



UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DEL ESTADO DE HIDALGO

INSTITUTO DE CIENCIAS BÁSICAS E INGENIERÍAS

LICENCIATURA EN QUÍMICA DE ALIMENTOS

TESIS

EVALUACIÓN DEL CRECIMIENTO DEL MICELIO Y CUERPO FRUCTÍFERO DEL HONGO *PLEUROTUS OSTREATUS* EN CULTIVO LÍQUIDO Y SÓLIDO MEDIANTE LA ADICIÓN DE RESIDUOS DE *OPUNTIA FICUS-INDICA* A TRAVÉS DE MEDIDAS FISICOQUÍMICAS Y SU EFECTO EN EL RENDIMIENTO

Para obtener el título de
Licenciada en Química de Alimentos

PRESENTA

Gretel Martínez Lira

Director(a)

Dra. Eva María Santos López

Codirector(a)

Dr. Carlos Alexander Lucho Constantino



Pachuca de Soto, Hgo., México., Julio 2026



Universidad Autónoma del Estado de Hidalgo

Instituto de Ciencias Básicas e Ingeniería

School of Engineering and Basic Sciences

Dirección

Office of the Director

Mineral de la Reforma, Hgo., a 10 de junio de 2026

Número de control: ICBI-D/1090/2026

Asunto: Autorización de impresión.

MTRA. OJUKY DEL ROCÍO ISLAS MALDONADO DIRECTORA DE ADMINISTRACIÓN ESCOLAR DE LA UAEH

Con Título Quinto, Capítulo II, Capítulo V, Artículo 51 Fracción IX del Estatuto General de nuestra Institución, por este medio, le comunico que el Jurado asignado a la egresada de la Licenciatura en Química de Alimentos **Gretel Martínez Lira**, quien presenta el trabajo de titulación **“Evaluación del crecimiento del micelio y cuerpo fructífero del hongo *Pleurotus ostreatus* en cultivo líquido y sólido mediante la adición de residuos de *Opuntia ficus-indica* a través de medidas fisicoquímicas y su efecto en el rendimiento”**, ha decidido, después de revisar fundamento en lo dispuesto en el Título Tercero, Capítulo I, Artículo 18 Fracción IV; dicho trabajo en la reunión de sinodales, **autorizar la impresión del mismo**, una vez realizadas las correcciones acordadas.

A continuación, firman de conformidad los integrantes del Jurado:

Presidente: Dra. Rosa Icela Beltrán Hernández

Secretario: Dra. Irais Sánchez Ortega

Vocal: Dra. Eva María Santos López

Suplente: Dr. Carlos Alexander Lucho Constantino

Sin otro particular por el momento, reciba un cordial saludo.

Atentamente
“Amor, Orden y Progreso”

Dr. Gabriel Vergara Rodríguez
Director del ICBI

Ciudad del Conocimiento, Carretera Pachuca-Tulancingo
Km. 4.5 Colonia Carboneras, Mineral de la Reforma, Hidalgo,
México. C.P 42184
Teléfono: 52 (771) 71 720 00 Ext. 40001
direccion_icbi@uaeh.edu.mx, vergara@uaeh.edu.mx

GVR/MMM

“Amor, Orden y Progreso”



uaeh.edu.mx

Florece conlleva pasar por todas las estaciones.

AGRADECIMIENTOS

A mi mamá

Te agradezco profundamente por tu apoyo, tu cariño, paciencia y por soltarme las veces que fue necesario para aprender a crecer, me has formado y educado para convertirme en una mujer sensible, pero fuerte. Por eso y muchas cosas más, eres una GRAN mamá. Te amo.

Dulce

A mi familia

Por siempre acompañarme, cuidarme, darme ánimos y celebrar mis pequeños logros desde niña. Gracias por hacer que tenga una vida plena, llena de amor y felicidad. Sin ustedes, no habría llegado hasta aquí.

Abue Lupis, Alina, Richard, Elian y Ash

A mi mejor amiga

Por enseñarme el significado de la palabra “amistad”, por los momentos buenos y por permanecer incluso cuando las cosas no fueron fáciles, por apoyarme y siempre creer en mí, por hacer mi etapa universitaria más bonita.

Emily

Al laboratorio

Por integrarme desde el primer día, acompañarme, enseñarme y hacer de mi parte experimental una de las experiencias más divertidas y ligeras de esta tesis. No solo fueron mis compañeros; se volvieron mis amigos.

Andrés, Ari, Kevin y Rosangel

A mi directora de tesis

Por todas sus sugerencias y conocimientos compartidos, por las charlas informales que siempre terminaban dejando una enseñanza y por sus consejos de vida. Gracias por su dedicación, paciencia y confianza durante el desarrollo y conclusión de este trabajo.

Dra. Eva María Santos López

A mi codirector de tesis

Por creer en mí desde el principio, guiarme, orientarme y compartir generosamente sus conocimientos, además de impulsar los míos. Gracias por abrirme las puertas de su laboratorio y por su paciencia, dedicación y compromiso durante el desarrollo de esta tesis.

Dr. Carlos Alexander Lucho Constantino

A mis sinodales

Por sus valiosas observaciones y puntos de vista que contribuyeron a mejorar este trabajo. Gracias también por los conocimientos, aprendizajes y retos que compartieron conmigo durante mi formación profesional.

Dra. Iraís Sánchez Ortega

Dra. Rosa Icela Beltrán Hernández

A la Universidad Autónoma del Estado de Hidalgo:

Por brindarme mucho más que una formación profesional. Gracias por convertirse en el lugar donde crecí académica y personalmente, por impulsarme a desarrollar independencia, enfrentar nuevos retos y sentirme orgullosa de formar parte de la comunidad Garza. Entre sus aulas y laboratorios no solo adquirí conocimientos, sino que también conocí personas maravillosas que hicieron de esta etapa una experiencia inolvidable.

ÍNDICE

1	Introducción	1
2	Antecedentes.....	2
2.1	Hongos comestibles.....	2
2.1.1	Tipos de hongos	2
2.1.2	Valor nutricional de especies comerciales de hongos comestibles	4
2.2	Propiedades funcionales de los hongos comestibles.....	5
2.2.1	Propiedades antioxidantes	5
2.2.2	Propiedades antimicrobianas	6
2.3	Cultivo de hongos comestibles	6
2.3.1	Métodos de obtención de micelio	6
2.3.2	Sistemas de cultivo de hongos comestibles	9
3	Justificación	13
4	Objetivos.....	14
4.1	Objetivo general	14
4.2	Objetivos específicos	14
5	Metodología.....	15
5.1	Preparación del medio de cultivo	15
5.1.1	Obtención de la harina y mucílago de nopal (<i>Opuntia ficus-indica</i>).....	15
5.2	Cultivo en sustrato sólido	17
5.2.1	Sustrato CS: Cultivo en paja (control)	19
5.2.2	Sustrato MS: Cultivo en paja con mucílago de nopal	19
5.2.3	Sustrato NS: Cultivo en paja con nopal esterilizado	20
5.2.4	Sustrato NE: Cultivo en nopal esterilizado	21
5.3	Cultivo líquido sumergido.....	21
5.3.1	Primera prueba: Evaluación del efecto del pH	22
5.3.2	Segunda prueba: Evaluación del efecto de la concentración de harina de nopal.....	24
5.4	Análisis de parámetros fisicoquímicos	24
5.4.1	Rendimiento	24
5.4.2	Determinación de actividad de agua (Aw)	25

5.4.3	Determinación de humedad	26
5.4.4	Obtención de harina de setas (<i>Pleurotus ostreatus</i>).....	27
5.4.5	Determinación de proteína	28
5.4.6	Determinación de color.....	31
5.5	Análisis de datos	32
6	Resultados y discusión	32
6.1	Cultivo en sustrato sólido	32
6.2	Cultivo líquido sumergido.....	37
7	Conclusiones	41
8	Bibliografía.....	43

1 Introducción

El cultivo de hongos comestibles ha despertado un creciente interés en el ámbito alimentario y biotecnológico, no solo por su perfil nutricional y funcional, sino también por su potencial para diversificar la producción sostenible de alimentos. Entre las especies más valoradas destaca *Pleurotus ostreatus*, también conocido como seta u hongo ostra, caracterizado por su alto contenido proteico, fibra dietética, compuestos antioxidantes y propiedades medicinales, lo que lo posiciona como un alimento funcional de interés en la nutrición moderna (Effiong et al., 2024).

La eficiencia productiva de este hongo depende en gran medida de dos factores clave: el tipo de sustrato y el método de cultivo. El cultivo sólido, ampliamente utilizado en ámbitos comerciales y rurales, ha demostrado ser efectivo y accesible (García-Oduardo et al., 2011). Por otro lado, el cultivo sumergido representa una técnica emergente que permite un control más preciso de las condiciones de crecimiento, así como una producción acelerada de biomasa (Bentil et al., 2018). Sin embargo, la elección del sustrato en cada uno de estos sistemas sigue siendo determinante para el éxito del cultivo.

En este contexto, el uso de recursos vegetales regionales, como *Opuntia ficus-indica*, se presenta como una alternativa prometedora. El nopal es una planta abundante en regiones semiáridas, como el estado de Hidalgo, y posee una composición rica en carbohidratos, mucílagos y fibra, lo que podría favorecer la actividad metabólica del hongo (Ocampo-Ochoa et al., 2017). Sin embargo, su aplicación como sustrato o cosustrato en el cultivo de *P. ostreatus*, tanto en medios líquidos como sólidos, ha sido poco explorada científicamente, limitando su aprovechamiento en procesos de producción alternativos.

Por ello, el presente trabajo tiene como objetivo evaluar el rendimiento y la producción de biomasa de *Pleurotus ostreatus* utilizando *Opuntia ficus-indica* como sustrato adicional en sistemas de cultivo sumergido y en sólido, mediante análisis fisicoquímicos. Esta investigación busca generar conocimiento que contribuya al desarrollo de sistemas de producción de hongos más eficientes, sostenibles y adaptados a las condiciones locales.

2 Antecedentes

2.1 Hongos comestibles

Los hongos comestibles o macrohongos, han sido considerados una fuente de alimento saludable para el ser humano desde la antigüedad (Tehrani et al., 2012). Estos organismos son de vital importancia, ya que no solo ayudan a mantener el equilibrio, sino también porque forman parte activa en la descomposición y transporte de nutrientes. Además, son parte fundamental para el crecimiento y desarrollo sostenible del medio ambiente. Existen más de 2000 especies de hongos en la naturaleza, pero alrededor de 25 son ampliamente aceptadas como alimento y pocas se cultivan comercialmente. De igual forma, poseen un alto valor nutricional y funcional, son aceptados como alimentos nutraceuticos y presentan gran interés debido a su valor organoléptico, propiedades medicinales y significado económico (Valverde et al., 2015).

2.1.1 Tipos de hongos

Diversas especies de macromicetos silvestres han sido aprovechadas tradicionalmente como alimento. En la tabla 1 se presentan algunos de los géneros más representativos de hongos comestibles.

Tabla 1. Géneros más comunes de hongos silvestres (Modificado de Boa, 2005).

GÉNERO	OBSERVACIONES
<i>Agaricus</i>	16 especies comestibles reportadas en México. Se recolectan regularmente en su ambiente natural, pero solo se exportan las cultivadas. <i>A. bisporus</i> es el hongo comestible más cultivado.
<i>Pleurotus ostreatus</i>	7 especies comestibles reportadas en México. La especie principal es la <i>P. ostreatus</i> en términos de cantidad consumida, principalmente de cultivo. Crecen en varios ambientes y son recolectadas regularmente, aunque las especies silvestres rara vez se comercializan.

<i>Boletus</i>	20 especies comestibles reportadas en México. La especie más conocida es <i>B. edulis</i> , regularmente recolectada y vendida, ampliamente importada en y fuera del continente europeo.
<i>Cantharellus</i>	4 especies comestibles reportadas en México. Se recolectan y exportan enormes cantidades en todo el mundo.
<i>Lactarius</i>	11 especies comestibles reportadas en México. Las especies principales, tales como <i>L. deliciosus</i> son apetecidas enormemente y hay un mercado importante en Europa.
<i>Lentinula</i>	2 especies comestibles reportadas en México. <i>Lentinula edodes</i> es la especie principal, mejor conocida como shiitake y se cultiva en muchos países; es de importancia comercial.
<i>Lycoperdon</i>	9 especies comestibles reportadas en México. Los únicos mercados conocidos están en México. Las especies principales son: <i>L. pyriforme</i> y <i>L. perlatum</i> .
<i>Morchella</i>	6 especies comestibles reportadas en México. La especie principal es <i>M. esculenta</i> .
<i>Ramaria</i>	12 especies comestibles reportadas en México. Normalmente vendidos en mercados de Nepal, México y otros lugares. <i>R. botrytis</i> es la más recolectada y usada.
<i>Russula</i>	20 especies comestibles reportadas en México. Es uno de los géneros más ampliamente difundidos y consumidos que contiene muchas especies comestibles. Sus especies principales son <i>R. delica</i> y <i>R. virescens</i> .
<i>Suillus</i>	9 especies comestibles reportadas en México. La especie principal es <i>S. luteus</i> , exportado desde Chile. Muchas otras especies se recolectan y varias se venden en los mercados mexicanos.
<i>Tricholoma</i>	5 especies comestibles reportadas en México. La especie más importante es el <i>T. matsutake</i> , debido a las cantidades recolectadas y a su valor financiero.

