing: changes in soluble carbohydrates during growth of mycelium and sporophore. J. General Microb. 93: 309-320.
- Hammond, J. B. 1979. Changes in composition of harvested mushrooms (*Agaricus bisporus*). Phytochem. 18: 415-418.
- Hammond, J. B. W. 1980. The composition of fresh and stored oyster mushrooms (*Pleurotus ostreatus*), Phytochem. 19, 2565.
- Hayes, W. A. y Hand, P. 1981. Vitamin B12 in substrates and fruit bodies of *Agaricus bisporus*. Mushroom Sci. 11(2): 177-181.
- Henig, Y. S. y Gilbert, S. G. 1975. Computer analysis of variables affecting respiration and quality of produce packaged in polymeric films. J. Food Sci. 40: 1033.
- Hussain, S., Majid, A., Khan, S. M., Sajjadur-Rahman. 1994. Study on dehydration of oyster mushrooms. Sci. Int. 6(12): 159-161.
- Hyung-Hee, B., Dong-Mau, K. y Kil-Hwan. 1989. Changes in quality of shiitake mushroom (*Lentinus edodes*) by different drying methods. Korean J. Food Sci. Technol. 21(1): 145-148.
- Iglesias, H. A. Chirife, J. y Lombardi, J. L. 1975. Water sorption isotherms of food material. J. Food Technol. 11: 109-116.
- Iglesias, H. A. y Chirife, J. 1982. Handbook of Food Isotherm. Water Sorption Parameters for Food and Food Components, Academic Press, New York. pp. 262
- Jeng-Leun, M. y Shyh-Jenq, H. 1997. Effect of γ -irradiation on flavor compounds of fresh mushrooms. J. Agric. Food Chem. 45: 1849-1852.
- Jorge, N. y Chaves, J. B. P. 1992. Avaliacao sensorial de cogumelos (*Agaricus bisporus*) desidratados sob diferentes condicoes de secagem e armazenagem. Alim. Nutr. Sao Paulo 4: 65-78.
- Juhasz, M. y Dobray, E. 1977. Experiments on mushrooms storage in CO₂ atmospheres. Kertgazdasag 9(6): 69-77.
- Kader, A. A., Zagory, D. y Kerbel, E. L. 1989. Modified atmosphere packaging of fruits and vegetables. Crit. Rev. Food Sci. Nutr. 28(1): 1-29.
- Kader, A. A. 1992a. Postharvest biology and technology: an overview. En: Postharvest Technology of Horticultural Crops. A. A. Kader (Ed.), second edition, University of California, Oakland, California, U.S.A. pp. 15-20.

- Kader, A. A. 1992b. Modified atmospheres during transport and storage. En: Postharvest Technology of Horticultural Crops. A. A. Kader (Ed.), second edition, University of California, Oakland, California, U.S.A. pp. 85-92.
- Kajuno, C., Nishifima, M., Amakawa, E., Sakai, S. y Kamoi, I. 1987. Determination of organic acids in edible mushrooms by high performance liquid chromatography, Nippon Shokuhin Kogyo Gakkai-Shi. 34, 42.
- Kana, P. Y. y Garcha, H. S. 1984. *Pleurotus* mushroom - a source of food protein. Mushroom News Letter for the Tropics (4): 9-14.
- Karel, M. 1975. Water activity and food preservation. En: Principles of Food Science Part II. Physical Principles of Food Preservation. M. Karel, O. R. Fennema y D. B. Lund (Eds.), Marcel Dekker, New York pp. 241-244.
- Kays, S. J. 1991. Metabolic Process in Harvested Products. En : Postharvest Physiology of Perishable Plant Products. Stanley J. K. (Ed.). Van Nostrand Reinhold, New York pp. 120-122.
- King, C. J. 1971. Freeze-Drying of Foods: CRC Press, Cleveland, U.S.A. pp. 9-13.
- Kiranoudis, C. T., Maroulis, Z. B. Tzami, E. y Marinos Kouris, D. 1993. Equilibrium moisture content and heat of desorption of some vegetables. J. Food Engineering 20: 55-74.
- Komanowsky, M., Talley, F. B. y Eskew, R. K. 1970. Air drying of cultivated mushrooms. Food Technol. 24: 1020-1024.
