

UNIDAD IZTAPALPA
DIVISIÓN DE CIENCIAS BIOLÓGICAS Y DE LA SALUD
POSGRADO EN BIOTECNOLOGÍA

TESIS

**“Caracterización del contenido de mimosina en guaje
(*Leucaena leucocephala*) y su efecto inhibitorio en el
oscurecimiento del champiñón (*Agaricus bisporus*)”**

PARA OBTENER EL GRADO DE
MAESTRO EN BIOTECNOLOGÍA

PRESENTA:

I.A LUIS ANGEL SALDIVAR PÉREZ

Matrícula: 2223803998

angel.lsp2305@gmail.com / cbs2223803998@izt.uam.mx

DIRECTOR: DR. FERNANDO RIVERA CABRERA

ASESORAS: DRA. DENISE RADDATZ MOTA

DRA. LLUVIA DE ABRIL ALEXANDRA SORIANO MELGAR

JURADO

PRESIDENTE: DR. FERNANDO DÍAZ DE LEÓN SÁNCHEZ

SECRETARIO: DRA. DENISE RADDATZ MOTA

VOCAL: DRA. EDITH PONCE ALQUICIRA

VOCAL: DR. OCTAVIO LOERA CORRAL

IZTAPALAPA, CIUDAD DE MÉXICO A 15 DE NOVIEMBRE 2024

AGRADECIMIENTOS

Quiero expresar mi total agradecimiento a todas las personas e instituciones que han sido de gran apoyo y colaboración a lo largo de mi formación personal y académica.

Agradezco el apoyo y colaboración del Laboratorio de Postcosecha de Recursos Fitogenéticos y Productos Naturales para la realización de este trabajo.

A los miembros de mi comité tutorial y sinodales: la Dra. Denise Raddatz Mota, la Dra. Lluvia de Abril Alexandra Soriano Melgar, así como también el Dr. Fernando Díaz De León Sánchez, la Dra. Rosa Isela Ventura Aguilar, la doctora Edith Ponce Alquicira y el Dr. Octavio Loera Corral, les agradezco por sus comentarios y sugerencias que enriquecieron al desarrollo de la presente investigación, su gran fue fundamental para culminar este proyecto con éxito.

Quiero agradecer a mi familia, mi esposo Marco y mis pequeños, Nico, Kamila y Perla por todo su amor y fortaleza en momentos difíciles, son mi luz y mi mayor motivación para no rendirme y seguir adelante, los amo. A mis padres Araceli y Eduardo y mis hermanos Andrea y Arturo por acompañarme y creer en mí, por su amor infinito, sus consejos y apoyo en todo momento, son mi luz, los amo.

A mis amigos y compañeros que tuve el placer de conocer y quienes me brindaron su amistad y apoyo incondicional a lo largo de este camino, en especial a Mary, León y Wendy, los quiero muchísimo.

Agradezco a Juan Morales, por brindarme la confianza y el apoyo en la participación de este trabajo, gracias por abrirme las puertas de su invernadero "*Hongos seta Don CheChe*" en beneficio de la investigación y la ciencia.

Finalmente, agradezco a la Universidad Autónoma Metropolitana y al Posgrado en Biotecnología por darme la oportunidad de formar parte de su alumnado. Al Consejo Nacional de Humanidades, Ciencia y Tecnología (CONAHCYT) por el apoyo financiero otorgado para llevar a cabo la presente investigación.

A todos ustedes, muchas gracias.

DEDICATORIA

Dedico el presente trabajo a Dios y mi ángel que siempre guiaron mi camino en cada paso para este logro importante en mi vida.

A mi familia, mi esposo Marco y mis pequeños chipos Kamila, Perla y Nico son mi más grande tesoro, gracias por ser mi motor de vida siempre, los amo.

A mis padres Araceli y Luis Eduardo y hermanos Andrea y Arturo, gracias por estar a mi lado, esto también es su logro, los amo

A mis amigos y confidentes, Mary, León y Wendy, gracias por su apoyo y amistad incondicional, gracias por permitirme formar parte de sus vidas, las quiero jochis.

A Marisol, quien me escuchaba en tiempos grises y de todos colores, gracias por siempre darme fuerza y luz, mil gracias.

ABREVIATURAS

- a* coordenadas rojo/verde
- ABTS ácido 2,2-azino-bis- 3- etilbenzotiazolina- 6- sulfónico
- AT acidez titulable
- b* coordenadas amarillo/azul
- BI índice de oscurecimiento
- C* cromaticidad
- °C grados Celsius
- CA capacidad antioxidante
- CFT compuestos fenólicos totales
- cm centímetro
- EAG equivalentes de ácido gálico
- g gramo
- gpf gramos de peso fresco
- h* ángulo hue
- h hora
- ha hectárea
- HCl ácido clorhídrico
- HDR alto rango dinámico
- kg kilogramo
- kGy kilogray
- IC* Índice de color
- L litro
- L* luminosidad
- m metro
- µg microgramo
- µM micro molar
- mg miligramo
- mM. milimolar
- Mpx megapíxeles
- MHz megahercio
- mL mililitro
- mm milímetro
- N normalidad
- NaOH hidróxido de sodio
- nm nanómetros
- O₂ oxígeno
- PBS tampón salino de fosfato
- pH potencial de hidrógeno
- PP pérdida de peso
- p/v peso/volumen
- PVPP polivinil-polipirrolidona
- PPO polifenol Oxidasa
- rpm revoluciones por minuto
- s segundo
- SST sólidos solubles totales
- spp especies
- v/v volumen/volumen
- W watts

ÍNDICE

1. Introducción.....	8
2. Antecedentes.....	10
2.1 Guaje.....	10
2.1.1 Origen	13
2.1.2 Clasificación taxonómica de <i>Leucaena leucocephala</i>	15
2.1.3 Distribución geográfica y Hábitat.....	16
2.1.4 Importancia e impacto del guaje en México.....	16
2.1.5 Usos y aplicaciones	17
2.1.6 El guaje en la medicina tradicional.....	18
2.1.7 Bromatología y nutrición.....	19
2.1.9 Producción y valor comercial en mercados internacionales.....	20
2.2 Mimosina.....	21
2.2.1 Mimosina, un aminoácido no proteico	23
2.3 Tirosinasa	24
2.3.1 Mecanismo de inhibición de la tirosinasa por mimosina	25
2.3.2 Agente quelante	26
3. Principales hongos comestibles	28
3.1 Champiñón blanco <i>Agaricus bisporus</i>	29
3.1.1 Clasificación taxonómica de <i>Agaricus bisporus</i>	30
3.1.2 La industria del champiñón <i>A. bisporus</i> y otros hongos comestibles en México y a nivel mundial	30
3.2 Estructura morfológica del champiñón <i>Agaricus bisporus</i>	32
3.3 Condiciones para el cultivo del champiñón <i>Agaricus bisporus</i>	35
3.3.1 Ambiente	35
3.3.2 Medio nutritivo	36
3.3.3. Locales y sistemas de producción	36
3.3.4 Almacenamiento refrigerado postcosecha.....	37
4. Tirosinasa de champiñón <i>Agaricus bisporus</i>	38
4.1 Oscurecimiento del champiñón (<i>Agaricus bisporus</i>) y tratamientos postcosecha para reducirlo.....	39
5. Justificación	43

6. Hipótesis	43
7. Objetivo general	44
8. Objetivos particulares	44
9. Materiales y métodos.....	45
9.1 Obtención del material biológico y diseño experimental	45
9.1.1 Guaje (<i>L. leucocephala</i>).....	45
9.1.1.2 Obtención de los extractos de <i>L. leucocephala</i> para la aplicación de los tratamientos con mimosina.....	45
9.1.2 Champiñón (<i>Agaricus bisporus</i>).....	46
9.1.3 Primer experimento para construir las escalas	47
9.2 Escala de calidad visual general	48
9.2.1 Escala de oscurecimiento	48
9.2.3 Índice total de color	48
9.3 Caracterización química de los tejidos de <i>Leucaena leucocephala</i>	49
9.3.1 Determinación del contenido de mimosina	49
9.3.2 Compuestos fenólicos totales	50
9.3.3 Capacidad antioxidante	51
9.4 Evaluación de los parámetros de calidad postcosecha en champiñón (<i>Agaricus bisporus</i>) con y sin tratamiento.....	52
9.4.1 Color	52
9.4.2 Acidez titulable, sólidos solubles totales y determinación de pH	52
9.4.3 Pérdida de peso.....	53
9.4.4 Análisis estadístico	53
10. Resultados y discusión	55
10.1 Contenido de mimosina en <i>L. leucocephala</i>	55
10.1.2 Contenido de compuestos fenólicos totales en <i>L. leucocephala</i>	56
10.1.3 Capacidad antioxidante en <i>L. leucocephala</i>	58
10.2 Obtención de las escalas hedónicas de calidad visual general y oscurecimiento para champiñón (<i>Agaricus bisporus</i>).....	62
10.3 Evaluación de la calidad visual general y oscurecimiento en champiñón almacenado a 25, 5 y 1.5 ° C	63
10.4 Efecto de la temperatura en la pérdida de peso en champiñones (<i>A. bisporus</i>) tratados y no tratados con mimosina.....	91
10.4.1 Pérdida de peso en champiñones (<i>A. bisporus</i>) no tratados y almacenados a 25, 5 y 1.5 °C.....	91
10.5 Parámetros de color ($L^* C^* h^*$)	94

10.6 Evaluación del índice de oscurecimiento en champiñones	100
10.7 Sólidos solubles totales (SST)	103
10.8 pH	105
10.9 Acidez titulable.....	107
11. Conclusiones.....	110
12. Perspectivas	111
13. Referencias	113

ÍNDICE DE CUADROS

Cuadro I. Composición nutracéutica porcentual de la semilla de guaje (<i>L. leucocephala</i>). 20	
Cuadro II. Estructura del champiñón blanco (<i>Agaricus bisporus</i>). 33	
Cuadro III. Valores de L*, a*, b* en champiñones tratados (control, 40, 60 y 500 mg L ⁻¹ de mimosina) y almacenados a 5 ± 1 °C 101	
Cuadro IV. Índice de oscurecimiento (BI) en champiñones tratados (control, 40, 60 y 500 mg L ⁻¹ de mimosina) y almacenados a 5 ± 1°C..... 101	
Cuadro V. Valores de L*, a*, b* en champiñones tratados (control, 40, 60 y 500 mg L ⁻¹ de mimosina) y almacenados a 1.5 ± 1°C 101	
Cuadro VI. Índice de oscurecimiento (BI) en champiñones tratados (control, 40, 60 y 500 mg L ⁻¹ de mimosina) y almacenados a 1.5 ± 1°C 102	

ÍNDICE DE FIGURAS

Fig.1 Árbol de guaje (<i>Leucaena leucocephala</i>) con presencia de vainas maduras (I), con inflorescencias y cabezuelas (II) y hojas (III)	10
Fig. 2 Proceso de formación de vainas de guaje (<i>L. leucocephala</i>): cabezuelas (I), inflorescencias (II), inflorescencias maduras (III), germinación de vainas de guaje (IV), vainas de guaje inmaduras (V) y maduración de vainas de guaje (VI).	11
Fig. 3 I y II) Muestras de vainas de guaje con diferente tamaño conteniendo entre 8 a 20 semillas. III) Semillas de guaje inmaduras. IV) Semillas maduras (coloración oscura). Fotografías tomadas en el Laboratorio de Postcosecha de Recursos Fitogenéticos y Productos Naturales. UAM- Iztapalapa.	12
Fig. 4 Distribución de los tipos de guaje (<i>L. leucocephala</i>) más representativos en México y América Central (señalados en color rojo). Imagen modificada de Parrotta (1992).	14
Fig. 5 Usos del árbol de guaje (<i>L. leucocephala</i>) como: árbol de sombra para sembradíos de café y vainilla (I), árbol ornamental para patios y jardines (II), uso de la semilla para la elaboración de salsas y platillos regionales, como forraje para ganado (IV) y uso de la semilla para la elaboración de joyería artesanal (V).	17
Fig. 6 Esquema de la vía biosintética de la eumelanina (melanina). Imagen modificada de (Zolghadri <i>et al.</i> , 2019).	26
Fig. 7 Representación de la formación de un quelato. Imagen modificada de Fagro (2020).	27
Fig. 8 I) Champiñón blanco (<i>Agaricus bisporus</i>) II) Producción mundial de champiñón blanco (<i>A. bisporus</i>).	29
Fig. 9 Hongos comestibles, funcionales y medicinales cultivados comercialmente en México. Imagen tomada de COLPOS, Campus Puebla (2019).	32
Fig. 10 Estructura del champiñón blanco (<i>Agaricus bisporus</i>) de la variedad de hongos comestibles.	33
Fig. 11 Cultivo de champiñón (<i>Agaricus bisporus</i>) de la variedad de hongos comestibles en sacos de polipropileno perforado.	35
Fig. 12 A) Estructura tetramérica de la tirosinasa de <i>Agaricus bisporus</i> B) Estructura tetramérica de tirosinasa de <i>Plerotus ostreatus</i> , ambas con su centro con sitio activo de cobre (Cu 2+).	39
Fig. 13 Contenido de mimosina presente en semillas inmaduras, cabezuelas e inflorescencias de <i>L. leucocephala</i> . *Letras diferentes indican diferencias estadísticamente significativas ($p < 0.05$).	56
Fig. 14 Contenido de compuestos fenólicos totales presente en semillas inmaduras, cabezuelas e inflorescencias de <i>L. leucocephala</i> . *Letras diferentes indican diferencias estadísticamente significativas ($p < 0.05$). *Equivalentes de ácido gálico por gramo de peso fresco (EAG gpf^{-1}).	58
Fig. 15. Capacidad antioxidante en semillas inmaduras, cabezuelas e inflorescencias de <i>L. leucocephala</i> . *Letras diferentes indican diferencias estadísticamente significativas ($p <$	

0.05). *Capacidad antioxidante equivalente a Trolox por gramo de peso fresco [CAET (mM gpf ⁻¹)].....	61
Fig. 16 Escala hedónica de calidad visual de champiñón (<i>Agaricus bisporus</i>).....	62
Fig. 17 Escala hedónica de oscurecimiento para champiñón (<i>Agaricus bisporus</i>).	62
Fig. 18 Champiñón (<i>A. bisporus</i>) almacenado a 25 ± 1°C durante 7 días sin tratamiento. *Se determino al día 3 un valor de 5 en la escala de calidad visual como límite de comercialización (Figura 16).....	65
Fig. 19 Estructuras de pie, velo e himenio, como indicativos de frescura y calidad en champiñón blanco <i>A. bisporus</i> almacenados a 25 ± 1°C *Se determino al día 3 un valor de 5 en la escala de calidad visual como límite de comercialización (Figura 16).	67
Fig. 20 Champiñón <i>A. bisporus</i> almacenado a 5 ± 1°C por 15 días sin tratamiento. *Se determino al día 15 un valor de 3 en la escala de calidad visual como límite de comercialización (Figura 16).....	70
Fig. 21 Estructuras de pie, velo e himenio, como indicativos de frescura y calidad en champiñón blanco <i>A. bisporus</i> almacenados a 5 ± 1°C *Se determinó al día 15 un valor de 3 en la escala de calidad visual como límite de comercialización (Figura 16).	73
Fig. 22 Champiñón <i>A. bisporus</i> almacenado a 1.5 ± 1 °C por 15 días sin tratamiento. *Se determinó al día 15 un valor de 3 en la escala de calidad visual como límite de comercialización (Figura 16).....	76
Fig. 23 Estructuras de pie, velo e himenio, como indicativos de frescura y calidad en champiñón blanco <i>A. bisporus</i> almacenados a 1.5 ± 1 °C *Se determinó al día 15 un valor de 3 en la escala de calidad visual como límite de comercialización (Figura 16).....	79
Fig. 24. Termómetros en refrigeradores exhibidores de frutas, hortalizas, pre-cortados y champiñón blanco, donde: A) temperatura del exhibidor a 5 °C y B) temperatura del exhibidor a 1 °C.....	80
Fig. 25 Champiñón <i>A. bisporus</i> almacenado a 5 ± 1 °C por 15 días (Tratamiento: CONTROL).....	82
*Se determinó al día 15 un valor de 5 en la escala de calidad visual como límite de comercialización (Figura 16).....	82
Fig. 26 Champiñón <i>A. bisporus</i> almacenado a 5 ± 1 °C por 15 días (Tratamiento: 40 mg L ⁻¹ de mimosina).....	83
*Se determinó al día 15 un valor de 5 en la escala de calidad visual como límite de comercialización (Figura 16).....	83
Fig. 27 Champiñón <i>A. bisporus</i> almacenado a 5 ± 1 °C por 15 días (Tratamiento: 60 mg L ⁻¹ de mimosina).....	84
*Se determinó al día 15 un valor de 5 en la escala de calidad visual como límite de comercialización (Figura 16).....	84
Fig. 28 Champiñón <i>A. bisporus</i> almacenado a 5 ± 1 °C por 15 días (Tratamiento: 500 mg L ⁻¹ de mimosina).....	85

*Se determinó al día 15 un valor de 5 en la escala de calidad visual como límite de comercialización (Figura 16).....	85
Fig. 29 Champiñón <i>A. bisporus</i> almacenado a 1.5 ± 1 °C por 15 días (Tratamiento: CONTROL).....	86
*Se determinó al día 15 un valor de 5 en la escala de calidad visual como límite de comercialización (Figura 16).....	86
Fig. 30 Champiñón <i>A. bisporus</i> almacenado a 1.5 ± 1 °C por 15 días (Tratamiento: 40 mg L ⁻¹ de mimosina). *Se determinó al día 15 un valor de 5 en la escala de calidad visual como límite de comercialización (Figura 16).....	87
Fig. 31 Champiñón <i>A. bisporus</i> almacenado a 1.5 ± 1 °C por 15 días (Tratamiento: 60 mg L ⁻¹ de mimosina).....	88
*Se determinó al día 15 un valor de 5 en la escala de calidad visual como límite de comercialización (Figura 16).....	88
Fig. 32 Champiñón <i>A. bisporus</i> almacenado a 1.5 ± 1 °C por 15 días (Tratamiento: 500 mg L ⁻¹ de mimosina).	89
*Se determinó al día 15 un valor de 5 en la escala de calidad visual como límite de comercialización (Figura 16).....	89
Fig. 33 Porcentaje de pérdida de peso en champiñones almacenados a 25, 5 y 1.5 °C (sin tratamiento).....	91
Fig. 34 Porcentaje de pérdida de peso en champiñones almacenados a 5 °C con tratamiento (control, 40, 60 y 500 mg L ⁻¹ de mimosina).	92
Fig. 35 Porcentaje de pérdida de peso en champiñones enteros almacenados a 1.5 °C con o sin tratamiento de mimosina.....	93
Fig. 36 Color. A) Luminosidad (L*), B) Cromaticidad (C*) y C) Ángulo Hue (h*) en champiñones <i>A. bisporus</i> almacenados a 5 ± 1 °C con o sin tratamiento de mimosina... 96	
Fig. 37 Color. A) Luminosidad (L*), B) Cromaticidad (C*) y C) Ángulo Hue (h*) en champiñones <i>A. bisporus</i> almacenados a 1.5 ± 1 °C con o sin tratamiento de mimosina 98	
Fig. 38 Círculo cromático para la determinación del valor de matiz. Imagen modificada de Chromaspot (2024).	100
Fig. 39 A) Sólidos solubles totales (SST%) en champiñones <i>A. bisporus</i> almacenados a 5 ± 1 °C con los cuatro tratamientos (control, 40, 60 y 500 mg/L de mimosina. B) Sólidos solubles totales (SST%) en champiñones <i>A. bisporus</i> almacenados a 1.5 ± 1 °C con o sin tratamiento de mimosina.	105
Fig. 40 A) pH en champiñones <i>A. bisporus</i> almacenados a 5 ± 1 °C con los cuatro tratamientos (control, 40, 60 y 500 mg/L de mimosina). B) pH en champiñones <i>A. bisporus</i> almacenados a 1.5 ± 1 °C con o sin tratamiento de mimosina.	106
Fig. 41 A) % Acidez titulable en champiñones <i>A. bisporus</i> almacenados a 5 ± 1 °C con los cuatro tratamientos (control, 40, 60 y 500 mg/L de mimosina). B) % Acidez titulable en champiñones <i>A. bisporus</i> almacenados a 1.5 ± 1 °C con o sin tratamiento de mimosina.	109

Caracterización del contenido de mimosina en guaje (*Leucaena leucocephala*) y su efecto inhibitorio en el oscurecimiento del champiñón (*Agaricus bisporus*)

1. Introducción

La mimosina es un aminoácido no proteico el cual se ha reportado que es responsable de algunos síntomas de toxicidad en animales domésticos, destacando síntomas tales como alopecia, pérdida de peso, anorexia y salivación profunda. Sin embargo, en concentraciones menores no resulta dañino. La mimosina se llega a encontrar en altas concentraciones principalmente en las semillas y en hojas de árboles y arbustos de las leguminosas del género *Leucaena* (Ospina *et al.*, 2017).

Se ha demostrado que la mimosina actúa como un análogo a la tirosina, por lo que se cree que puede llegar a ser un inhibidor de la tirosinasa (Honda *et al.*, 2021). La tirosinasa es una enzima que se encuentra ampliamente distribuida en diferentes organismos y juega un papel importante en la melanogénesis y el oscurecimiento enzimático. Por lo tanto, los inhibidores de la tirosinasa son de interés en la industria cosmética y medicinal como agentes despigmentantes y también en la industria alimentaria y agrícola como compuestos anti-oscuramiento (Zolghadri *et al.*, 2019).

El champiñón blanco (*Agaricus bisporus*), es muy popular entre los consumidores por sus propiedades nutricionales y organolépticas. Sin embargo, la vida postcosecha del champiñón es corta, a temperatura ambiente es de 1 a 3 días y en refrigeración de 8 a 10 días (Qin *et al.*, 2015; Dawadi *et al.*, 2022).

Los principales problemas postcosecha, que deterioran la calidad del champiñón son: el oscurecimiento de la epidermis, la deshidratación y el ataque microbiano (Gao *et al.*, 2014).

El oscurecimiento del champiñón (*Agaricus bisporus*) es un fenómeno común que disminuye su valor comercial. Debido a la recolección, manipulación y almacenamiento postcosecha, se inician reacciones de oxidación catalizadas por enzimas que utilizan sustratos como los fenólicos transformándolos a quinonas, lo que conduce a la formación de melanina dando una coloración marrón oscuro. La enzima más estudiada de la ruta de la melanina es la polifenol oxidasa (PPO), enzima involucrada en esta conversión; siendo la lacasa y tirosinasa los tipos de PPO más estudiadas (Weijn *et al.*, 2013).

Por lo que el objetivo de este trabajo fue caracterizar químicamente los tejidos de *Leucaena leucocephala* y evaluar su posible efecto inhibitorio en el oscurecimiento del champiñón durante su vida postcosecha.

2. Antecedentes

2.1 Guaje

Leucaena leucocephala subsp. *glabrata* (conocido comúnmente como guaje en México) pertenece a la familia fabaceae y subfamilia mimosoideae (Fig. 1). Es una leguminosa arbórea tropical perenne sin presencia de espinas que se caracteriza por ser de crecimiento rápido y poseer una alta tolerancia a sequías. La morfología de esta especie de árbol varía considerablemente dependiendo de los tipos de variedades de *Leucaena* y de acuerdo con la ubicación en la que se desarrollen. Sin embargo, aunque llegue a alcanzar diferentes alturas, *Leucaena leucocephala* se puede mantener como un arbusto con abundante follaje, mismo que es aprovechado como alimento nutritivo para ganado (Honda *et al.*, 2021).

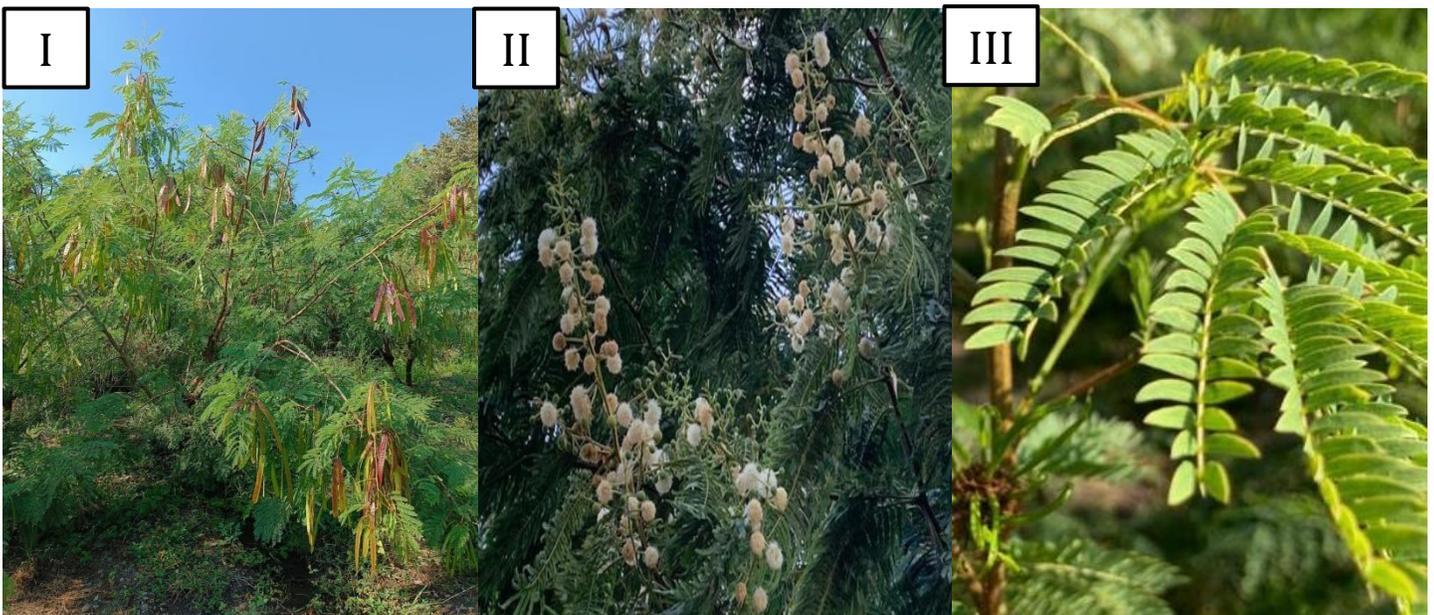


Fig.1 Árbol de guaje (*Leucaena leucocephala*) con presencia de vainas maduras (I), con inflorescencias y cabezuelas (II) y hojas (III)

Leucaena leucocephala es una especie de árbol con un crecimiento rápido, donde en un lapso de 12 meses alcanza su madurez reproductiva. Una vez que la etapa de madurez da inicio, *L. leucocephala* comienza a florecer durante todo el año. Estas flores se desarrollan a partir del crecimiento de cabezuelas florales (con un diámetro aproximado de 1.2 a 2.6 cm), produciendo de entre 100 a 180 flores (Fig. 2). Una cabezuela puede llegar a generar de 5 a 20 vainas las cuales llegan a tener un largo de 11 a 19 cm y un grosor de 15 a 21 mm y albergar en su interior de 8 a 18 semillas por vaina, las cuales son pequeñas, planas de forma elíptica y poseen un color verde claro cuando son inmaduras, sin embargo, llegan a generar una coloración marrón cuando estas alcanzan la madurez (Fig. 3).