2.1.2 Valor nutricional de especies comerciales de hongos comestibles

La composición nutricional incluye un alto contenido de carbohidratos, proteínas, fibra y vitaminas, así como a sus bajos niveles de grasa. La composición nutricional puede variar dentro del género, debido a las diferentes especies, el sustrato, las técnicas de cultivo, la madurez de la cosecha, las etapas de desarrollo del hongo y la frescura de la muestra. Es de gran relevancia señalar que las características de crecimiento, la etapa y la condición postcosecha influyen en la composición química y el valor nutricional de los hongos comestibles (Valverde et al., 2015).

La cantidad de agua en los cuerpos fructíferos es muy elevada (87% – 93%) y también varía afectando a la concentración de sus nutrientes cuando los resultados son calculados en base al peso fresco (Torres et al., 2017).

En la Tabla 2 se muestran los valores nutricionales básicos de algunas especies comerciales de hongos.

Tabla 2. Composición nutricional de algunos hongos comestibles.

Hongo	Humedad %	Grasa %	Carbohidratos %	Proteína %	Cenizas %	Energía (kcal)
<i>Agaricus bisporus</i> ^a	90.09 ± 0.07	3.06 ± 0.03	53.10 ± 0.56	24.43 ± 0.10	9.17 ± 0.52	337.66
<i>Pleurotus Ostreatus</i> ^b	88.51 ± 0.29	2.60 ± 0.04	55.20 ± 0.66	21.00 ± 0.44	6.35 ± 0.13	328.20
<i>Cantharellus cibarius</i> ^c	89.29 ± 0.62 ^d	0.5 ± 0.6	52.5 ± 0.24	16.7 ± 1.8	12.0 ± 1.4	281.30
<i>Lentinus edodes</i> ^e	88.16 ± 2.50	1.23 ± 0.12	58.97 ± 0.35	17.14 ± 1.20	4.64 ± 0.06	315.51

Elaboración propia con información de ^aGoyal et al., (2006), ^bSopanrao et al., (2010), ^cBak et al., (2023), ^dAldavero-Peña, (2014), ^eBalbi et al., (2013).

Nota. Los valores de proteína, grasa, carbohidratos, cenizas y valor energético se expresan en base seca; la humedad corresponde a base húmeda.

2.2 Propiedades funcionales de los hongos comestibles

A pesar de ser un alimento consumido en todo el mundo por su exquisito sabor, aroma y textura, su gran potencial como alimento con propiedades funcionales es poco conocido (Fernández et al., 2020). Un alimento se considera “funcional” si se demuestra que, además de su aporte nutritivo, también ayuda a una o más funciones del organismo con el objetivo de mejorar el estado de salud o bienestar o, de igual forma, reduce el riesgo de enfermedad (Fernández et al., 2020).

2.2.1 Propiedades antioxidantes

En numerosos estudios y publicaciones científicas el valor antioxidante de los hongos se compara con el de alimentos de origen vegetal, pues los principales componentes responsables de estas propiedades son: el selenio, los compuestos fenólicos, la ergotioneína, los tocoferoles, los polisacáridos, el ergosterol y sus derivados (Fernández et al., 2020). Estos han sido evaluados utilizando la mayoría de los métodos *in vitro* estandarizados y se ha demostrado que un buen número de hongos comestibles podrían utilizarse como fuentes de antioxidantes naturales, por su alto potencial frente al estrés oxidativo (Anguiano, 2009). En la tabla 3 se presentan los principales compuestos antioxidantes identificados en hongos comestibles y sus funciones.

Tabla 3. Principales compuestos antioxidantes presentes en hongos comestibles.

Compuesto bioactivo	Tipo	Función antioxidante principal
Compuestos fenólicos ^a	Metabolitos secundarios	Donadores de electrones, neutralizan radicales libres.
Ergotioneína ^c	Aminoácido sulfurado	Protección celular frente a estrés oxidativo.
Tocoferoles (Vitamina E) ^b	Vitamina liposoluble	Inhiben la peroxidación lipídica.
Ergosterol ^a	Esterol fúngico	Precursor de la vitamina D con actividad antioxidante.
Selenio ^a	Oligoelemento	Cofactor de enzimas antioxidantes (glutación peroxidasa)
Elaboración propia con información de ^a Podkowa et al. (2021), ^b Sánchez (2017), ^c Novelo et al. (2024).		

2.2.2 Propiedades antimicrobianas

Los hongos producen también sustancias antibacterianas y antifúngicas, aunque sean basidiomicetos complejos y superiores, producen antibióticos o compuestos tóxicos para defenderse de otras especies (bacterias, levaduras u otros hongos) (Fernández et al., 2020).

Por ejemplo, se ha encontrado que la proteína denominada lentina, que está presente en *Lentinus edodes* inhibe el crecimiento del micelio de una gran cantidad de hongos, incluyendo *Physalospora piricola*, *Botrytis cinerea* y *Hycosphaerella arachidicola* (Anguiano, 2009). En otros hongos, como *Pleurotus ostreatus*, los compuestos volátiles extraídos del cuerpo fructífero, como la 3-octanona o el 3-octanol, solubles en cloroformo, presentan una fuerte actividad antibacteriana frente a *Bacillus cereus*, *Bacillus subtilis*, *Escherichia coli* y *Salmonella typhimurium* (Anguiano, 2009).

2.3 Cultivo de hongos comestibles

El cultivo de hongos comestibles comprende diversas técnicas que permiten el crecimiento y desarrollo del micelio en condiciones controladas. No obstante, es fundamental considerar los métodos de obtención del micelio, ya que constituyen la base del proceso productivo. En este sentido, a continuación se describen los principales métodos de obtención de micelio y posteriormente, los tipos de cultivo empleados.

2.3.1 Métodos de obtención de micelio

El primer paso para iniciar la producción de *Pleurotus ostreatus* consiste en obtener y aislar la cepa micelial en condiciones controladas. Para ello, comúnmente se emplean medios de cultivo sólidos a base de agar, que favorecen el desarrollo del micelio. Algunos de los medios más empleados son:

- Agar con extracto de malta (MEA)
- Agar papa dextrosa (PDA)
- Agar con extracto de trigo, paja y malta

Una vez logrado el aislamiento exitoso de la cepa en estos medios, el micelio puede transferirse a medios de cultivo a mayor escala, ya sea en sustrato sólido o en cultivo sumergido, según el enfoque de producción.

2.3.1.1 Aislamiento en medios sólidos

El aislamiento en medios sólidos es lo más común y fácil de replicar, ya sea a escala de laboratorio o casera. Existen dos tipos:

2.3.1.1.1 Aislamiento por tejido (fragmento del hongo)

Este método debe realizarse en completa asepsia, incluidos los materiales. El hongo en buen estado se disecciona tomando pequeños fragmentos de micelio o carne del mismo y se colocan en cajas de Petri con medio de cultivo; estas cajas deben incubarse entre 25-28°C, preferentemente en la oscuridad. Se observará crecimiento micelial en forma algodonosa sobre la superficie del medio; el color debe ser blanco o blanco amarillento, lo cual indicará que el aislamiento se realizó correctamente. El resultado de este método es una copia idéntica del hongo del que se ha obtenido el tejido (Gaitán-Hernández et al., 2006).

2.3.1.1.2 Aislamiento por esporas

En este método es necesario contar con una espora del hongo, estas se obtienen colocando el sombrero del hongo con las láminas hacia abajo sobre una caja de Petri (también se utiliza aluminio o papel estéril) por un tiempo de 6 a 8 horas. Transcurrido el tiempo, se retira el hongo, quedando las esporas impresas en el material utilizado. Se recomienda dejar secar a 28-30°C en una incubadora.

Una vez obtenidas las esporas, con ayuda de un hisopo estéril se recolectan las esporas y con unas tijeras se corta un fragmento de aproximadamente 1 cm², el cual se sumerge en 100 mL de agua destilada, agitándose para que las esporas se disuelvan en el líquido. De esta dilución, con una pipeta se toman 0.5 mL y se colocan en una caja de Petri con medio de cultivo y se distribuyen homogéneamente. Las cajas se incuban bajo las mismas condiciones que en el aislamiento por tejido (Gaitán-Hernández et al., 2006).

2.3.1.2 Producción de micelio en medio líquido

Para la producción de micelio en medio líquido se usan recipientes con aireación y agitación para obtener condiciones más uniformes que en un cultivo estático y, en consecuencia, rendimientos más altos de micelio (Cabrera-Salinas & Mouller-Chávez, 1974). En escala de laboratorio los más comunes se clasifican en dos grupos:

2.3.1.2.1 Sin agitación mecánica

Este método consiste en pasar corrientes vigorosas de aire a través del cultivo líquido para prevenir la formación de una película superficial y mantener las partículas de crecimiento en movimiento constante dentro del medio.

2.3.1.2.2 Con agitación

Existen dos tipos de agitación mecánica: por propulsores y por máquinas agitadoras (Figura 1); estos métodos requieren equipo más complicado y además son costosos.

- **Por propulsores:** Este tipo de agitación en medios de cultivo a escala de laboratorio es el más difícil de operar, ya que utiliza un motor de alta velocidad que gira el propulsor, ocasionando una agitación más o menos violenta, siendo la mejor manera de asegurar una aireación eficiente. La dificultad mayor es lograr una conexión entre el propulsor y el recipiente de fermentación sin alterar la esterilidad del medio de cultivo durante el periodo de crecimiento. La ventaja principal es que previene la acumulación de grandes masas de micelio manteniéndolo en pequeñas partículas distribuidas de manera homogénea en el medio de cultivo (Cabrera-Salinas & Mouller-Chavez, 1974).
- **Agitadores de tipo rotatorio:** Tienen una base que contiene los matraces sujetos individualmente con resortes o de alguna otra forma y que describe una órbita circular en plano horizontal preferiblemente de radio variable de 1-5 cm. con una velocidad de 100 a 400 r.p.m. regulada por un motor colocado debajo de ella. La aireación se lleva a cabo porque el oxígeno de la atmósfera

atraviesa el tapón de algodón y se disuelve en la fina capa del medio líquido provocada por la fuerza centrífuga (Cabrera-Salinas & Mouller Chavez, 1974).

- **Agitadores de tipo recíproco:** Tienen una base que mueve los matraces linealmente en el plano horizontal a una velocidad de 60 a 120 rpm. Este tipo de agitador es más simple y más económico (Cabrera-Salinas & Mouller Chavez, 1974).

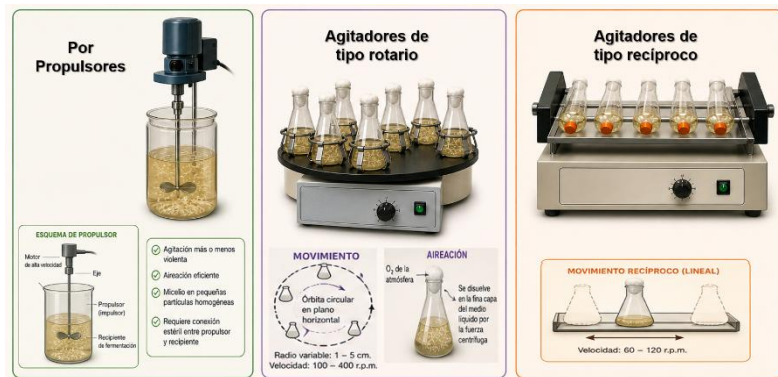


Figura 1. Tipos de sistemas de agitación mecánica empleados en el cultivo líquido de micelio (OpenAI, 2026).