- Kompany, E. y Rene, F. 1993. Aroma retention of cultivated mushrooms (*Agaricus bisporus*) during the freeze-drying process. Lebensm.-Wiss. Technol. 26: 524-528.
- Kompany, E. y Rene, F. 1995. A note on the freeze-drying conditions for improved aroma retention in cultivated mushrooms (*Agaricus bisporus*). Lebensm.-Wiss. Technol., 28: 238-240.
- Kurkela, R. y Pääkkönen, K. 1983. Water sorption of northern milk cap mushroom (*Lactarius trivialis*). Lebensm.-Wiss. Technol. 17: 285-288.
- Kurtzman, R. H. y Zadrazil, F. 1989. Physiological and taxonomic considerations for cultivation of *Pleurotus* mushrooms. En: Tropical Mushrooms. Biological Nature and Cultivation Methods, S. T. Chang y T. H. Quimio (Eds.). The Chinese University Press Hong Kong, pp. 299-348.
- Labuza, T. P. 1968. Sorption phenomena in foods. Food Technol. 22(3): 263-270.
- Labuza, T. P., Kaanane, A. y Chen, J. Y. 1985. Effect of temperature on the moisture sorption isotherms and water activity shift of two dehydrated foods. J. Food Sci. 50: 385-391.

- Larmond, E. 1987. Laboratory Methods for Sensory Evaluation of Food. Research Branch, Canada Department of Agriculture. Publication 1637.
- Le Loch-Bonazzi, C. y Wolff, E. 1991. Characterization of the flavor properties of the cultivated mushroom (*Agaricus bisporus*) and the influence of drying processes. *Lebensm.-Wiss. Technol.* 24 (386-390).
- Le Loch-Bonazzi, C., Wolf, E. y Gilbert, H. 1992. Quality of dehydrated cultivated mushrooms (*Agaricus bisporus*): A comparison between different drying and freeze-drying processes. *Lebensm.-Wiss. Technol.*, 25: 334-339.
- Leal, L. H. 1985. El cultivo del champiñón y otros macromicetos comestibles. En: *Prospectiva de la Biotecnología en México*. Rodolfo Quintero Ramírez (compilador). Fundación Javier Barros Sierra, A. C., México, D. F. pp. 235-257.
- Lescano, G. 1994. Extension of mushroom (*Agaricus bisporus*) shelf life by gamma radiation. *Postharvest Biol. Technol.* 4: 255-260.
- Li-Shing-Tat, B. y Jelen, P. 1987. The microstructure and rehydration properties of the phoenix oyster mushroom (*Pleurotus sajor-caju*) dried by three alternative processes. *Food Microstructure* 6: 135-142.
- Litchfield, J. H. 1967. Morel mushroom mycelium as a food-flavoring material. *Biotechnol. Bioeng.* 9: 289-304.
- Lizárraga-Guerra, R., Guth, H., y López, M. G. 1997. Identification of the most potent odorants in huitlacoche (*Ustilago maydis*) and austern pilzen (*Pleurotus* sp.) by aroma extract dilution analysis and static head-space samples. *J. Agric. Food Chem.* 45: 1329-1332.
- Lopez-Briones, G., Varoquax, P., Chambroy, Y., Bouquant, J., Bureau, G., y Pascat, B. 1992. Storage of common mushroom under controlled atmospheres. *Int. J. Food Sci. Technol.* 27: 493-505.
- Lopez-Briones, G., Varoquaux, P. Bureau, G. y Pascat, B. 1993. Modified atmosphere packaging of common mushroom. *Int. J. Food Sci. Technol.* 28: 57-68.
- Mannheim, C. 1986. The preservation of perishables by modified atmosphere packaging. En: *Food Product Package Compatibility*, J. I. Groy y col. (Eds.), Lancaster Technomic Press. pp. 134-156.
- Manning, K. 1985. Food value and chemical composition. En: *The Biology and Technology of the Cultivated Mushroom*. P. B. Flegg, D. M. Spencer, D. A. Wood (Eds.) John Wiley, New York pp. 211-230.
- Martínez-Carrera, D., Morales, P. y Sobal, M. 1989. Viabilidad postcosecha de los cuerpos fructíferos de *Pleurotus ostreatus* bajo diferentes condiciones. *Micol. Neotrop. Aplic.* 2: 53-66.