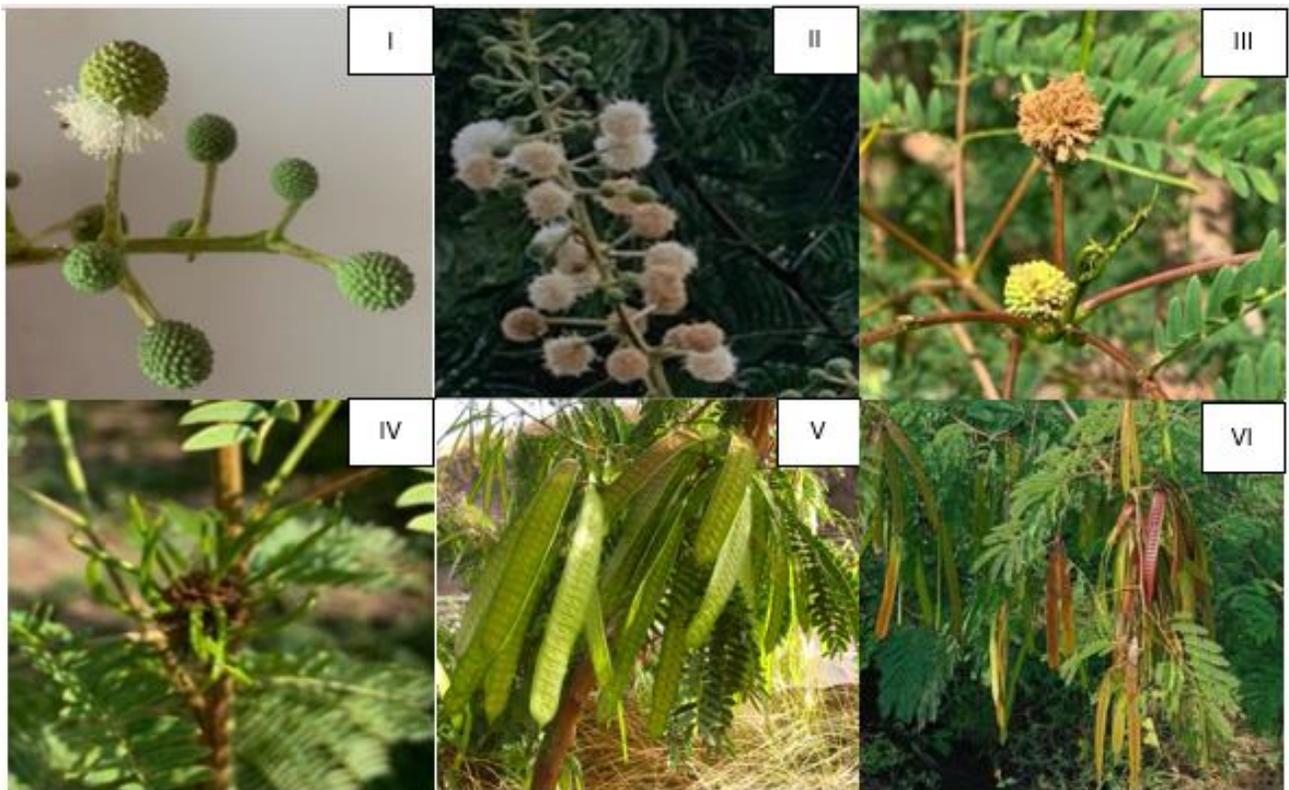


Fig. 2 Proceso de formación de vainas de guaje (*L. leucocephala*): cabezuelas (I), inflorescencias (II), inflorescencias maduras (III), germinación de vainas de guaje (IV), vainas de guaje inmaduras (V) y maduración de vainas de guaje (VI).

Por otra parte, sus hojas presentan una forma oval con un ancho de entre 2 a 4.5 mm, con 4 a 9 pares de hojas pinadas (ubicadas en ambos lados del raquis) que llegan a tener una longitud de 15 a 20 cm y poseen una coloración verde oscuro (Kato *et al.*, 2022).

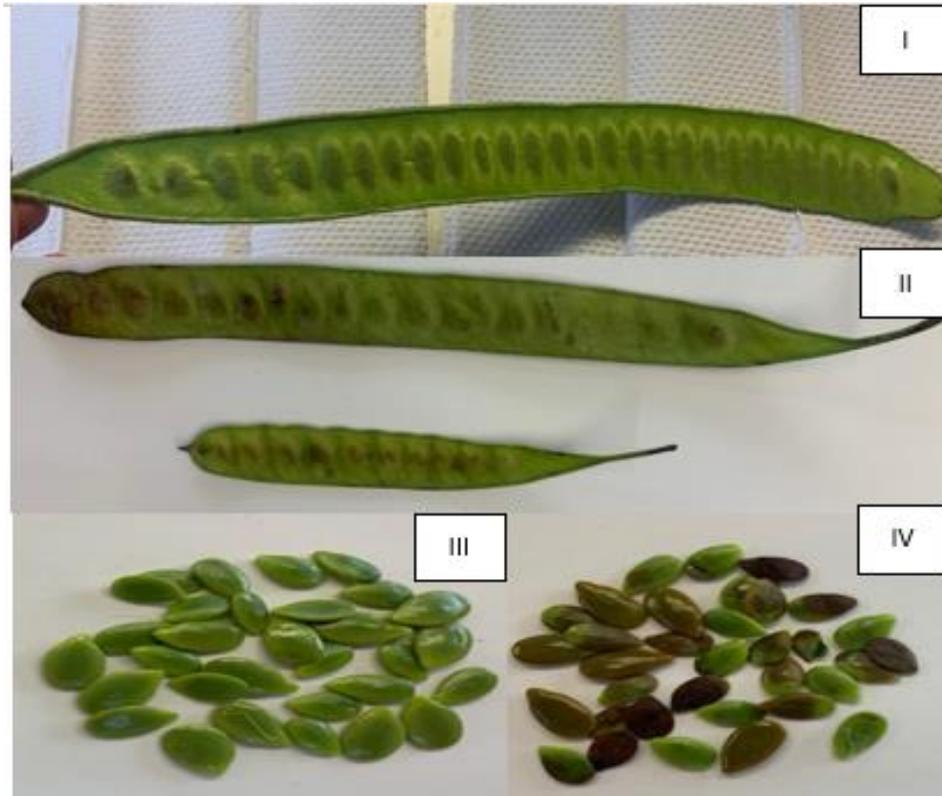


Fig. 3 I y II) Muestras de vainas de guaje con diferente tamaño conteniendo entre 8 a 20 semillas. III) Semillas de guaje inmaduras. IV) Semillas maduras (coloración oscura). Fotografías tomadas en el Laboratorio de Postcosecha de Recursos Fitogenéticos y Productos Naturales. UAM- Iztapalapa.

2.1.1 Origen

Esta especie de árbol es nativo del sur de México (originario de la península de Yucatán) y América Central ya que especialmente logra desarrollarse de manera adecuada en zonas con clima tropical, donde la temperatura oscila entre los 25 a 30 °C y una precipitación anual que ronda los 650 a 3000 mm (la expresión de mm se relaciona a los milímetros de agua que se logran acumular durante el tiempo de precipitado en una superficie horizontal e impermeable) (Instituto Mexicano de Tecnología del Agua, 2019). *Leucaena leucocephala* es conocido en algunas zonas de América Central “guaje”, o “guajísimo” en países como Colombia, Perú y Ecuador, en Brasil es conocido como “leucena”; en algunos estados de la República Mexicana recibe el nombre de “guash” en Puebla y en Veracruz, “huaxim o xaxim” en Yucatán, “aoaxin o calloaxin” en zonas de Guerrero. También se conoce con nombres como “guaje, huaje, guaje blanco, guaje verde yage”. Por su parte en algunas regiones de Asia, recibe el nombre de “árbol plomo” en Filipinas con el nombre de “ipil-ipil” y en algunas regiones de Estados Unidos, con el nombre de “white leadtrees, White babool o popinac” (De Angelis *et al.*, 2021; Kato *et al.*, 2022)

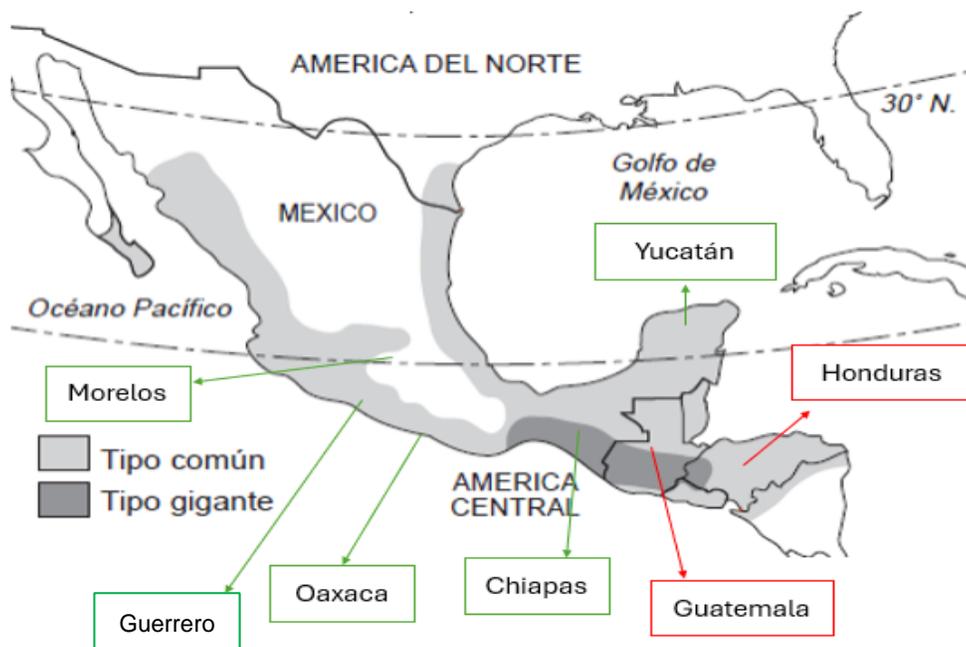


Fig. 4 Distribución de los tipos de guaje (*L. leucocephala*) más representativos en México y América Central (señalados en color rojo). Imagen modificada de Parrotta (1992).

El género *Leucaena* abarca alrededor de 24 especies nativas, de las cuales 19 especies son diploides y 5 son tetraploides (relacionados a estados biológicos inducibles que se llevan a cabo es diversas especies vegetales para lograr incrementar la variabilidad genética). Sin embargo algunos investigadores hacen mención de la existencia de 50 especies de arbustos y árboles con cerca de más de 800 variedades agrupados en tres tipos: el tipo común (con variedades pequeñas y arbustivas que alcanzan una altura de hasta 5 m, el tipo gigante, el cual llegan a tener una altura de hasta 20 m de altura, con vaina, semillas y hojas grandes así como un tronco más ramificado, por último el tipo Perú los cuales son variedades que crecen hasta 10 m de altura, con un tronco ramificado y con abundante follaje (De Angelis *et al.*, 2021)

2.1.2 Clasificación taxonómica de *Leucaena leucocephala*

El género *Leucaena* fue descrito por primera vez en el año 1842 por el botánico Inglés George Bentham (1842) en sus estudios relacionados a la taxonomía de especies silvestres, seguido de trabajos llevados a cabo por el geólogo y botánico Nathaniel Lord Britton y el botánico Joseph Nelson Rose (1928), el genetista especializado en el mejoramiento de plantas tropicales James L. Brewbaker (1987) o el botánico Sergio Zarate Pedroche (1994) quienes a partir de sus bastos estudios relacionados a la botánica y en específico al ejemplar de *Leucaena* desarrollaron la siguiente clasificación taxonómica (Ojeda *et al.*, 2022):

- Reino: Plantae
- Subreino: Tracheobionta (poseen tallo, raíz y hojas, presentando un sistema vascular para llevar a cabo la distribución de nutrientes y agua)
- Superdivisión: Spermatophyta (producen semillas)
- División: Magnoliophyta (generan florescencias)
- Clase: Magnoliopsida (dicotiledóneas)
- Subclase: Rosidae
- Orden: Fabales
- Familia: Fabaceae
- Género: *Leucaena*
- Especie: spp.

2.1.3 Distribución geográfica y Hábitat

Si bien *Leucaena leucocephala* tiene su origen en países de América Central (tales como Guatemala y Honduras por mencionar algunos) así como también en muchas Regiones de México en los Estados de Guerrero, Morelos, Oaxaca y Chiapas (Figura 4), el género *Leucaena* ha sido encontrado de igual manera en regiones tropicales y subtropicales de América del Norte (en regiones como Texas y Nuevo México en Estados Unidos) y América del Sur, África, el pacífico Sur, además de tener presencia en Indonesia, Papua Nueva Guinea, Malasia y otras regiones del Suroeste de Asia, Filipinas, Guam y Japón por mencionar algunas otras regiones alrededor del mundo, las cuales fueron introducidas de América Central durante los siglos XVI al siglo XIX (Abair *et al.*, 2019; De Agelis *et al.*, 2021; Kato *et al.*, 2022).

2.1.4 Importancia e impacto del guaje en México

El árbol de guaje al ser un árbol con una cantidad considerable de follaje es empleado principalmente como árbol de sombra para plantíos de café, cacao, pimienta, vainilla, etc. (De Agelis *et al.*, 2021).

Leucaena leucocephala ha tenido un papel de gran importancia a lo largo de su historia en la región de Mesoamérica como alimento, árbol de sombra, leña, en la elaboración de joyería artesanal, así como también en la participación de medicina espiritual.

Se han reportado vestigios relacionados a restos de semillas de guaje en cuevas como parte esencial de alimento por parte de los pueblos mixtecos y nahuas que datan de al menos 6000 años atrás (Abair *et al.*, 2019).



Fig. 5 Usos del árbol de guaje (*L. leucocephala*) como: árbol de sombra para sembradíos de café y vainilla (I), árbol ornamental para patios y jardines (II), uso de la semilla para la elaboración de salsas y platillos regionales, como forraje para ganado (IV) y uso de la semilla para la elaboración de joyería artesanal (V).

*I. Imagen tomada de REVIVE (Red de viveros de Biodiversidad Coatepec, Veracruz, Méx.

*II. Imagen tomada de CIUDAD BOSQUE (Organización no gubernamental sin fines de lucro CDMX, Méx.

*III. Imagen tomada del periódico EL SOL DE PUEBLA (2022).

*IV. Imagen tomada de Ganadería SOS. (2016)

*VI. Imagen modificada de Joyería artesanal MEDIUM (2017)

2.1.5 Usos y aplicaciones

Los usos y aplicaciones que se le da al árbol de guaje son muy variados, por ejemplo, la madera del árbol es ampliamente usada para la elaboración de construcciones rurales, para la elaboración de mangos de herramientas (hachas,

cuchillos, palas, picos, etc.), tableros, muebles rústicos, cercas, leña y en la elaboración de carbón. Por su parte el árbol de guaje es de igual manera usado en el mejoramiento de suelos para llevar a cabo la fijación de nitrógeno, abono verde y como árbol ornamental en jardines.

Por otro lado, la semilla de guaje tiene una variedad de aplicaciones, de entre las que destacan su papel en la gastronomía en la elaboración de platillos tales como salsas, guaximole, asados, mole de cadera (elaborado con huesos de chivo, salsa de chiles y guaje y limón), guaje con huevo o chileajo (guisado con carne de puerco con salsa elaborada con tomate verde o jitomate y semillas de guaje). Otro de los usos que se le da al árbol de guaje es para uso medicinal (como antiparasitario o para el dolor de estómago) y de igual forma, la semilla de guaje es usada para la elaboración de joyería y artesanías (Fig. 5) (Peralta *et al.*, 2017).

2.1.6 El guaje en la medicina tradicional

El uso que se le ha dado al árbol de guaje en la medicina tradicional destaca el empleo de las semillas, hojas y corteza en infusiones para el tratamiento contra parásitos intestinales, para el tratamiento de enfermedades gastro intestinales, infecciones o heridas en la piel, dolor de huesos a causa de las bajas temperaturas, dolor de cabeza, así como también para el tratamiento de problemas respiratorios (Peralta *et al.*, 2017).

2.1.7 Bromatología y nutrición

El consumo de leguminosas en países de América central y del Continente Africano ha podido contribuir a la mejora en la mala desnutrición de la población que cuenta con escasos recursos, esto debido a que las leguminosas poseen un alto contenido de proteínas, minerales, vitaminas y fibra. En el caso de especies de leguminosas como lo es *L. leucocephala* se ha reportado que aporta un alto contenido de vitamina A (de suma importancia para el cuidado de la visión, el sistema inmunitario, la reproducción, crecimiento y desarrollo), fibra, proteína y ácidos grasos (tales como el esteárico, palmítico, oleico y linoleico por mencionar algunos).

El árbol de guaje (*L. leucocephala*) en los últimos años ha recibido una mayor atención debido a sus atributos que posee como planta medicinal, vainas y brotes consumo humano y como árbol forrajero. Por ejemplo, se han llevado a cabo estudios sobre sus propiedades nutricionales, ya que se ha reportado que *L. leucocephala* posee un alto contenido de proteínas (24.5 – 46 %) y al tratarse como forraje para el ganado vacuno se ha evidenciado un aumento en la producción de leche de vaca de 11.95 a 14.40 litros de leche

En el cuadro I se muestra con la composición nutraceutica de las semillas de *L. leucocephala* (Roman *et al.*, 2014; Peralta *et al.*, 2017; De Angelis *et al.*, 2021).

Cuadro I. Composición nutraceútica porcentual de la semilla de guaje (*L. leucocephala*).

Parámetro evaluado	Composición (%)
<i>Proteína cruda</i>	31.1 ± 0.4
<i>Grasa cruda</i>	5.6 ± 0.4
<i>Fibra cruda</i>	13.2 ± 0.2
<i>Materia seca</i>	94.8 ± 0.1
<i>Ceniza bruta</i>	4.5 ± 0.5
<i>Ácidos grasos saturados</i>	41.4
<i>Ácidos grasos monoinsaturados</i>	8.7
<i>Ácidos grasos poliinsaturados</i>	49.9

2.1.9 Producción y valor comercial en mercados internacionales

Leucaena leucocephala por su naturaleza, se trata de una especie invasora y de rápido crecimiento, se han llevado diversos estudios para que este ejemplar pudiera integrarse en el área de la biorrefinería para la producción de biocombustibles debido a su alto contenido de biomasa que ronda las 50 toneladas ha⁻¹ año⁻¹ puede llegar a producir hasta 3000 Kg/ha de aceite con bajo contenido de ácidos grasos libres (el cual se sabe que aceites con una baja concentración de ácidos grasos libres son idóneos para la producción de biodiesel).

Por su parte diversos países a través de sus organismos nacionales han tomado acciones y decretos, relacionados al manejo de *Leucaena*. Por ejemplo, se clasifico a *L. leucocephala* como especie invasora con categoría 2 por parte de la UICN (La Unión Internacional para la Conservación de la Naturaleza) en la Unión Europea y en base a la ley de Conservación de Recursos Agrícolas (1983), lo cual representa que tiene valor para uso comercial, alimento para ganado, estabilización de suelos y arboledas. En Tanzania *L. leucocephala* es empleado como un recurso

de reforestación utilizado por la Compañía de Cemento Portland de Tanzania (TPCC). Por otro lado, el Servicio Forestal de los Estados Unidos ha informado que esta especie de árbol puede llegar a causar daños ecológicos y económicos con lo cual se ha rechazado el cultivo de *L. leucocephala* en gran parte de su territorio (Ramírez *et al.*, 2022)

2.2 Mimosina

Todos los tipos de leguminosas poseen en su composición metabolitos secundarios y dentro de ellos hay un tipo de metabolitos con factores antinutricionales (FAN), los cuales se definen como sustancias naturales no fibrosas generadas por el metabolismo secundario de las plantas, y se utilizan principalmente como mecanismo de defensa, ante ataque de mohos, aves e insectos. Algunos de los FAN que se han reportado se encuentran presentes en la mayoría de las leguminosas (como por ejemplo: alfalfa (*Medicago sativa*), Canavalia (*Canavalia* spp.), frijol (*Phaseolus* spp.), Lupino (*Lupinus albus*), soya (*Glycine max*), chícharos (*Cicer* spp., *Vigna* spp., *Cajanus* spp., *Pisum* spp.) y *Leucaena* (*Leucaena leucocephala*). Ejemplos de FAN por mencionar algunos son las lecitinas, taninos, gomas, galactomananos, alcaloides, proteínas antigénicas, aminoácidos aromáticos y no proteicos, como la mimosina. (Chaparro *et al.*, 2019).

La mimosina [β -[N-(3-hidroxi-4-oxipiridil)]- α -aminopropiónico] es un aminoácido no proteico la cual ha sido estudiada y que se ha reportado su presencia en diferentes concentraciones en una variedad especies tropicales de *Leucaena* (entre las que destacan: *Leucaena glauca*, *Leucaena leucocephala*, *Leucaena K-*

28, *L. leucocephala* cv. CNIA-250, *L. leucocephala* cv. Perú, por mencionar algunas). Los primeros reportes que se tienen respecto a la mimosina fueron llevados a cabo por el investigador en el campo de la agricultura Jhon J. Renz (1936), quien aisló a partir de la savia de brotes, hojas y raíz de *Leucaena*.

Además, se ha reportado que la mimosina es una toxina (en un consumo mayor al 10 % en la dieta) la cual puede encontrarse en altas concentraciones en semillas, hojas y en general en toda la estructura de *L. leucocephala* teniendo del 4 al 5 % (base seca) en semillas, en tallos y hojas se encuentran en un intervalo del 1 al 12 %, mientras que en la raíz se encuentra en una concentración del 1 al 1.5 %. Los efectos toxicológicos que se han reportado que llega a provocar en animales monogástricos incluidos el ser humano son: alopecia, anorexia, pérdida de apetito, pérdida de peso y lesiones en el esófago (Ospina *et al.*, 2017)

Por otra parte, estudios realizados por Li y colaboradores en el año 2007 evaluaron la toxicidad de la mimosina en ratas *Wistar*, a las cuales se les administraron diferentes dosis (25, 40 y 60 mg/Kg de peso de mimosina), sin embargo, al final del experimento, las ratas no presentaron ningún síntoma evidente de toxicidad (Gotardo *et al.*, 2021). Burawat *et al.* (2016), llevó a cabo estudios realizados en ratones macho a los cuales se les suministraron dosis de extracto de *L. leucocephala* (400 y 600 mg/Kg de peso corporal) durante 40 días, encontrando una reducción en sus niveles de testosterona, lívido y recuento de espermatozoides. Otro estudio realizado por Porto *et al.* (2017) se llevó a cabo en caballos a los cuales se les dio como forraje hojas de *L. leucocephala*, suministrando 55 g/Kg/días divididos en 2 suministros diarios por 21. El resultado obtenido fue una intoxicación provocando anorexia, pérdida de peso y pérdida de pelo por la telogenización (fase

final en el ciclo de la vida del pelo) de los folículos pilosos en la piel de los caballos al final del experimento.

Durante los últimos años se han llevado a cabo investigaciones y estudios relacionados a la química, biosíntesis, regulación, usos y aplicaciones de la mimosina, lo cual ha permitido tener un mayor conocimiento sobre su participación en diferentes áreas, como la medicina y agricultura (teniendo un papel importante como anticancerígeno, antiinflamatorio, antigripal, actividad herbicida, insecticida y en los últimos años se ha demostrado que la mimosina actúa como un análogo a la tirosinasa, por lo cual se cree que puede llegar a ser un inhibidor de la tirosinasa (Nguyen y Tawata 2016; Ospina *et al.*, 2017; Honda *et al.*, 2021).

2.2.1 Mimosina, un aminoácido no proteico

Los seres vivos necesitan 20 aminoácidos denominados proteicos poder llevar a cabo la síntesis de sus proteínas. Sin embargo, hay otro tipo de aminoácidos conocidos como no proteicos (ANP) los cuales no se incorporan en las proteínas y no se conoce exactamente su función en procesos metabólicos primarios pero se ha reportado que son de gran importancia para la supervivencia o defensa de algunas especies de plantas (como lo son especies de la subfamilia *mimosoideae* o bien del género *Acacia sensulato*).

Las plantas sintetizan una variedad de aminoácidos los cuales no llegan a incorporarse en la formación de sus proteínas. Algunos de estos aminoácidos llegan a ser tóxicos como la mimosina (cuyos efectos se describen en el punto 2.2) o de protección como la Se-metilselenocisteína (Se-MSC) análogo de la cisteína la cual

posee propiedades antioxidantes ante la presencia de bacterias, hongos, insectos, animales domésticos e incluso el ser humano (Soto *et al.*, 2016).

Por lo que los aminoácidos no proteicos son derivados de otros aminoácidos, los cuales se llegan a incorporar a una proteína, sin embargo, cuando se incorporan a la proteína, llegan a presentar una modificación a nivel químico, tal y como ocurre con la hidroxiprolina (la cual se derivada de la prolina y juega un papel importante en la síntesis y estabilidad de la estructura del colágeno) (Srivastava *et al.*, 2016).

2.3 Tirosinasa

La tirosinasa, también conocida como polifenol oxidasa, catecol oxidasa, monofenol oxidasa o cresolasa, es la enzima responsable del oscurecimiento de frutas, hortalizas, hongos, así como también se ha estudiado que es la responsable en el proceso de melanogénesis ya que participa en la hiperpigmentación de la piel humana y demás mamíferos.

La tirosinasa es una metaloenzima (o bien una enzima multicobre), la cual tiene dos átomos de cobre (Cu^{2+}) en su centro activo, permitiendo que actúe en la síntesis de melanina (para que esto ocurra, la tirosinasa desempeña dos acciones de manera simultánea, por un lado posee actividad monofenolasa, la cual lleva a cabo la hidroxilación de monofenoles, como lo es la L-tirosina a o-difenoles (L-dopa) y por otro lado desempeña una actividad de difenolasa, donde se lleva a cabo la oxidación de los o-difenoles dando como resultado o-quinonas (conocidas también como o-dopaquinas). Sin embargo, la actividad desempeñada por la tirosinasa

puede llegar a ser inhibida con agentes quelantes, con afinidad por iones metálicos (Zolghadri *et al.*, 2019) (Fig. 7).

2.3.1 Mecanismo de inhibición de la tirosinasa por mimosina

Estudios realizados durante la última década, se han centrado en la mimosina debido a que actúa como un análogo del aminoácido tirosina, por lo cual se cree que puede llegar a ser un inhibidor de la tirosinasa (Honda *et al.*, 2021).

Este efecto inhibitorio de la tirosinasa (y en presencia de oxígeno molecular) se debe a la estructura análoga de la mimosina con la L-tirosina el cual es el sustrato que da origen a la formación de o-difenoles (L-DOPA) por hidroxilación y posteriormente por oxidación de los o-difenoles formados la generación de o-quinonas (o-dopaquinonas), en el proceso de melanogénesis y el oscurecimiento enzimático en frutas, hortalizas y algunos hongos. Por lo que, los inhibidores de la tirosinasa son de interés en la industria cosmética como agentes despigmentantes y en la industria agrícola como compuestos anti-oscuramiento.

(Zolghadri *et al.*, 2019)

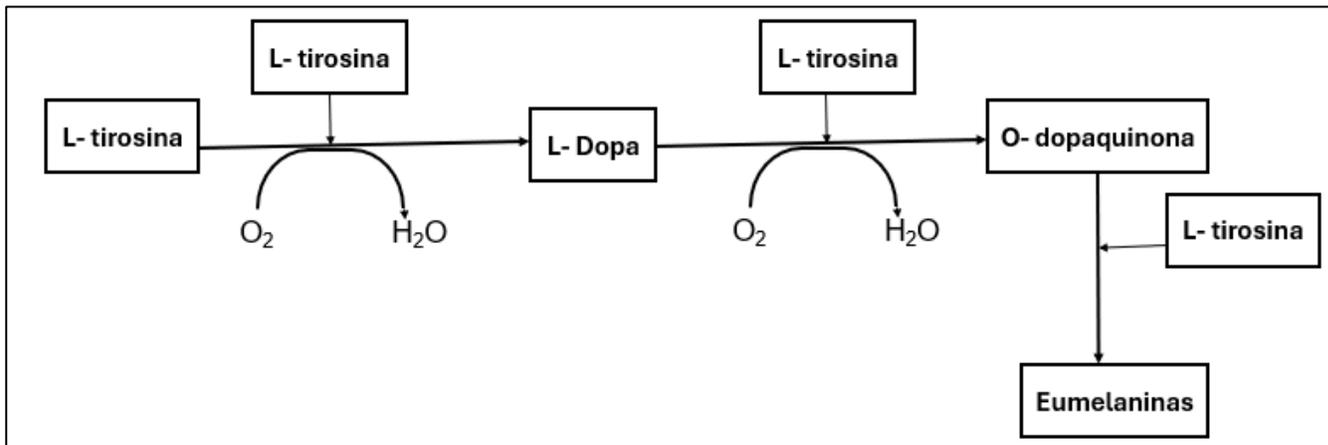


Fig. 6 Esquema de la vía biosintética de la eumelanina (melanina). Imagen modificada de (Zolghadri *et al.*, 2019).

Asimismo, se ha reportado que la mimosina, además de tener una estructura similar a la tirosina, la mimosina presenta una alta afinidad por los iones zinc (Zn 2+) y cobre (Cu 2+), con lo cual le otorga además un comportamiento de agente quelante (Zhang *et al.*, 2021).

2.3.2 Agente quelante

Los agentes quelantes son sustancias químicas (de origen orgánico o inorgánico) que son empleadas para reducir la toxicidad de ciertos metales a partir de la formación de una estructura de anillo por enlaces con los iones metálicos originando complejos denominados quelatos. La palabra quelante o quelación, proviene del griego *chele* que significa “garra o pinza” y recibe este nombre debido a la forma en la cual actúan los agentes quelantes con ciertos iones metálicos, provocando que el agente quelante no permite que continúe la reacción química (Mistreta y Charlier, 2016; Vitz *et al.*, 2022; Zchimmer y Schwarz, 2023) (Fig. 7).



Fig. 7 Representación de la formación de un quelato. Imagen modificada de Fagro (2020).

Los agentes quelantes incluso tienen la capacidad de poder unirse al ion metálico más de una vez ya que los agentes quelantes poseen más de un átomo con pares de electrones que pueden ser donados. Los iones metálicos comúnmente se encuentran hidratados, como es el caso del cobre (Cu^{2+}), el cual se encuentra rodeado por cuatro moléculas de agua y al entrar en contacto con un agente quelante, estas moléculas de agua son reemplazadas, obteniendo así un ligando y en consecuencia, las propiedades del ion metálico cambian, tal y como puede ser en la coloración, solubilidad o reactividad química.