2.3.2 Sistemas de cultivo de hongos comestibles

2.3.2.1 Cultivo en sustrato sólido

Es el crecimiento de hongos en sustrato sólido, un residuo agroindustrial, como paja de trigo o arroz, debido a la capacidad de los hongos para utilizar biopolímeros como la celulosa, para obtener productos valiosos (Pérez-Chávez et al., 2019). Sin embargo, el cultivo en sólido a gran escala se ve afectado por varios factores, como el pH, la transferencia de calor, la masa, la humedad ambiental y la heterogeneidad de los sustratos. Hasta el día de hoy no se ha logrado controlar eficazmente, lo que no garantiza la calidad del producto (Singh-Nee Nigam & Pandey, 2009).

En especies como *Agaricus bisporus*, el cultivo requiere sustratos previamente compostados y enriquecidos con fuentes nitrogenadas, como salvado o harinas, debido a su mayor demanda de nitrógeno en comparación con hongos ligninolíticos como *Pleurotus spp.*, que crecen eficientemente en residuos con alto contenido de fibra (Minotto et al., 2014).

2.3.2.1.1 Tipos de sustrato

Debido a la facilidad del cultivo de hongos y a la excelente adaptabilidad de las setas para crecer en ambientes naturales o a partir de subproductos agrícolas, es posible su cultivo empleando tecnologías sencillas, como el cultivo de hongos y la utilización de desechos agrícolas (Gaitán-Hernández et al., 2006). Además de los medios de cultivo, como agar-papa-dextrosa, extracto de malta, extracto de trigo, etc., los desechos agrícolas también pueden usarse como sustratos para el cultivo de hongos. Entre ellos cabe mencionar los siguientes:

Paja (cebada, trigo, centeno, avena, arroz y sorgo)

Es el sustrato más accesible para el cultivo de hongos debido a su disponibilidad, costo accesible y composición rica en celulosa y lignina, nutrientes indispensables para el crecimiento del micelio. Además, posee una estructura fibrosa que permite la aireación y la retención de humedad en el sustrato (Montañez et al., 2004).

Pulpa de café y cáscara de cacao

Son uno de los sustratos más comunes para el cultivo de setas debido a la gran cantidad de países exportadores de café, por ende los desechos de pulpa de café y cáscara de cacao producidos por la industria cafetalera son desmesurados, lo que implica la obtención del sustrato en un periodo corto de tiempo y a bajo costo, aunado a esto, la composición química de la pulpa posee una alta concentración de azúcares y cuenta con una pared celular donde sus tejidos vegetales están compuestos de celulosa, hemicelulosa y lignina, polímeros que solo los hongos y bacterias son capaces de descomponer (García-Oduardo et al., 2011).

Bagazo de caña

Al ser un residuo lignocelulósico fibroso automáticamente se convierte en un sustrato ideal para el cultivo de setas (*Agaricus*, *Lentinula* y *Pleurotus spp.*), agregando el bajo costo y la importante fuente de nutrientes que contiene el bagazo para la producción de proteína de microbiana (Pineda Insuasti et al., 2016).

Nopal verdura (Opuntia ficus-indica)

El nopal o por su nombre científico *Opuntia ficus-indica*, es una planta arbustiva de la familia *Cactaceae* que puede medir entre 3.5 y 5 metros de altura, de tallo leñoso, articulado y cladodios, comúnmente llamados pencas, las cuales poseen forma de raqueta ovoide o alongada, alcanzando hasta 60-70 cm de longitud. La planta no contiene hojas sino espinas (Universidad Autónoma de México, 2010).

Se cultiva principalmente en climas semisecos y puede desarrollarse en zonas desérticas, ya que resiste largos periodos de sequía. El nopal se propaga de manera asexual mediante cladodios (raquetas). Este también da frutos, conocidos principalmente como tuna, diversa en su forma, tamaño y color, esto de acuerdo a la variedad, además de contener una gran cantidad de semillas (Ocampo-Ochoa et al., 2017).

En Hidalgo se producen cerca de 6,211 Tn de nopal verdura al año, lo que posiciona al estado en el décimo lugar a nivel nacional en producción de esta hortaliza (Ocampo-Ochoa et al., 2017). Sin embargo, el desperdicio que se origina en estas producciones también es bastante elevado, ya sea por la contaminación con plaguicidas, la escasa demanda del producto, los malos cuidados de los productores o incluso por hectáreas abandonadas (Ocampo-Ochoa et al., 2017).

Dado que el nopal posee características fisicoquímicas bastante favorables, como su contenido de humedad entre 90-95%, una acidez de 0.04-0.12% y un mucílago de 3.8-8.6% (Maki-Díaz et al., 2015), es un elemento ideal para utilizarlo como sustrato en el cultivo de hongos y así reducir la contaminación causada por los residuos de la producción en el Estado.

2.3.2.2 Cultivo en líquido sumergido

El cultivo líquido sumergido consiste en el crecimiento de los hongos en un medio líquido en el que los nutrientes están disueltos y el suministro de oxígeno se mejora mediante agitación (Bentil et al., 2018). El cultivo en líquido sumergido presenta grandes ventajas de la transferencia de masa de oxígeno y una homogeneidad de

cultivo mucho mejor. A través de esta técnica se pueden controlar factores físicos como la temperatura, la aireación, la agitación, el pH y la composición del medio (Fazenda et al., 2010). Esto hace que el cultivo sumergido sea una técnica reproducible para la producción de micelio, al tiempo que se obtienen rendimientos controlados de metabolitos (Elisashvili, 2012; Fazenda et al., 2008).

El cultivo líquido sumergido se ha utilizado últimamente para el crecimiento de hongos para darnos las ventajas de productos más seguros y reproducibilidad de cultivo. Las células fúngicas pueden crecer en este ambiente, favorecidas por la centrifugación, ya que reciben los nutrientes, los metabolizan y forman gránulos esféricos de micelios de diversos tamaños (Petre y Petre, 2016).

De acuerdo con la bibliografía y diversos estudios, se utilizan diversos líquidos como medios de cultivo, por ejemplo caldo papa dextrosa, aminoácidos, licor de maíz, azúcares reductores (principalmente glucosa y xilosa), hidrolizado de caseína, extracto de levadura y peptona (Beltrán-Delgado et al., 2020).

En los últimos años, diversas especies de hongos comestibles han sido cultivadas en medios líquidos, ya sea en matraces o en biorreactores. La mayoría de estas especies pertenecen a los filos *Basidiomycota* y *Ascomycota*, y los géneros más reconocidos que pueden cultivarse en medio sumergido son: *Pleurotus*, *Agaricus*, *Lentinus*, *Cordyceps*, *Morchella* y *Tuber* (Bakratsas et al., 2021).

El género de setas, también conocido como “hongos de podredumbre blanca”, *Pleurotus spp.* es el segundo en ventas del mercado de setas, ya que se requiere menos tiempo de cultivo en comparación con el necesario para otros géneros de setas. *Pleurotus ostreatus* es la especie más ampliamente estudiada del género *Pleurotus* y se caracteriza por su alto contenido de agua y su bajo valor calórico. Además, su cuerpo fructífero presenta una notable resistencia frente a enfermedades y plagas, tolera variaciones de temperatura y a diversos agentes químicos (Bellettini et al, 2019).

3 Justificación

El cultivo de hongos comestibles, como *Pleurotus ostreatus*, también conocido como seta ostra, ha ganado considerable interés por su alto valor nutricional y sus propiedades medicinales. Sin embargo, la eficiencia y la productividad del cultivo de este hongo dependen en gran medida del tipo de medio de cultivo y de los sustratos empleados.

El nopal (*Opuntia ficus-indica*), ampliamente disponible en el estado de Hidalgo, presenta características que lo convierten en un candidato potencial como sustrato para el cultivo de *Pleurotus ostreatus*. Sin embargo, la eficacia de su uso en diferentes métodos de cultivo, como los sumergidos y los sólidos, no ha sido suficientemente estudiada. Si bien el cultivo sólido es el más utilizado, el cultivo sumergido ofrece la ventaja de un crecimiento más rápido y una mayor producción de biomasa, aunque sus resultados pueden variar según las condiciones específicas y la naturaleza del sustrato.

Por ello, en la presente investigación surge la necesidad de evaluar los efectos del cultivo sumergido y del cultivo sólido de *Pleurotus ostreatus*, utilizando nopal como sustrato, a fin de mejorar la producción sostenible de hongos comestibles. El nopal, abundante y de bajo costo en regiones semiáridas, ofrece una alternativa potencialmente eficiente y ecológica como sustrato. Sin embargo, la falta de estudios comparativos entre estos dos métodos de cultivo limita la capacidad de optimizar la producción. Esta investigación no solo contribuirá al conocimiento científico, sino que también proporcionará información práctica a los productores, promoviendo técnicas más eficientes y sostenibles en la industria de los hongos.

4 Objetivos

4.1 Objetivo general

Evaluar y comparar el rendimiento y la producción de biomasa de *Pleurotus ostreatus* utilizando *Opuntia ficus-indica* como sustrato adicional en sistemas de cultivo sumergido y de cultivo sólido, con el fin de mejorar el crecimiento y la eficiencia de conversión del sustrato.

4.2 Objetivos específicos

- Evaluar el efecto de la adición de nopal como sustrato adicional sobre el crecimiento micelial de *Pleurotus ostreatus* en sistemas de cultivo sólido.
- Evaluar el efecto de la adición de nopal como sustrato adicional, del pH y de la agitación en la producción de biomasa y en el rendimiento de *Pleurotus ostreatus* en cultivos sumergidos.
- Analizar la influencia del nopal en los parámetros nutricionales de *Pleurotus ostreatus* cultivado en medios sumergidos y en medios sólidos.

5 Metodología

En el presente estudio se evaluaron dos sistemas de cultivo para *P. ostreatus*: cultivo en sustrato sólido y cultivo en medio líquido sumergido. Para cada sistema se desarrollaron diferentes formulaciones con el objetivo de analizar su efecto sobre el crecimiento y/o la producción del cultivo. Posteriormente, se realizaron análisis fisicoquímicos para evaluar los sustratos obtenidos.

5.1 Preparación del medio de cultivo

5.1.1 Obtención de la harina y mucílago de nopal (*Opuntia ficus-indica*)

El sustrato en polvo utilizado para el crecimiento del micelio se preparó a partir de cladodios de *Opuntia ficus-indica* recolectados en la zona de Zempoala, Hidalgo (N 19° 48'20", O 98°31'98") y en las inmediaciones del edificio de Química de Alimentos. Los cladodios tenían aproximadamente un año de edad, dentro del rango óptimo de 3 a 24 meses para su uso. Posteriormente, se cortaron en piezas de aproximadamente 2 cm de largo, 1.5 cm de ancho y 2 cm de grosor para su procesamiento (Figura 2).

Las piezas de nopal se colocaron en una charola de aluminio y se secaron en la estufa (Barnstead/Thermolyne 9000, mod. OV47325, EUA) a 60 °C durante 12 a 24 h. Esta etapa puede realizarse en un secador solar. Una vez secos (Figura 3), los cladodios se trituraron en un molino manual (Enterprise Manufacturing Co., No. 4, EUA) hasta obtener un polvo fino (600 µm) (Figura 4).



Figura 2. Piezas de nopal cortadas (2cm x 1.5cm x 2 cm).



Figura 3. Cladodios secados.

El mucílago de nopal se obtuvo a partir de la harina previamente elaborada. Para su extracción, se preparó una suspensión al 2% p/v (20 g de harina en 1 L de agua destilada o de garrafón) en un matraz Erlenmeyer. La mezcla se calentó hasta alcanzar el punto de ebullición y se mantuvo a ebullición durante 1 min, con agitación esporádica (Figura 5).



Figura 4. Obtención de la harina de nopal.



Figura 5. Elaboración del medio de cultivo de nopal.

Posteriormente, la suspensión se refrigeró (4°C) hasta que se separaron dos fases líquidas con distinta viscosidad (Figura 6). La fase superior, de menor densidad, se retiró por decantación. En aquellos casos en que el material recuperado presentó una consistencia visualmente acuosa, se realizó una centrifugación a 400 rpm durante 20 min para favorecer la eliminación del líquido excedente y obtener una fracción de mayor viscosidad. La fracción obtenida al final del proceso correspondió al mucílago de nopal (Figura 7). El procedimiento descrito se desarrolló de manera experimental y no se basó en un método previamente reportado.

Las muestras obtenidas de mucílago se utilizaron posteriormente en la formulación de los sustratos para el cultivo sólido y las muestras obtenidas de fracción líquida se utilizaron como base del medio en el cultivo líquido sumergido.



Figura 6. Fases del medio de cultivo de nopal.



Figura 7. Mucílago de nopal.