- Martínez-Carrera, D., Leben, R., Morales, P., Sobal, M. y Larqué-Saavedra, A. 1991. Historia del cultivo comercial de hongos comestibles en México. *Cienc. y Des.* XVI (96): 33-43.
- Martínez-Carrera, D. Larqué-Saavedra, A. Sobal, M. y Morales, P. 1993. Los Hongos comestibles en México. *Cienc. Des.* Enero-Febrero, 41-49.
- Martínez-Soto, G., García, B. S., Ocaña, C. R. 1993. Construcción y operación de un secador experimental. *Rev. Ciencias Alim.* 1(4): 24-27.
- Martínez-Soto, G., Paredes-López, O., Ocaña-Camacho, R. y Bautista-Justo, M. 1998. Oyster mushroom (*Pleurotus ostreatus*) quality as affected by modified atmosphere packaging. *Micol. Neotrop. Apl.* 11:1-15.
- Mau, J. L., Miklus, M. B. y Beelman, R. B. 1993. The shelf life of *Agaricus* mushrooms. En: *Shelf Life Studies of Foods and Beverages*. G. Charalambous (Ed.). Elsevier Science Publishers, Amsterdam, The Netherlands pp. 255-288.
- Mazza, G., Jayas, D. S. y White, N. D. G. 1990. Moisture sorption isotherms of flax seed. *Transactions of the ASAE* 33(4): 1313-1318.
- McCanna, C. y Gormley, T. R. 1968. Quality assesment of mushrooms: relationship between moisture loss, colour and toughness of harvested cultivated mushrooms. *Mushroom Sci.* 7: 485-492.
- McGarry, A. y Burton, K. S. 1994. Mechanical properties of the mushroom, *Agaricus bisporus*. *Mycol. Res.* 98(2): 241-245.
- Ming-Sheng, Y., Charng-Cherng, C., Deng-Tsen, H. y Jui-Sen Y. 1998. Effects of irradiation and drying on volatile components of fresh shiitake (*Lentinus edodes*). *J. Sci. Food Agric.* (76): 72-76.
- Mudahar, G. S. y Bains, G. S. 1982. Pretreatment effect on quality of dehydrated *Agaricus bisporus* mushroom. *Ind. Food Pack.* 36(2): 19-27.
- Murr, D. P. y Morris, L. L. 1974. Influence of O₂ and CO₂ on o-diphenol oxidase activity in mushroom. *J. Amer. Soc. Hort. Sci.* 99(2): 155-158.
- Murr, D. P. y Morris, L. L. 1975a. Effect of storage temperature on postharvest changes in mushrooms. *J. Amer. Soc. Hort. Sci.* 100(1): 16-19.
- Murr, D. P. y Morris, L. L. 1975b. Effect of storage atmosphere on postharvest growth of mushrooms. *J. Amer. Soc. Hort. Sci.* 100(3): 298-301.
- Narvaiz, P. 1994. Some physicochemical measurements on mushrooms (*Agaricus campestris*) irradiated to extend shelf-life. *Lebensm.-Wiss. Technol.*, 27: 7-10.

- Nichols, R. y Hammond, J. B. W. 1973. Storage of mushrooms in pre-packs: The effect of changes in carbon dioxide and oxygen on quality. *J. Sci. Food Agric.* 24: 1371-1381.
- Nichols, R. 1987. Post-harvest physiology and storage. En: *The Biology and Technology of the Cultivated Mushrooms*. P. B. Flegg, D. M. Spencer y D. A. Wood (Eds.). John Wiley & Sons Ltd. Great Britain pp. 195-210.
- Noble, R. y Burton, K. S. 1993. Postharvest storage and handling of mushrooms: physiology and technology. *Postharvest News Info.* 4(5): 125N-129N.
- Ocaña, C. R., Alpuche, S. A. G., y Paredes-López, O. 1994. Potencial actual de la biotecnología para la producción de hongos comestibles empleando desperdicios agrícolas. *Acta Universitaria (Universidad de Guanajuato)*, 4(1): 4 - 18.