Algunos agentes quelantes han tenido un papel muy importante en el área de la salud, empleados con fines terapéuticos contrarrestando la intoxicación por metales, en el tratamiento para la prevención contra el cáncer, o bien en el sector alimenticio para prevenir la oxidación de alimentos. Ejemplo de ello son: la D-penicilamina (DPA), el ácido etilendiaminotetraacético (EDTA), el ácido dimercaptosuccínico (DMSA) y el ácido cítrico (Xiaofang *et al.*, 2018; Rubio *et al.*, 2022).

3. Principales hongos comestibles

Una de las industrias que ha ganado mayor importancia en los últimos años en México, es la industria de los hongos comestibles, de entre los cuales los más comerciales son: las setas blancas y oscuras (*Pleurotus ostreatus*), el huitlacoche (*Ustilago maydis*), así como también los hongos del género *Agaricus bisporus*, de entre los cuales destacan el champiñón blanco, portobello y crimini (*Agaricus brunnescent*) (Barcena, 2019).

Los hongos poseen la capacidad de descomponer la materia orgánica a partir de materia orgánica muerta o en descomposición, que puede ser de origen vegetal o animal, absorbiendo compuestos orgánicos solubles (con la participación de las hifas las cuales absorben los nutrientes del entorno liberando enzimas hidrolíticas, tales como la celulasa, la cual descompone la celulosa polisacárida, la cual se encuentra en las paredes celulares de plantas), parasitar o vivir en simbiosis con otros organismos para así obtener los nutrientes necesarios para desarrollarse (Ramos *et al.*, 2019).

Los hongos comestibles presentan un atractivo sabor, aroma, además tienen en su composición un importante valor nutricional debido a que son una fuente importante de proteínas, vitaminas, minerales, ácidos grasos insaturados, fibras dietéticas, además de poseer un bajo aporte calórico. Por esta razón, los hongos se han convertido en una parte esencial de la dieta humana y son ampliamente utilizados en una diversidad de platillos (Ramos *et al.*, 2019; Castellanos *et al.*, 2021).

3.1 Champiñón blanco *Agaricus bisporus*

Agaricus bisporus (también conocido como champiñón blanco, champiñón de París o button mushroom en inglés) es una especie de hongo comestible, el cual es ampliamente cultivado alrededor del mundo.

Datos reportados por la FAO (Food Agriculture Organization; Organización de las Naciones Unidas para la Agricultura y la Alimentación) en el año 2015 indicaron que la producción de *A. bisporus* representa el 15% respecto a la producción total de hongos comestibles a nivel mundial (Ramos *et al.*, 2019; Duartes, 2021).

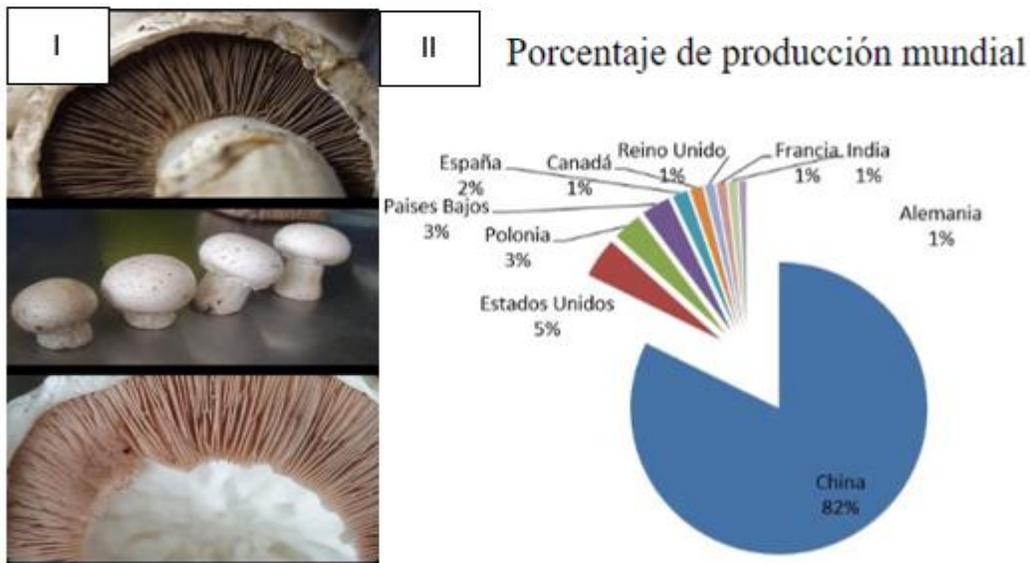


Fig. 8 I) Champiñón blanco (*Agaricus bisporus*) II) Producción mundial de champiñón blanco (*A. bisporus*).

*I. Imagen modificada de Agrotendencia, FAOSTAT (2017)

*II. Imagen de champiñones colectados en el Invernadero de San Felipe Teotitlán Edo. Méx. "CheChe" (García, 2024).

3.1.1 Clasificación taxonómica de *Agaricus bisporus*

Los hongos comestibles, como lo es *A. bisporus* presentan ciertas características que lo diferencian a los demás hongos respecto a su taxonomía, incluyendo la diferencia de tamaño (si pueden o no ser apreciados a simple vista o bien puedan ser colectados de forma manual) y de acuerdo con ello son divididos en macromicetos y micromicetos (Duartes, 2021).

- Reino: Fungi
- División: Eumycota
- Subdivisión: Basidiomycotina
- Clase: Hymenomycetes
- Orden: Agaricales
- Familia: Agaricaceae
- Género: *Agaricus*
- Especie: *bisporus*

3.1.2 La industria del champiñón *A. bisporus* y otros hongos comestibles en México y a nivel mundial

Las primeras cosechas estables del champiñón en México comenzaron a partir de los años 40 en la Ciudad de México y debido a que su producción, así como su consumo en la población era escaso, se ofrecían a las embajadas de Francia y Estados Unidos, así como en algunos de los exclusivos restaurantes de la época. Con el paso del tiempo, los champiñones, así como algunos otros tipos de hongos, comenzaron a venderse en algunos sitios específicos de la Ciudad, así como también en algunos mercados; sin embargo, no fue hasta la década de los años 90

cuando el champiñón comenzó a producirse y consumirse con más frecuencia en los diferentes estados del país (Espinoza y Munguía, 2017).

Durante los últimos años, la industria de los hongos comestibles en México ha ganado gran importancia, la demanda de hongos frescos en México ha ido en aumento, debido a la preferencia por parte de los consumidores en llevar un estilo de vida más saludable, debido a esto, los productores han tenido que incrementar el volumen de su producción, produciendo un total de 63,374 toneladas en el año 2016. Por otro lado, países como China cuentan con una producción de 7.63 millones de toneladas, seguido de Italia con 600 mil toneladas y Estados Unidos con 423 mil toneladas, mismos que se posicionan como los países con mayor producción de hongos a nivel mundial.

México es el principal productor de hongos comestibles en Latinoamérica, produciendo una variedad de hongos como: *Agaricus bisporus* (champiñón, portobello, cremini) 93.7 %, setas blancas, café y gris (*Pleurotus ostreatus*) 4.76 %, huitlacoche, (*Ustilago maydis*) 1.5 % y shitake (*Lentinula edodes*) 0.04 %. A menor escala se cultiva *Ganoderma*, *Grifola frondosa* y *Hericum erinaceus*. En México el consumo *per cápita* promedio de hongos es 1 Kg al año (Barcena, 2019).

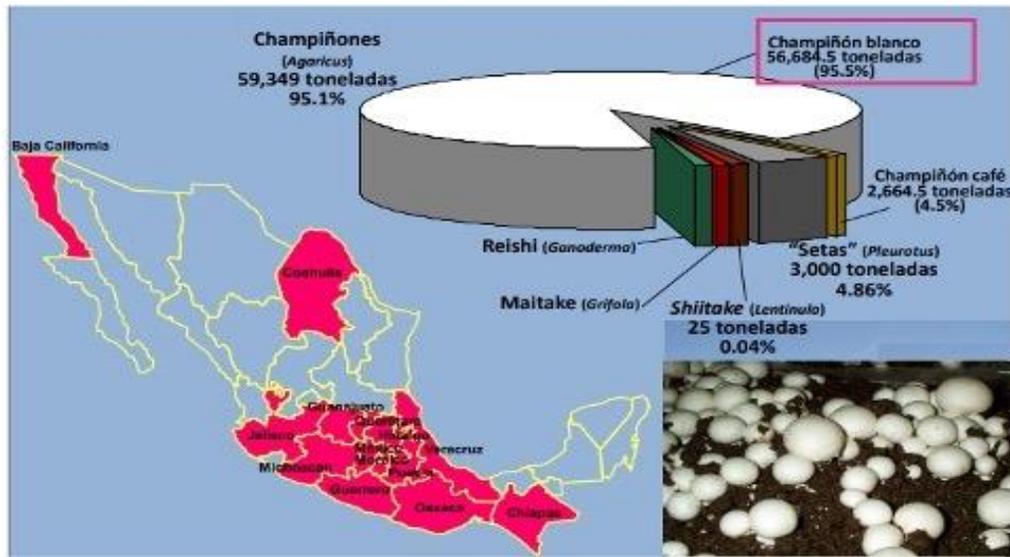


Fig. 9 Hongos comestibles, funcionales y medicinales cultivados comercialmente en México. Imagen tomada de COLPOS, Campus Puebla (2019).

3.2 Estructura morfológica del champiñón *Agaricus bisporus*

Los hongos se distinguen por ser organismos los cuales se distinguen por su forma o estructura, el hábitad donde se desarrollan y algunos vínculos con otros organismos para su desarrollo. Se ha reportado que aproximadamente existen alrededor de 2.2 y 5.1 millones de especies. Sin embargo, se calcula que la diversidad fúngica para México está estimada de alrededor de 54 especies, de los cuales el género *Agaricus* es el más predominante.

Los hongos del género *Agaricus bisporus*, poseen una textura firme y tersa con una coloración blanca y que llega a tomar coloraciones rosadas y marrones, gozan de un sabor agradable que pueden tener un parecido a la nuez, sin embargo, su olor es muy poco perceptible (Leiva *et al.*, 2016). Se identifican por ser hongos macroscópicos con una estructura particular (Fig. 10) y que a continuación se explica en el Cuadro II.

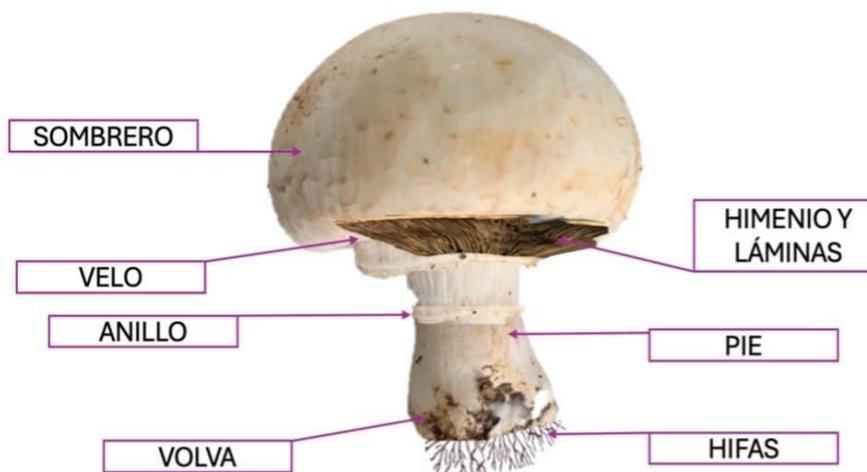


Fig. 10 Estructura del champiñón blanco (*Agaricus bisporus*) de la variedad de hongos comestibles.

*Imagen modificada de champiñones colectados en el Invernadero de San Felipe Teotitlán Edo. Méx. "CheChe".

Cuadro II. Estructura del champiñón blanco (*Agaricus bisporus*).

Estructura	Descripción
Sombrero	Parte superior del champiñón que, en su interior, contiene al himenio donde se resguardan y desarrollan las esporas. Su superficie está cubierta por una cutícula con función protectora misma que puede presentar una coloración blanca, marrón o incluso una mezcla de esos colores, así como también presentar texturas.
Anillo	Vestigio de velo que queda sujeto al pie cuando el champiñón alcanza su madurez.
Pie	Soporte físico del champiñón, eleva la parte fértil del mismo favoreciendo la dispersión de las esporas de manera natural.
Himenio	Zona situada en el interior del sombrero donde tienen lugar las láminas las cuales generan y almacenan las esporas hasta su dispersión. Algunas setas (incluyendo los champiñones) presentan un velo o

	membrana que aísla al himenio en los primeros días.
Láminas	Caras verticales donde se desarrollan los basidios (estructuras microscópicas que producen las esporas).
Volva	Vestigio de velo que se encuentra localizado al pie del champiñón (quedando generalmente oculta en el abono) cuando este termina su maduración y desgarrar la membrana protectora del himenio e hifas.
Hifas	Tejido de apariencia lanosa conformada de finos filamentos que crece bajo la tierra y que en momentos puntuales genera las setas y champiñones para llevar a cabo su reproducción (Morquecho, 2020).

3.3 Condiciones para el cultivo del champiñón *Agaricus bisporus*

El champiñón *Agaricus bisporus* se produce a partir de técnicas tradicionales de cultivo a partir de sustratos composteados (constituidos principalmente de desechos agroindustriales como la paja de trigo, fibra de coco, gallinaza, etc., los cuales son inoculados con esporas. El cultivo de champiñón blanco (*A. bisporus*) y en general de hongos comestibles si se lleva a cabo de manera adecuada, se pueden obtener de entre a 8 a 9 ciclos (también conocidos como oleadas o cosechas de champiñón) (Ramos, 2021).



Fig. 11 Cultivo de champiñón (*Agaricus bisporus*) de la variedad de hongos comestibles en sacos de polipropileno perforado.

*I. Imagen de champiñones en el Invernadero de San Felipe Teotitlán Edo. Méx. “CheChe”

*II. Juan Morales, dueño del invernadero de setas y champiñones “CheChe”.

3.3.1 Ambiente

La producción de champiñón *A. bisporus* se lleva a cabo bajo temperaturas de cultivo alrededor de los 12 a 14 °C (aunque también se ha reportado que pueden manejarse temperaturas que oscilan entre los 24 y 26 °C, sin superar los 30 °C, ya

que esto puede provocar la muerte del micelio) y con una humedad relativa del 75 al 95 % (Henríquez, 2023).

3.3.2 Medio nutritivo

El champiñón a diferencia de las plantas no fotosintetiza, por lo que no transforman los minerales del suelo por medio de sus raíces. Sin embargo, los hongos tienen la capacidad de descomponer la materia orgánica, parasitar o vivir en simbiosis con otros organismos. Los hongos como organismos saprófitos obtienen sus nutrientes a partir de materia orgánica muerta o en descomposición, que puede ser de origen vegetal o animal, absorbiendo compuestos orgánicos solubles. En muchos casos los champiñones generalmente tienen como medio nutritivo sustratos, tales como paja de diferentes cereales (trigo, maíz o pulpa de café), los cuales deben ser rociados con agua para que puedan fermentarse. Además, a esta preparación de paja con agua, debe adicionarse suplementos nitrogenados orgánicos de gran calidad como abonos (de gallina o pollo), el cual aporta nutrientes como fósforo, potasio, magnesio, hierro, favoreciendo su óptimo desarrollo (Henríquez, 2023).

3.3.3. Locales y sistemas de producción

Los locales idóneos para cultivar champiñón pueden llegar a ser cuevas, bodegas, minas y en general sitios oscuros y frescos (desde los 12 a 24 °C) y con una alta humedad relativa (hasta de un 95 %). Durante el proceso de siembra se lleva a cabo la inoculación del hongo en el sustrato, las técnicas que se utilizan en

la producción de champiñón son: túnel, bolsas o costales plásticos perforados y/o bloques prensados (Henríquez, 2023).

Cuando la siembra es llevada a cabo, permanecerán en un tiempo de 12 a 16 días a la misma temperatura (de 12 a 24°C), para que el micelio pueda extenderse a lo largo del sustrato o composta (Leiva *et al.*, 2016). Es importante llevar a cabo un cuidado total al producir champiñones (y en general cualquier tipo de hongo comestible) prestando atención además a las plagas y enfermedades, entre las cuales destacan (en el caso de plagas): ácaros, la araña blanquecina o bien el mosco de hongo, por su parte en el caso de enfermedades, la más común es la enfermedad de mole, provocada por *Verticillium fungicola*, patógeno que provoca deformaciones en el champiñón provocando una capa de pelusilla blanca, así como también puede verse infectado por el hongo *Trichoderma* provocando manchas color marrón, que en corto tiempo pudra el cultivo de champiñón (Henríquez, 2023).

3.3.4 Almacenamiento refrigerado postcosecha

Los champiñones se procesan inmediatamente al ser cosechados, con la finalidad de no perder su frescura. Los champiñones son colocados en cámaras frigoríficas con una humedad relativa del 90 % y con una temperatura de 2 °C (en un periodo de 2 a 3 horas) antes de su empaclado y/o procesamiento correspondiente. De acuerdo con lo reportado en Postharvest Research and Extension Center de la Universidad de Davis (<https://www.ucdavis.edu/news/mushrooms>, 2023) en Estados Unidos, se llevó a

cabo una estimación de las condiciones de almacenamiento postcosecha recomendables para *A. bisporus*, siendo estas las siguientes: Humedad relativa óptima: 95 a 98 % (para prevención de deshidratación y pérdida de brillo). Temperatura: de 0 a 1.5 °C. Vida promedio de almacenamiento: Intervalo de 5 a 7 días con un almacenamiento a 1.5 °C y de aproximadamente 2 días a 4.5 °C.

4. Tirosinasa de champiñón *Agaricus bisporus*

La tirosinasa es una enzima multicobre, la cual se encuentra en diferentes organismos (mamíferos, plantas, frutas, hortalizas y hongos) desempeñando un papel importante en el proceso de melanogénesis y el oscurecimiento enzimático (Zolghadri *et al.*, 2019).

Las tirosinasas han sido estudiadas, aisladas y purificadas de plantas, animales y microorganismos. Sin embargo, entre las diferentes especies donde se han aislado las tirosinasas, aquellas provenientes de hongos, donde se destaca el champiñón de la especie *Agaricus bisporus* que ha sido ampliamente estudiada como un sistema modelo para la detección de inhibidores de la tirosinasa debido a su estructura funcional y mecanismo de reacción (función catalítica con actividad monofenolasa y difenolasa) (Samaneh *et al.*, 2019).

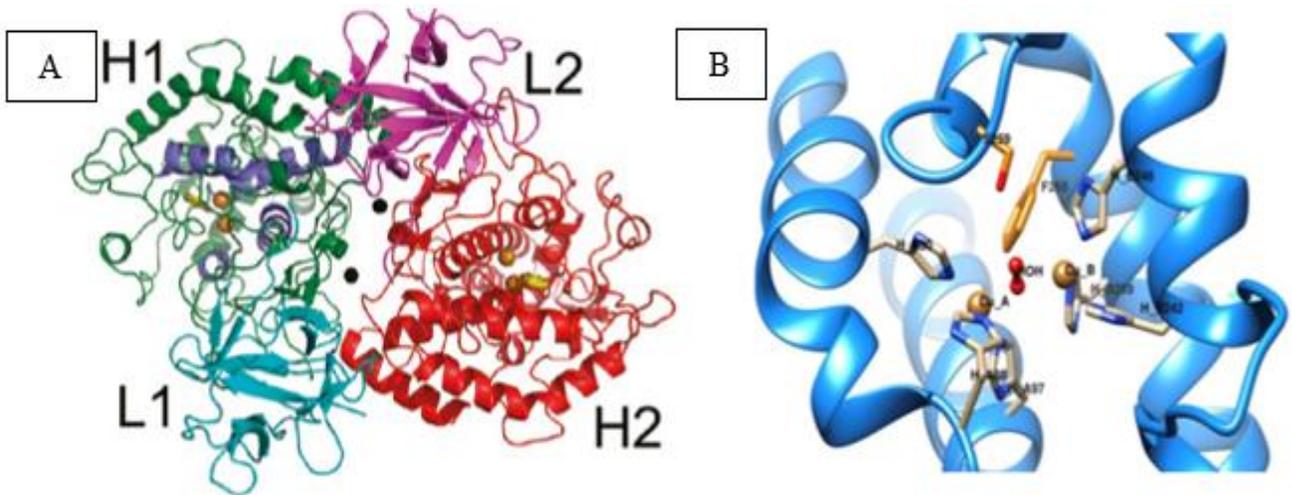


Fig. 12 A) Estructura tetramérica de la tirosinasa de *Agaricus bisporus* B) Estructura tetramérica de tirosinasa de *Pterotus ostreatus*, ambas con su centro con sitio activo de cobre (Cu 2+).

. *A y B. Imagen tomada de la Revista Cubana de Química (2020).

4.1 Oscurecimiento del champiñón (*Agaricus bisporus*) y tratamientos postcosecha para reducirlo

El oscurecimiento del champiñón (*Agaricus bisporus*) es un fenómeno común que disminuye su valor comercial. Debido a la recolección, manipulación y almacenamiento postcosecha, se inician reacciones de oxidación catalizadas por enzimas que utilizan como sustrato los compuestos fenólicos y que a partir de una serie de interacciones donde además hay participación de oxígeno molecular, se transforman a quinonas, lo que conduce a la formación de melanina dando una coloración marrón oscuro. La enzima más estudiada de la ruta de la melanina es la polifenol oxidasa (PPO), enzima involucrada en esta conversión; siendo las enzimas. lacasa y tirosinasa los tipos de polifenol oxidasas más estudiadas (Weijn *et al.*, 2013).

Para tratar de mantener la calidad y alargar la vida de anaquel en champiñones se han realizado estudios sobre métodos de conservación, donde se ha reportado el uso de tratamientos térmicos, químicos y físicos (Castellanos *et al.*, 2021). En primer lugar, se puede mencionar al tratamiento térmico ya que a nivel industrial es el tratamiento más utilizado en el procesamiento de frutas, hortalizas y hongos comestibles en conserva, el cual consiste en un escaldado (en este caso a los champiñones) a una temperatura de 96 °C por un tiempo de 4 minutos y rápidamente, llevar a cabo un enfriamiento rociando agua a 30 °C, esto con el objetivo de eliminar la carga microbiana e inactivar las enzimas (tales como catalasas, peroxidasas, polifenol oxidasas, etc.) que puedan tener influencia en el color y sabor (Balenciaga, 2014; Usman, 2015; Cuastumal *et al.*, 2016

Un ejemplo de tratamiento químico es el reportado por Dawadi *et al.* (2022) con el tratamiento de ácido cítrico y antioxidantes como tratamiento postcosecha, para retrasar el oscurecimiento enzimático y garantizar la inocuidad en champiñón (*Agaricus bisporus*) en fresco. El tratamiento de lavado con 1 % de ácido cítrico seguido de un tratamiento con 1.5 % de *L*-ascorbato sódico resultó eficaz. Sin embargo, aunque este tratamiento redujo el manchado bacteriano por *pseudomonas* causó un deterioro del color del champiñón, desarrollando una coloración amarillenta al final del almacenamiento. Una posible explicación a la coloración amarillenta de los champiñones es que el ácido cítrico actúa como un agente quelante (revisar el apartado 2.3.2), al interactuar con el centro multicobre de la tirosinasa provoca un cambio en su coloración.

Por otro lado, como tratamientos físicos para alargar la vida de anaquel de champiñones *A. bisporus* (así como también para frutas y hortalizas) en fresco se

han reportado el uso de recubrimientos comestibles, empaques con atmosferas modificadas e incluso métodos más sofisticados como ultrasonido y procesos de irradiación. El empleo de los recubrimientos comestibles tienen como función el actuar como barrera al oxígeno (O₂), dióxido de carbono (CO₂) y humedad, con lo cual reduce la respiración de los champiñones (3.8 a 17.8 µg de O₂ consumido/Kg.s), retrasa la maduración y pérdida de humedad, con lo que ayuda a que mantenga su firmeza y el color.

Los empaques con atmósferas modificadas ofrecen beneficios muy similares a los ofrecidos por los recubrimientos comestibles, ya que retrasan las tasas de respiración y por consiguiente el retraso de su maduración y ablandamiento en su textura y con ello la aparición del oscurecimiento enzimático. Para estos empaques los materiales que suelen ocuparse el polietileno de baja densidad (PEBD), polietileno de alta densidad (PEAD), polipropileno y empaques que contienen poliéster y polietileno, por mencionar algunas. Estos empaques una vez sellados se almacenan a temperaturas de refrigeración (de entre 4 a 10°C) y a una humedad relativa de 85 a 95% (Pava *et al.*, 2017).

El tratamiento con ultrasonido consiste en ondas vibratorias mecánicas con una determinada frecuencia y el empleo de agua electrolizada produce un efecto de cavitación (formación y explosión de burbujas de vapor) destruyendo las células de microorganismos presentes en los champiñones. Se denomina ultrasonido de baja intensidad cuando se emplea el uso de frecuencias que van de 0.1 a 20 MHz, mientras que se considera como ultrasonido de alta intensidad cuando se emplean frecuencias que van de 10 a 1000 W/cm². Este tratamiento ayuda a mejorar el color y firmeza de los champiñones en estado fresco (Castellanos *et al.*, 2021).

Por su parte el tratamiento con irradiación consiste en la aplicación de rayos gamma, que de acuerdo con la FDA (Food and Drug Administration, por sus siglas en inglés) ha sido aprobada como segura. Una dosis aplicada de hasta 1 kGy (KiloGray) ha demostrado que es eficaz para el mantenimiento de la calidad y extender la vida de anaquel en fresco del champiñón *Agaricus bisporus*, produciendo una disminución en el oscurecimiento enzimático disminuyendo la actividad de la polifenoloxidasas. Además, este tipo de tratamiento no involucra la afectación de los macronutrientes y el valor energético de los champiñones (Castellanos *et al.*, 2021).

Sin embargo, este tipo de tratamientos a pesar de que han mostrado resultados efectivos, los altos costos de inversión tanto en maquinaria como en equipo adicional, hace que resulte poco viable su uso, es por ello que, los inhibidores de la tirosinasa han sido de gran interés para la industria de alimentos, reportándose en los últimos años los inhibidores naturales (ácidos fenólicos, flavonoides y lignanos) extraídos principalmente de plantas herbáceas y frutas, como por ejemplo: *Trifolium nigrescens Subsp. Petrisavi*, frijol mungo (*Vigna radiatae*), caramuixa (*Asphodelus microcarpus*), planta de mango (*Mangifera indica*), extractos de hojas de la vid de uva (*Vitis vinífera*) (Zolghadri *et al.*, 2019).

Asimismo, se ha reportado que la mimosina (extraída del árbol de guaje *L. leucocephala*), además de tener una estructura similar a la tirosina, la mimosina presenta una alta afinidad por los iones zinc (Zn²⁺) y cobre (Cu²⁺), con lo cual le otorga además un comportamiento de agente quelante (Zhang *et al.*, 2021). Es por ello que en este estudio se propone como objetivo caracterizar químicamente los tejidos de *Leucaena leucocephala* y evaluar su efecto inhibitorio en el

oscurecimiento de champiñón y alargar así su vida de anaquel, además de darle una característica adicional e importante al empleo del árbol de guaje (*Leucaena leucocephala*).

5. Justificación

Con base en los antecedentes presentados, *Leucaena leucocephala* es una fuente importante de mimosina (análogo químico de la *L -tirosina*), la cual es el principal sustrato de la tirosinasa, enzima responsable del oscurecimiento en el oscurecimiento del champiñón (*Agaricus bisporus*). Debido a esto, la caracterización del contenido de mimosina en los diferentes tejidos de *L. leucocephala* y su posible efecto inhibitorio en el oscurecimiento del champiñón (*Agaricus bisporus*) podría ser una alternativa postcosecha manteniendo su calidad y alargando su vida de anaquel.

6. Hipótesis

El contenido de mimosina presente en los tejidos de *Leucaena leucocephala* inhibirá el oscurecimiento en champiñones (*Agaricus bisporus*) frescos almacenados en refrigeración, manteniendo su calidad y alargando su vida de anaquel.

7. Objetivo general

Caracterizar químicamente los tejidos de *Leucaena leucocephala* y evaluar su posible efecto inhibitorio en el oscurecimiento del champiñón (*Agaricus bisporus*).

8. Objetivos particulares

1. Determinar el contenido de mimosina, compuestos fenólicos totales y capacidad antioxidante en tejidos de *Leucaena leucocephala*.
2. Construir las escalas hedónicas (calidad visual general y de oscurecimiento) y evaluar la calidad visual general y de oscurecimiento en champiñón (*Agaricus bisporus*) almacenado a 5 y 1.5 ± 1 °C.
3. Determinar el efecto inhibitorio de los extractos de *Leucaena leucocephala* (40, 60 y 500 mg/L de mimosina) en el oscurecimiento de champiñón (*Agaricus bisporus*) almacenado a 5 y 1.5 ± 1 °C.
4. Evaluar los parámetros de calidad postcosecha (color, pH, SST, AT, PP) en champiñón fresco tratado con extracto de semillas inmaduras de *Leucaena leucocephala* (40, 60 y 500 mg/L de mimosina) y almacenado a 5 y 1.5 ± 1 °C.