5.2 Cultivo en sustrato sólido

Para la obtención de micelio y cuerpo fructífero de *Pleurotus ostreatus*, se evaluaron cuatro sustratos, cada uno realizado por triplicado. Se estableció un sustrato control (CS), compuesta al 100% por paja de cebada, y tres sustratos experimentales: una mezcla de paja de cebada con mucílago de nopal (MS), una mezcla de paja de cebada con nopal esterilizado (NS) y una formulación basada únicamente en nopal esterilizado (NE).

Los sustratos se calcularon en base húmeda, considerando un lote estándar de 1500 g, excepto en el sustrato NE, donde se empleó un lote reducido de 500 g por unidad experimental. Las proporciones de cada sustrato se presentan en la Tabla 4.

Como se observa, el sustrato MS contiene 66.67% de paja de cebada y 33.33% de mucílago de nopal, mientras que el sustrato NS está compuesto por 68.67% de paja de cebada y 31.03% de nopal esterilizado. Por su parte, el sustrato NE está compuesto al 100% por nopal esterilizado.

Tabla 4. Composición porcentual (base húmeda) de los sustratos en cultivo sólido.

Sustrato	Paja de cebada (%)	Mucílago de nopal (%)	Nopal esterilizado (%)
CS (Control)	100	-	-
MS	66.67	33.33	-
NS	68.67	-	31.03
NE	-	-	100*

*Lote reducido a 500 g por unidad experimental.

En los tres sustratos que utilizaron paja, se realizó una preparación previa del material. Para ello, 1 kg de paja se remojó en 10 L de agua durante 24 h. Posteriormente, la paja fue lavada mediante enjuagues continuos con agua, acompañados de una ligera agitación manual para favorecer la eliminación de tierra y otras partículas adheridas. El lavado se finalizó cuando el agua de enjuague presentó una apariencia clara, sin impurezas visibles.

En charolas de acero inoxidable se extendía la paja limpia y se cubría cada charola con papel Kraft para someterla a esterilización en una autoclave automática Felisa, modelo FE-398 (México), a una temperatura de 121°C durante 15 min.

Después de la esterilización, la paja se dejó enfriar a temperatura ambiente y se preparó material para la inoculación del hongo. En condiciones estériles, se utilizaron bolsas de plástico de 2 kg de capacidad, en las que se colocó la cantidad de sustrato correspondiente a cada tratamiento (1500 g en base húmeda, de acuerdo con la Tabla 4). Posteriormente, cada unidad experimental fue inoculada con 25 g de semilla comercial de *Pleurotus ostreatus* (Setas Monarca, Hidalgo, México), asegurando una distribución homogénea en el sustrato.

5.2.1 Sustrato CS: Cultivo en paja (control)



Figura 8. Cultivo en paja.

Para el llenado de cada bolsa, se colocó una capa uniforme de paja en el fondo y se espació el inóculo previamente descrito de *Pleurotus ostreatus* de manera homogénea, de afuera hacia adentro. Este procedimiento se repitió de forma alternada (paja-inóculo) hasta completar aproximadamente el 80% del volumen de la bolsa. Previo al llenado, se desinfectaron los utensilios y el área de trabajo con etanol al 70%. Posteriormente, las bolsas se cerraron, se etiquetaron y se trasladaron a un área oscura a temperatura ambiente (21-25°C), donde se incubaron durante 15 a 20 días para permitir la colonización del sustrato por el micelio (Figura 8).

5.2.2 Sustrato MS: Cultivo en paja con mucílago de nopal



Figura 9. Paja con mucílago de nopal extendido.

En este sustrato, se utilizó 1 kg de paja de cebada hidratada y 500 mL de mucílago de nopal por unidad experimental, lo que corresponde a una concentración de 50% p/v. Previamente, se desinfectaron los utensilios y el área de trabajo con etanol al 70%.

La siembra se realizó en bolsas de plástico. Primero se colocó una capa de paja esterilizada, seguida por 125 mL de mucílago de nopal (Figura 9), y posteriormente se añadieron 25 g de semilla de *Pleurotus ostreatus* (equivalente al 1.25% p/p respecto al sustrato húmedo), esparcida de forma uniforme de afuera hacia adentro. Este procedimiento se repitió por capas hasta completar aproximadamente el 80% de la capacidad de la bolsa.

Finalmente, las bolsas se sellaron, se etiquetaron con la fecha, el nombre de la cepa y el del sustrato MS, y se incubaron durante el mismo tiempo y bajo las mismas condiciones que el sustrato CS.

5.2.3 Sustrato NS: Cultivo en paja con nopal esterilizado



Figura 10. Cultivo en paja con nopal esterilizado.

El procedimiento para el manejo y esterilización de la paja fue el mismo que en el sustrato control (CS). Para la preparación del nopal, en frascos de vidrio con tapa (capacidad de 1 kg), se colocaron 900 g de trozos de nopal, cantidad ajustada de acuerdo con la capacidad efectiva del recipiente para permitir una adecuada manipulación y esterilización del material, y se sometieron a esterilización a 121°C durante 15 min.

Para cada unidad experimental, se utilizaron 1 kg de paja de cebada hidratada y 450 g de nopal esterilizado, lo que corresponde aproximadamente a una proporción de 31% (p/p) de nopal respecto al total del sustrato. Estas proporciones fueron establecidas con base en criterios experimentales definidos durante el desarrollo del estudio.

El área de trabajo y los utensilios se desinfectaron con etanol al 70%, siguiendo el mismo protocolo empleado para la formulación del sustrato de control. Para la siembra en bolsas, se colocó primero una capa de paja, seguida por una capa uniforme de nopal esterilizado y, posteriormente, se adicionaron 25 g del inóculo previamente descrito de *Pleurotus ostreatus*. Este procedimiento se repitió de forma alternada (paja-nopal esterilizado-inóculo) hasta completar aproximadamente el 80% del volumen de la bolsa.

Las bolsas se sellaron y rotularon con cinta masking, indicando la fecha, el nombre de la cepa y el tipo de sustrato utilizado (Figura 10), siguiendo las mismas condiciones de incubación que los sustratos anteriores.

5.2.4 Sustrato NE: Cultivo en nopal esterilizado

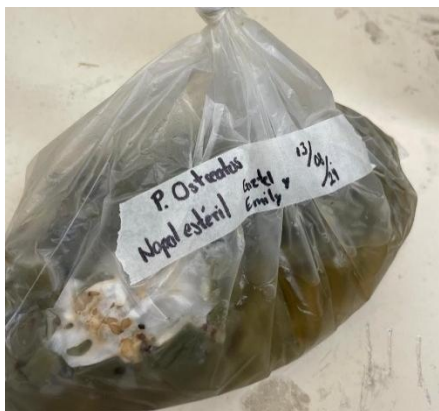


Figura 11. Cultivo con nopal esterilizado.

Para este sustrato, se empleó exclusivamente nopal esterilizado como sustrato. La preparación del nopal se realizó siguiendo el mismo procedimiento descrito en la formulación del sustrato NS. Cada unidad experimental consistió en 500 g de nopal esterilizado, cantidad definida en función de la disponibilidad del sustrato y con el propósito de evaluar su viabilidad como medio de crecimiento de forma independiente.

El área de trabajo y los utensilios se desinfectaron con etanol al 70%, manteniendo condiciones asépticas durante todo el procedimiento de inoculación. Para la siembra, el sustrato se colocó directamente en bolsas de plástico de 2 kg, distribuyéndolo de manera uniforme. Posteriormente, se adicionaron 25 g del inóculo previamente descrito de *Pleurotus ostreatus*, equivalente al 5% (p/p) del sustrato húmedo. La inoculación se realizó de manera homogénea, distribuyendo el inóculo desde el exterior hacia el centro de la bolsa.

Finalmente, las bolsas se sellaron y se rotularon con cinta masking, indicando la fecha, el nombre de la cepa y el sustrato de acuerdo con la formulación utilizada (Figura 11).

5.3 Cultivo líquido sumergido

Para evaluar el crecimiento micelial de *Pleurotus ostreatus* en medio líquido, se realizaron dos pruebas experimentales en las que se evaluaron el efecto del pH y de la concentración de harina de *Opuntia ficus-indica* en el medio de cultivo.

El medio base se preparó a partir de harina de nopal disuelta en agua destilada, y las condiciones experimentales se ajustaron de acuerdo con cada tratamiento. Posteriormente, los medios fueron esterilizados y se inocularon bajo condiciones asépticas con el inóculo previamente descrito.

Las condiciones evaluadas en cada tratamiento se presentan en la Tabla 5.

Tabla 5. Condiciones experimentales en el cultivo líquido sumergido.

Prueba	Tratamiento	Harina de nopal (% p/v)	Decantación	pH inicial	Agitación	Inoculación g (% p/v)	Volumen de trabajo (mL)
1. Efecto del pH	pH 5.6 (natural)	2.0	Sí	5.6	Con agitación*	5 g (1.67%)	300
	pH 6.0	2.0	Sí	6.0	Con agitación*	5 g (1.67%)	300
	pH 7.0	2.0	Sí	7.0	Con agitación*	5 g (1.67%)	300
2. Efecto de concentración de harina	2% p/v harina	2.0	No	7.0	Sin agitación	5 g (1.67%)	300
	4% p/v harina	4.0	No	7.0	Sin agitación	5 g (1.67%)	300

*En los tratamientos con agitación, dos matraces se incubaron con agitación y uno sin agitación.

5.3.1 Primera prueba: Evaluación del efecto del pH

Se preparó el medio base utilizando 20 g de harina de nopal por litro de agua destilada, equivalente a una concentración del 2% (p/v). la mezcla se calentó hasta ebullición durante 1 min con agitación y posteriormente se dejó reposar en refrigeración (4 °C) durante 12 h (Figura 12), permitiendo la separación de fases:

- ♦ **Fase superior (mucilaginosa):** de mayor viscosidad, correspondiente al mucílago rico en polisacáridos.
- ♦ **Fase inferior (líquida):** de menor viscosidad y mayor contenido acuoso.

A partir de la fase líquida obtenida (Figura 13), se tomaron 300 mL y se transfirieron a matraces Erlenmeyer de 500 mL. El pH del medio se ajustó a 5.6, 6.0 y 7.0 con NaOH 0.1 N antes de la esterilización (121 °C, 15 min).



Figura 12. Fases del sustrato líquido con *Opuntia ficus-indica*.

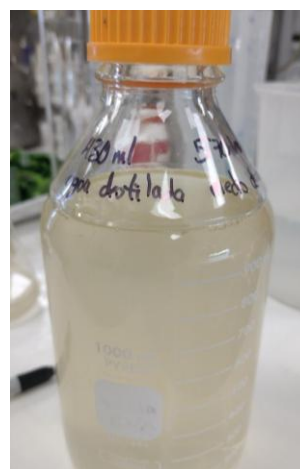


Figura 13. Sustrato líquido de *Opuntia ficus-indica*.

Cada tratamiento se preparó por triplicado. Posteriormente, los matraces fueron inoculados con 5 g del inóculo previamente descrito de *Pleurotus ostreatus* (1.67% p/v). Dos de los tres matraces por tratamiento se incubaron con agitación continua a temperatura ambiente (19-23 °C), mientras que el tercero se mantuvo en reposo en una incubadora a 23 °C.

El crecimiento micelial se monitoreó durante 30 días (Figura 14).

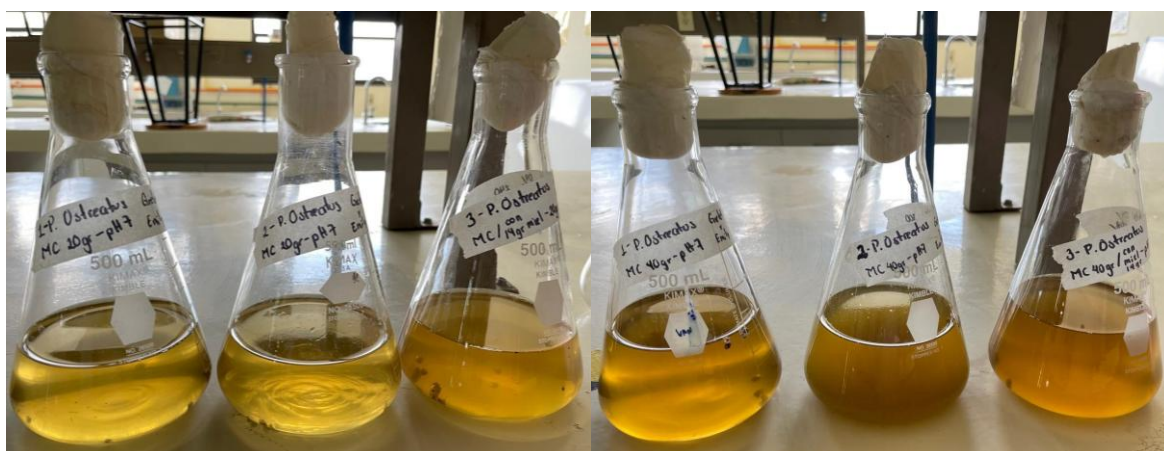


Figura 14. Matraces de Erlenmeyer inoculados con *Pleurotus ostreatus*.