- Ocaña, C. R., Martínez-Soto, G., Duarte, V. M. A., Ryszard, S. y Paredes-López, O. 1996. Tecnología para la producción y conservación de setas (*Pleurotus ostreatus*). *Acta Universitaria (Universidad de Guanajuato)*, 6(1): 52 - 66.
- O'Mahony, M. 1988. Sensory difference and preference testing: The use of signal detection measures. En: *Applied Sensory Analysis of Foods*. H. Moskowitz (Ed.). CRC Press Boca Raton, Florida, U.S.A. vol. 1 p. 160
- Oddson, L. y Jelen, P. 1981. Food processing potential of the oyster mushroom (*Pleurotus florida*). *Can. Inst. Food Sci. Technol. J.* 14 (1): 36-41.
- Pääkkönen, K. y Kurkela, R. 1986. Temperature effect on the water sorption of northern milk cap mushrooms (*Lactarius trivialis*) in processing and storage. *Lebensm.-Wiss. Technol.* 19: 215-217.
- Pääkkönen, K. 1987. The water sorption of chitin isolated from the northern milk cap mushroom (*Lactarius trivialis*). *Lebensm.-Wiss. Technol.* 20: 259-262.
- Pandey, M. C. y Aich, J. C. 1989. Equilibrium moisture content of dehydrated mushroom (*Pleurotus sajor caju*). *J. Food Sci. Technol.* 26(2): 108-109.
- Pedrero, D. L. y Pangborn, R. M. 1989. Evaluación Sensorial de los Alimentos, Métodos Analíticos. Alhambra Mexicana, México, D. F.
- Potter, N. N. 1990. Deshidratación y concentración de alimentos. En: *La Ciencia de los Alimentos*. HARLA, México, D. F. p. 263.
- Pruthi, J. S., Manan, J. K., Raina, B. L. y Teotia, M. A. 1984. Improvement in whiteness and extension of shelf life of fresh and processed mushrooms (*Agaricus bisporus* and *Volvariella volvacea*). *Ind. Food Pack.* 38: 55-63.
- Pyysalo, H. y Suihko, M. 1976. Odour characteristic and threshold values of some volatile compounds in fresh mushrooms. *Lebensm.-Wiss. Technol.* 9: 371-373.

- Quimio, T. H., Chang, S. T. y Royse, D. J. 1990. Mushroom preservation and processing. En: Technical Guidelines for Mushroom Growing in the Tropics. FAO, Rome. pp. 126-130.
- Rajarithnam, S., Bano, Z. y Patwardhan, M. V. 1983. Postharvest physiology and storage of the white oyster mushroom. *Pleurotus flabellatus*. J. Food Technol. 18, 153.
- Rajarithnam, S. y Bano, Z. 1989. *Pleurotus* mushrooms. Part III. Biotransformations of natural lignocellulosic wastes: commercial applications and implications. Crit. Rev. Food Sci. Nutr. 28(1): 31-104.
- Riaz, R. A., Khan, S. M. y Bhatti, M. A. 1991. Effect of blanching and storage on the quality of the dehydrated oyster mushrooms (*Pleurotus ostreatus*). Mush. J. Tropics. 11: 39-44.
- Riva, M., Schivaldi, A. y Di Cesare, L. F. 1991. Drying of *Agaricus bisporus* mushrooms by microwave-hot air combination. Lebensm.-Wiss. Technol. 24: 479-483.
- Rizvi, S. S. H. 1981. Requirements for foods packaged in polymeric films. Crit. Rev. Food Sci. Nutr. 14: 111-134.
- Rockland, C. B. 1960. Saturated salt solutions for static control of relative humidities between 5 and 40 °C. Analyt. Chem. 32, 1375-1376.
- Roy, S., Anantheswaran, R. C. y Beelman R. B. 1993. Modified atmosphere and modified humidity packaging to extend the shelf life of fresh mushrooms (*Agaricus bisporus*). Sixth International Congress on Engineering and Food (Abstracts). Chiba, Japan. p. 42.
- Roy, S., Anantheswaran, R. C. y Beelman, R. B. 1995. Fresh mushroom quality as affected by modified atmosphere packaging. J. Food Sci. 60(2): 334-340.
- Roy, S., Anantheswaran, R. C. y Beelman, R. B. 1996. Modified atmosphere and modified humidity packaging of fresh mushrooms. J. Food Sci. 61(2): 391-397.