9. Materiales y métodos

9.1 Obtención del material biológico y diseño experimental

9.1.1 Guaje (*L. leucocephala*)

Se obtuvieron semillas inmaduras, cabezuelas e inflorescencias de *Leucaena leucocephala* (guaje) originarias del estado de Morelos y se transportaron a temperatura ambiente el mismo día de la cosecha a la Universidad Autónoma Metropolitana-Iztapalapa (UAM-I), Ciudad de México. El material biológico obtenido se seleccionó eliminando aquellos tejidos con daño. Se obtuvieron muestras uniformes por color, tamaño y libres de defectos. 100 g de cada uno de los tejidos vegetales, se congelaron en nitrógeno líquido y se almacenaron a -70 ° C hasta su posterior uso.

9.1.1.2 Obtención de los extractos de *L. leucocephala* para la aplicación de los tratamientos con mimosina

Se obtuvieron extractos de *L. leucocephala* que contenían 40, 60 y 500 mg L⁻¹ de mimosina obtenidos a partir de semillas (inmaduras) de *L. leucocephala* que se emplearon para aplicar los tratamientos descritos posteriormente.

La cantidad de semillas inmaduras de *L. leucocephala* que se emplearon para la aplicación de los tratamientos fue la siguiente: para el tratamiento de 40 mg de mimosina L⁻¹ se emplearon 1.31g de semilla, para el tratamiento a 60 mg de mimosina L⁻¹ se emplearon 1.97 g de semilla y finalmente para el tratamiento de 500 mg de mimosina L⁻¹ se emplearon 16.4 g de semilla , los cuales se homogeneizaron

con 17 ml de HCl al 0.1 N en un homogeneizador GLH-115 (OMNI International, Georgia, USA), durante 2 minutos. Después, cada una de las muestras homogeneizadas se filtraron con paños de manta de cielo. Los extractos de *L. leucocephala* obtenidos se utilizaron para la aplicación de los tratamientos con mimosina.

9.1.2 Champiñón (*Agaricus bisporus*)

Se adquirieron 15 kg de champiñón (*Agaricus bisporus*) de un invernadero ubicado en San Felipe Teotitlán Edo. México, y se transportaron a la UAM-I a temperatura ambiente el mismo día de cosecha. Los champiñones fueron seleccionados por color, tamaño y libre de defectos con el fin de obtener muestras uniformes.

9.1.3 Aplicación de los tratamientos con mimosina

Los champiñones seleccionados fueron tratados mediante inmersión durante 3 segundos en los siguientes tratamientos: 1) Sin tratamiento (CONTROL), 2) con extracto de semillas inmaduras de *Leucaena leucocephala* (40, mg/L de mimosina) 3) con extracto de semillas inmaduras de *Leucaena leucocephala* (mimosina 60 mg/L) y 4) con extracto de semillas inmaduras de *Leucaena leucocephala* (mimosina 500 mg/L). Transcurrido el tiempo del tratamiento los champiñones fueron colocados en toallas absorbentes para eliminar el exceso de humedad. 225-250 g de champiñón (6 a 8 champiñones) se colocaron en domos perforados de poliestireno tipo Clamshell y se almacenaron a 5 °C y 1.5 °C ± 1 °C. Se tomaron

muestras de champiñón de cada domo (unidad experimental) por triplicado de cada uno de los tratamientos y temperaturas de almacenamiento a los 0, 3, 6, 9, 12 y 15 días.

9.1.3 Primer experimento para construir las escalas

Para construir las escalas hedónicas (calidad visual general, y oscurecimiento), se realizó un primer experimento evaluando las condiciones de almacenamiento descritas anteriormente. Se obtuvieron todas las imágenes de las diferentes condiciones de almacenamiento y fueron seleccionadas por el autor principal para desarrollar las escalas de calificación (hedónica). La observación visual de cada domo (unidad experimental) se realizó con una cámara digital (iPhone 15 plus 48Mpx 26mm Focus pixels HDR inteligente 5 Apple Inc. Hon Hai, Taiwan) y se tomaron fotografías en cada uno de los días de muestreo (0, 3, 6, 9, 12 y 15 días) en las diferentes condiciones de almacenamiento mencionadas anteriormente, manteniendo siempre las mismas condiciones de iluminación sobre un fondo blanco. Las imágenes fueron seleccionadas por el autor principal para construir las escalas de calificación de calidad visual general y oscurecimiento. Para cada escala de calificación, se desarrolló una escala de 5 puntos (Kader y Cantwell, 2004).

9.2 Escala de calidad visual general

La calidad visual general se construyó y evaluó de acuerdo a la escala categórica de 5 puntos donde: 1) excelente (esencialmente sin síntomas de deterioro), 3) muy bueno (síntomas menores de deterioro*, sin daño), 5) bueno (deterioro evidente, pero no grave, límite de comercialización), 7) malo (deterioro* grave, límite de vida útil), 9) muy malo (no utilizable, olor desagradable, descomposición por hongos, *aumento del oscurecimiento y deshidratación), de acuerdo a la norma PN-ISO 3972 (1998) de champiñón *Agaricus bisporus*.

9.2.1 Escala de oscurecimiento

La escala de oscurecimiento fue construida y evaluada de acuerdo con una escala categórica de 5 puntos donde: 1) blanco, 2) crema, 3) amarillo, 4) bronce y 5) gris, de acuerdo con la norma ISO 13299 (2003) de champiñón *Agaricus bisporus*. (Bernás y Jaworska, 2015).

9.2.3 Índice total de color

El índice total de color o bien el índice de oscurecimiento (Browning Index, BI.) representa la intensidad del color marrón en los champiñones *Agaricus bisporus*, tal y como lo describe la siguiente ecuación (Lin y Sun, 2019).

$$BI = \frac{100(X-0.31)}{0.172} \quad \text{donde: } X = \frac{a^*+1.75(L^*)}{5.645(L^*)+a^*-3.012(b^*)}$$

Para poder obtener el índice de oscurecimiento (BI.) se aplicó la ecuación anterior con los valores obtenidos de (L^* C^* h^*) registrados durante los días 0 y 15 de almacenamiento para poder evaluar el rango de oscurecimiento en cada uno de los tratamientos aplicados (control, 40, 60 y 500 mg/L de mimosina). Sin embargo, al tener los índices de (L^* , C^* y h^*) fue necesario primero hacer una conversión a (L^* , a^* , b^*) con ayuda de un software en línea (ASPOSE: <https://products.aspose.app/svg/es/color-converter/lch-to-lab>).

9.3 Caracterización química de los tejidos de *Leucaena leucocephala*

9.3.1 Determinación del contenido de mimosina

Se colocaron 1 g de semillas inmaduras, o de cabezuelas o de inflorescencias, en un matraz Erlenmeyer por separado, y se homogeneizaron con 100 mL de HCl al 0.1 N utilizando un homogeneizador GLH-115 (OMNI International, Georgia, USA) durante 2 minutos. Después, cada una de las muestras se centrifugaron a 13,000 rpm durante 5 min. (MODELO VSMC-13, LABSEN SCIENTIFIC CO., HOMEWOOD, ILLINOIS) Los extractos de *L. leucocephala* obtenidos se utilizaron para la cuantificación de mimosina. La determinación del contenido de mimosina se realizó de acuerdo con el método espectrofotométrico descrito por Matsumoto y Sherman (1951). En tubos de ensaye se adicionó un mililitro de cada uno de los extractos obtenidos se mezcló con 1 mL de HCl [0.1 N] y 0.4 mL de cloruro férrico al 0.5 % (p/v), se agitaron los tubos de ensaye por 2 minutos y posteriormente se incubaron a temperatura ambiente por 1 hora para

poder observar la formación del cromóforo, finalmente las muestras fueron leídas a 535 nm. Para la cuantificación del contenido de mimosina presente en los extractos de los diferentes tejidos de *Leucaena leucocephala*, se construyó una curva patrón de mimosina (0 a 500 $\mu\text{g mL}^{-1}$). Los resultados obtenidos se reportaron en mg de mimosina por gramo de peso fresco de tejido (mg de mimosina gpf^{-1}).

9.3.2 Compuestos fenólicos totales

El contenido de compuestos fenólicos totales se determinó usando el reactivo de Folin–Ciocalteu mediante la técnica espectrofotométrica descrita por Singleton y Rossi (1965). Se colocaron 1 g de semillas inmaduras o de cabezuelas o de inflorescencias en un matraz Erlenmeyer por separado y se homogenizaron con 100 mL de metanol al 80 % v/v con un homogeneizador (OMNI GLH- 115, 115V, International, USA durante 2 minutos. Después cada una de las muestras se centrifugaron a 13,000 rpm durante 5 min. (MODELO VSMC-13, LABSEN SCIENTIFIC CO., HOMEWOOD, ILLINOIS) Posteriormente en tubos de ensaye se adicionó 1 mL de los extractos obtenidos y se realizó la dilución adecuada con metanol (MEYER, México) al 80 % (v/v). Esta dilución se mezcló con 1 mL del reactivo de Folin–Ciocalteu (Dilución con agua 1:10 v/v) y se incubó durante 1 min, después se adicionaron 0.8 mL de carbonato de sodio (7.5 % p/v) y se llevaron en agitación los tubos de ensaye por 2 minutos. La mezcla de reacción se incubó durante 1 h a temperatura ambiente antes de leer la absorbancia a 765 nm. El contenido de compuestos fenólicos totales se reportó como equivalentes de ácido gálico en mg por gramo de peso fresco de semillas inmaduras, cabezuelas e inflorescencias (EAG mg GPF^{-1}).

9.3.3 Capacidad antioxidante

La determinación de la capacidad antioxidante se realizó de acuerdo con el método de ABTS descrito por Re y col. (1999). Para la preparación de la solución de ABTS, se mezclaron 96.2 mg de ABTS (SIGMA ALDRICH, USA) (2,2'-Azinobis(3-etilbenzotiazolina-6-sulfonato)) y 16.5 mg de persulfato de potasio (Meyer, México) en 100 mL de agua desionizada. La solución se incubó en la oscuridad durante 16 h antes de ser usada. Transcurrido este tiempo, la solución de ABTS (SIGMA ALDRICH, USA) se diluyó con una solución amortiguadora de fosfatos (PBS, pH 7.4) hasta obtener una absorbancia de 0.7 ± 0.1 a 734 nm. Se colocaron 0.1 g de semillas inmaduras o de cabezuelas o de inflorescencias en un matraz Erlenmeyer por separado y se homogeneizaron con 10 mL de metanol (MEYER, México) al 80 % v/v utilizando un homogeneizador (OMNI GLH International) durante 2 min. Posteriormente, cada una de las muestras se centrifugaron en una mini centrífuga (MODELO VSMC-13, LABSEN SCIENTIFIC CO., HOMEWOOD, ILLINOIS) a 13,000 rpm durante 5 min. Después en tubos de ensaye se adicionaron 0.1 mL del extracto obtenido, 1 mL de la solución diluida de ABTS y se llevaron en agitación los tubos de ensaye durante 2 min. Posteriormente, las muestras incubaron durante 10 min a temperatura ambiente y se determinó la absorbancia a 734 nm. La capacidad antioxidante se determinó utilizando una curva de calibración de trolox (0-400 μM) (Sigma-Aldrich, USA) y los resultados se expresaron como capacidad antioxidante equivalente a trolox en mM por gramo de peso fresco de cada tejido de *Leucaena leucocephala* [CAET mM GPF⁻¹].

9.4 Evaluación de los parámetros de calidad postcosecha en champiñón (*Agaricus bisporus*) con y sin tratamiento

9.4.1 Color

Para la determinación del color en champiñones (*Agaricus bisporus*) se utilizó un colorímetro (FRU WR10, Shenzhen Wave Optoelectronics Technology Co, Ltd, ShenZhen, China) y se realizaron 3 mediciones de color en distintas regiones de cada champiñón. Se cuantificaron los 3 parámetros que definen el color: luminosidad (L^*), cromaticidad o saturación (C^*) y el tinte o matiz (h^* o ángulo Hue).

9.4.2 Acidez titulable, sólidos solubles totales y determinación de pH

Se utilizaron 10 g de la mezcla homogénea de champiñones (*Agaricus bisporus*) y se homogeneizaron con 50 mL de agua destilada. Posteriormente, las muestras se centrifugaron a 13,000 rpm durante 5 min. (MODELO VSMC-13, LABSEN SCIENTIFIC CO., HOMEWOOD, ILLINOIS) Para cuantificar la acidez titulable se empleó 1 mL del homogenado de champiñón y se tituló con una solución de NaOH 0.1 N, utilizando como indicador 2 gotas de fenolftaleína al 0.1 % p/v. Los mL de la solución de NaOH utilizados se usaron para calcular el porcentaje de ácido málico (ácido predominante) presente en las muestras, utilizando la siguiente ecuación:

$$\text{Porcentaje de ácido málico (\%)} = \frac{(V. NaOH)(N NaOH)(meq. \text{ácido})(100)}{\text{mL de extracto}}$$

En donde:

V NaOH= volumen de NaOH usado para la titulación

N NaOH= normalidad del NaOH

meq ácido= miliequivalentes de ácido málico

Para la evaluación del contenido de sólidos solubles totales, se tomó una alícuota del homogenado de champiñón y se colocó en un refractómetro digital (modelo Atago 3810 PAL-1) Para la determinación del pH, se utilizaron 10 mL del homogenado de champiñón y se cuantificó utilizando un potenciómetro (Thermo Scientific Orion STARA-CS, USA).

9.4.3 Pérdida de peso

Para la evaluación de este parámetro, se utilizaron muestras independientes que se siguieron a lo largo del periodo de almacenamiento. Se registró el peso inicial de las muestras, al igual que los cambios de peso en cada una durante los días de almacenamiento (0, 3, 6, 9, 12 y 15 días). La pérdida de peso se reportó como porcentaje de acuerdo con la siguiente ecuación:

$$PP (\%) = (1 - P_n/P_i) \times 100$$

Donde:

PP (%) = Porcentaje de pérdida de peso

P_n = Peso de los frutos al periodo n

P_i = Peso inicial de los frutos

9.4.4 Análisis estadístico

Se empleó el software estadístico NCSS (2021) para efectuar el análisis estadístico de los resultados obtenidos. Los datos se procesaron con un análisis de varianza (ANOVA) seguido de la prueba de comparación múltiple de medias de Tukey-Kramer con un nivel de significancia de $p = 0.05$.

Se llevaron a cabo dos fases experimentales (fase experimental previa sin tratamiento de mimosina y fase experimental con tratamiento de mimosina). A continuación se presentan los diseños experimentales en ambas fases:

- Fase experimental (sin tratamiento): 3 temperaturas (25, 5 y 1.5°C) X 1 domo 225 – 250 g de champiñón (Unidad Experimental) X 3 repeticiones X 15 días de almacenamiento.
- Fase experimental (con y sin tratamiento de mimosina): 2 temperatura (5 y 1.5 °C) X 1 domo 75- 85 g de champiñón (Unidad Experimental) X 4 tratamientos (control, 40, 60 y 500 mg L⁻¹ de mimosina) X 3 repeticiones X 5 días de almacenamiento (0, 3, 6, 9, 12 y 15).

10. Resultados y discusión

10.1 Contenido de mimosina en *L. leucocephala*

La mimosina, es un aminoácido no proteico que se encuentra en plantas tropicales del género *Leucaena*. Se ha reportado que pudiera ser tóxica, provocando alopecia, anorexia y pérdida de peso en animales domésticos y de corral, así como también en el ser humano, aunque en concentraciones menores no causa ningún daño (Ospina *et al.*, 2017). Este efecto toxico que posee la mimosina, sirve como defensa ante depredadores (Soto *et al.*, 2016). Además, se ha demostrado que la mimosina actúa como un análogo a la tirosina, por lo cual se cree que puede llegar a ser un inhibidor de la tirosinasa (Honda *et al.*, 2021).

Se observaron diferencias significativas ($p < 0.05$) en el contenido de mimosina en los tejidos analizados de *L. leucocephala* (semillas inmaduras, cabezuelas e inflorescencias). Las semillas mostraron el mayor contenido de mimosina (61 mg gpf^{-1}), seguido por el de cabezuelas (55 mg gpf^{-1}) y finalmente, las inflorescencias presentaron el menor contenido de mimosina (40 mg gpf^{-1}) (Figura 13). Los resultados anteriormente descritos se compararon con los reportados por Xuan *et al.* (2006), en donde analizaron los mismos tejidos de *L. leucocephala*, reportando un contenido de mimosina de 20 mg gpf^{-1} en semillas inmaduras, 26.8 mg gpf^{-1} en cabezuelas y 35.4 mg gpf^{-1} en inflorescencias, los cuales presentaron menor contenido de mimosina en comparación con los obtenidos en este trabajo. Los resultados encontrados en este estudio corroboran los reportado por Ospina *et al.*, (2017) donde el contenido de mimosina varía dependiendo del tejido de *Leucaena* analizado.

Por otra parte, Háuad y Foroughbakhch (1991) reportaron que en diferentes especies de *Leucaena* (*leucocephala*, *pulverulenta*, *greggii*, *diversifolia* y *K743*) la concentración de mimosina varía de acuerdo con la estación del año, observando que hay una mayor concentración en verano y disminuye en invierno, encontrando también que *L. leucocephala* es la variedad que presenta la mayor concentración de mimosina.

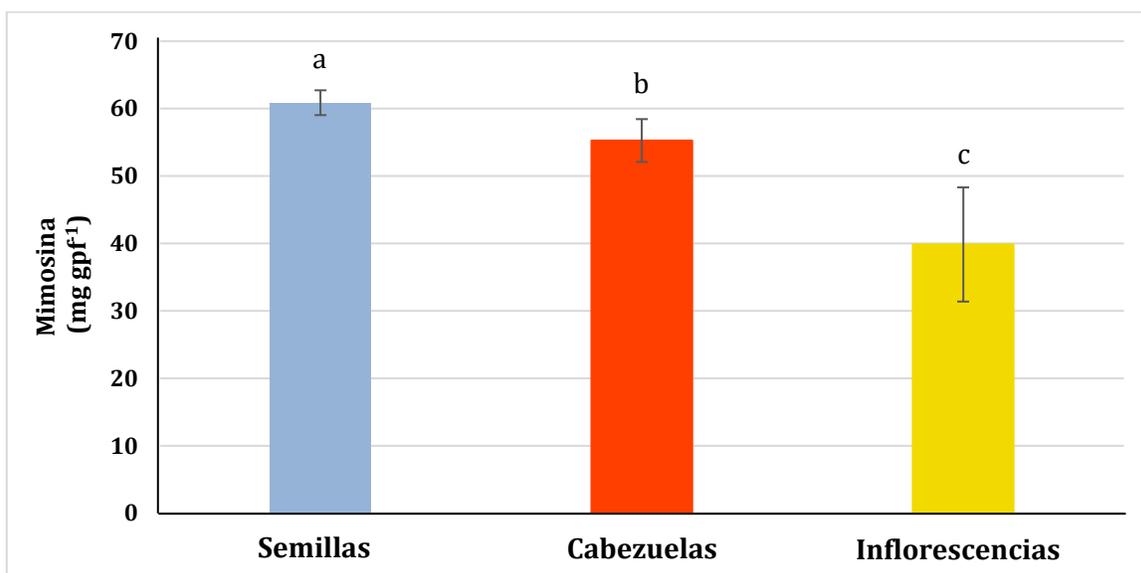


Fig. 13 Contenido de mimosina presente en semillas inmaduras, cabezuelas e inflorescencias de *L. leucocephala*. *Letras diferentes indican diferencias estadísticamente significativas ($p < 0.05$).

10.1.2 Contenido de compuestos fenólicos totales en *L. leucocephala*

Los compuestos fenólicos son moléculas que poseen uno o más anillos aromáticos, los cuales se encuentran en la naturaleza especialmente en plantas, flores, cereales, frutas, tallos o semillas. Los compuestos fenólicos juegan un papel importante en procesos metabólicos, de crecimiento, reproducción y de protección contra organismos patógenos (como hongos, bacterias y nematodos), de

depredadores (insectos o herbívoros) y en respuesta a condiciones de estrés ambiental (Abarca y Petricevich, 2019).

Los resultados obtenidos en este trabajo mostraron diferencias significativas ($p < 0.05$) en el contenido de compuestos fenólicos totales (CFT) en los diferentes tejidos de *Leucaena* (semillas inmaduras, cabezuelas e inflorescencias) analizados. Las inflorescencias mostraron el mayor contenido de CFT (177.2 mg EAG gpf^{-1}), seguido por las semillas (145.13 mg EAG gpf^{-1}) y por último, las cabezuelas mostraron el menor contenido de CFT (23.78 mg EAG gpf^{-1}) (Figura 14).

Estos resultados, pueden ser comparados con los reportados por Román *et al.* (2014) donde realizaron un estudio sobre los componentes nutricionales y antioxidantes de dos especies de guaje: rojo (*L. esculenta*) y verde (*L. leucocephala*), en donde se observó que el contenido de CFT en guaje rojo, mostró 108.87 mg EAG gpf^{-1} , mientras que en guaje verde fue de 96.91 mg EAG gpf^{-1} .

Por otra parte Lin *et al.* (2011) reportaron un contenido de CFT en hojas e inflorescencias de *L. leucocephala* de 170 mg EAG gpf^{-1} y 130 mg EAG gpf^{-1} , respectivamente. Estos resultados son similares a los obtenidos experimentalmente, en donde se observó un mayor contenido de CFT en las inflorescencias, en comparación con las semillas y cabezuelas.

Zlatic *et al.* (2019) mencionan que la concentración de compuestos fenólicos en un órgano vegetal en particular depende de la síntesis fenólica en esos órganos. La variación en la cantidad de estos compuestos depende de la diferencia en las estructuras morfológicas y anatómicas, así como de los numerosos procesos fisiológicos que ocurren en los diferentes órganos de la planta.

Además, de acuerdo con Gimeno (2004), los compuestos fenólicos actúan como fitoalexinas y funcionan como mecanismo de defensa y protección ante ataques fúngicos o bacterianos. Los resultados encontrados en este trabajo podrían explicarse debido a que las inflorescencias son uno de los tejidos más expuestos y susceptibles a este tipo de ataques en los ejemplares de *L. leucocephala*.

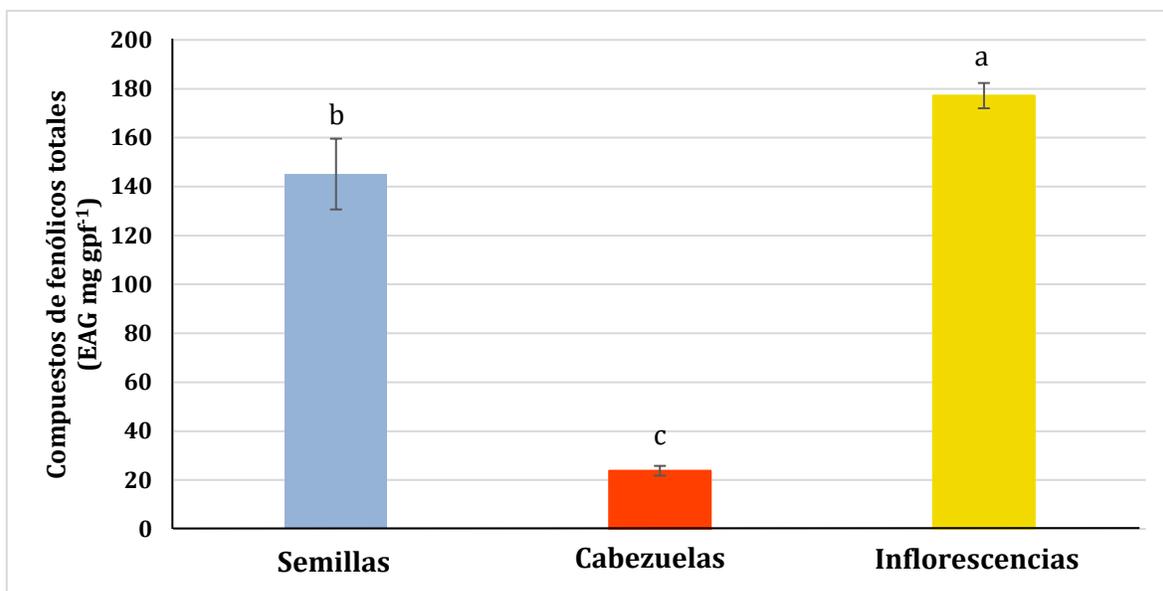


Fig. 14 Contenido de compuestos fenólicos totales presente en semillas inmaduras, cabezuelas e inflorescencias de *L. leucocephala*. *Letras diferentes indican diferencias estadísticamente significativas ($p < 0.05$). *Equivalentes de ácido gálico por gramo de peso fresco (EAG gpf⁻¹).

10.1.3 Capacidad antioxidante en *L. leucocephala*

La determinación de la capacidad antioxidante es un parámetro importante utilizado para poder determinar la calidad de un alimento con relación a la cantidad de antioxidantes presentes. En plantas, se ha reportado un incremento en la producción de radicales libres en condiciones de estrés biótico (el cual es provocado

por la acción de algún organismo, tales como hongos, bacterias o insectos) o abiótico (causados por el medio ambiente, como lluvias, bajas o altas temperaturas) (Benítez *et al.*, 2020).

Se observaron diferencias significativas ($p < 0.05$) en la capacidad antioxidante (CA) en los tejidos de *L. leucocephala*; las cabezuelas mostraron la mayor CA (3078.056 CAET mM gpf^{-1}), en comparación con las inflorescencias (1341.806 CAET mM gpf^{-1}) y las semillas (1282.083 CAET mM gpf^{-1}), las cuales no mostraron diferencias significativas ($p > 0.05$) entre ellas (Figura 15). La CA está estrechamente relacionada con la concentración de compuestos fenólicos, ya que a mayor concentración de estos, mayor es la capacidad antioxidante (Benítez *et al.*, 2020). Sin embargo, en nuestros resultados no se observó una correlación positiva entre el contenido de CFT y la CA de las cabezuelas, en comparación con las semillas e inflorescencias (Figuras 14 y 15). En este sentido, las cabezuelas presentaron el menor contenido de CFT pero la mayor CA. Estos resultados sugieren que la CA de las cabezuelas podría atribuirse a la presencia de compuestos no fenólicos y/o compuestos lipofílicos, puesto que al determinar la CA mediante la técnica del uso del radical catiónico ABTS* el cual es soluble en agua y en solventes orgánicos, permite la determinación de la CA de compuestos hidrofílicos y lipofílicos (Munteanu y Apetrei, 2021). Este comportamiento de mostrar una correlación negativa entre el contenido de CFT y la CA ha sido reportado por diferentes autores. Odabasoglu *et al.* (2005) mencionan que en el estudio del contenido de CFT y la CA de diversas especies de líquenes, el extracto acuoso de *P. rufescens* mostró un menor contenido de CFT y la una CA más alta; cuando se comparó con el extracto metanólico de *P. furfuracea* que presentó el mayor

contenido de CFT y la menor CA. Por otra parte, Maillard y Berset (1995) reportaron una correlación negativa entre la CA y los CFT en diferentes tipos de maltas, sugiriendo que otros compuestos químicos son los responsables de la CA. Por otra parte, Moure *et al.* (2001) tampoco encontraron relación entre la CA y la composición fenólica en residuos de cítricos, bayas y vinos de frutas o en extractos de plantas en general. Lara-Cortés *et al.* (2014) mencionan que la CA depende del tipo y concentración de los antioxidantes involucrados; por lo que analizaron el efecto sinérgico de diferentes compuestos químicos en flores comestibles de Dalia y encontraron que algunos compuestos fenólicos en asociación con carotenoides, e incluso la vitamina C, actúan de forma sinérgica en la CA.

También es importante mencionar, que los compuestos fenólicos individuales pueden tener CA distinta, esto quiere decir, que pueden existir interacciones antagónicas o sinérgicas entre los compuestos fenólicos y otros compuestos presentes como carbohidratos, proteínas y otros metabolitos que pueden afectar la CA (Odabasoglu *et al.*, 2005).

Además, de acuerdo con lo reportado por Gimeno (2004) los compuestos fenólicos actúan como método de defensa y de protección ante elicitores bióticos, por lo que las cabezuelas es uno de los tejidos que se encuentra en etapa de desarrollo y en procesos activos de diferenciación antes de que la inflorescencia se forme completamente y además más expuesto en comparación con las semillas que cuentan con la protección de la vaina, pudiendo posiblemente explicar una mayor CA (Figura 15).