5.3.2 Segunda prueba: Evaluación del efecto de la concentración de harina de nopal

Se evaluaron dos concentraciones del medio de cultivo: 2 % (20 g/L) y 4 % (40 g/L) de harina de nopal. A diferencia de la prueba anterior, no se realizaron las operaciones de decantación ni de centrifugación, empleándose la suspensión completa como medio de cultivo.

El pH del medio se ajustó a 7.0 con NaOH 0.1 N antes de la esterilización (121 °C, 15 min). Posteriormente, se transfirieron 300 mL de medio a matraces Erlenmeyer de 500 mL.

Cada tratamiento se preparó por triplicado y se inoculó con 5 g del inóculo previamente descrito de *Pleurotus ostreatus* (1.67% p/v), bajo condiciones asépticas. Los matraces se incubaron sin agitación a 23 °C en una incubadora. El crecimiento micelial se monitoreó durante 30 días.

5.4 Análisis de parámetros fisicoquímicos

5.4.1 Rendimiento

El rendimiento se determinó para evaluar la eficiencia del sustrato de nopal en la producción de cuerpos fructíferos frescos de *Pleurotus ostreatus*. Este procedimiento se llevó a cabo en el Laboratorio de Biotecnología 2 del edificio de Química de Alimentos.

El cálculo del rendimiento se realizó a partir del peso total de los hongos frescos cosechados, en relación con el peso del sustrato húmedo empleado en cada formulación, según el método propuesto por Salas Huamán (2019).

$$R(\%) = \left(\frac{\text{Peso total de hongo fresco cosechado (g)}}{\text{Peso del sustrato húmedo (g)}} \right) * 100$$

Una vez finalizados los periodos de incubación y fructificación, los cuerpos fructíferos obtenidos de cada sustrato fueron cosechados y pesados en una balanza

analítica (Ohaus Adventurer AR5120, EUA). De igual forma, se registró el peso del sustrato húmedo correspondiente para el cálculo del rendimiento (Figuras 15 y 16).



Figura 15. Cosechas de *Pleurotus ostreatus* obtenidas a partir de los diferentes sustratos.



Figura 16. Determinación del peso de los cuerpos fructíferos de *Pleurotus ostreatus* en los diferentes sustratos.

5.4.2 Determinación de actividad de agua (A_w)

La determinación de la actividad de agua (A_w) se realizó en cuerpos fructíferos frescos de *Pleurotus ostreatus*. El análisis se llevó a cabo en la Unidad Central de Laboratorios, utilizando un equipo AQUALAB TDL 2 (Water Activity Meter, USA), a una temperatura controlada de 25°C. Todas las muestras se analizaron por triplicado.

Para la preparación de la muestra, con ayuda de un cuchillo se cortó la parte interna del sombrero del hongo en trozos pequeños, a fin de obtener una muestra homogénea y adecuada para la lectura del equipo.

Posteriormente, una vez triturada la muestra, se colocaron entre 1 y 1.2 g en las copas de plástico del equipo, asegurando que el recipiente quedara completamente lleno, sin dejar espacios vacíos ni sobrepasar el límite indicado. Finalmente, la copa se colocó sobre la placa del AQUALAB, se cerró el equipo y se procedió a la lectura de la actividad de agua (Figura 17).



Figura 17. Determinación de la actividad de agua en setas.

La determinación de la actividad de agua se realizó únicamente en muestras frescas, ya que este parámetro está directamente relacionado con el contenido de humedad del producto en estado natural.

5.4.3 Determinación de humedad

La determinación de humedad se realizó de acuerdo con Gómez-Flores et al. (2019), con base en el método establecido en la norma NMX-F-083-1986, que consiste en el secado en estufa y la cuantificación de la pérdida de peso por evaporación de agua.

Para el análisis, los crisoles de porcelana se pesaron previamente en una balanza analítica (Sartorius, mod. BP221S, EUA) hasta obtener un peso constante. Posteriormente, se peso con precisión 5 g de seta fresca en cada crisol y se registró el peso inicial correspondiente (crisol + muestra).

Los crisoles con muestra se introdujeron en una estufa de secado (Barnstead/Thermolyne 9000, mod. OV47325, EUA) a 105 °C durante 8 h. Una vez transcurrido este tiempo, los crisoles se trasladaron a un desecador y se dejaron reposar durante 30 min hasta alcanzar la temperatura ambiente (23 °C). Finalmente, se registró el peso final del crisol con la muestra seca (Figura 18). Todas las determinaciones se realizaron por triplicado en el Laboratorio de Biotecnología 2 del edificio de Química de Alimentos.



Figura 18. Determinación de humedad en las muestras de *Pleurotus ostreatus* de los diferentes sustratos.

Para determinar el porcentaje de humedad se utilizó la siguiente ecuación (Gómez-Flores et al., 2019).

$$\% \text{ Humedad} = \left(\frac{P - P1}{P2} \right) * 100$$

Donde:

P = peso del crisol más la muestra húmeda en gramos

P1 = peso del crisol más la muestra seca en gramos

P2 = peso en gramos de la muestra.

5.4.4 Obtención de harina de setas (*Pleurotus ostreatus*)

La harina se obtuvo a partir de los cuerpos fructíferos de *Pleurotus ostreatus*, recolectados de los sustratos CS (control: paja de cebada), MS (paja de cebada con mucílago de nopal) y NS (paja de cebada con nopal esterilizado), correspondientes al cultivo en sustrato sólido.

Para facilitar una deshidratación uniforme, las setas se cortaron en trozos pequeños con un cuchillo y se colocaron en una bandeja de aluminio (Figura 19). Posteriormente, se deshidrataron en una estufa (Barnstead/Thermolyne 9000 mod. OV47325, EUA) a 40°C durante 24 h (Cardona-Soberao et al., 2023). Transcurrido

este tiempo, las setas deshidratadas se trituraron en una procesadora (Waring, mod. 7010S, EUA) hasta obtener una harina homogénea (Figura 20).



Figura 19. Trozos de seta *Pleurotus ostreatus*.



Figura 20. Obtención de la harina de setas.

La harina obtenida se almacenó en bolsas herméticas tipo Ziploc®, las cuales se colocaron dentro de un recipiente de plástico, manteniéndose en condiciones secas y protegidas de la humedad hasta su posterior análisis fisicoquímico. La harina de *Pleurotus ostreatus* obtenida se utilizó para determinar el contenido de proteína y los parámetros de color.

5.4.5 Determinación de proteína

La determinación de proteína se realizó en la Unidad Central de Laboratorios, mediante el método de Kjeldahl (AOAC, 2023). La técnica se distingue por la aplicación de ebullición y ácido sulfúrico (H_2SO_4) concentrado, que lleva a cabo la descomposición oxidativa de la materia orgánica presente en la muestra, transformando el nitrógeno orgánico en amoníaco (NH_3), el cual en medio ácido se protona a ion amonio (NH_4^+), quedando retenido en forma de sulfato de amonio ($(\text{NH}_4)_2\text{SO}_4$), permitiendo su determinación directamente en la muestra o mediante destilación alcalina y titulación (Romero, 1997).

El método consta de tres diferentes etapas:

Digestión

En esta etapa se colocó 1 g de harina de *Pleurotus ostreatus* en tubos de digestión Kjeldahl, a los que se les añadió 7.5 g de catalizador (K_2SO_4 90%, $CuSO_4$ 10%) y 20 mL de ácido sulfúrico (H_2SO_4). El tubo se colocó en la unidad de digestión y en el bloque calefactor (VELP SCIENTIFICA DKL 8 Heating Digester); la mezcla se calentó a 350-408°C durante 1 h. Una vez transcurrido el tiempo, se dejó enfriar la muestra a temperatura ambiente y se añadieron 50 mL de agua destilada (Figuras 21 y 22).



Figura 21. Muestras colocadas en el digestor.



Figura 22. Muestras digeridas.

Destilación

A la muestra digerida se le agregaron 50 mL de hidróxido de sodio (NaOH) al 32% para neutralizar el pH, mientras que en matraces Erlenmeyer de 250 mL se vertieron 30 mL de la solución de ácido bórico al 4% (con indicadores rojo de metilo y verde de bromocresol ya agregados).

Posteriormente, se llevaron las muestras digeridas a un equipo de destilación rápida (VELP SCIENTIFICA UDK 129 Distillation Unit) con hidróxido de sodio (NaOH) al 18% (Figura 23).



Figura 23. Muestras durante el proceso de destilación.

Valoración

Las muestras obtenidas de la destilación, se titularon con ácido clorhídrico (HCl) al 0.1 N valorado y se registra el volumen gastado de HCl (Figura 24). Se contó con una muestra control o blanco, cada muestra se realizó por triplicado. El factor de conversión usado fue 4.38, específico para hongos, el cual se emplea en sustitución del factor general 6.25 debido a la presencia significativa de nitrógeno no proteico (como quitina y ácidos nucleicos), que puede ocasionar una sobreestimación del contenido proteico cuando se utiliza el factor convencional (Scholtmeijer et al., 2023). Por lo tanto, se utilizó la siguiente fórmula para determinar el porcentaje de proteína (Gómez-Flores et al., 2019).



Figura 24. Muestras destiladas con HCl al 0.1N.

$$\% \text{ Proteína} = \left(\frac{V * N(\text{valorado}) * 0.014 * 100}{M} \right) * 4.38$$

Donde:

V = volumen de ácido clorhídrico gastado en la titulación de la muestra.

N = normalidad del ácido clorhídrico valorado.

0.014 = masa equivalente del nitrógeno.

M = peso de la muestra en gramos.

4.38 = Valor específico para hongos.

5.4.6 Determinación de color

La determinación del color se realizó en las harinas de *Pleurotus ostreatus* obtenidas a partir de los diferentes sustratos de cultivo sólido. El análisis se realizó en la Unidad Central de Laboratorios, utilizando un colorímetro HunterLab (HunterLab MiniScan EZ 4500 L, EUA).

Previo a la medición, el equipo se calibró de acuerdo con las especificaciones del fabricante. Las muestras de harina se colocaron en recipientes adecuados para asegurar una superficie homogénea y se realizaron las mediciones por triplicado para cada formulación (Figura 25). Las mediciones se efectuaron utilizando el iluminante D65 y un ángulo de observador de 10°.



Figura 25. Determinación de color en harina de *Pleurotus ostreatus*.

Los parámetros de color se expresaron en el sistema CIELab, obteniendo los valores de L^* (luminosidad), a^* (eje rojo-verde) y b^* (eje amarillo-azul). Posteriormente, estos valores se convirtieron al sistema RGB (rojo, verde y azul) mediante el convertidor ColorDesigner.io, con el fin de ilustrar visualmente las diferencias de color entre los distintos sustratos de harina de *Pleurotus ostreatus*.

5.5 Análisis de datos

Se calculó la media y desviación estándar de los datos obtenidos en cada análisis. Para el análisis de varianza de un solo factor, la comparación múltiple de medias (0.05), y la prueba post hoc (Tukey) se utilizó el programa estadístico Statgraphics Centurion XVI.I.

6 Resultados y discusión

6.1 Cultivo en sustrato sólido

En la Tabla 6 se presentan los resultados fisicoquímicos obtenidos en el cultivo sólido de *Pleurotus ostreatus* en los diferentes sustratos evaluados. Se incluyen parámetros como rendimiento, actividad de agua (A_w), humedad, contenido de proteína y color. Asimismo, se observa que en el sustrato NE no se presentó formación de cuerpos fructíferos.

Tabla 6. Resultados fisicoquímicos de *Pleurotus ostreatus* en diferentes sustratos evaluados en cultivo sólido.