- Royse, D. J., Fales, S. L., y Karunanandaa, K. 1991. Influence of formaldehyde treated soybean and commercial nutrient supplementation on mushroom (*Pleurotus sajor-caju*) yield and in vitro dry matter digestibility of spent substrate. Appl. Microbiol. Biotechnol. 36: 425-429.
- Royse, D. J. y Zaki, S. A. 1991. Yield stimulation of *Pleurotus flabellatus* by dual nutrient supplementation of pasteurized wheat straw. Mushroom Sci. 13: 545-547.
- Royse, D. J. 1997. Specialty mushrooms and their cultivation. Horticultural Review 19: 59-97.

- Samajpati, N. 1978. Nutritive of some indian edible mushrooms. *Mushroom Science* X, Part II, 695-703.
- San Antonio, J. P. y Flegg, P. B. 1964. Transpiration from the sporophore of *Agaricus bisporus* 'White'. *Amer. J. Bot.* 51: 1129-1132.
- Shah, F. H., Kauser, T., Shahjehan, B. y Zafar, S. I. 1984. Studies on the preservation of oyster mushrooms (*Pleurotus sapidus*). *J. Sci. Ind. Res. (Pakistan)* 27(6): 345-348.
- Soto-Velazco, C., Arias, A. y Fausto, S. 1991. Elaboración de inóculos en bolsas de polipapel para el cultivo de *Pleurotus ostreatus*. En: *Memorias del IV Congreso Nacional de Micología*. Tlaxcala, Tlax. México p. 94.
- Spieß, W. E. L. y Wolf, W. 1987. Critical evaluation of methods to determine moisture sorption isotherms. En: *Water Activity: Theory and Applications to Food*, L. B. Rockland y L. R. Beuchat (Eds.). Marcel Dekker, Inc. New York, pp. 215-233.
- Stamets, P. y Chilton, J. S. 1983. Growing parameters for various mushrooms species. En: *The Mushroom Cultivator. A Practical Guide to Growing Mushrooms at Home*, P. Stamets y J. S. Chilton (Eds.). Agarikon Press, Washington, U.S.A. p.179.
- Stone, H. y Sidel, J. L. 1993. *Sensory Evaluation Practices*. H. Stone y J. L. Sidel (Eds.). Academic Press, Inc. San Diego, California, U.S.A.
- Stolzer, S. y Grabbe, K. 1991. Mechanisms of substrate selectivity in the cultivation of edible fungi. *Mushroom Sci.* 13: 141-146.
- Steel, R. G. D. y Torrie, J. H. 1980. *Principles and Procedures of Statistics: A Biometrical Approach*, 2nd ed. McGraw-Hill, Inc. New York pp. 102-104.
- Suguna, S., Usha, M., Sreenarayanan, V. V., Raghupathy, R. y Gothandapani, L. 1995. Dehydration of mushroom by sun-drying, thin-layer drying, fluidized bed drying and solar cabinet drying. *J. Food Sci. Technol.* 32(4): 284-288.
- Sveine, E. A., Klougart, G. y Rasmussen, C. R. 1967. Ways of prolonging the shelf life of fresh mushrooms. *Mushroom Sci.* 6: 463-474.
- Svensson, S. 1977. Inactivation of enzymes during thermal processing. En: *Physical Chemical and Biological Changes in Food caused by Thermal processing*, T. Hoyem y O. Kvale (Eds.). pp. 202-217.
- Tanaka, F., Saito, S. y Esashi, T. 1976. On the differences in the quality and composition of shiitake according to different processing methods. *Mushroom Sci.* 9 (1) 521-529.
- Taylor, A. J. 1998. Physical chemistry of flavor. *Int. J. Food Sci. Technol.* 33: 53-62.

- Thakur, B. R. y Singh, R. K. 1994. Food irradiation- chemistry and applications. *Food Rev. Int.* 10(4): 437-473.
- Thompson, A. K. 1998. Modified atmosphere packaging. En: *Controlled Atmosphere Storage of Fruits and Vegetables*, A. K. Thompson (Ed.). CAB International, UK. pp. 95-116.