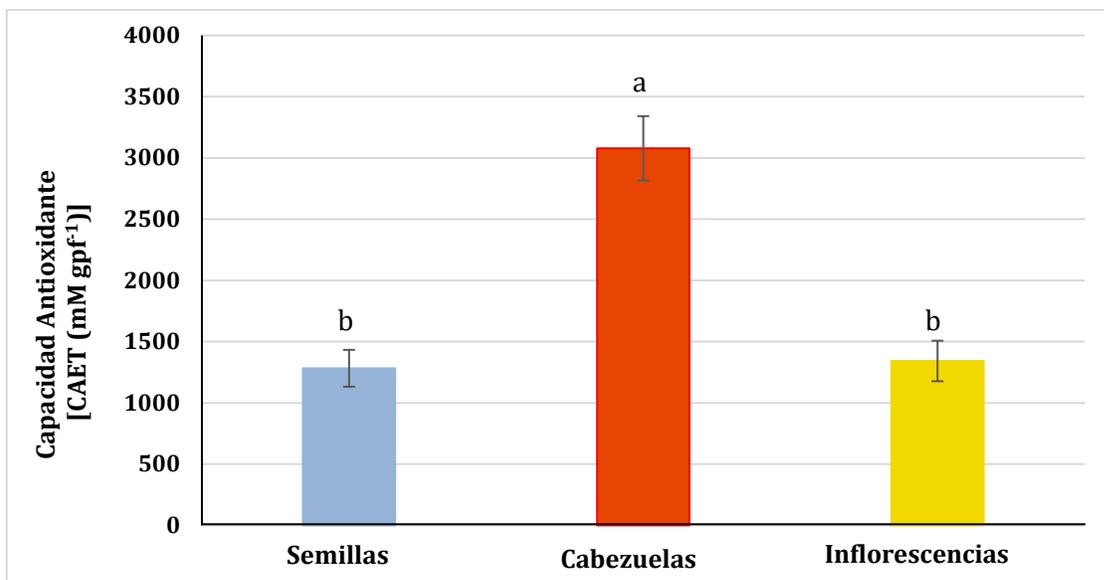


Fig. 15. Capacidad antioxidante en semillas inmaduras, cabezuelas e inflorescencias de *L. leucocephala*. *Letras diferentes indican diferencias estadísticamente significativas ($p < 0.05$). *Capacidad antioxidante equivalente a Trolox por gramo de peso fresco [CAET (mM gpf⁻¹)].

10.2 Obtención de las escalas hedónicas de calidad visual general y oscurecimiento para champiñón (*Agaricus bisporus*)

Para poder evaluar la calidad visual general y el oscurecimiento en las muestras de champiñón con y sin tratamiento, se construyeron 2 escalas categóricas de calidad de 5 puntos como se muestra a continuación (Figuras 16 y 17).

				
1 EXCELENTE	3 BUENO	5 LIGERO	7 POBRE	9 EXTREMADAMENTE POBRE

Fig. 16 Escala hedónica de calidad visual de champiñón (*Agaricus bisporus*).

				
1	2	3	4	5
L* = 88.6 ± 1.6 C* = 12.8 ± 0.7 h* = 83.5 ± 0.9	L* = 73.9 ± 6.1 C* = 23.0 ± 2.4 h* = 74.1 ± 2.5	L* = 73.7 ± 1.4 C* = 23.3 ± 0.9 h* = 76.0 ± 2.9	L* = 71.6 ± 3.4 C* = 24.5 ± 0.9 h* = 74.0 ± 0.8	L* = 57.8 ± 3.2 C* = 25.3 ± 2.2 h* = 70.6 ± 0.8
BLANCO	CREMA	AMARILLO	CAFÉ CLARO	CAFÉ OSCURO

Fig. 17 Escala hedónica de oscurecimiento para champiñón (*Agaricus bisporus*).

10.3 Evaluación de la calidad visual general y oscurecimiento en champiñón almacenado a 25, 5 y 1.5 ° C

Los champiñones almacenados a 25 ± 1 °C, mostraron una rápida disminución en la calidad visual general de manera significativa ($p < 0.05$) presentando una vida de anaquel máxima de 3 días, límite óptimo de comercialización de acuerdo con la escala desarrollada en este estudio; a partir del día 4 los champiñones obtuvieron valores de 7 y 9, que correspondieron a una calidad pobre y extremadamente pobre, respectivamente, de acuerdo con las escalas hedónicas desarrolladas en este estudio (Fig 18 y 19). Nuestros resultados coinciden con los reportados por Wejin *et al.* (2013) y Castellanos *et al.* (2021) que reportaron un máximo de 5 días de almacenamiento a temperatura ambiente para champiñón blanco (*A. bisporus*), tiempo en que ya no fueron comercializables.

Una explicación de la alta perecibilidad del champiñón blanco (*A. bisporus*) se debe a su alta tasa de respiración de 3.8 a 17.8 μg de O_2 consumido $\text{Kg}^{-1}\text{s}^{-1}$ lo cual no favorece su almacenamiento a temperatura ambiente y reduce su vida útil, por lo cual se requieren temperaturas de refrigeración para alargar su vida de anaquel e incrementar el periodo de comercialización (Balenciaga, 2014).

10.3.1 Champiñón *A. bisporus* almacenado a 25, 5 y 1.5 °C (sin tratamiento y con estructuras: pie, velo e himenio)

Rep.	Día 0	Día 1	Día 2	Día 3	Día 4	Día 5
R1						
R2						
R3						

Rep.	Día 6	Día 7				
R1						
R2						
R3						

Fig. 18 Champiñón (*A. bisporus*) almacenado a $25 \pm 1^\circ\text{C}$ durante 7 días sin tratamiento. *Se determino al día 3 un valor de 5 en la escala de calidad visual como límite de comercialización (Figura 16).

Estructuras	Día 0	Día 1	Día 2	Día 3	Día 4	Día 5
Sombrero						
Pie Himenio Velo						

Estructuras	Día 6	Día 7				
Sombrero						
Pie Himenio Velo						

Fig. 19 Estructuras de pie, velo e himenio, como indicativos de frescura y calidad en champiñón blanco *A. bisporus* almacenados a $25 \pm 1^\circ\text{C}$ *Se determino al día 3 un valor de 5 en la escala de calidad visual como límite de comercialización (Figura 16).

Rep.	Día 0	Día 1	Día 2	Día 3	Día 4	Día 5
R1						
R2						
R3						

Rep.	Día 6	Día 7	Día 8	Día 9	Día 10	Día 11
R1						
R2						
R3						

Rep.	Día 12	Día 13	Día 14	Día 15		
R1						
R2						
R3						

Fig. 20 Champiñón *A. bisporus* almacenado a $5 \pm 1^\circ\text{C}$ por 15 días sin tratamiento. *Se determino al día 15 un valor de 3 en la escala de calidad visual como límite de comercialización (Figura 16).

Estructuras	Día 0	Día 1	Día 2	Día 3	Día 4	Día 5
Sombrero						
Pie Himenio Velo						

Estructuras	Día 6	Día 7	Día 8	Día 9	Día 10	Día 11
Sombrero						
Pie Himenio Velo						

Estructuras	Día 12	Día 13	Día 14	Día 15		
Sombrero						
Pie Himenio Velo						

Fig. 21 Estructuras de pie, velo e himenio, como indicativos de frescura y calidad en champiñón blanco *A. bisporus* almacenados a $5 \pm 1^\circ\text{C}$ *Se determinó al día 15 un valor de 3 en la escala de calidad visual como límite de comercialización (Figura 16).

Rep.	Día 0	Día 1	Día 2	Día 3	Día 4	Día 5
R1						
R2						
R3						

Rep.	Día 6	Día 7	Día 8	Día 9	Día 10	Día 11
R1						
R2						
R3						

Rep.	Día 12	Día 13	Día 14	Día 15		
R1						
R2						
R3						

Fig. 22 Champiñón *A. bisporus* almacenado a 1.5 ± 1 °C por 15 días sin tratamiento. *Se determinó al día 15 un valor de 3 en la escala de calidad visual como límite de comercialización (Figura 16).

Estructuras	Día 0	Día 1	Día 2	Día 3	Día 4	Día 5
Sombrero						
Pie Himenio Velo						

Estructuras	Día 6	Día 7	Día 8	Día 9	Día 10	Día 11
Sombrero						
Pie Himenio Velo						

Estructuras	Día 12	Día 13	Día 14	Día 15		
Sombrero						
Pie Himenio Velo						

Fig. 23 Estructuras de pie, velo e himenio, como indicativos de frescura y calidad en champiñón blanco *A. bisporus* almacenados a 1.5 ± 1 °C *Se determinó al día 15 un valor de 3 en la escala de calidad visual como límite de comercialización (Figura 16).

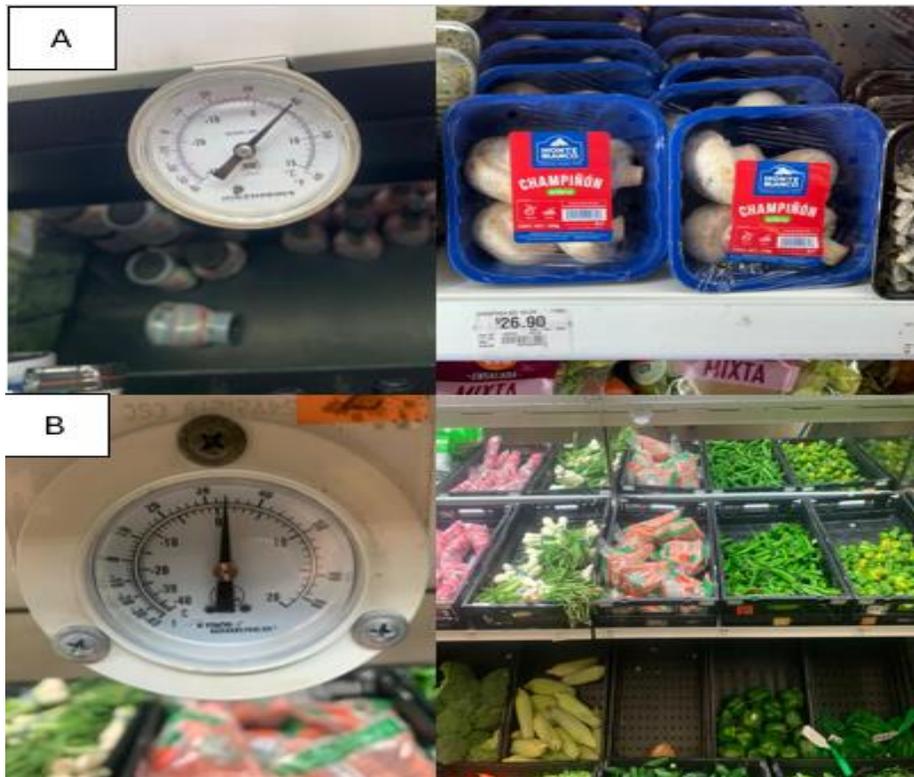


Fig. 24. Termómetros en refrigeradores exhibidores de frutas, hortalizas, precortados y champiñón blanco, donde: A) temperatura del exhibidor a 5 °C y B) temperatura del exhibidor a 1 °C.

En el caso de los champiñones almacenados a 5 y 1.5 ± 1 °C, alcanzaron una vida de anaquel de 15 días de almacenamiento (Figura 20 y 22) teniendo una apariencia agradable y comercialmente aceptable (Figura 16). El tiempo de almacenamiento que se pudo observar en el presente experimento fue superior a lo reportado por Postharvest Research and Extension Center, UC Davis (2023) quienes realizaron un almacenamiento de champiñón *A. bisporus* a temperaturas de 0 a 1.5 °C, mismos que tuvieron una vida de anaquel de 5 a 7 días de almacenamiento y de 2 días a una temperatura de 4.5 °C o bien de 3 días como máximo a 2 °C según lo reportado por Balenciaga (2014). Los resultados obtenidos en este trabajo mostraron una diferencia de tiempo de almacenamiento significativamente positiva con respecto a lo reportado por los autores previamente

mencionados, esto podría explicarse debido a la calidad inicial o al tiempo de cosecha de los champiñones *A. bisporus*. En este trabajo, se utilizaron champiñones frescos, recién cosechados y obtenidos de un invernadero; sin embargo, Postharvest Research and Extension UC Davis 2023 no reporta la calidad ni el tiempo de cosecha de los champiñones *A. bisporus* utilizados.

También, se observaron cambios en las estructuras de *A. bisporus*, tales como el pie, velo e himenio en las tres temperaturas de almacenamiento (25, 5 y 1.5 ± 1 °C), que de acuerdo con Hernández (1967) son indicativos de frescura y calidad en champiñones (Figuras 19, 21 y 23). Sin embargo, la observación de estas estructuras no fueron seguidas en los experimentos posteriores, debido a que solo se consideraron como datos complementarios a los descritos en las escalas hedónicas desarrolladas (Figuras 16 y 17). Como parte de una observación complementaria a nuestros resultados, se realizaron revisiones de las temperaturas de los refrigeradores utilizadas en los centros comerciales donde se exhiben algunas frutas y hortalizas frescas, incluyendo champiñones *A. bisporus* (Figura 14); sin embargo, es importante resaltar que la vida de anaquel de cualquier producto de consumo en fresco siempre dependerá de no romper la cadena de frío (Umaña *et al.*, 2021).

Finalmente, los resultados obtenidos en este trabajo, con respecto a la calidad visual general en los champiñones *A. bisporus* almacenados en refrigeración, alcanzaron 7 días más de vida de anaquel en comparación con lo reportado por Postharvest Research and Extension UC Davis (2023), permitiendo una semana más de posible comercialización, sin rebasar el límite establecido en las escalas desarrolladas (Figuras 16 y 17).

10.3.2 Champiñón (*A. bisporus*) almacenado a 5 y 1.5 ± 1°C con tratamiento (control, 40, 60 y 500 mg L⁻¹ de mimosina) con estructuras (pie, velo e himenio).

Rep.	Día 0	Día 3	Día 6	Día 9	Día 12	Día 15
R1						
R2						
R3						

Fig. 25 Champiñón *A. bisporus* almacenado a 5 ± 1 °C por 15 días (Tratamiento: CONTROL).

*Se determinó al día 15 un valor de 5 en la escala de calidad visual como límite de comercialización (Figura 16).

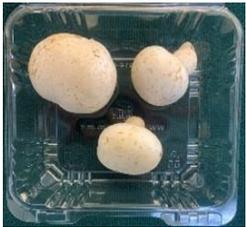
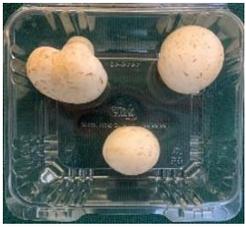
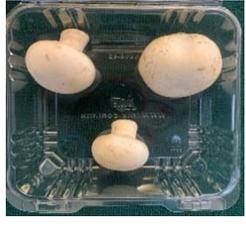
Rep.	Día 0	Día 3	Día 6	Día 9	Día 12	Día 15
R1						
R2						
R3						

Fig. 26 Champiñón *A. bisporus* almacenado a 5 ± 1 °C por 15 días (Tratamiento: 40 mg L^{-1} de mimosina).

*Se determinó al día 15 un valor de 5 en la escala de calidad visual como límite de comercialización (Figura 16).

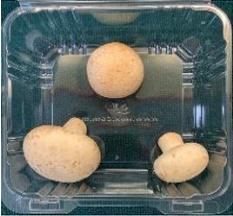
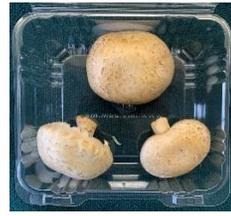
Rep.	Día 0	Día 3	Día 6	Día 9	Día 12	Día 15
R1						
R2						
R3						

Fig. 27 Champiñón *A. bisporus* almacenado a 5 ± 1 °C por 15 días (Tratamiento: 60 mg L^{-1} de mimosina).
 *Se determinó al día 15 un valor de 5 en la escala de calidad visual como límite de comercialización (Figura 16).

Rep.	Día 0	Día 3	Día 6	Día 9	Día 12	Día 15
R1						
R2						
R3						

Fig. 28 Champiñón *A. bisporus* almacenado a 5 ± 1 °C por 15 días (Tratamiento: 500 mg L⁻¹ de mimosina).

*Se determinó al día 15 un valor de 5 en la escala de calidad visual como límite de comercialización (Figura 16).

Rep.	Día 0	Día 3	Día 6	Día 9	Día 12	Día 15
R1						
R2						
R3						

Fig. 29 Champiñón *A. bisporus* almacenado a 1.5 ± 1 °C por 15 días (Tratamiento: CONTROL).

*Se determinó al día 15 un valor de 5 en la escala de calidad visual como límite de comercialización (Figura 16).

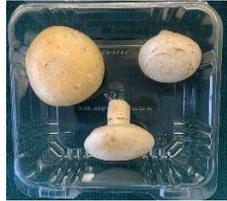
Rep.	Día 0	Día 3	Día 6	Día 9	Día 12	Día 15
R1						
R2						
R3						

Fig. 30 Champiñón *A. bisporus* almacenado a 1.5 ± 1 °C por 15 días (Tratamiento: 40 mg L⁻¹ de mimosina). *Se determinó al día 15 un valor de 5 en la escala de calidad visual como límite de comercialización (Figura 16).

Rep.	Día 0	Día 3	Día 6	Día 9	Día 12	Día 15
R1						
R2						
R3						

Fig. 31 Champiñón *A. bisporus* almacenado a 1.5 ± 1 °C por 15 días (Tratamiento: 60 mg L^{-1} de mimosina).

*Se determinó al día 15 un valor de 5 en la escala de calidad visual como límite de comercialización (Figura 16).

Rep.	Día 0	Día 3	Día 6	Día 9	Día 12	Día 15
R1						
R2						
R3						

Fig. 32 Champiñón *A. bisporus* almacenado a 1.5 ± 1 °C por 15 días (Tratamiento: 500 mg L^{-1} de mimosina).
 *Se determinó al día 15 un valor de 5 en la escala de calidad visual como límite de comercialización (Figura 16).

En las Figuras 25 a la 31, se muestra la calidad visual general y el oscurecimiento de champiñones (*A. bisporus*) tratados con 0, 40, 60 y 500 mg L⁻¹ de mimosina y almacenados durante 15 días a 5 y 1.5 ± 1 °C. El tiempo de almacenamiento que se observó fue igual al que se obtuvo con los primeros champiñones almacenados sin tratamiento (Figuras 20 y 22), y de igual forma superiores a los reportados por Postharvest Research and Extension Center, UC Davis (2023) y Balenciaga (2014). Por otro lado, los champiñones al final de los 15 días de almacenamiento tuvieron una apariencia comercialmente aceptable (figura 25 a 32) con una coloración amarillenta, teniendo un aspecto parecido a los champiñones cremini. Este color desarrollado en los champiñones podría deberse al contenido de clorofila en las semillas de *Leucaena leucocephala* las cuales fueron empleadas para la elaboración de los tratamientos; en este sentido, los champiñones tratados con 500 mg L⁻¹ de mimosina presentaron esta coloración, en comparación con los otros 2 tratamientos estudiados (40 y 60 mg L⁻¹ de mimosina) (Figuras 28 y 31). Esto puede observarse con los resultados obtenidos en las Tablas IV y VI.

De igual forma, los resultados mostraron que los champiñones al día 15 de almacenamiento presentaron cambios en su estructura, la más notable en la zona del sombrero, donde se pudo observar un desdoblamiento desde la sección del himenio hacia el exterior, lo cual da la apariencia de haber aumentado de tamaño. Después de 15 días de almacenamiento, los champiñones no mostraron la presencia de moho, ni desarrollo de olores desagradables.

En el segundo experimento, el número de champiñones *A. bisporus* por domo se redujo (3 unidades por domo), debido a que el productor de champiñones

con quien se había trabajado durante todo experimento (descrito en el punto 8.5.1) tuvo complicaciones por daño en la producción, limitando la cantidad de material biológico disponible. Sin embargo, se optó por no cambiar de proveedor y garantizar la reproducibilidad del experimento con respecto al material biológico utilizado (champiñón *A. bisporus*) y no generar artefactos que alteraran los resultados.

10.4 Efecto de la temperatura en la pérdida de peso en champiñones (*A. bisporus*) tratados y no tratados con mimosina

10.4.1 Pérdida de peso en champiñones (*A. bisporus*) no tratados y almacenados a 25, 5 y 1.5 °C

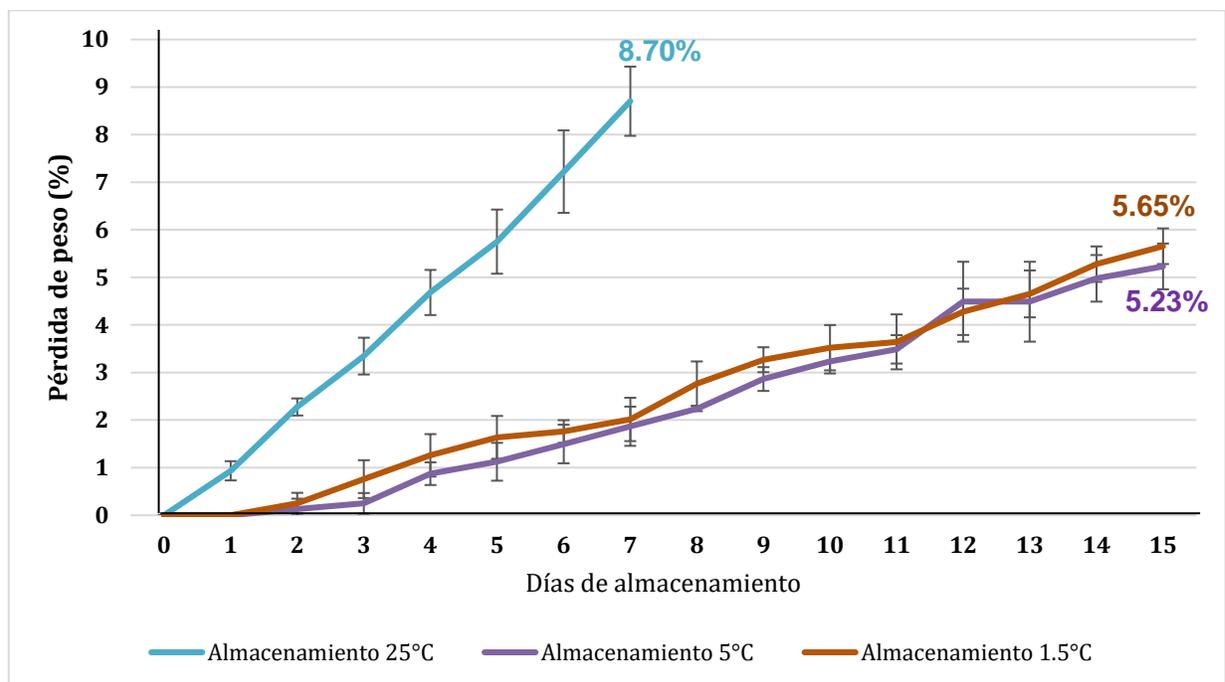


Fig. 33 Porcentaje de pérdida de peso en champiñones almacenados a 25, 5 y 1.5 °C (sin tratamiento).

Los champiñones almacenados a 25 °C mostraron un mayor porcentaje (8.7 %) de pérdida de peso después de 7 días de almacenamiento, en comparación con

los champiñones almacenados a 1.5 y 5 ± 1 °C después de 15 días de almacenamiento, los cuales tuvieron una pérdida de peso de 5.65 y 5.23 %, respectivamente (Figura 33). La vida de anaquel de los champiñones almacenados a 25 °C solo fue de 7 días en comparación con los 15 días de vida útil de los champiñones almacenados en refrigeración. Los resultados obtenidos en este trabajo coinciden con los reportados por Tano *et al.* (1999) donde los champiñones *Agaricus bisporus* almacenados a 4 °C durante 12 días mostraron una pérdida de peso entre el 1 - 8 %. Por otra parte, Madahí (2023) reportó la pérdida de peso en champiñones *A. bisporus*, en un intervalo de 1 a 2 % diariamente, una vez que se lleva a cabo la cosecha, recomendando que estos sean comercializados inmediatamente después de su cosecha.

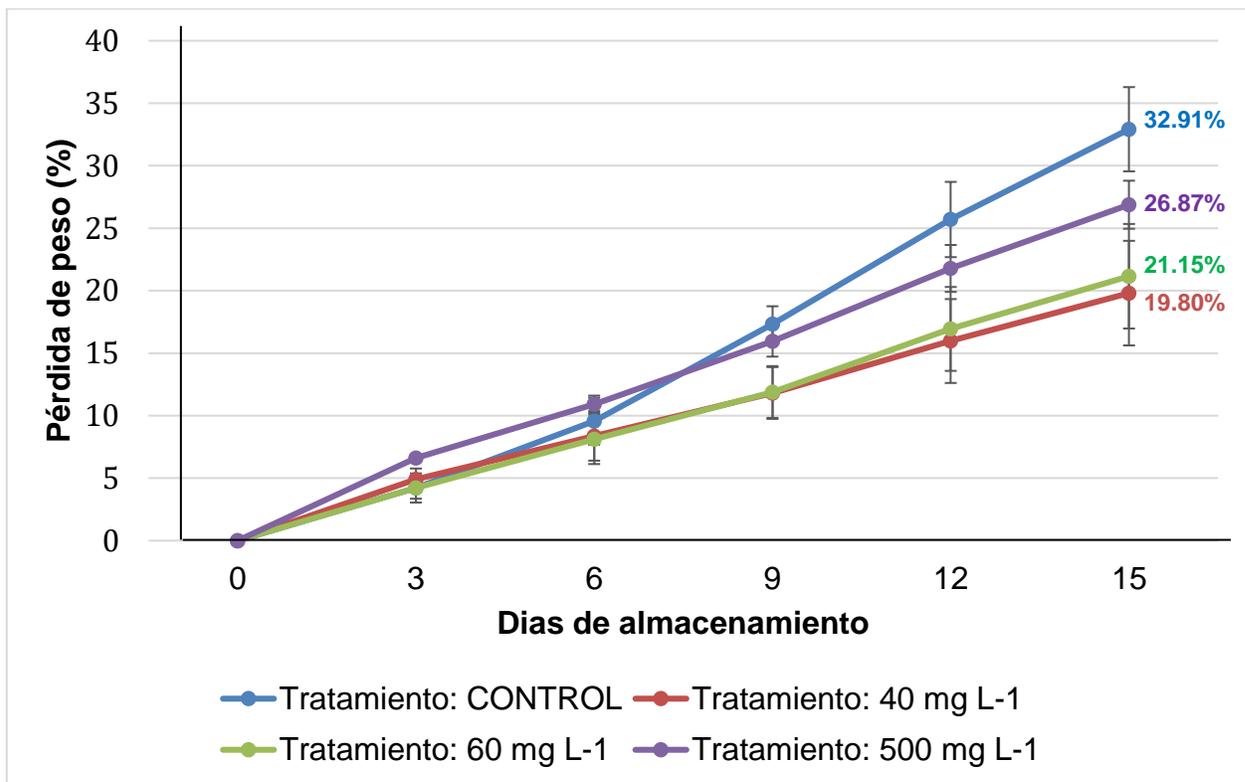


Fig. 34 Porcentaje de pérdida de peso en champiñones almacenados a 5 °C con tratamiento (control, 40, 60 y 500 mg L⁻¹ de mimosina).

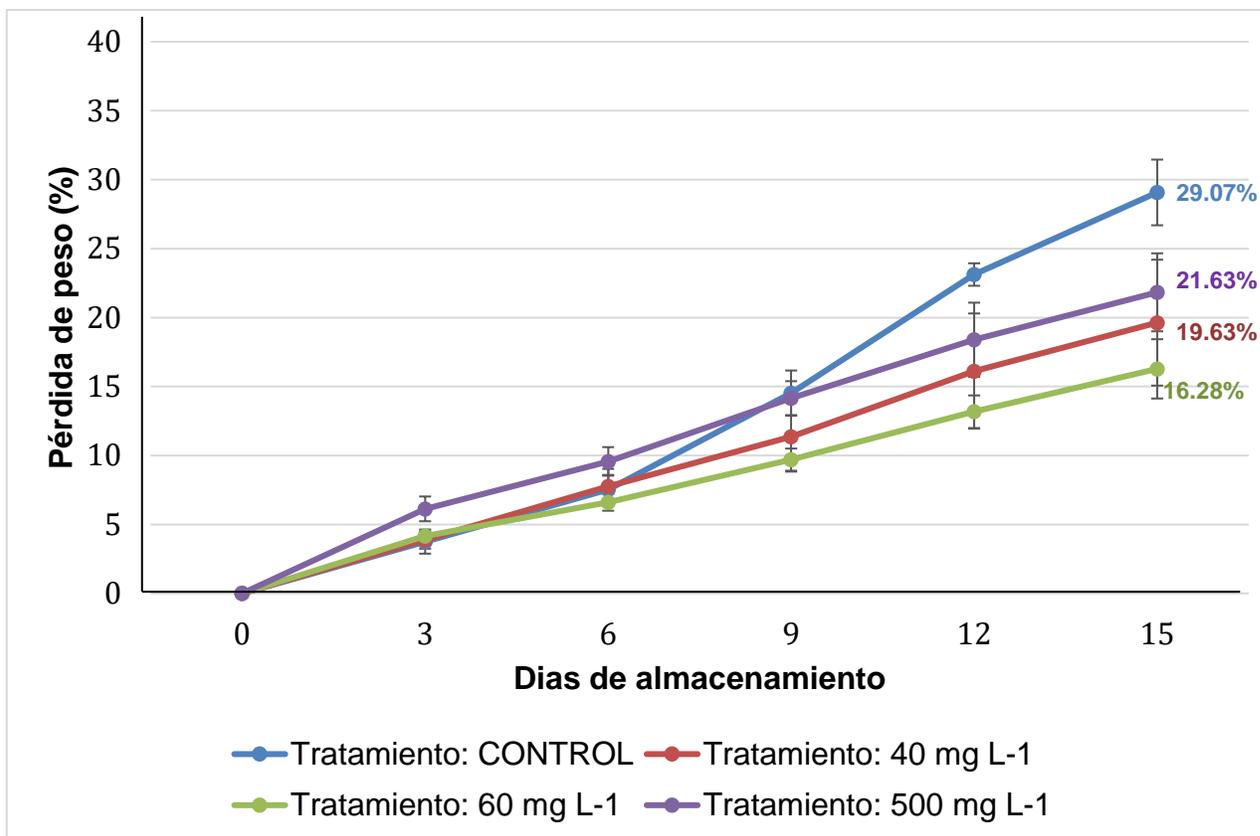


Fig. 35 Porcentaje de pérdida de peso en champiñones enteros almacenados a 1.5 °C con o sin tratamiento de mimosina.