Sustratos	Rendimiento (%)	A_w	Humedad (%)	Proteína (% bs)	Color		
					L^*	a^*	b^*
CS	5.04 ± 0.16^a	0.99 ± 0.01^a	76.88 ± 0.72^a	18.13 ± 0.73^b	80.90 ± 0.68^a	-0.14 ± 0.09^b	24.36 ± 0.42^b
MS	14.89 ± 0.32^b	0.99 ± 0.02^a	74.87 ± 1.60^a	16.90 ± 0.32^a	82.70 ± 1.91^a	-0.10 ± 0.45^b	25.88 ± 0.96^c
NS	6.39 ± 0.70^a	1.00 ± 0.00^a	86.74 ± 1.56^b	24.40 ± 0.56^c	85.60 ± 0.57^b	-0.69 ± 0.12^a	17.88 ± 0.35^a
NE	-	-	-	-	-	-	-

bs: base seca

*Letras diferentes en la misma columna indican diferencias significativas entre sustratos ($p \leq 0.05$) según la prueba de Tukey ($n=3$).

Sustratos: CS: paja (control); MS: paja + mucílago de nopal; NS: paja + nopal esterilizado; y NE: nopal esterilizado.

Sustrato NE: No presentó formación de cuerpos fructíferos.

En términos de rendimiento, el análisis estadístico mostró diferencias significativas entre sustratos ($p \leq 0.05$). El sustrato MS presentó el mayor rendimiento ($14.89 \pm 0.32 \%$), mientras que NS ($6.39 \pm 0.70 \%$) y CS ($5.04 \pm 0.16 \%$) no mostraron diferencias significativas entre sí. Lo que sugiere que la adición de mucílago de nopal favoreció la producción de cuerpos fructíferos, posiblemente debido a una mejor retención de humedad. En contraste, la incorporación de nopal entero (NS) no mejoró significativamente el rendimiento respecto al control, lo que podría estar relacionado con alteraciones en la estructura física del sustrato o en la relación carbono/nitrógeno.

Al comparar estos resultados con lo reportado por López et al. (2021), quienes obtuvieron un rendimiento máximo de 26.9% utilizando paja de maíz, se observa que los valores del presente estudio fueron inferiores. De manera similar, Salas-Huamán (2019) reportó un rendimiento máximo de 25.42% en *Pleurotus djamor* cultivado sobre paja de arroz. La menor productividad observada podría estar asociada a diferencias en la composición del sustrato. En particular, la paja es un material lignocelulósico caracterizado por una elevada proporción de carbono y un bajo contenido de nitrógeno, por lo que variaciones en la relación carbono/nitrógeno (C/N) pueden influir en el crecimiento micelial, la disponibilidad de nutrientes y la formación de cuerpos fructíferos (Silva et al., 2024). De igual forma, las diferencias en las condiciones de cultivo y en la eficiencia de los nutrientes también podrían haber contribuido a las variaciones observadas en el rendimiento.

La ausencia de fructificación en el sustrato NE puede explicarse por el hecho de que las especies del género *Pleurotus* son hongos lignocelulolíticos, cuya capacidad metabólica está orientada a la degradación de compuestos estructurales como la celulosa, la hemicelulosa y la lignina presentes en residuos agrícolas (Fernández-Fueyo et al., 2016). En este sentido, sustratos con bajo contenido de estos componentes, como el nopal, no proporcionan un soporte adecuado ni los nutrientes necesarios para el desarrollo y formación de cuerpos fructíferos. Además, la ausencia de fructificación podría estar relacionada con la edad de los cladodios utilizados, ya que se ha reportado que, conforme aumenta la madurez de *Opuntia*

ficus-indica, se incrementa el contenido de fibra y disminuyen la concentración de proteína y la digestibilidad del tejido vegetal (Pinos-Rodríguez et al., 2010), lo que podría afectar la disponibilidad de nutrientes necesarios para el crecimiento y la fructificación de *Pleurotus ostreatus*.

En la actividad de agua (A_w), de acuerdo con el análisis de varianza no se encontró diferencia significativa ($p \geq 0.05$), pues los valores obtenidos son característicos de los cuerpos fructíferos de hongos frescos, los cuales presentan alta disponibilidad de agua debido a su elevado contenido de humedad. Estos valores se encuentran dentro del rango reportado para especies del mismo género. De acuerdo con Suhaili et al. (2021), *Pleurotus sajor-caju* presentó una A_w de 0.98 a temperatura ambiente (25°C), valor apenas 0.01 menor que el observado en *P. ostreatus* en este estudio.

Respecto a la humedad, los resultados muestran una diferencia significativa ($p \geq 0.05$) en el contenido de humedad del sustrato NS del 86.74 ± 1.56 % respecto a las otras dos. Mientras que las formulaciones CS y MS mostraron valores más bajos, con una diferencia de solo 2.01% entre sí.

Diversos estudios han reportado valores de humedad en *Pleurotus spp.* cultivado en diferentes sustratos. Por ejemplo, Tolera y Abera (2017) encontraron un porcentaje de 88.75% en muestras cultivadas en desechos de semillas de algodón, lo cual es similar al valor obtenido en el sustrato NS. Asimismo, Sopanrao et al., (2010) reportaron porcentajes de humedad entre 88.51% y 89.88% en sustratos de paja de soya, arroz y trigo, valores comparables con el sustrato NS.

Las diferencias en los valores de humedad entre los sustratos podrían atribuirse a dos factores principales: el tiempo de cosecha y el tipo de sustrato. Las muestras de los sustratos CS y MS fueron cosechadas una semana antes del análisis y almacenadas en refrigeración a 4 °C, mientras que el sustrato NS fue cosechado solo dos días antes, lo que pudo influir en su mayor retención de humedad. Además, el sustrato desempeña un papel clave en este comportamiento. Aunque la paja es considerada un sustrato ideal para el cultivo de setas (Gaitán-Hernández et al., 2006), el nopal posee un sistema fotosintético adaptado que le permite una producción más eficiente por unidad de materia seca y agua utilizada (Torres-Ponce

et al., 2015), lo que podría haber favorecido una mayor retención de humedad en el sustrato NS.

En el caso de la proteína, presentó diferencias estadísticamente significativas ($p \leq 0.05$) entre los sustratos evaluados, lo que evidencia un efecto directo de la composición del sustrato sobre este parámetro nutricional. El sustrato NS mostró el mayor contenido de proteína en base seca ($24.40 \pm 0.56 \%$), seguido de CS ($18.13 \pm 0.73 \%$) y MS ($16.90 \pm 0.32 \%$).

Considerando que estos valores se expresan en base seca, se realizó su conversión a base húmeda para una mejor interpretación en términos del producto fresco. En este sentido, los contenidos de proteína corresponden aproximadamente a 3.24 % para NS, 4.19 % para CS y 4.25 % para MS, lo que indica que, aunque NS presenta el mayor valor en base seca, su alto contenido de humedad influye en la proporción final de proteína en base húmeda.

Estudios previos, como el de Portilla-Segura et al. (2019), reportaron contenidos de proteína en *P. ostreatus* de 26.75% utilizando paja de trigo, y de 21.56% con paja de frijol, valores comparables a los obtenidos en el sustrato NS del presente estudio. Por su parte, López et al. (2021) informaron un 10.07% de proteína en setas cultivadas en paja de maíz, resultado inferior a los sustratos CS y MS de esta investigación. En contraste, Beltrán-Delgado et al. (2021) reportaron un contenido de 48.7%, posiblemente asociado a la mayor disponibilidad de nitrógeno en el sustrato empleado (pulpa de café).

Las variaciones en el contenido de proteína entre estudios pueden atribuirse a múltiples factores, entre ellos el tipo de sustrato utilizado, la disponibilidad de nutrientes y las condiciones de cultivo, en particular la temperatura de incubación. Por ejemplo, Portilla-Segura et al. (2019) incubaron sus cultivos a 27°C, mientras que López et al. (2021) trabajaron entre 19 y 24°C. En el presente estudio, los sustratos fueron incubados a una temperatura entre 20 y 23°C.

Al comparar los sustratos utilizados en esta investigación, se observa que la adición de nopal entero al sustrato tuvo un efecto positivo y significativo ($p \leq 0.05$) sobre el

contenido de proteína, alcanzando valores aproximadamente 34.66% mayores que el sustrato CS y 44.39% mayores que el sustrato MS. Este efecto puede atribuirse a que el nopal entero aporta una matriz más rica en compuestos nitrogenados, fibra insoluble y micronutrientes esenciales (Luna-Zapién et al., 2023), lo que favorece el desarrollo del micelio y la síntesis proteica. En contraste, el mucílago, al ser principalmente una fibra soluble con menor aporte de nitrógeno (Reyes-Buendía et al., 2011), no proporciona el mismo soporte nutricional que el nopal completo, lo que puede limitar la acumulación de proteína en el hongo.

En cuanto al color, los valores de L^* , a^* y b^* mostraron diferencias significativas entre los sustratos; sin embargo, estas variaciones fueron poco perceptibles a nivel visual. En general, todas las harinas presentaron alta luminosidad (L^*), valores de a^* cercanos a cero (tonalidades neutras) y predominio de tonalidades amarillentas (b^* positivos), lo cual coincide con lo reportado para harinas de *Pleurotus ostreatus*. Por ejemplo, Bermúdez-Gómez et al. (2024) reportaron valores de L^* entre 78.36 ± 0.84 y 84.03 ± 0.26 , a^* entre 0.98 ± 0.09 y 2.10 ± 0.11 y b^* entre 16.53 ± 0.23 y 21.15 ± 0.19 en harinas obtenidas a partir de este hongo cultivado en paja de trigo, lo cual concuerda con los resultados del presente estudio, especialmente en los sustratos CS y NS.

En este sentido, el sustrato NS presentó los valores más altos de luminosidad, lo cual podría estar relacionado con su contenido de mucílagos y fibra soluble (Diego-Zarate et al., 2021), mientras que CS mostró los valores más bajos, posiblemente debido a la presencia de compuestos fenólicos y carotenoides en la paja (Beltrán-Delgado et al., 2024). No obstante, estas diferencias no fueron perceptibles a simple vista, como se observa en la Figura 26, donde las tonalidades resultan muy similares para el ojo humano. Esto sugiere que, aunque el tipo de sustrato influye en los parámetros instrumentales de color, su impacto en la apariencia final del producto es limitado.



Figura 26. Paleta de color generada a partir de los parámetros cromáticos (L^* , a^* , b^*) de las harinas de *Pleurotus ostreatus*.

Las ligeras variaciones observadas pueden atribuirse tanto a la composición del sustrato como al estado de maduración de los cuerpos fructíferos al momento de la cosecha, ya que se ha reportado que los hongos tienden a oscurecerse a medida que avanza su desarrollo (Montañez et al., 2004). Asimismo, el proceso de deshidratación previo a la molienda puede favorecer reacciones de pardeamiento que influyen en la coloración final de la harina (Bermúdez-Gómez et al., 2024).

Cabe señalar que el análisis de color se realizó sobre harina obtenida a partir de setas previamente deshidratadas y posteriormente trituradas, por lo que los valores registrados corresponden al producto seco final.

6.2 Cultivo líquido sumergido

Se realizó una primera prueba de cultivo líquido sumergido para evaluar el efecto de tres valores de pH (5.6, 6 y 7) en dos condiciones: con agitación continua y sin agitación. El pH de 5.6 correspondió al valor natural del medio de cultivo sin ajuste. Las muestras se incubaron a temperatura ambiente (23 °C) y se les dio seguimiento durante tres semanas mediante observación visual.

Durante la primera semana, los matraces sometidos a agitación continua presentaron un desarrollo visible de biomasa micelial, mientras que los de sin agitación no mostraron cambios apreciables. En la segunda semana, el crecimiento

en los matraces con agitación no mostró un incremento adicional evidente, mientras que en los matraces sin agitación comenzó a observarse el desarrollo de micelio, particularmente en los tratamientos con pH 5.6 y 7 (Figura 27).

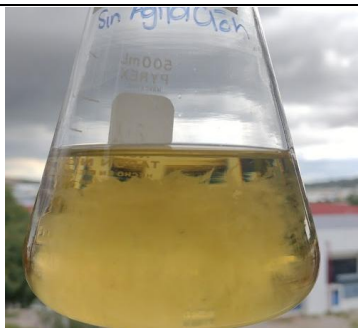
	Matraces sometidos a agitación continua		
	pH 5.6	pH 6	pH 7
Primera semana			
	Matraces sin agitación		
	pH 5.6		pH 7
Segunda semana			

Figura 27. Crecimiento micelial de *Pleurotus ostreatus* en medio líquido bajo diferentes condiciones de pH y de agitación.

Para la tercera semana, se decidió concluir el experimento para evitar la contaminación microbiológica. En este punto, los matraces con agitación continua presentaron turbidez y una ligera coloración amarillenta del medio, sin observarse un aumento adicional de la biomasa respecto a la primera semana. En contraste, los matraces sin agitación mostraron un desarrollo progresivo, aunque limitado, de biomasa micelial, sin cambios de coloración en el medio.