- Trigos, A. y Martínez-Carrera, D. 1992. Identificación de ergosterol en *Pleurotus ostreatus*. *Micol. Neotrop. Apli.* 5: 11-15.
- Trseel, R., Bahri, D. y Engel, K. H. 1982. Formation of 3-C and 10-C components in mushrooms. *J. Agric. Food Chem.* 30: 89-93.
- U.S. Department of Agriculture. 1995. *Mushrooms*. Agricultural Statistics Board, Washington, D.C.
- Van Arsdel, W. B. 1973. Drying phenomena. En: *Food Dehidration*. W. B. Van Arsdel, M. J. Copley y A. I. Morgan (Eds.) AVI Publishing Company, Inc., Westport, Connecticut, U.S.A. vol. 1, pp. 22-57.
- Van den Berg, C. y Bruin, S. 1981. Water activity and its estimation in food systems: theoretical aspects. En: *Water Activity: Influence on Food Quality*, L. B. Rockland, y G. E. Stewart (Eds.). Academic Press, New York, USA, p. 95.
- Van den Berg, C. 1984. Description of water activity of foods for engineering purposes by means of the G.A.B. model of sorption. En: *Engineering and Food*, B. M. McKenna (Ed.). Elsevier Applied Science Pub., London, p. 311.
- Vetter, J. 1993. Toxic elements in certain higher fungi. *Food Chem.* 48(2): 207-208.
- Weisser, H. 1985. Influence of temperature on sorption equilibria. En: *Properties of Water in Foods in Relation to Quality and Stability*, D. Simatos y J. L. Multon (Eds.), Dordrecht: Martinus Nijhoff Publishers, 661-679.
- Whiteman, T. M. 1957. Freezing points of fruits, vegetables and florist stocks. *USDA Market Research Report N. 196*.
- Wills, R. B. H., McGlasson, W. B., Graham, D. y Joyce, D. 1998. Storage atmosphere. En: *Postharvest. An Introduction to the Physiology and Handling of Fruits, Vegetables and Ornamentals*. University of New South Wales Press Ltd., Sydney 2052 Australia, pp. 97-112.
- Wolf, W., Spiess, W. E. L., y Yung, G. 1985. Standarization of isotherm measurements. En: *Properties of Water in Foods*, D. Simatos y J. L. Multon (Eds.). Dordrecht, Netherlands, Martinus Nijhoff Publishers, pp. 661-679.
- Yamaguchi, M. Hwang, P. M. y Campbell, J. D. 1970. Latent o-diphenol oxidase in mushrooms (*Agaricus bisporus*). *Can. J. Biochem.* 48: 198-202.

- Yapar, S., Helvacı, S. S., y Peker, S. 1990. Drying behaviour of mushroom slices. *Drying Technol.* 8(1): 77-99.
- Zadrazil, F. 1980. Influence of ammonium nitrate and organic supplements on the yield of *Pleurotus sajor-caju*. *J. Appl. Microbiol.* 9, 13.
- Zagory, D. y Kader, A. A. 1988. Modified atmosphere packaging of fresh produce. *Food Technol.* 42: 70-77.
- Zbigniew, W. J. y Whistler, R. 1987. Structure and antitumor activity of polysaccharides. En: *Industrial Polysaccharides. The Impact of Biotechnology and Advanced Methodologies*. S. S. Stivala, V. Crescenzi. y I. C. M. Dea (Eds.) Gordon and Breach Science Publishers, New York, U.S.A. pp. 157-173.

Anexo 1. Análisis de varianza (ANOVA) del peso de los cuerpos fructíferos de setas (*Pleurotus ostreatus*) durante el almacenamiento en empaque en atmósferas modificadas pasivas.

Fuente de variación	SC	GL	CM	F	p
A: Días	8825.26	3	2941.75	1141.93	0.0000
B: Espesor	27146.30	2	13573.20	5268.82	0.0000
C: Temperatura	1261.69	1	1261.69	489.76	0.0000
INTERACCIONES					
AB	11379.10	6	1896.52	736.19	0.0000
AC	433.77	3	144.59	56.13	0.0000
BC	2154.28	2	1077.14	418.12	0.0000
ABC	750.56	6	125.09	48.56	0.0000
RESIDUAL	123.65	48	2.57		
TOTAL	52074.70	71			