En las Figuras 34 y 35, se puede observar la pérdida de peso en los champiñones del grupo control y los tratados con 40, 60 y 500 mg L⁻¹ de mimosina, durante 15 días de almacenamiento.

Los champiñones *A. bisporus* almacenados a 5 y 1.5 ± 1 °C, mostraron una diferencia significativa a una ($p < 0.05$) al final de los 15 días de almacenamiento entre los tratamientos (control, 40 y 60 mg L⁻¹). Sin embargo, como puede observarse en las Figuras 34 y 35, con el tratamiento control se presentó un mayor porcentaje de pérdida de peso en ambas temperaturas de almacenamiento (5 y 1.5 ± 1 °C), lo que significa que los tratamientos (40 y 60 mg L⁻¹ de mimosina) aplicados

al champiñón *A. bisporus* tuvieron un efecto positivo en la disminución del porcentaje de pérdida de peso.

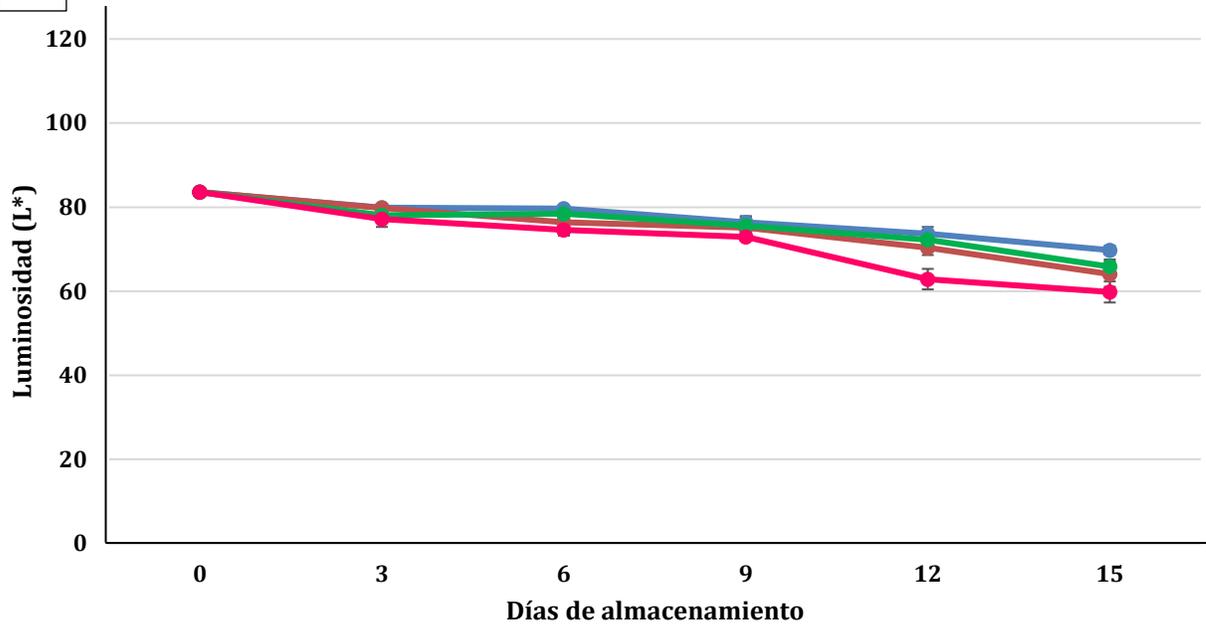
10.5 Parámetros de color (L^* C^* h^*)

El parámetro de color es un atributo de la calidad en frutas, hortalizas y hongos comestibles, el cual influye de manera directa en las preferencias de los consumidores, y al mismo tiempo es empleado como indicador del estado de frescura en muchos productos de consumo en fresco. Los cambios de color en frutas, hortalizas y hongos comestibles pueden deberse a diversos factores tales como degradación de clorofilas, desenmascaramiento de carotenos, así como también debido a daños en la superficie de los productos por magullamiento, al aumento en la actividad de procesos de oxidación e incremento en la actividad enzimática relacionada con el oscurecimiento (Zaccari *et al.*, 2017).

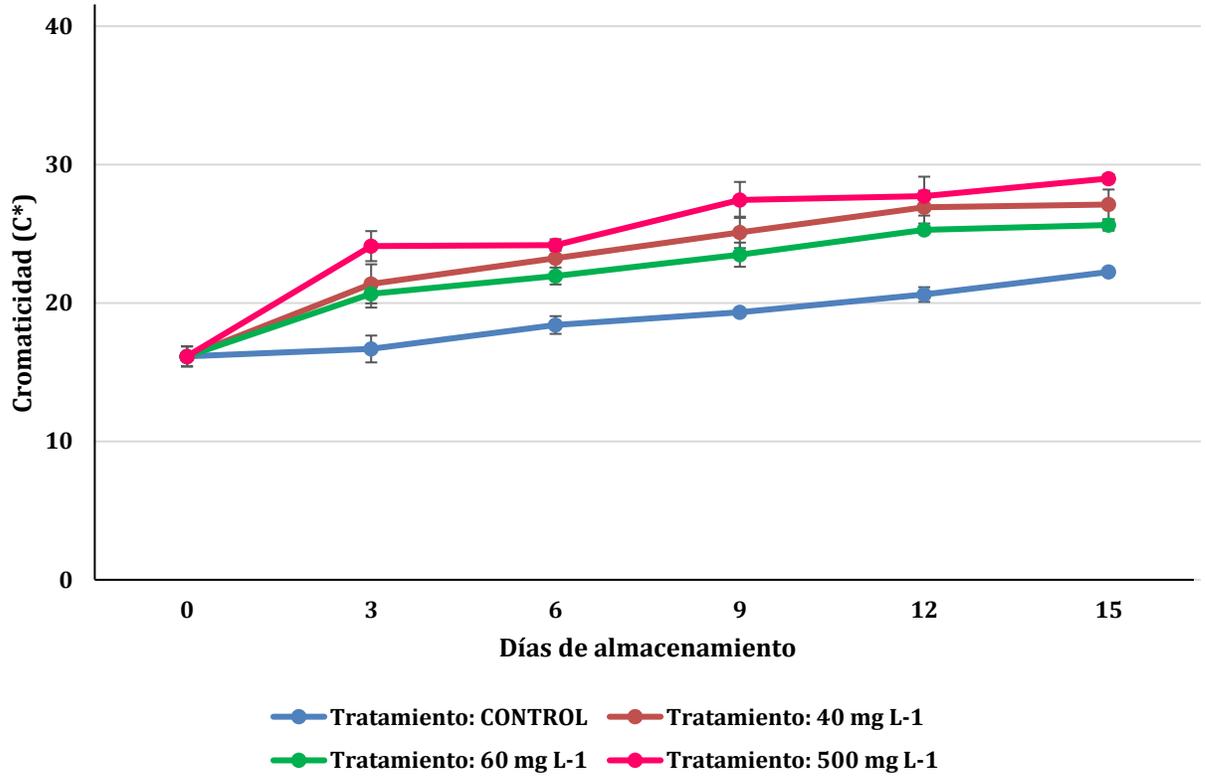
El índice de color (IC^*) es uno de los métodos más eficientes para la evaluación de color en productos agrícolas, permitiendo el monitoreo de su calidad postcosecha. El IC^* es una propiedad cuantitativa que representa el color con valores adimensionales, los cuales describen la distribución uniforme cercana a la percepción humana del color (Machado *et al.*, 2019).

A continuación, se presentan los valores obtenidos de los parámetros de color (L^* , C^* y h^*) evaluados en champiñones *A. bisporus*, almacenados durante 15 días a 5 y 1.5 ± 1 °C (Figura 36 y 37).

A



B



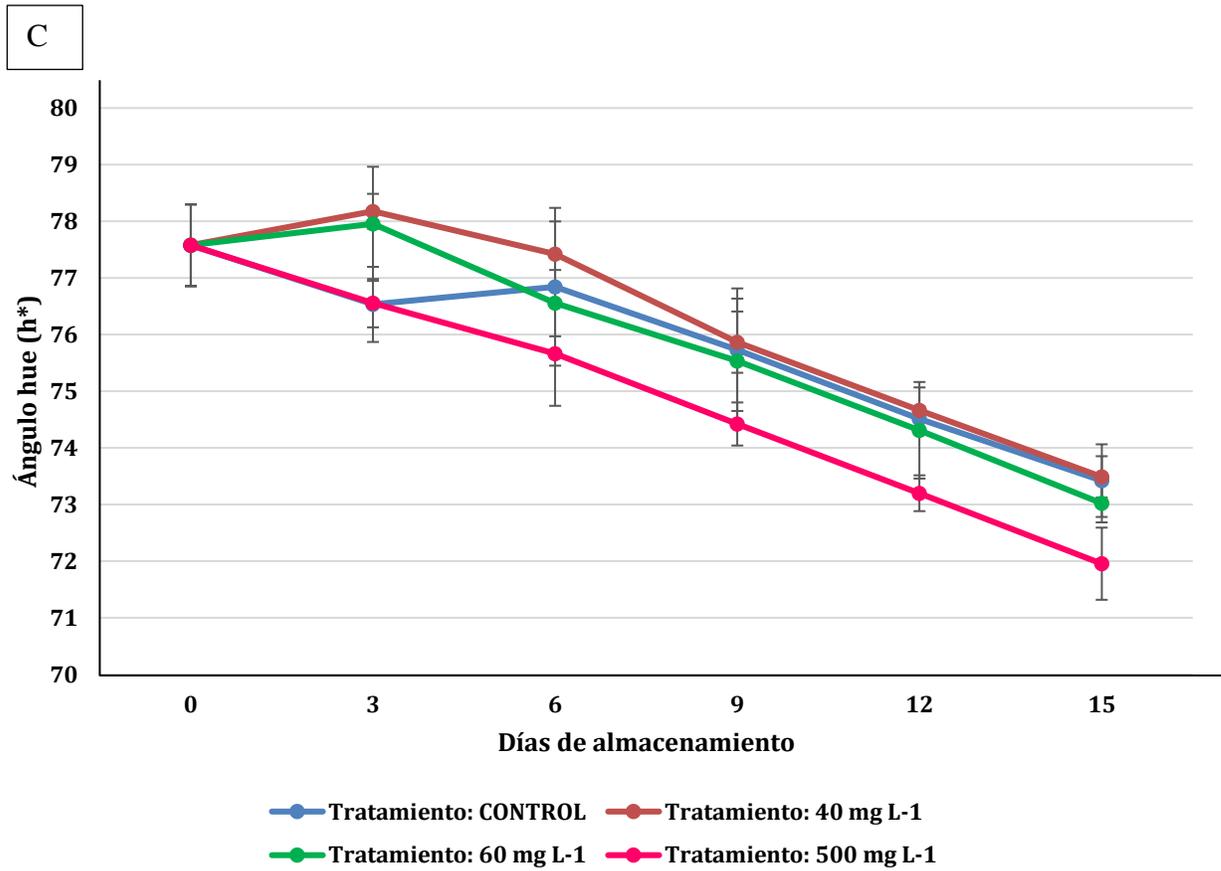
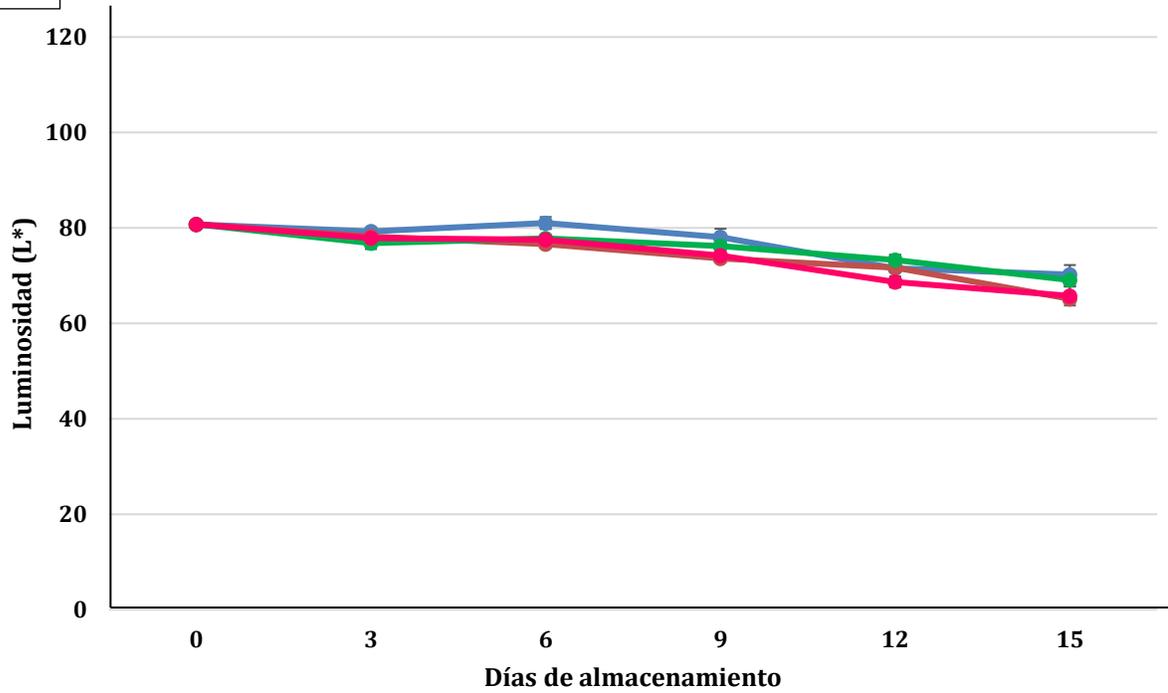
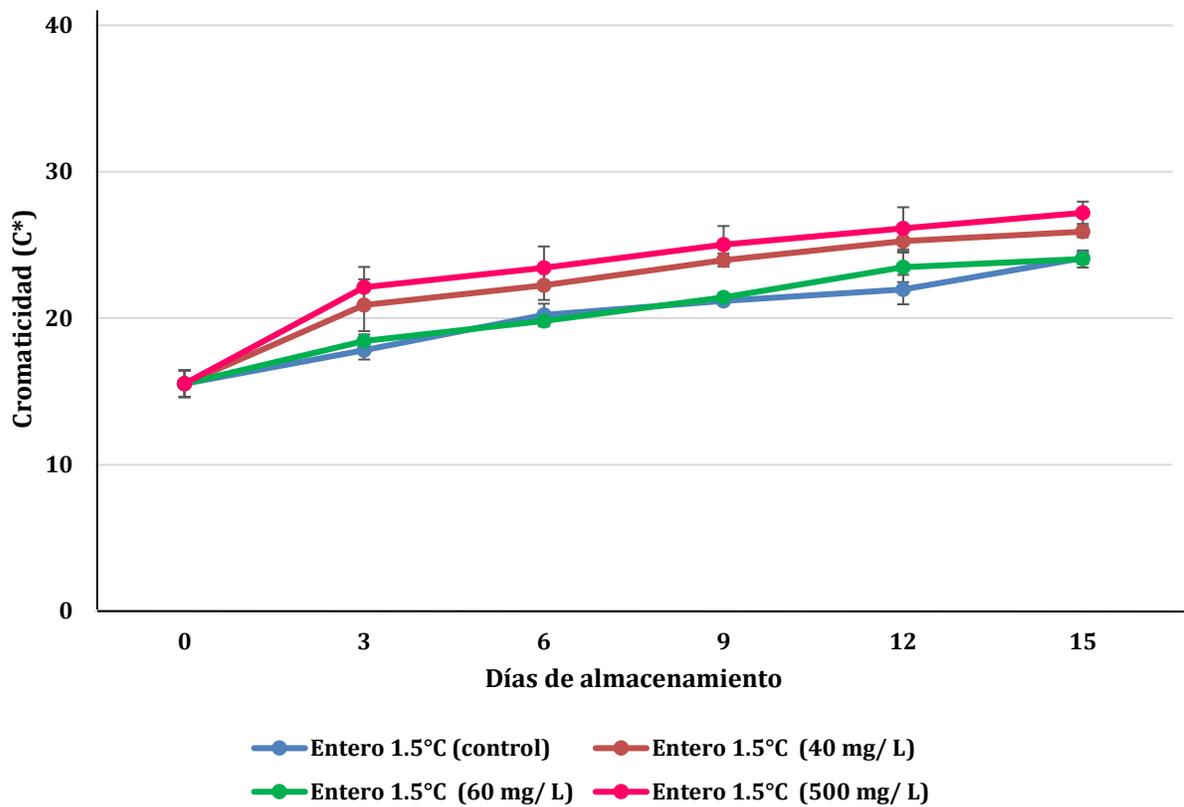


Fig. 36 Color. A) Luminosidad (L*), B) Cromaticidad (C*) y C) Ángulo Hue (h*) en champiñones *A. bisporus* almacenados a 5 ± 1 °C con o sin tratamiento de mimosina.

A



B



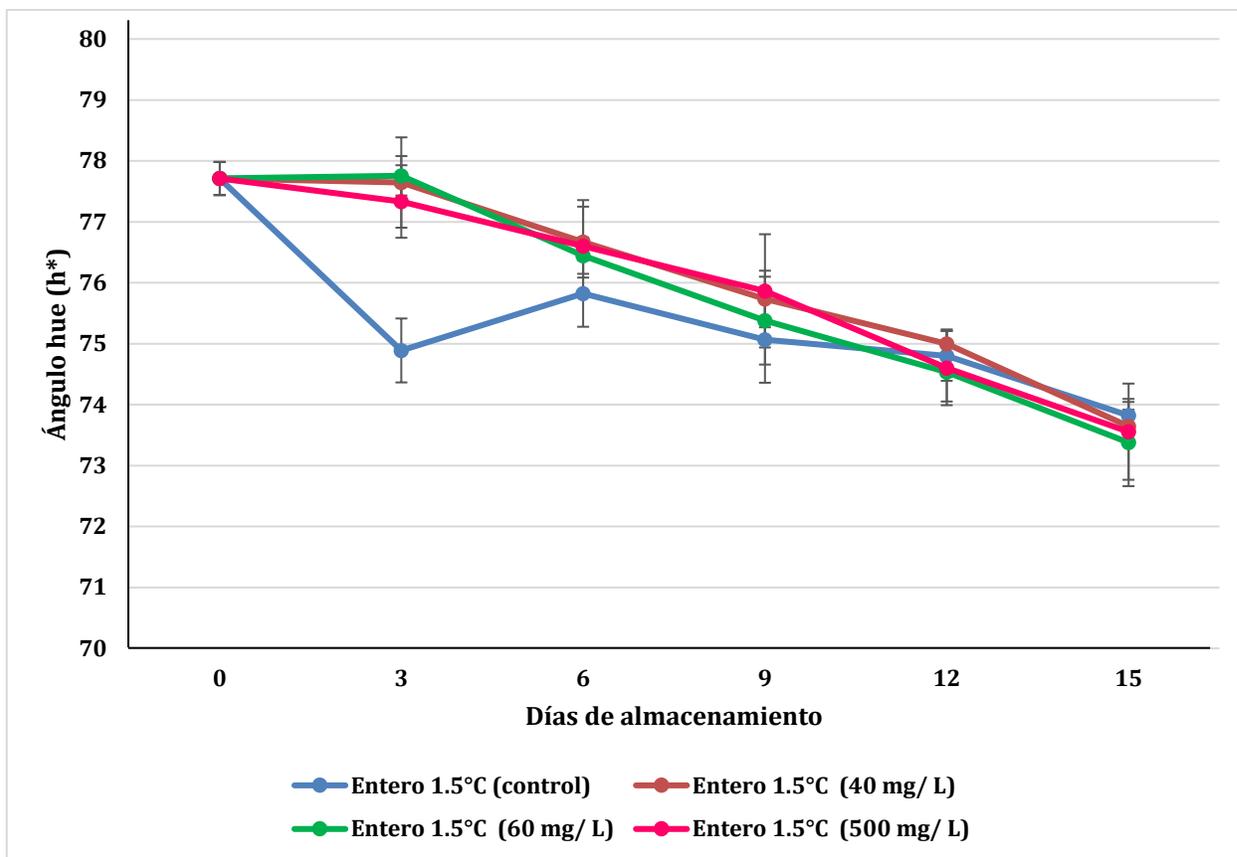


Fig. 37 Color. A) Luminosidad (L^*), B) Cromaticidad (C^*) y C) Ángulo Hue (h^*) en champiñones *A. bisporus* almacenados a 1.5 ± 1 °C con o sin tratamiento de mimosina

En general la luminosidad (L^* , la cual define la brillantez o brillo) disminuyó hacia el final del almacenamiento a 5 y a 1.5 ± 1 °C. Sin observarse diferencias significativas entre los tratamientos aplicados. Con excepción de los champiñones almacenados a 5 ± 1 °C donde se observaron diferencias significativas ($p < 0.05$) en los valores de luminosidad entre los tratamientos control y 500 mg L^{-1} de mimosina a los 12 y 15 días de almacenamiento (Figuras 36 y 37).

En cuanto a la cromaticidad (C^* , la cual indica la saturación o intensidad del color), en general se incrementó hacia el final del almacenamiento en todos los

champiñones con o sin tratamiento almacenados a 5 y a 1.5 ± 1 °C. Se observaron diferencias significativas ($p < 0.05$) en 5 ± 1 °C) y entre los tratamientos control y 500 mg L⁻¹ de mimosina durante todo el periodo de almacenamiento, con excepción del día inicial (Figura 36). En los champiñones almacenados a 1.5 ± 1 °C se observó el mismo comportamiento descrito en los champiñones almacenados a 5 ± 1 °C, observándose diferencias significativas ($p < 0.05$) entre los tratamientos control y 500 mg L⁻¹ de mimosina durante todo el periodo de almacenamiento.

En general, el ángulo hue disminuyó hacia el final del almacenamiento, en los champiñones tratados o no tratados en ambas temperaturas de almacenamiento (5 y 1.5 ± 1 °C). No se observaron diferencias significativas ($p > 0.05$) en los valores del ángulo hue (h^* , la cual indica el matiz o el color como lo detecta el ser humano) en ninguno de los tratamientos de mimosina ni en las temperaturas de almacenamiento (5 y 1.5 ± 1 °C) hacia el final del periodo de almacenamiento. De acuerdo con lo reportado por Munsell (1990) el matiz o ángulo hue, es un indicativo en escala de grados para la afirmación entre los colores rojo, verde, amarillo, azul y violeta, y como se puede ver en las figuras 36 y 37 C), los cuatro tratamientos al término de los 15 días de almacenamiento se encuentran entre los 71 y 73°, lo cual hace referencia a una coloración amarillenta en los champiñones *A. bisporus* (Figura 38).

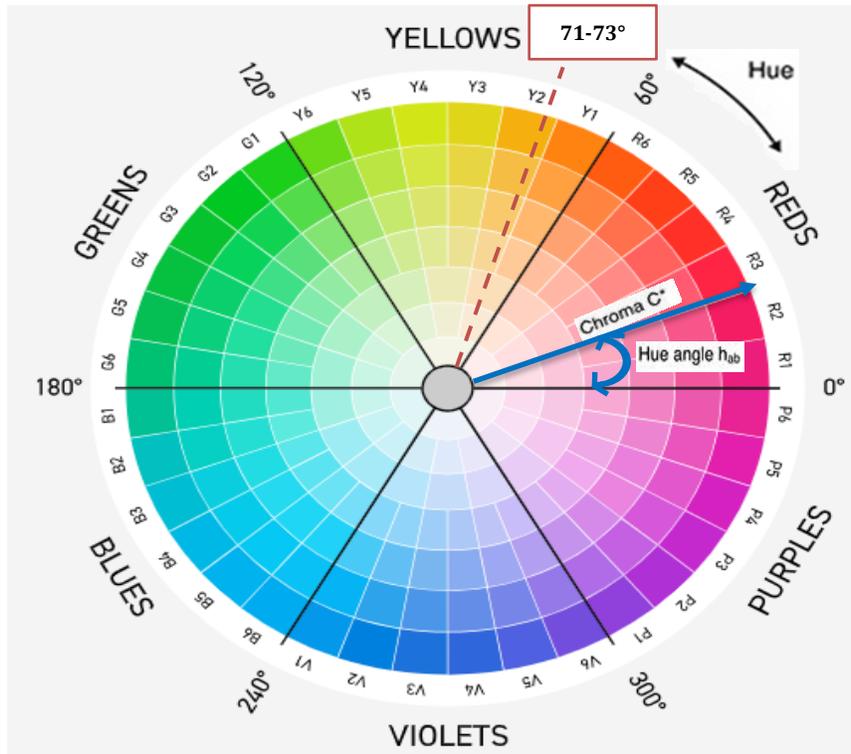


Fig. 38 Círculo cromático para la determinación del valor de matiz. Imagen modificada de Chromaspot (2024).

10.6 Evaluación del índice de oscurecimiento en champiñones

A continuación, se presentan los valores de L^* , C^* y h^* transformados a escala de L^* , a^* , b^* obtenidos mediante el uso de un software en línea (ASPOSE) para utilizarlos en la ecuación de Browning Index (BI) y determinar el índice de oscurecimiento (Tablas III y V). Además, en las Tablas IV y VI, se muestran los valores obtenidos al aplicar la ecuación de BI (ver punto 9.2.3 Índice total de color).

Cuadro III. Valores de L*, a*, b* en champiñones tratados (control, 40, 60 y 500 mg L⁻¹ de mimosina) y almacenados a 5 ± 1 °C

Luminosidad (L*) Día	Control	40 mg L ⁻¹	60 mg L ⁻¹	500 mg L ⁻¹
0	83.59 ± 0.83	83.59 ± 0.83	83.59 ± 0.83	83.59 ± 0.83
15	69.78 ± 1.04	64.07 ± 3.03	65.85 ± 1.75	59.82 ± 2.50
Valores de a* Día				
0	4.16 ± 0.72	4.16 ± 0.72	4.16 ± 0.72	4.16 ± 0.72
15	7.58 ± 0.26	9.25 ± 1.08	8.98 ± 0.40	10.77 ± 0.28
Valores de b* Día				
0	18.91 ± 0.72	18.91 ± 0.72	18.91 ± 0.72	18.91 ± 0.72
15	25.57 ± 0.64	31.18 ± 0.36	29.41 ± 0.33	33.07 ± 0.63

Cuadro IV. Índice de oscurecimiento (BI) en champiñones tratados (control, 40, 60 y 500 mg L⁻¹ de mimosina) y almacenados a 5 ± 1 °C

Día	Control	40 mg L ⁻¹	60 mg L ⁻¹	500 mg L ⁻¹
0	28.48	28.48	28.48	28.48
15	52.15	74.50	66.99	89.51

Cuadro V. Valores de L*, a*, b* en champiñones tratados (control, 40, 60 y 500 mg L⁻¹ de mimosina) y almacenados a 1.5 ± 1 °C

Luminosidad (L*) Día	Control	40 mg L ⁻¹	60 mg L ⁻¹	500 mg L ⁻¹
0	80.74 ± 0.75	80.74 ± 0.75	80.74 ± 0.75	80.74 ± 0.75
15	70.21 ± 1.98	65.13 ± 0.75	69.06 ± 1.36	65.75 ± 2.00
Valores de a* Día				
0	3.96 ± 0.90	3.96 ± 0.90	3.96 ± 0.90	3.96 ± 0.90
15	8.05 ± 0.39	8.75 ± 0.38	8.25 ± 0.58	9.23 ± 0.76
Valores de b* Día				
0	18.19 ± 0.27	18.19 ± 0.27	18.19 ± 0.27	18.19 ± 0.27
15	27.77 ± 0.22	29.82 ± 0.27	27.64 ± 0.71	31.29 ± 0.78

Cuadro VI. Índice de oscurecimiento (BI) en champiñones tratados (control, 40, 60 y 500 mg L⁻¹ de mimosina) y almacenados a 1.5 ± 1°C

Día	Control	40 mg L ⁻¹	60 mg L ⁻¹	500 mg L ⁻¹
0	28.31	28.31	28.31	28.31
15	57.07	68.73	58.17	72.30

Una vez obtenidos los valores de BI (Browning Index o índice de oscurecimiento) (Tablas IV y VI) se pudo observar que el tratamiento de 500 mg L⁻¹ de mimosina en ambas temperaturas de almacenamiento (5 y 1.5 ± 1°C), mostraron un mayor valor en comparación con los otros tratamientos, lo cual nos indica que existe un mayor oscurecimiento de los champiñones *A. bisporus* tratados con 500 mg L⁻¹ de mimosina después de 15 días de almacenamiento, esto coincide con lo descrito en el punto anterior (punto 8.8, Parámetros de color L* C* h*) en donde se observaron diferencias significativas ($p < 0.05$) entre el tratamiento control y el tratamiento de 500 mg L⁻¹ de mimosina.