Debido a que la biomasa obtenida fue insuficiente para su recuperación y cuantificación, no fue posible determinar el rendimiento del cultivo en masa seca ni

en húmeda. Por lo tanto, los resultados de esta prueba se consideran cualitativos y se basan únicamente en observaciones visuales del crecimiento (Figura 28).

pH	Con agitación continua (n= 2) / Sin agitación (n=1)
5.6	 
6	 

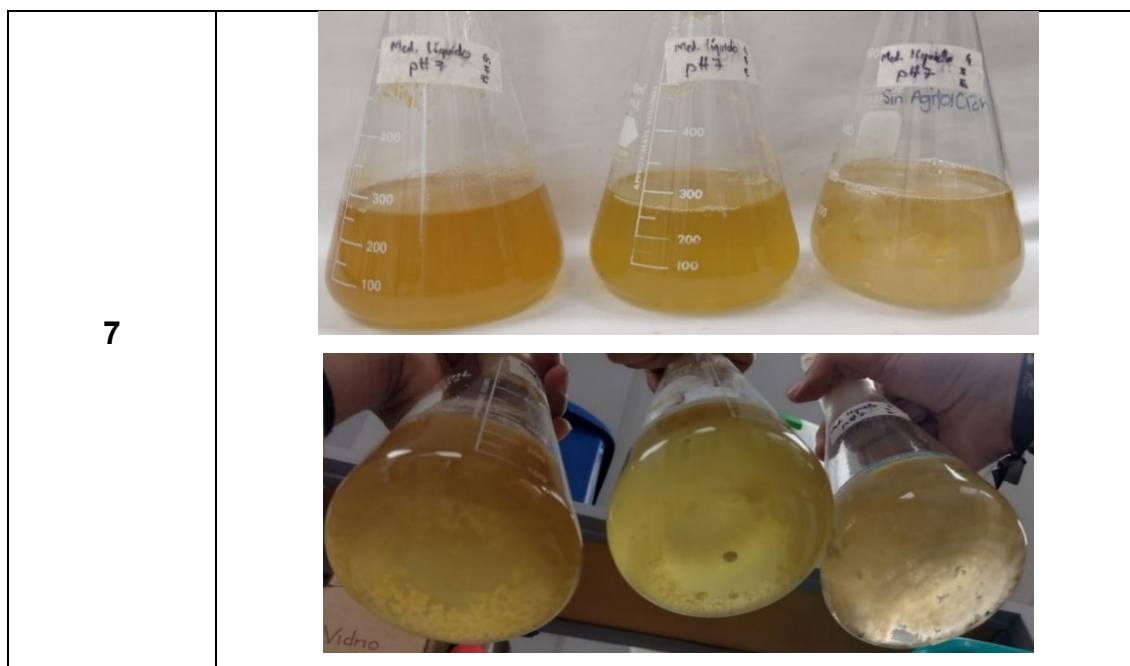


Figura 28. Evaluación visual del crecimiento micelial de *Pleurotus ostreatus* en cultivo líquido a distintos pH (5.6, 6 y 7), con y sin agitación.

En términos generales, se observó que el crecimiento del micelio ocurrió de forma más tardía pero progresiva en condiciones sin agitación, mientras que la agitación continua favoreció un desarrollo inicial, pero sin incremento posterior y con cambios en la apariencia del medio.

De acuerdo con lo reportado en la literatura, el crecimiento de *Pleurotus ostreatus* se favorece en un rango de pH ligeramente ácido (5–6) (Pant et al., 2020), lo cual coincide parcialmente con lo observado en este estudio, donde el desarrollo micelial fue visible a pH 5.6 y 7, pero no a pH 6. Sin embargo, las condiciones evaluadas no permitieron obtener suficiente biomasa para establecer conclusiones definitivas.

En una segunda prueba experimental, no se observó desarrollo visible de micelio durante las dos primeras semanas. Posteriormente, se detectó contaminación microbológica, evidenciada por la presencia de moho en la superficie del medio, por lo que las muestras fueron descartadas. Este resultado sugiere que las condiciones del sistema, en particular la composición del medio y la posible carga orgánica, favorecieron el desarrollo de microorganismos contaminantes, lo cual ya se ha reportado en sistemas de cultivo similares (Flores et al., 2010).

7 Conclusiones

Este estudio evaluó el crecimiento y características fisicoquímicas de *P. ostreatus* cultivado en sistemas sólidos y líquidos suplementados con residuos de *Opuntia ficus-indica*, con el fin de explorar su viabilidad como sustrato alternativo. En conjunto, los resultados confirman que la formulación del sustrato y las condiciones de cultivo influyen directamente en el desarrollo micelial, el rendimiento y la calidad del hongo producido.

En el cultivo sólido, los diferentes sustratos (CS, MS, NS y NE) mostraron efectos contrastantes en los parámetros evaluados. El sustrato NS (paja con nopal esterilizado) destacó por presentar la mayor actividad de agua, mayor contenido de humedad y proteína, así como una mayor luminosidad (L^*) de la harina obtenida, lo que evidencia el potencial del nopal como componente que contribuye al mejoramiento del valor nutricional del hongo.

En contraste, el sustrato MS (paja con mucílago) mostró el mayor rendimiento en términos de producción de biomasa, aunque con menor contenido proteico, lo que sugiere que la parte soluble del nopal favorece la productividad, pero no necesariamente el enriquecimiento nutricional.

Por su parte, la ausencia de fructificación en el sustrato NE confirma la importancia de contar con una matriz lignocelulósica estructural que permita el adecuado desarrollo del micelio y la formación del cuerpo fructífero, resaltando el papel fundamental de la paja como soporte físico y fuente de carbono estructural.

En el cultivo líquido sumergido, las pruebas realizadas sugieren que variables como el pH, la agitación y la concentración de sustrato influyen en el crecimiento micelial. La agitación favoreció un desarrollo inicial visible; sin embargo, este no se mantuvo con el tiempo y se asoció con cambios en la apariencia del medio, como turbidez y coloración. En contraste, los sistemas sin agitación mostraron un crecimiento más lento, pero progresivo. No obstante, la biomasa obtenida fue insuficiente para su recuperación y cuantificación, por lo que no fue posible evaluar el rendimiento del sistema.

Asimismo, se observó que concentraciones elevadas de harina de nopal y la falta de control de las condiciones del sistema favorecieron la contaminación microbiana, lo que limitó el desarrollo del cultivo. En este sentido, los resultados del sistema líquido se consideran preliminares y evidencian la necesidad de optimizar las condiciones de operación.

De manera integral, esta investigación demuestra el potencial del nopal como recurso local y sostenible para el cultivo de *P. ostreatus*, ya que su incorporación permite modificar tanto la productividad como la calidad nutricional del hongo, según la fracción utilizada y el sistema de cultivo. Los resultados evidenciaron una posible relación entre el rendimiento y el contenido proteico: mientras que la adición de mucílago de nopal favoreció la producción de biomasa, la incorporación de nopal esterilizado permitió obtener hongos con mayor contenido proteico.

En este sentido, no se identificó un sustrato universalmente superior, sino estrategias con aplicaciones distintas. El sustrato con mucílago de nopal resulta más adecuado cuando el objetivo es maximizar la productividad del cultivo, mientras que la adición de nopal esterilizado representa una alternativa prometedora para incrementar el valor nutricional del producto final. Por lo tanto, la selección del sustrato debe realizarse en función de las necesidades específicas del sistema de producción y del mercado al que se destine el hongo.

Finalmente, se recomienda profundizar en la optimización del cultivo líquido, en particular en el control del pH, la concentración del sustrato y las condiciones de agitación, así como en la implementación de estrategias que reduzcan la contaminación microbiana. Asimismo, futuras investigaciones podrían explorar combinaciones del nopal con otros residuos agroindustriales, con el fin de mejorar simultáneamente la eficiencia productiva y la calidad nutricional del hongo obtenido.

8 Bibliografía

- Aldavero Peña, A. C. (2014). Estudio de la capacidad antioxidante y el contenido en beta-(1, 3-1, 6-) glucanos de diversas setas comestibles de castilla y león.
- Anguiano, A. C. R. (2009). Estudio de las propiedades bioactivas de hongos comestibles para el diseño de productos cárnicos funcionales (Doctoral dissertation, Tese de Doutorado).
- AOAC Official Method 976.06. Protein (Crude) in Animal Feed and Pet Food: Semiautomated Method', in Nancy J Wendt Thiex (ed.), Protein, in Dr. George W Latimer, Jr. (ed.), Official Methods of Analysis of AOAC INTERNATIONAL, 22nd Edition (New York, 2023; online edn, AOAC Publications, 4 Jan. 2023), <https://doi.org/10.1093/9780197610145.003.1398>, accessed 15 June 2026.
- Bak, K. H., Bauer, S., Rattner, J., Wagner, M., & Ludewig, M. (2023). Nutritional properties, microbial and sensory quality, and formation of biogenic amines in wild-grown mushrooms (*Cantharellus cibarius* & *Boletus edulis*) from Austrian local markets. Food Chemistry Advances, 2, 100193.
- Bakratsas, G., Polydera, A., Katapodis, P., & Stamatis, H. (2021). Recent trends in submerged cultivation of mushrooms and their application as a source of nutraceuticals and food additives. Future Foods, 4, 100086.
- Balbi, M., Fabeni, F., Lazinski, L., Melo, A., Souza, H., & ²Professora de Bromatologia, D. C. D. (2013). Análise nutricional e perfil aminoacídico de cogumelos shitake (*Lentinus edodes*, *Agaricaceae*). Visão Acadêmica, 14(4), 49-60.
- Beltrán-Delgado, Y., Morris-Quevedo, H., Llauradó-Maury, G., Bermúdez-Savón, R. C., & García-Oduardo, N. (2020). Procedimientos para la producción de setas del género *Pleurotus* con potencial aplicación farmacológica. Revista Cubana de Química, 32(2), 245-261.
- Beltrán-Delgado, Y., Morris-Quevedo, H., Daliannis Domínguez, O., Batista Corbal, P., & Llaurado Maury, G. (2021). COMPOSICIÓN MICOQUÍMICA Y ACTIVIDAD ANTIOXIDANTE DE LA SETA *Pleurotus ostreatus* EN DIFERENTES ESTADOS DE CRECIMIENTO. Acta Biológica Colombiana, 26(1).
- Beltrán-Delgado, Y., Morris-Quevedo, H. J., Perraud Gaime, I., Rojas Vargas, J. A., Ferrer Romero, J. C., Fong Lores, O., ... & Yebra Díaz, M. I. (2024). Composición de fenoles y propiedades antioxidantes de la seta *Pleurotus ostreatus*. Aplicación en alimentos funcionales. Anales de la Academia de Ciencias de Cuba, 14(4).

- Bentil, J.A., Thygesen, A., Mensah, M. et al. Cellulase production by white-rot *basidiomycetous* fungi: solid-state versus submerged cultivation. *Appl Microbiol Biotechnol* 102, 5827–5839 (2018). <https://doi.org/10.1007/s00253-018-9072-8>
- Bermúdez-Gómez, P., Fernández-López, J., Pérez-Clavijo, M., & Viuda-Martos, M. (2024). Optimización del procesamiento de subproductos de hongos (*Agaricus bisporus* y *Pleurotus ostreatus*) para el desarrollo de harinas funcionales. *Foods*, 13 (24), 4046. <https://doi.org/10.3390/foods13244046>
- Boa, E. (2005). Los Hongos Silvestres Comestibles: Perspectiva Global de Su USO E Importancia Para la Poblacion (Productos Forestales No Madereros) (Vol. 17). Food & Agriculture Org.
- Cabrera-Salinas, M. S., & Moeller-Chávez, G. E. (1974). Producción comparativa de micelio de *Pleurotus ostreatus* por el método de cultivo sumergido, con fines alimenticios humanos.
- Cardona Soberao, Y. R., Crespo Zafra, L. M., Matos Mosqueda, L., Puig Fernández, Y., & Pérez Sánchez, A. (2023). Secado y rehidratación de la seta comestible *Pleurotus ostreatus*. *Ciencia y Tecnología de Alimentos*, 32(3), 29-34. <https://revcitecal.iiia.edu.cu/revista/index.php/RCTA/article/view/405>
- Diego-Zarate, Lizbeth Malleli, Méndez-Zamora, Gerardo, Rivera-De Alba, Jocelyn Abigail, & Flores-Girón, Emmanuel. (2021). Efecto del nopal (*Opuntia* spp) deshidratado en polvo sobre las propiedades fisicoquímicas y sensoriales de salchichas Viena. *Biotecnia*, 23(2), 89-95. Epub 05 de septiembre de 2022. <https://doi.org/10.18633/biotecnia.v23i2.1377>
- Effiong, M. E., Umeokwochi, C. P., Afolabi, I. S., & Chinedu, S. N. (2024). Assessing the nutritional quality of *Pleurotus ostreatus* (oyster mushroom). *Frontiers in nutrition*, 10, 1279208.
- Elisashvili, V. I. (2012). Submerged cultivation of medicinal mushrooms: bioprocesses and products. *International journal of medicinal mushrooms*, 14(3).
- Fazenda, M. L., Seviour, R., McNeil, B., & Harvey, L. M. (2008). Submerged culture fermentation of “higher fungi”: the macrofungi. *Advances in applied microbiology*, 63, 33-103.
- Fazenda, M. L., Harvey, L. M., & McNeil, B. (2010). Effects of dissolved oxygen on fungal morphology and process rheology during fed-batch processing of *Ganoderma lucidum*. *Journal of microbiology and biotechnology*, 20(4), 844-851.