En las Figuras 36 y 37 A), correspondiente al valor de luminosidad (L*), se puede observar un valor menor de luminosidad en el tratamiento de 500 mg L⁻¹ lo que significa un incremento en el oscurecimiento de los champiñones almacenados en ambas temperaturas (5 y 1.5 ± 1 °C), de igual manera en las Figuras 36 y 37 B), correspondiente al valor de cromaticidad (C*) se presenta un valor más alto en el tratamiento de 500 mg L⁻¹ en comparación con los demás tratamientos, indicando que existe una mayor intensidad de color en los champiñones *A. bisporus* como consecuencia del efecto de oscurecimiento o bien pudiera deberse al mayor contenido de clorofila otorgado por las semillas de *Leucaena* en el tratamiento de

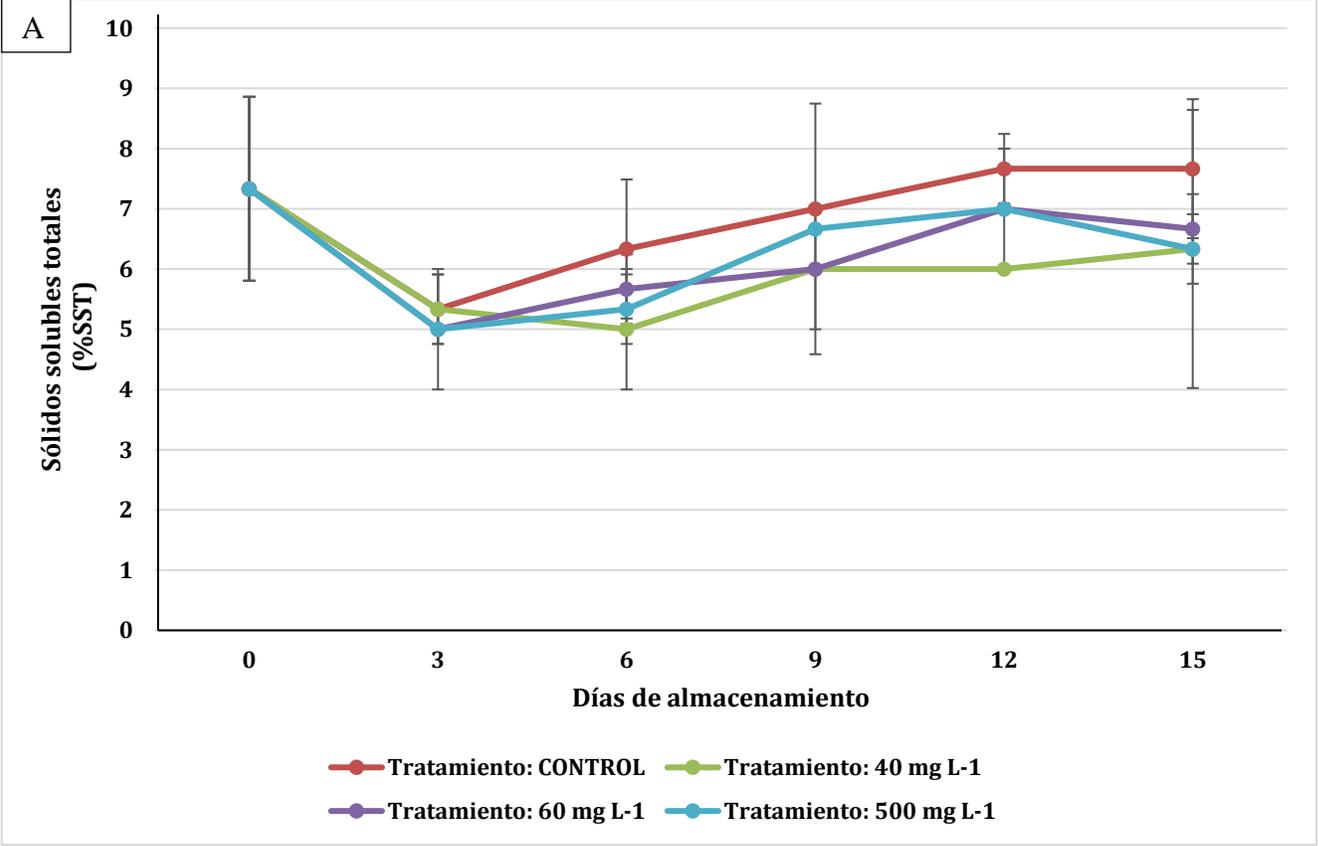
500 mg L⁻¹ en comparación con los otros tres tratamientos estudiados (control, 40 y 60 mg L⁻¹).

10.7 Sólidos solubles totales (SST)

El contenido de sólidos solubles totales (SST) entre los tratamientos con mimosina a las dos temperaturas de almacenamiento (5 y 1.5 ± 1 °C) inicialmente fue de 7.3 % y al término de los 15 días de almacenamiento ronda entre los 6.3 y 7.6 % (Figura 39) esto significa que los valores en el contenido de SST se mantuvieron similares a los iniciales durante todo el periodo del almacenamiento, por lo cual no se observaron diferencias significativas ($p > 0.05$) en el contenido de SST entre los tratamientos y temperaturas de refrigeración.

Los sólidos solubles totales (SST) en una muestra lo conforman azúcares, ácidos o sales presentes en el jugo de frutas, hortalizas o extractos de hongos comestibles, de acuerdo con Mami *et al.*, 2014 en el caso de los SST en hongos comestibles están compuestos principalmente por azúcares y ácidos orgánicos. Esta determinación es utilizada en productos agrícolas, como indicativo de su estado de madurez y etapa de corte (Morales, 2016).

En este sentido, Hosseini y Moradinezhad (2018) así como Qin (2015) reportaron valores de SST de 7.1 % en champiñones *A. bisporus* durante 14 y 16 días de almacenamiento (respectivamente) a 4 ± 1 °C, siendo estos valores muy similares a los obtenidos experimentalmente con los cuatro tratamientos de mimosina en ambas temperaturas de almacenamiento (5 y 1.5 ± 1 °C).



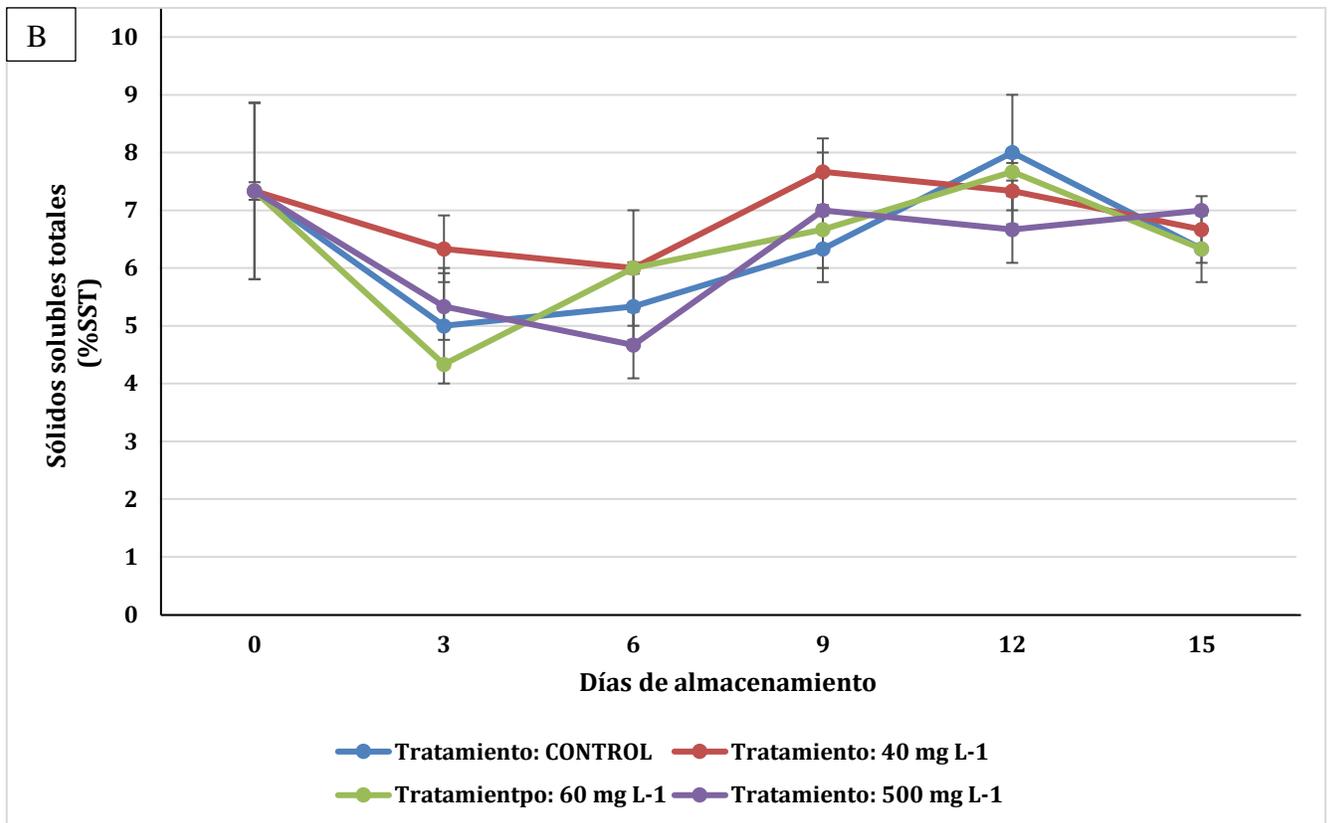


Fig. 39 A) Sólidos solubles totales (SST%) en champiñones *A. bisporus* almacenados a $5 \pm 1^\circ\text{C}$ con los cuatro tratamientos (control, 40, 60 y 500 mg/L de mimosina. B) Sólidos solubles totales (SST%) en champiñones *A. bisporus* almacenados a $1.5 \pm 1^\circ\text{C}$ con o sin tratamiento de mimosina.

10.8 pH

La calidad de productos agrícolas como lo son frutas, hortalizas e incluyendo a los hongos comestibles, es determinada por diversos parámetros físico químicos entre las que se puede destacar el pH (Mogollón *et al.*, 2011).

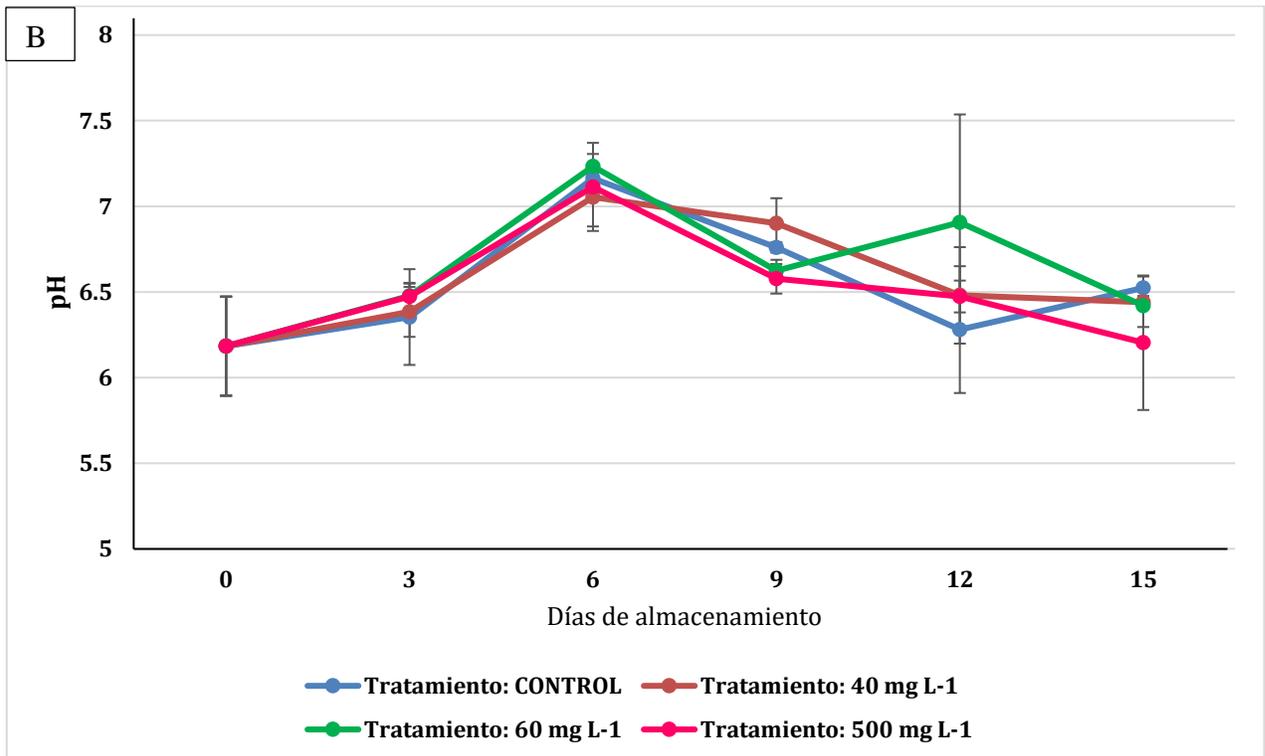
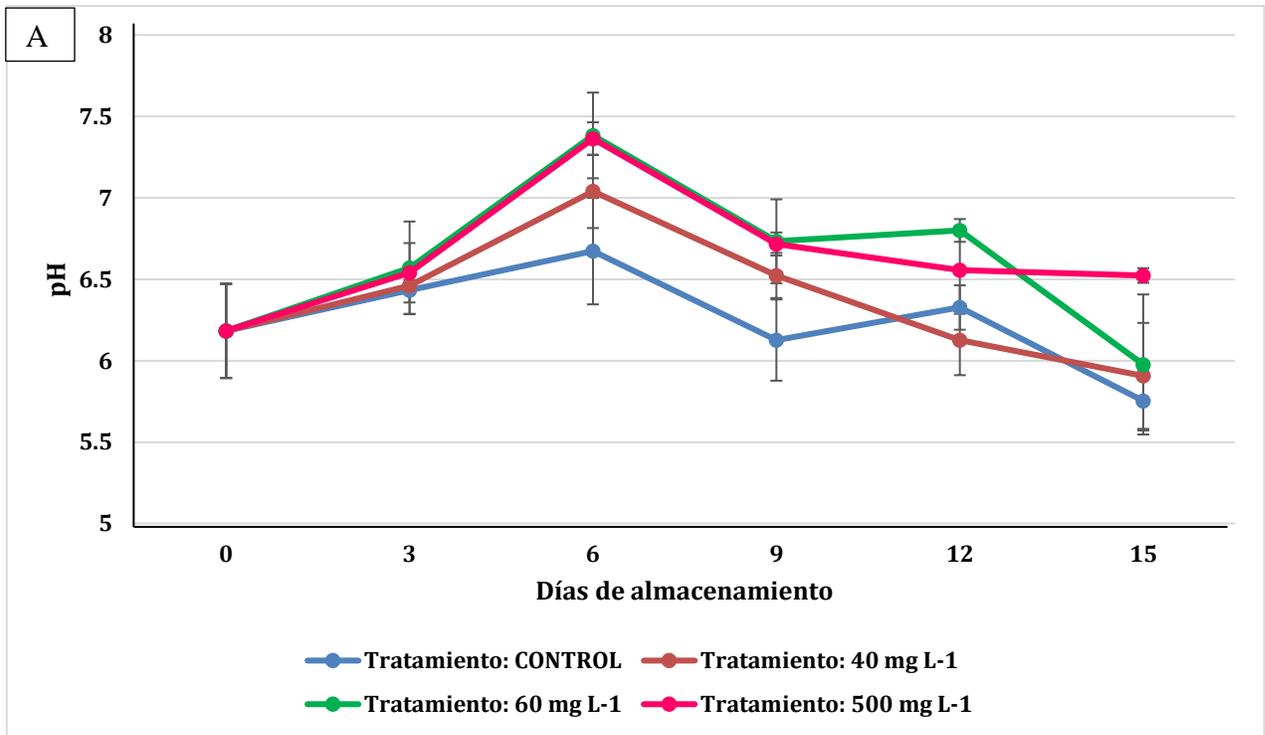


Fig. 40 A) pH en champiñones *A. bisporus* almacenados a $5 \pm 1^\circ\text{C}$ con los cuatro tratamientos (control, 40, 60 y 500 mg/L de mimosina). B) pH en champiñones *A. bisporus* almacenados a $1.5 \pm 1^\circ\text{C}$ con o sin tratamiento de mimosina.

No se observaron diferencias significativas ($p > 0.05$) en el pH entre los tratamientos y temperaturas de refrigeración estudiadas durante 15 días de almacenamiento (Figura 40); esto significa que los valores de pH se mantuvieron similares a los iniciales durante todo el periodo del almacenamiento.

De acuerdo con lo reportado por Tarlak *et al.* (2019), el pH en los champiñones *A. bisporus* en fresco es un indicador importante que se debe cuidar durante su almacenamiento, debido a que afecta su estabilidad y vida útil, el cual debe mostrar valores alrededor de pH 6.5 a 6.92, los resultados obtenidos en este trabajo experimental coinciden con los reportados por Tarlak *et al.*, (2019).

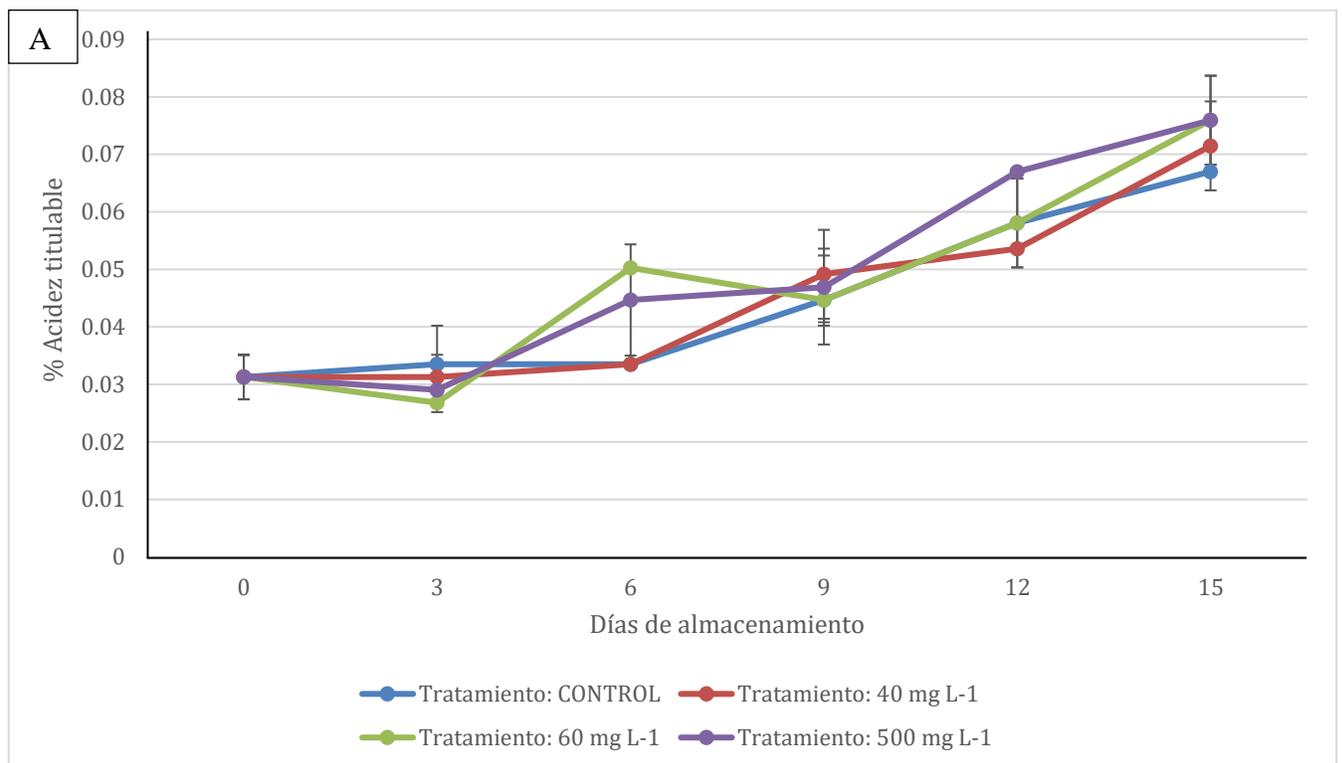
10.9 Acidez titulable

Los resultados obtenidos en la determinación de AT, mostraron que, en ambas temperaturas de refrigeración (5 y $1.5 \pm 1^\circ\text{C}$) y tratamientos aplicados (control, 40, 60 y 500 mg L⁻¹ de mimosina) no mostraron diferencias significativas ($p < 0.05$) entre los tratamientos estudiados. De acuerdo con lo reportado por Mogollón *et al.* (2011) entre las características fisicoquímicas para evaluar los atributos de calidad y el comportamiento postcosecha de frutas, hortalizas y hongos comestibles se encuentra la AT.

La acidez titulable (AT), es una determinación química, la cual cuantifica el total de ácidos orgánicos libres en la muestra que se desea analizar, cuando se pone en interacción con una base fuerte (como puede ser el NaOH) con el fin de alcanzar un estado de equilibrio. El resultado obtenido se reporta considerando el ácido orgánico más abundante en la muestra analizada, que para champiñón *A.*

bisporus se trata de ácido málico, de acuerdo con lo reportado por Jabłoska *et al.* (2022) expresándolo en términos de la cantidad del ácido orgánico más abundante de la muestra analizada (Bosquez *et al.*, 2015).

Los resultados obtenidos experimentalmente (Figura 41) fueron menores a los reportados por Morales (2016) quien realizó estudios con champiñón *Pleurotus* spp. los cuales alcanzaron una AT reportados en un rango de 0.185 a 0.290 % a una temperatura de 2 °C durante 14 días de almacenamiento, esto puede deberse al comportamiento de los ácidos orgánicos presentes en ambas especies de hongos comestibles (*Pleurotus* spp. y *Agaricus bisporus*) durante el almacenamiento postcosecha. Además, Morales (2016) reportó que un bajo porcentaje de AT está relacionado con el empleo de los ácidos orgánicos contenidos en los hongos comestibles como sustratos respiratorios en su proceso de senescencia.



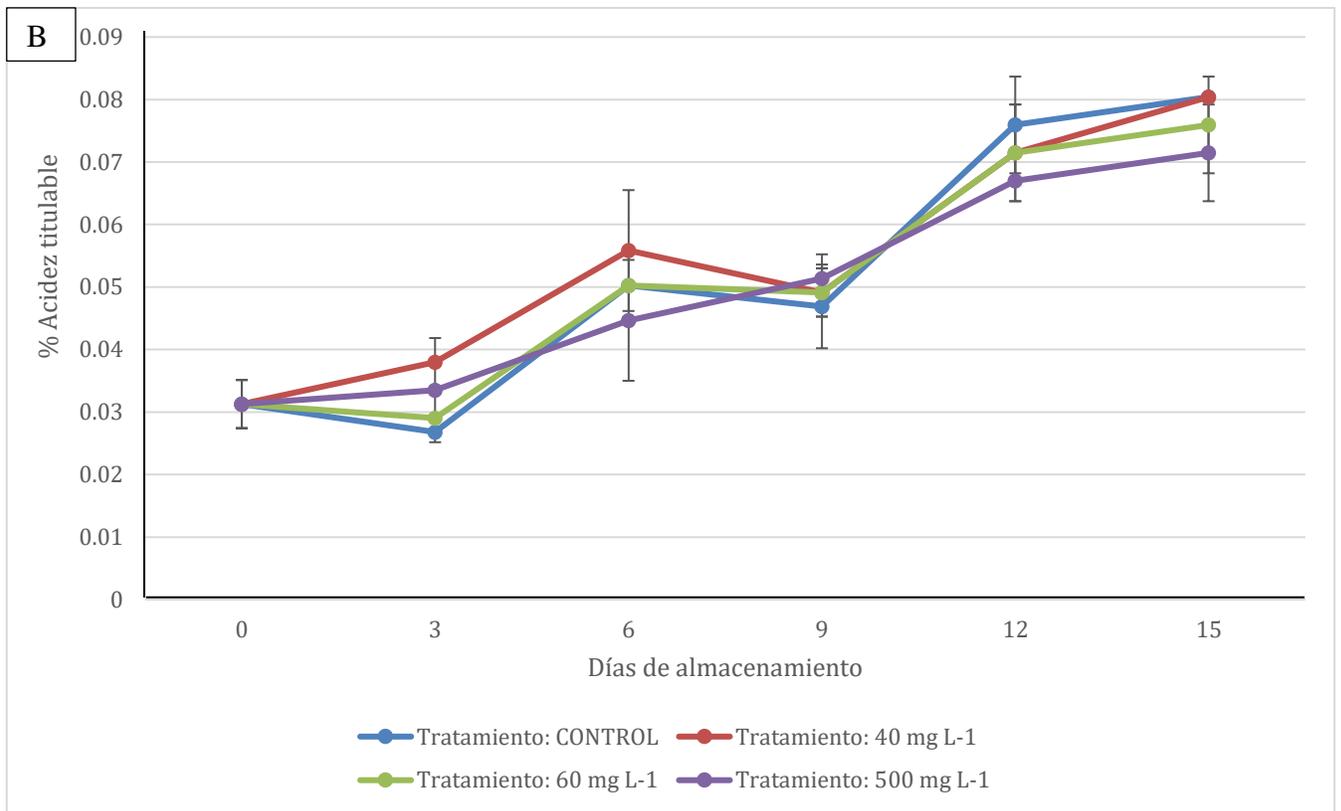


Fig. 41 A) % Acidez titulable en champiñones *A. bisporus* almacenados a 5 ± 1 °C con los cuatro tratamientos (control, 40, 60 y 500 mg/L de mimosina). B) % Acidez titulable en champiñones *A. bisporus* almacenados a 1.5 ± 1 °C con o sin tratamiento de mimosina.

11. Conclusiones

Después de llevar a cabo las pruebas de calidad postcosecha descritas en los puntos (8.7.2 a 8.7.9) aplicadas en los champiñones *Agaricus bisporus* con los tratamientos control, 40, 60 y 500 mg L⁻¹ y almacenados en refrigeración a 5 y 1.5 ± 1°C) durante 15 días se pudo observar que los tratamientos aplicados no mostraron diferencias significativas ($p < 0.05$).

Sin embargo, al observar la calidad de los champiñones (imágenes tomadas) tratados con mimosina (Figuras 25 a 31) se alcanzó una calidad comercialmente aceptable (valor de 5 en la escala hedónica de calidad visual general desarrollada) después de los 15 días de almacenamiento en ambas temperaturas de refrigeración utilizadas. Estos resultados mostraron que la aplicación de los tratamientos de mimosina en los champiñones *A. bisporus* amplió el rango de almacenamiento a casi el doble de lo reportado por los otros autores, donde estimaba un intervalo de 5 a 7 días de almacenamiento a temperaturas de 1.5 y 4 °C.

Por otra parte, la calidad de los champiñones (*A. bisporus*) además de ser evaluada por el cambio de color presentado en su sombrero durante el tiempo de almacenamiento, también se describieron cambios importantes en las estructuras tales como el velo, pie e himenio, las cuales se han reportado como atributos de calidad e indicativos de senescencia, aunque para el consumidor promedio estos cambios son imperceptibles.

Los resultados obtenidos en este trabajo con los tratamientos de mimosina soportan el posible uso de los extractos de mimosina, a partir de *Leucaena leucocephala* (guaje), como un tratamiento para prevenir del oscurecimiento del

champiñón *A. bisporus* alcanzando 15 días de almacenamiento en refrigeración. Sin embargo, es importante considerar la eliminación de la coloración de los extractos, haciendo uso de carbón activado o PVPP (polivinilpolipirrolidona), para evitar artefactos generados por la coloración propia de las semillas inmaduras de *Leucaena leucocephala*.

12. Perspectivas

- Llevar a cabo un tratamiento previo con mimosina grado comercial, con el fin de poder llevar a cabo una comparación con la mimosina extraída de los tejidos de *Leucaena*.
- Realizar una purificación de los extractos de *Leucaena* para poder eliminar la clorofila presente en los tejidos (semillas) y comparar los resultados obtenidos (después de aplicar los tratamientos al champiñón *A. bisporus*) con lo obtenido experimentalmente.
- Llevar a cabo una comparación con el extracto de mimosina obtenido de los tejidos de *Leucaena* (semillas, cabezuelas e inflorescencias) y evaluar el efecto inhibitorio del oscurecimiento del champiñón *A. bisporus*.
- Analizar el efecto inhibitorio del oscurecimiento en el champiñón *A. bisporus* a partir de técnicas enzimáticas como lipoperoxidación y actividad de

tirosinasa y compararlo con las pruebas obtenidas experimentalmente en los parámetros de calidad.

- Realizar pruebas sensoriales para poder corroborar que no existan cambios en el sabor del champiñón *A. bisporus* con la aplicación de los tratamientos de mimosina a partir de los tejidos de *Leucaena*.

13. Referencias

- Abair, A., Hughes, C. y Bailey, C., 2019. The evolutionary history of *Leucaena*: Recent research, new genomic resources and future directions. *Tropical Grasslands-Forrajes Tropicales*, 7(2), 65-73. [https://doi.org/10.17138/tgft\(7\)65-73](https://doi.org/10.17138/tgft(7)65-73)
- Abarca, R. y Petricevich, V., 2019. Importancia biológica de los compuestos fenólicos. *INVENTIO, La génesis de la cultura universitaria en Morelos*. No. 14, pp.33-38, ISSN: 2007-1760 (impreso), 2448-9026 (digital). <https://doi.org/10.30973/inventio/2018.14.34/4>
- ASPOSE Y ASPOSE.CLOUD, 2001. LCH a LAB. Convertidor de color en línea. Consultado de: <https://products.aspose.app/svg/es/color-converter/lch-to-lab>
- Balenciaga, C., 2014. Planta de elaboración de “Champiñón y setas de la Rioja” en conserva y fresco [Tesis de Licenciatura, Universidad Pública de Navarra, España] Escuela Técnica Superior de Ingenieros Agronomos. Consultado de: <https://core.ac.uk/download/pdf/19731016.pdf>
- Barcena, J., 2019. Análisis de las buenas prácticas en la producción de hongos comestibles, funcionales y medicinales en la región central de México. [Tesis de Maestría, Colegio de Postgraduados. Institución de Enseñanza e Investigación en Ciencias Agrícolas Campus Puebla. Consultado de: http://colposdigital.colpos.mx:8080/jspui/bitstream/handle/10521/4235/Martinez_Barcelona_JA_MC_EDAR_2019.pdf?sequence=1
- Benítez, A., Villanueva, J., González, G., Alcántar, V., Puga, R. y Quintero, A., 2020. Determinación de la capacidad antioxidante total de alimentos y plasma humano por fotoquimioluminiscencia: Correlación con ensayos fluorométricos (ORAC) y espectrofotométricos (FRAP). *TIP. Revista especializada en ciencias químico-biológicas*, 23, e20200244. Epub 05 de marzo de 2021. <https://doi.org/10.22201/fesz.23958723e.2020.0.244>
- Bernás, E. y Jaworska, G., 2015. Use of onion extract to prevent enzymatic browning of frozen *Agaricus bisporus* mushrooms. *International Journal of Refrigeration*, Volume 57, Pp. 257- 264. ISSN 0140-7007. <https://doi.org/10.1016/j.ijrefrig.2015.04.022>.
- Bosquez, M., Pelayo, C., Yañez, M., 2015. Estudios fisiológicos y tecnología poscosecha de frutas y hortalizas. Manual de prácticas UAM- Iztapalapa. Primera edición. ISBN: 978-607-28-0676-4. Impreso en México.

Burawat, J., Uabandit, N., Sripanidkulchai, B., Nualkaew, S. y Lamsaard, S., 2016. Antioxidant Capacity and Acute Testicular Toxicity of *Leucaena leucocephala* Aqueous Shoot Tips Plus Young Leaves Extracts. *International Journal of Morphology*, 34(2), 514-521. <https://dx.doi.org/10.4067/S0717-95022016000200018>

Castellanos, K., Villalobos, R., Beldarrain, T., 2021. Fresh mushroom Preservation Techniques *Foods* 2021, 10, 2126. <https://doi.org/10.3390/foods10092126>

Chaparro, S., Aristizábal, I., Gil, J., 2019. Composición y factores antinutricionales de las semillas del género *Mucuna*. Universidad nacional de Colombia. Consultado de: [https://revistas.unal.edu.co/index.php/refame/article/download/24883/36729?inline=1#:~:text=Tabla%203.,Mucuna%20analizadas%20\(Tabla%204\).](https://revistas.unal.edu.co/index.php/refame/article/download/24883/36729?inline=1#:~:text=Tabla%203.,Mucuna%20analizadas%20(Tabla%204).)

Cuastumal, C., Hermes, G., Valencia, M., Brillitte, L., y Ordóñez, L., 2016. Efectos de los tratamientos térmicos en la concentración de vitamina C y color superficial en tres frutas tropicales. *Revista Lasallista de Investigación*, 13(1), 85-93. Retrieved October 14, 2024, from http://www.scielo.org.co/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S1794-44492016000100008&lng=en&tlng=es.

Dawadi, E., Magar, P., Bhandari, S., Subedi, S., Shrestha, S. y Shrestha, J., 2022. Nutritional and post-harvest quality preservation of mushrooms: A review. *Heliyon*, 8(12), e12093. [https://doi-org.pbidi.unam.mx:2443/10.1016/j.heliyon.2022.e12093](https://doi.org.pbidi.unam.mx:2443/10.1016/j.heliyon.2022.e12093)

De Angelis, A., Gasco, L., Parisi, G., Danieli, P., 2021. A Multipurpose Leguminous Plant for the Mediterranean Countries: *Leucaena leucocephala* as an Alternative Protein Source: A Review. *Animals (Basel)*. 2021 Jul 29;11(8):2230. <https://doi.org/10.3390/ani11082230>. PMID: 34438688; PMCID: PMC8388360.

Duartes, R. 2021. Desarrollo micelial de *Agaricus bisporus* lange con diferentes medios de cultivo y condiciones de luminosidad. Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro. División de Agronomía. Departamento de Botánica. Saltillo, Coahuila, México. Fecha de consulta: 18 de agosto 2024. Consultado de: <http://repositorio.uaaan.mx:8080/xmlui/bitstream/handle/123456789/47902/K%2067071%20Durantes%20Ramos%2C%20%20Rolando.pdf?sequence=1&isAllowed=y>

Espinosa, F., y Munguía, C., 2017. El poder de ... Los hongos comestibles. El poder del consumidor, por tus derechos, por un consumo responsable. Consultado de: <https://elpoderdelconsumidor.org/2017/10/poder-los-hongos->

[comestibles/#:~:text=Los%20hongos%20en%20general%20contienen,prevenir%20ciertos%20tipos%20de%20c%C3%A1ncer](#)

Food and Agriculture Organization of the United Nations. (2015). FAOSTAT. Recuperado el 20 de Diciembre 2023. Consultado de: http://faostat3.fao.org/download/Q/*/E

Gao, M., Feng, L., y Jiang, T., 2014. Browning inhibition and quality preservation of button mushroom (*Agaricus bisporus*) by essential oils fumigation treatment. *Food chemistry*, 149, 107–113. <https://doi-org.pbidi.unam.mx:2443/10.1016/j.foodchem.2013.10.073>

Gimeno, E., 2004. Compuestos fenólicos un análisis de sus beneficios para la salud. *Offarm: farmacia y sociedad*. ISSN 02 12- 047X. Vol.23 No.6 pags. 80-84 <https://www.elsevier.es/es-revista-offarm-4-articulo-compuestos-fenolicos-un-analisis-sus-13063508>

Gotardo, A., Dipe, V., Almeida, E., Hueza, I., Pfister, J., y Górnaiak, S., 2021. Potential toxic effects produced by L-mimosine in the thyroid and reproductive systems. Evaluation in male rats. *Toxicon : official journal of the International Society on Toxinology*, 203, 121–128. <https://doi-org.pbidi.unam.mx:2443/10.1016/j.toxicon.2021.10.003>

Henríquez, T., 2023. Generación de tecnologías en la producción de inóculo y carpóforos del hongo comestible (*Pleurotus ostreatus*) y champiñón (*Agaricus bisporus*) en el vivero de la Facultad de Ciencias Agronómicas y Estación Experimental y de Prácticas de la Universidad de El Salvador. Universidad de El Salvador. Facultad de Ciencias Agronómicas. Departamento de Fitotecnia. Consultado de: <https://oldri.ues.edu.sv/id/eprint/34066/1/13101898.pdf>

Honda, M., Borthakur, D., 2021. Mimosine is a stress-response molecule that serves as both an antioxidant and osmolyte in giant leucaena (*Leucaena leucocephala* subsp. *glabrata*) during environmental stress conditions, *Plant Stress*, Volume 2, 100015, ISSN 2667-064X, <https://doi.org/10.1016/j.stress.2021.100015>.

Hosseini, A. y Moradinezhad, F., 2018. Effect of short-term high CO2 treatment on quality and shelf life of button mushroom (*Agaricus bisporus*) at refrigerated storage. Vol.1. *Journal of Horticulture and Postharvest Research*. Department of Horticultural Science, University of Birjand, Iran. Consultado de: https://jhpr.birjand.ac.ir/article_696_b3e3eacdd62c9b719d0b092f41fe6057.pdf

Instituto Mexicano de Tecnología del Agua. 2019. La importancia de la medición del agua de lluvia. Gobierno de México. Fecha de consulta: 14 de agosto 2024.

Página de consulta: <https://www.gob.mx/imta/articulos/la-importancia-de-la-medicion-del-agua-de-lluvia>

Jablonska, E., Slawinska, A., Skrzypczak, K., 2022. Dynamics of Changes in pH and the Contents of Free Sugars, Organic Acids and LAB in Button Mushrooms during Controlled Lactic Fermentation. <https://doi.org/10.3390/foods11111553>

Kader, A., y Cantwell, M., 2006. *Produce quality rating scales and color charts*. Postharvest Horticultural Series No.23. Postharvest Technology Research and Information Center. <https://postharvest.ucdavis.edu/publication/produce-quality-rating-scales-and-color-charts>

Kato, H., Kurniadie, D., 2022 Allelopathy and Allelochemicals of *Leucaenaleucocephala* as an Invasive Plant Species. *Plants (Basel)*. 2022 Jun 24;11(13):1672. doi: <https://doi.org/10.3390/plants11131672>. PMID: 35807624; PMCID: PMC9269122.

Lara-Cortés, E., Martín-Belloso, O., Osorio-Díaz, P., Barrera-Necha, L., Sánchez-López, J. A., y Bautista-Baños, S. 2014. Actividad antioxidante, composición nutrimental y funcional de flores comestibles de dalia. *Revista Chapingo. Serie horticultura.* 20(1), 101-116. <https://doi.org/10.5154/r.rchsh.2013.07.024>.

Leiva, R., Villegas, V., 2016. Propuesta de plan HACCP para el procesamiento de champiñones (*Agaricus bisporus*) frescos. Universidad Nacional Agraria La Molina. Facultad de Industrias Alimentarias. Fecha de consulta: 18 de agosto 2024. Consultado de: <https://repositorio.lamolina.edu.pe/bitstream/handle/20.500.12996/2576/Q04-L45-T.pdf?sequence=1&isAllowed=y>

Lin, X., y Sun, D., 2019. Research advances in browning of button mushroom (*Agaricus bisporus*): Affecting factors and controlling methods. *Trends in Food Science & Technology*. Volume 90. ISSN 0924-2244. <https://doi.org/10.1016/j.tifs.2019.05.007>.

Machado, M., García, A., Machado, N., 2019. Propuesta de rangos de índice de color según estados de maduración en frutas. *Revista Ciencias Técnicas Agropecuarias*. ISSN: 2071-0054. Consultado de: http://scielo.sld.cu/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S2071-00542019000400002&lng=pt&nrm=iso&tlng=es

Madahí C. (2023). Evaluación de la presencia, sobrevivencia y potencial de crecimiento de *Listeria monocytogenes* en presencia de *Lactobacillus curvatus* en hongos comestibles. Universidad Autónoma de Queretaro. Facultad de Química. Departamento de Investigación y Posgrado de Alimentos. Consultado de: <https://ri-ng.uaq.mx/bitstream/123456789/7838/1/R1007175.pdf>

Maillard, M. N. y Berset, C. 1995. Evolution of Antioxidant Activity during Kilning: Role of Insoluble Bound Phenolic Acids of Barley and Malt. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*. 43(7), 1789-1793.

Mami Y., G. Peyvast, F. Ziaie, M. Ghasemnezhad and V. Salmanpour. 2014. Improvement of shelf Life and postharvest quality of white button mushroom by electron beam irradiation. *Journal of Food Processing and Preservation* 30: 1673-1681.

Matsumoto, H., y Sherman, G.,1951. A rapid colorimetric method for the determination of mimosine. *Archives of biochemistry and biophysics*, 33(2), 195–200.[https://doi-org.pbidi.unam.mx:2443/10.1016/0003-9861\(51\)90098-7](https://doi-org.pbidi.unam.mx:2443/10.1016/0003-9861(51)90098-7)

Mistretta, V., Charlier C., 2016. Les agents chélateurs : alerte à l'abus ! [Chelating agents : alert to misuses!]. *Rev Med Liege*. Dec;71(12):551-556. French. PMID: 28387095.

Mogollón, C., Regino, K., Sarria, S., 2011. Comportamiento Poscosecha y Evaluación de Calidad de Fruta Fresca de Guayaba en Diferentes Condiciones de Almacenamiento. *Revista Facultad Nacional de Agronomía Medellín*. ISSN: 0304-2847. Universidad Nacional de Colombia. Vol.64. pp. 6207-6212. Consultado de: <https://www.redalyc.org/pdf/1799/179922664017.pdf>

Morquecho, M., 2019. Valorización del bagazo de malta para producción de biogás mediante digestión anaerobia y comparación con su digestato para cultivo de *Pleurotus ostreatus*. Universidad Autónoma del Estado de México. Facultad de Ingeniería. Toluca, Estado de México. DOI: 10.13140/RG.2.2.30148.86402 Consultado de: <https://www.researchgate.net/publication/348444295>

Morales, A., 2016. Cambios fisicoquímicos y de compuestos con actividad antioxidante en carpóforos de *Pleurotus* spp. Durante su almacenamiento a 2°C. Universidad Veracruzana. Instituto de Ciencias Básicas. Consultado de: <https://www.uv.mx/mca/files/2018/01/Tesis-Alicia-Morales-MenaB.pdf>

Mour, A., Cruz, J. M., Franco, D., Domínguez, M., Sineiro, J., Domínguez, H., Núñez, M. J., Parajó, C. 2001. Natural antioxidants from residual sources. *Food Chemistry* 72, 145-171.

Munteanu, I. G. y Apetrei, C. 2021. Analytical Methods Used in Determining Antioxidant Activity: A Review. *Int. J. Mol. Sci.* 22, 3380. <https://doi.org/10.3390/ijms22073380>.

Nguyen, B., y Tawata, S., 2016. The Chemistry and Biological Activities of Mimosine: A Review. *Phytotherapy research: PTR*, 30(8), 1230–1242. <https://doi-org.pbidi.unam.mx:2443/10.1002/ptr.5636>

Odabasoglua, F., Aslan, A., Cakir, A., Suleymand H., Karagoza, Y., Bayira, Y., Halicia, M. 2005. Antioxidant activity, reducing power and total phenolic content of some lichen species. *Fitoterapia* 7, 216–219. <https://doi.10.1016/j.fitote.2004.05.012>.

Ojeda, E., y Rodríguez, J., 2022. Compendio de fichas de la base de especies introducidas en Canarias. Viceconsejería de lucha contra el cambio climático y transición ecológica. Dirección general de lucha contra el cambio climático y medio ambiente. Gobierno de Canarias 1637 pp Consultado de: https://www.researchgate.net/publication/362508220_Compendio_de_fichas_de_la_Base_de_especies_introducidas_en_Canarias_2008-2011_Viceconsejeria_de_Lucha_contra_el_Cambio_Climatico_y_Transicion_Ecologica_Direccion_General_de_Lucha_contra_el_Cambio_Clim

Ocampo, N., 2014. Fotosíntesis. Sistema de Universidad Virtual. Consultado de: https://www.uaeh.edu.mx/docencia/VI_Lectura/bachillerato/documentos/2014/LLECT110.pdf

Ospina, D., Guillen, L., Vargas, J., 2017. Identificación y degradación de mimosina, un compuesto tóxico en *Leucaena leucocephala* (Lam.) de Wit. *Pastos y Forrajes*, vol. 40, núm. 4 ISSN: 0864-0394/ 2078-8452

Pava, M., Castaño, J., 2017. Empaque y almacenamiento de champiñones (*Agaricus bisporus*) utilizando la tecnología de atmósferas modificadas. Centro Nacional de Investigaciones de Café Cenicafé. Colombia. Fecha de consulta: 19 de agosto 2024. Consultado de: <https://biblioteca.cenicafe.org/bitstream/10778/820/1/arc049%2802%29102-118.pdf>

Peralta, I., Gómez, A., Romero, P., y Reyes, A., 2017. Uso antropocéntrico del guaje *Leucaena esculenta* (Moc. & Sessé Ex. Dc.) Benth, en dos comunidades de la mixteca baja oaxaqueña, México. *Polibotánica*, (43), 349-364. <https://doi.org/10.18387/polibotanica.43.15>

Porto, M., Moscardini, A., Novais, E., Cabral, S., Lima, E., Castro, M., 2017. Natural and Experimental *Leucaena leucocephala* poisoning in horses. *Pesquisa Veterinária Brasileira*. Faculdade de Agronomia e Veterinária. Universidadde de Brasília. <https://doi.org/10.1590/S0100-736X2017000800008>

Postharvest Research and Extension Center. A research and Information Center. UCDAVIS. Department of Plant. 2023. Mushroom. Recommendations for

Maintaining Postharvest Quality. Consultado de:
<https://postharvest.ucdavis.edu/produce-facts-sheets/mushroom>

Qin, Y., Liu, D., Wu, Y., Yuan, M., Li, L., Yang, J., 2015. Effect of PLA/PCL/cinnamaldehyde antimicrobial packaging on physicochemical and microbial quality of button mushrooms (*Agaricus bisporus*). *Postharvest Biol. Technol.* 99, 73–79.)

Ramírez, R., Barrera M., Pérez E., Zuaznábar R. y Rodríguez D. (2022). Distribución espacio temporal de *Leucaena leucocephala* (Lam.) de Wit en los cañaberales de cuba. Instituto de Investigadores de la Caña de Azúcar (INICA), Boyeros, La Habana, Cuba. Consultado de:
<https://revistas.unah.edu.cu/index.php/IAgric/article/view/1824/3744>

Ramos, A., 2019. El reino fungi: entre lo vegetal y lo animal. Turismo de champiñón en la Rioja. *Fungiturismo, Descubrimiendo el reino fungi*. Consultado de: <https://www.fungiturismo.com/reino-fungi-entre-vegetal-animal>

Ramos, M., Burgos, N., Barnard, A., Evans, G., Preece, J., Graz, M., Ruthes, C., Jiménez, A., Martínez, A., Vilaplana, F., Pham, L., Brouwer, A., Van der Burg, B., Garrigos, M., Jiménez, A., 2019. *Agaricus bisporus* and its by-products as a source of valuable extracts and bioactive compounds, *Food Chemistry*. Vol. 292. Pages 176 – 187. ISSN 0308-8146.
<https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2019.04.035>

Ramos, R., 2021. Desarrollo micelial de *Agaricus bisporus* Lange con diferes medios de cultivo y condiciones de luminosidad. Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro. División de Agronomía. Departamento de Botánica. Saltillo Coahuila, México. Fecha de consulta: 18 agosto 2024. Consultado de: <http://repositorio.uaaan.mx:8080/xmlui/bitstream/handle/123456789/47902/K%2067071%20Durantes%20Ramos%2C%20%20Rolando.pdf?sequence=1&isAllowed=y>

Re, R., Pellegrini, N., Proteggente, A., Pannala, A., Yang, M., Rive-evans, C., 1999. Antioxidant activity an improved ABTS radical cation decolorization assay. *Free Radical Biology and Medicine* 26(9/10): 1231-1237.
[https://doi.org/10.1016/S0891-5849\(98\)00315-3](https://doi.org/10.1016/S0891-5849(98)00315-3)

Román, N., García, M., Castillo, A., Sahagún, J., y Jiménez, A., 2014. Componentes nutricionales y antioxidantes de dos especies de guaje (*Leucaena* spp.): un recurso ancestral subutilizado. *Revista Chapingo. Serie horticultura*, 20(2), 157-170. <https://doi.org/10.5154/r.rchsh.2013.07.023>

Rubio, J., 2022. Síntesis de agentes quelantes y su evaluación en intoxicación por plomo. UNIVERSIDAD DE GUANAJUATO. P..p 112. Fecha de consulta: 17 agosto 2024. Consultado de: http://www.repositorio.ugto.mx/bitstream/20.500.12059/6335/1/JAVIER%20EDUARDO%20RUBIO%20CORT%c3%89S_Tesis24.pdf

Samaneh Zolghadri, Asieh Bahrami, Mahmud Tareq Hassan Khan, J. Munoz-Munoz, F. Garcia-Molina, F. Garcia-Canovas & Ali Akbar Saboury (2019) A comprehensive review on tyrosinase inhibitors, *Journal of Enzyme Inhibition and Medicinal Chemistry*, 34:1, 279-309, <https://doi.org/10.1080/14756366.2018.1545767>

Singleton, V., Rossi, J., 1965. Colorimetry of total phenolics with phosphomolybdicphosphotungstic acid reagents. *American J. Enol. Viticulture*. 16: 144- 158.

Soto, M., Rico, M., y Kite, G., 2016. Aminoácidos no proteicos en algunas especies de la subfamilia Mimosoideae con énfasis en el género *Acacia* sensu lato. *Botanical Sciences*, 94(3), 585-592. <https://doi.org/10.17129/botsci.443>

Srivastava, A., Khare, P., Nagar, H., Raghuwanshi, N., Srivastava, R., 2016. Hydroxyproline: A Potential Biochemical Marker and Its Role in the Pathogenesis of Different Diseases. *Curr Protein Pept Sci*. 2016;17(6):596-602. <https://doi.org/10.2174/1389203717666151201192247>. PMID: 26916157.

Suslow, T., y Cantwell, M. (2002). Recomendaciones para mantener la calidad poscosecha de Hongo (champiñón). Consultado de: <https://postharvest.ucdavis.edu/es/produce-facts-sheets/hongo-champinon>

Tano, K., Arul, J., Doyon, G., y Castaigne, F., 1999. Atmospheric composition and quality of fresh mushrooms in modified atmosphere packages as affected by storage temperature abuse. *J. Food Sci*. 64(6):1073-7 <https://doi.org/10.1111/j.1365-2621.1999.tb12285.x>

Tarlak, F., Ozdemir, M., y Melikoglu, M., 2020. The combined effect of exposure time to sodium chlorite (NaClO₂) solution and packaging on postharvest quality of white button mushroom (*Agaricus bisporus*) stored at 4 °C. *Food Science and Technology*. 40. <https://doi.org/10.1590/fst.24219>

Umañana, E., 2021. Conservación de alimentos por frío, refrigeración/ congelamiento. Fecha de consulta: 30agosto 2024. Consultado de: https://fusades.org/publicaciones/conservacion_alimentos_frio.pdf

Usman, S., 2015. Empowerment of mushroom growers through technology transfer of value added products. DEPARTMENT OF HOME SCIENCE COLLEGE OF AGRICULTURE. Vellayani, Thiruvananthapuram, Kerala India.

Consultado de:
<http://14.139.185.57:8080/jspui/bitstream/123456789/817/3/173552.pdf>

Vela, G., León, G., García, H., 2021. Estrés por frío y actividad de la polifenoloxidasas en mango (*Mangifera indica* cv. MANILA). Unidad de Investigación y Desarrollo en Alimentos (ITV). Fax 01 (29) 341478 y69 Ext. 201. Consultado de: chrome-extension://efaidnbnmnibpcjpcglclefindmkaj/https://smbb.mx/congresos%20smbb/veracruz01/TRABAJOS/AREA_XIII/CXIII-52.pdf

Vitz, E., Moore, J., Shorb, J., Prat, X., Wendorff, T., Hahn, A., 2022. Agentes quelantes. LibreText. Chemical Education Digital Library (ChemEd DL). Fecha de consulta: 17 de agosto 2024. Consultado de: [https://espanol.libretexts.org/Quimica/Qu%C3%ADmica_General/Libro%3A_ChemPrime_\(Moore_et_al.\)/22%3A_Metales/22.10%3A_Agentes_Quelantes](https://espanol.libretexts.org/Quimica/Qu%C3%ADmica_General/Libro%3A_ChemPrime_(Moore_et_al.)/22%3A_Metales/22.10%3A_Agentes_Quelantes)

Weijn, A., Bastiaan, S., Wichers, H., y Mes, J., 2013. Melanin biosynthesis pathway in *Agaricus bisporus* mushrooms. *Fungal genetics and biology: FG & B*, 55, 42–53. <https://doi-org.pbidi.unam.mx:2443/10.1016/j.fgb.2012.10.004>

Xiaofang, G., Guohui, Z., Guixiang, Z., Qiusheng, H., Zebin, W., Wei, Z., Tianwei, Q., Qitang, W., 2018. Effect of mixed chelators of EDTA, GLDA, and citric acid on bioavailability of residual heavy metals in soils and soil properties, *Chemosphere*. Vol. 209. P. 776 – 782. ISSN 0045-6535. <https://doi.org/10.1016/j.chemosphere.2018.06.144>

Xuan, T., Elzaawely, F., Deba, M., Fukuta, S., 2006. Mimosine in *Leucaena* as potent bio-herbicide. INRA, EDP Sciences. <https://doi.org/10.1051/agro:2006001>

Zaccari, F., Del puerito, M., Vignale, B., Pritsch, C., 2017. Parámetros colorimétricos y contenido de pigmentos en cinco colores de cáscara de fruto de guayabo (*Acca sellowiana* Berg Burret). *Agrociencia Uruguay*. ISSN 15100839. Vol. 21. Consultado de: <http://www.scielo.edu.uy/pdf/agro/v21n2/2301-1548-agro-21-02-00023.pdf>

Zhang, X., W., Bian, G., Kang, P., Cheng, X., Yan, K., Liu, Y., Gao, Y., y Li, D., 2021. Recent advance in the discovery of tyrosinase inhibitors from natural sources via separation methods. *Journal of enzyme inhibition and medicinal chemistry*, 36(1), 2104–2117. <https://doi-org.pbidi.unam.mx:2443/10.1080/14756366.2021.1983559>

Zlatic, N., Jakovljević, D., y Stanković, M. 2019. Temporal, Plant Part, and Interpopulation Variability of Secondary Metabolites and Antioxidant Activity of *Inula helenium* L. *Plants*, 8, 179. <https://doi:10.3390/plants8060179>.

Zolghadri, S., Bahrami, A., Hassan Khan, M., Munoz, J., Garcia, F., Garcia, F., y Saboury, A., 2019. A comprehensive review on tyrosinase inhibitors. *Journal of enzyme inhibition and medicinal chemistry*, 34(1), 279–309. <https://doi-org.pbidi.unam.mx:2443/10.1080/14756366.2018.1545767>

Zschimmer y Schwarz 2023. ¿Qué son los agentes quelantes y para qué se usan en la industria?. Fecha de consulta: 9 septiembre 2024. Consultado de: <https://www.zschimmer-schwarz.es/noticias/que-son-los-agentes-quelantes-y-para-que-se-usan-en-la-industria/#:~:text=Su%20utilidad%20destaca%20en%20las,a%20medida%20según%20tus%20necesidades.>



Casa abierta al tiempo

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA METROPOLITANA

ACTA DE EXAMEN DE GRADO

No. 00319

Matrícula: 2223803998

Caracterización del contenido de mimosina en guaje (*Leucaena leucocephala*) y su efecto inhibitorio en el oscurecimiento del champiñón (*Agaricus bisporus*).

En la Ciudad de México, se presentaron a las 15:30 horas del día 15 del mes de noviembre del año 2024 en la Unidad Iztapalapa de la Universidad Autónoma Metropolitana, los suscritos miembros del jurado:

- DR. FERNANDO DIAZ DE LEON SANCHEZ
- DRA. EDITH PONCE ALQUICIRA
- DR. OCTAVIO LOERA CORRAL
- DRA. DENISE RADDATZ MOTA

Bajo la Presidencia del primero y con carácter de Secretaria la última, se reunieron para proceder al Examen de Grado cuya denominación aparece al margen, para la obtención del grado de:

MAESTRO EN BIOTECNOLOGÍA

DE: LUIS ANGEL SALDIVAR PEREZ

y de acuerdo con el artículo 78 fracción III del Reglamento de Estudios Superiores de la Universidad Autónoma Metropolitana, los miembros del jurado resolvieron:

Aprobar

Acto continuo, el presidente del jurado comunicó al interesado el resultado de la evaluación y, en caso aprobatorio, le fue tomada la protesta.



[Signature]

LUIS ANGEL SALDIVAR PEREZ
ALUMNO

REVISÓ

[Signature]
MTRA. ROSALÍA SERRANO DE LA PAZ
DIRECTORA DE SISTEMAS ESCOLARES

DIRECTOR DE LA DIVISIÓN DE CBS

[Signature]
DR. JOSE LUIS GOMEZ OLIVARES

PRESIDENTE

[Signature]
DR. FERNANDO DIAZ DE LEON SANCHEZ

VOCAL

[Signature]
DRA. EDITH PONCE ALQUICIRA

VOCAL

[Signature]
DR. OCTAVIO LOERA CORRAL

SECRETARIA

[Signature]
DRA. DENISE RADDATZ MOTA