- Fernández, P., Haza, A. I., & Morales, P. (2020). Propiedades funcionales de hongos comestibles. *Agro sur*, 48(1), 11-24.
- Fernández-Fueyo, E., Ruiz-Dueñas, F.J., López-Lucendo, M.F. et al. A secretomic view of woody and nonwoody lignocellulose degradation by *Pleurotus ostreatus* *Biotechnol Biofuels* 9, 49 (2016). <https://doi.org/10.1186/s13068-016-0462-9>
- Flores, C., Casasanero, R., Trejo-Hernández, MR, Galindo, E., & Serrano-Carreón, L. (2010). Producción de lacasas por *Pleurotus ostreatus* en fermentación sumergida en cocultivo con *Trichoderma viride*. *Revista de microbiología aplicada*, 108 (3), 810-817.
- Gaitán-Hernández, R., Salmones, D., Pérez-Merlo, R., & Mata, G. (2006). Manual práctico del cultivo de setas: aislamiento, siembra y producción. Instituto de Ecología, AC, Xalapa, México.
- García-Oduardo, N., Bermúdez-Savón, RC, & Serrano-Alberni, M. (2011). FORMULACIONES DE SUSTRATOS EN LA PRODUCCIÓN DE SETAS COMESTIBLES *PLEUROTUS*. *Tecnología Química*, XXXI (3), 15-22.
- Gómez-Flores, Liliana de Jesús, Martínez-Ruiz, Nina del Rocío, Enríquez-Anchondo, Irma Delia, Garza-Ocañas, Fortunato, Nájera-Medellín, Jesús Alejandro, & Quiñónez-Martínez, Miroslava. (2019). Análisis proximal y de composición mineral de cuatro especies de hongos ectomicorrízicos silvestres de la Sierra Tarahumara de Chihuahua. *TIP. Revista especializada en ciencias químico-biológicas*, 22, e184. Epub 04 de marzo de 2020. <https://doi.org/10.22201/fesz.23958723e.2019.0.184>
- Goyal, R., Grewal, R. B., & Goyal, R. K. (2006). Nutritional attributes of *Agaricus bisporus* and *Pleurotus sajor caju* mushrooms. *Nutrition and Health*, 18(2), 179-184.
- Kumar, M., Tomar, M., Potkule, J., Verma, R., Punia, S., Mahapatra, A., ... & Kennedy, J. F. (2021). Advances in the plant protein extraction: Mechanism and recommendations. *Food Hydrocolloids*, 115, 106595.
- López, A. V., Cotrina, D. C., & Vargas, C. T. (2023). Rendimiento del hongo comestible *Pleurotus ostreatus* cultivado en diferentes sustratos a base de residuos agroindustriales de la ciudad de Tacna. *Revista Ciencias Biológicas y Ambientales*, 2(1), 3-9.
- Luna-Zapién, E. A., Zegbe, J. A., Meza-Velázquez, J. A., & Minjares-Fuentes, R. (2023). Mucílago de nopal (*Opuntia* spp.) y su aplicación como aditivo alimentario: una visión general. *Revista fitotecnica mexicana*, 46(1), 51-61.

- Maki-Díaz, G., Pena-Valdivia, C. B., García-Nava, R., Lourdes Arevalo-Galarza, M., Calderón-Zavala, G., & Anaya-Rosales, S. (2015). Physical and chemical characteristics of cactus stems (*Opuntia ficus-indica*) for exportation and domestic markets. *Agrociencia*, 49(1).
- Minotto, E., Bernardi, E., Wille, C. N., & Nascimento, J. D. (2014). Mycelial growth of *Agaricus bisporus* in culture media and alternative substrates. *Revista de la Facultad de Agronomía, la Plata*, 113(1), 66-72. <https://revistas.unlp.edu.ar/revagro/article/view/20534>
- Montañez, O. D., Ortega, M. E., Cobos, M. A., Larque, A., & García, J. E. (2004). Efecto de la alimentación con paja de trigo tratada con *Pleurotus florida* en la flora ruminal de ovinos. *Revista Cubana de Ciencia Agrícola*, 38(3), 249-257.
- Niu, L., Yuan, H., Gong, F., Wu, X., & Wang, W. (2018). Protein extraction methods shape much of the extracted proteomes. *Frontiers in plant science*, 9, 802.
- Novelo, M. L., Segura, A. A., Góngora-Huicochea, C., & Catzim-Navarrete, P. R. (2024). ACTIVIDAD ANTIOXIDANTE DE LA ERGOTIONEINA DE LOS HONGOS COMESTIBLES. *AvaCient*, 4(2), 134-145.
- Ocampo-Ochoa, F., Riveros-Cañas, R. A., & Roldán-Cruz, E. I. (2017). Caracterización del SIAL nopal verdura y fruta en el estado de Hidalgo, México. Instituto Interamericano de Cooperación para la Agricultura. http://www.elcolegiodehidalgo.edu.mx/descargas/publicaciones/SIAL_diagnostico.pdf
- OpenAI. (2026). ChatGPT (modelo GPT-5.5) [Modelo de lenguaje de inteligencia artificial]. <https://chatgpt.com>
- Pant, A., Kumar, V., Bisht, S. S., Upadhyay, S., & Bahuguna, P. (2020). Effect of different media, pH and temperature on growth of *Pleurotus ostreatus*. *J Bio Innov*, 9(2), 132-40.
- Pérez-Chávez, A. M., Mayer, L., & Albertó, E. (2019). Mushroom cultivation and biogas production: A sustainable reuse of organic resources. *Energy for Sustainable Development*, 50, 50-60.
- Petre, M., & Petre, V. (2016). Biotechnology of mushroom growth through submerged cultivation. In *Mushroom biotechnology* (pp. 1-18). Academic Press.
- Pineda-Insuasti, J., Soto-Arroyave, C., Guzmán-Torres, R., Santiago-Vispo, N., Huaca-Pinchao, J., Duarte-Trujillo, S., & Pineda-Soto, A. (2016). Producción de hongo ostra (*Pleurotus* spp) en bagazo de caña. *ICIDCA. Sobre los Derivados de la Caña de Azúcar*, 50(1), 50-54.

- Pinos-Rodríguez, J. M., Velázquez, J. C., González, S. S., Aguirre, J. R., & García, J. C. (2010). Effects of cladode age on biomass yield and nutritional value of intensively produced spineless cactus for ruminants. *South African Journal of Animal Science*, 40(3), 245-250.
- Podkowa, A., Kryczyk-Poprawa, A., Opoka, W. et al. Culinary–medicinal mushrooms: a review of organic compounds and bioelements with antioxidant activity. *Eur Food Res Technol* 247, 513–533 (2021). <https://doi.org/10.1007/s00217-020-03646-1>
- Portilla Segura, A., Romero-Arenas, O., Valencia de Ita, M. D. L. Á., Hernández Espinosa, M. Á., Lanteta Cortés, G., & Rivera-Tapia, J. A. (2019). Determination of productivity parameters of *P. ostreatus* and *P. opuntiae* strains cultivated on wheat straw and maguey leaves mixed with agricultural substrates. *Scientia fungorum*, 49.
- Reyes-Buendía, C., Corrales-García, J. J. E., Peña-Valdivia, C. B., Hernández-Montes, A., & Ybarra-Moncada, M. C. (2018). Evaluación de mucílago de nopal (*Opuntia ficus-indica*) para su uso como espesante en alimentos.
- Romero, N. (1997). Métodos de análisis para la determinación de nitrógeno y constituyentes nitrogenados en alimentos. Depósitos de Documentos de la FAO. Departamento de Agricultura [internet] Disponible en: <http://www.fao.org/docrep/010/ah833s/ah833s17.htm>.
- Salas Huamán, J. D. (2019). Productividad de *Pleurotus djamor* (Rumph. ex Fr.) boedijn usando como sustratos cáscara de café y paja de arroz suplementados con maíz molido.
- Sánchez, C. (2017). Reactive oxygen species and antioxidant properties from mushrooms. *Synthetic and systems biotechnology*, 2(1), 13-22.
- Scholtmeijer, K., van den Broek, L. A., Fischer, A. R., & van Peer, A. (2023). Potential protein production from lignocellulosic materials using edible mushroom forming fungi. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 71(11), 4450-4457.
- Sánchez, F. S., Mendoza, N. E., & Mejía, A. I. (2002). Ensayo de diferentes tipos de biorreactores para escalar la producción de la enzima ligninoperoxidasa en cultivos sumergidos de *Phanerochaete chrysosporium*. *Vitae*, 9(2), 17-26.
- Silva, M., Ramos, AC, Lidon, FJ, Reboredo, FH, & Gonçalves, EM (2024). Estrategias pre y postcosecha para el hongo *Pleurotus ostreatus* en un enfoque de economía circular. *Foods*, 13 (10), 1464.
- Singh nee'Nigam, P., & Pandey, A. (2009). Solid-state fermentation technology for bioconversion of biomass and agricultural residues. In *Biotechnology for*

agro-industrial residues utilisation: Utilisation of agro-residues (pp. 197-221). Dordrecht: Springer Netherlands.

- Sopanrao, P. S., Abrar, A. S., Manoharrao, T. S., & Vaseem, B. M. M. (2010). Nutritional value of *Pleurotus ostreatus* (Jacq: Fr) Kumm cultivated on different lignocellulosic agro-wastes. *Innovative Romanian food biotechnology*, (7), 66-76.
- Suhaili, M., Nor-Khaizura, M. A. R., Hanani, Z., Ismail-Fitry, M. R., Samsudin, N. I. P., & Jambari, N. N. (2021). Assessment of microbiological safety and physicochemical changes of grey oyster mushroom (*Pleurotus sajor-caju*) during storage at 4° C and 25° C. *Sains Malaysiana*, 50(10), 2993-3002.
- Tehrani, M. H. H., Fakhrehoseini, E., Nejad, M. K., Mehregan, H., & Hakemi-Vala, M. (2012). Search for proteins in the liquid extract of edible mushroom, *agaricusbisporus*, and studying their antibacterial effects. *Iranian Journal of Pharmaceutical Research: IJPR*, 11(1), 145.
- Tolera, K. D., & Abera, S. (2017). Nutritional quality of Oyster Mushroom (*Pleurotus Ostreatus*) as affected by osmotic pretreatments and drying methods. *Food science & nutrition*, 5(5), 989-996.
- Torres, C. A. V., Ocampo, R. D., Rodríguez, W. M., Chang, J. V., & Salazar, T. M. C. (2017). Calidad alimenticia del hongo *Pleurotus ostreatus*, fresco y deshidratado, cultivado en tres residuos agrícolas. *Revista Espamciencia*, 8(2), 75-83.
- Torres-Ponce, R. L., Morales-Corral, D., Ballinas-Casarrubias, M. D. L., & Nevárez-Moorillón, G. V. (2015). Nopal: semi-desert plant with applications in pharmaceuticals, food and animal nutrition. *Revista mexicana de ciencias agrícolas*, 6(5), 1129-1142.
- Universidad Autónoma de México. (2010). OPUNTIA FICUS-INDICA. UNAM - Laboratorio de Plantas Vasculares. http://biologia.fciencias.unam.mx/plantasvasculares/ArbolesArbustosFCiencias/Angiospermas/opuntia_ficus_indica.html
- Valverde, M. E., Hernández Pérez, T., & Paredes López, O. (2015). Edible Mushrooms: Improving Human Health and Promoting Quality Life. *International Journal Of Microbiology*. <https://doi.org/10.1155/2015/376387>