



UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DEL ESTADO DE MORELOS

FACULTAD DE CIENCIAS BIOLÓGICAS

**EVALUACIÓN *IN VITRO* DEL CRECIMIENTO MICELIAL DE TRES CEPAS DE
Pleurotus eryngii EN TRES DIFERENTES MEZCLAS DE SUSTRATOS
LIGNOCELULÓSICOS**

TESIS PROFESIONAL

QUE PARA OBTENER EL TÍTULO DE:

B I Ó L O G O

P R E S E N T A:

RICARDO OMAR ROSALES GOROSTIETA

DIRECTORA

DRA. MA. DE LOURDES ACOSTA URDAPILLETA

CUERNAVACA, MORELOS

ABRIL, 2022

AGRADECIMIENTOS

A la Universidad Autónoma del Estado de Morelos (UAEM), por haberme permitido continuar con mis estudios y ser parte de mi formación académica.

A la Facultad de Ciencias Biológicas, donde aprendí sobre los temas que siempre me han gustado y sobre todo por formarme como Biólogo.

A mis maestros de la facultad, por sus conocimientos y consejos los cuales me ampliaron mis conocimientos dentro de la biología.

Al Centro de Investigaciones en Biológicas (CIB), por permitirme realizar este proyecto de investigación.

Dra. Ma. De Lourdes Acosta Urdapilleta, por confiar en mí y darme la oportunidad de realizar este proyecto para demostrar mis capacidades, por todo su apoyo durante todo el proceso a pesar de todo, también por sus revisiones y correcciones que sirvieron para ampliar mis conocimientos sobre el tema.

A mis sinodales Dra. Maura Téllez Téllez, Biól. Estefany Sánchez Maldonado, Biól. Isis Mora Orea y Biól. Néstor Iraí Bautista García, por dedicar su tiempo y conocimientos en la revisión del escrito, así como sus correcciones que aportan positivamente en la presente investigación.

DEDICATORIA

Quiero dedicar principalmente este logro académico a mis padres que sin su apoyo no hubiera logrado concluir esta etapa importante de mi vida, por la buena educación que me han inculcado durante toda mi vida.

A mi papá Ricardo, por todo el apoyo incondicional que me ha brindado y por confiar en mí durante todo el proceso a pesar de los obstáculos.

En memoria de mi Mamá Rocío, por darme la educación, los valores y los hábitos inculcados, que gracias a ellos soy el hombre de hoy; por confiar en mí y apoyarme incondicionalmente siempre, por enseñarme el significado de resiliencia y sobre todo por motivarme en todo momento para seguir y cumplir mis objetivos de vida; por demostrarme que con dedicación, esfuerzo y optimismo se pueden cumplir las metas y sueños que me proponga. Siempre recuerdo la frase que me decías: *“si vas a hacer algo, hazlo bien o no lo hagas”*, y la tengo presente en cada logro que realizo en tu honor.

¡¡¡Un logro más cumplido, mamá!!!

En memoria de mi tía Rosa, por creer en mí y apoyarme en una etapa difícil de mi vida.

A mi hermana Jessica, por apoyarme siempre en todas mis decisiones que me llevaron a ser un biólogo hoy en día, por guiarme y motivarme en momentos de quiebre y por estar presente en todos los momentos buenos y malos.

A mis tíos Ma. Luisa, Arturo y Laureano, por apoyarme y guiarme con sus consejos durante todo este largo proceso.

A mi amiga Any, por confiar en mí y apoyarme en este proceso a pesar de todos los obstáculos, por compartirme sus conocimientos y por ayudarme siempre en la

elaboración de este proyecto y sobre todo por motivarme emocionalmente en la realización de la tesis.

A mis amigos Vivi, Any, Yola y Valentín, por todos los momentos inolvidables, las salidas a campo, los consejos, las prácticas y por su ayuda en la realización de esta tesis. Con ustedes aprendí lo que es tener un verdadero amigo, gracias por estos casi cinco años de amistad.

1. INTRODUCCIÓN	1
2. MARCO TEÓRICO.....	3
2.1. GENERALIDADES DE LOS HONGOS.....	3
2.2. REPRODUCCIÓN DE LOS HONGOS.....	5
2.3. NUTRICIÓN DE LOS HONGOS	6
2.4. HONGOS COMESTIBLES.....	8
2.5. CULTIVO DE <i>Pleurotus</i> spp. EN EL MUNDO Y MÉXICO	9
2.6. SUSTRATOS UTILIZADOS PARA EL CRECIMIENTO DE <i>Pleurotus</i> spp.	11
2.7. CARACTERÍSTICAS DE <i>Pleurotus eryngii</i> (DC.) Qué (1872)	16
3. ANTECEDENTES	19
3.1. VELOCIDAD DE CRECIMIENTO MICELIAL DE <i>Pleurotus</i> spp.	19
3.1.1. VELOCIDAD DE CRECIMIENTO MICELIAL DE <i>P. eryngii</i>	20
3.2. CARACTERÍSTICAS MORFOLÓGICAS MICELIALES DE <i>Pleurotus</i> spp.	21
3.2.1. CARACTERÍSTICAS MORFOLÓGICAS MICELIALES DE <i>P. eryngii</i>	24
4. JUSTIFICACIÓN	26
5. OBJETIVOS	27
5.1. OBJETIVO GENERAL	27
5.2. OBJETIVOS PARTICULARES.....	27
6. PREGUNTA DE INVESTIGACIÓN	27
7. METODOLOGÍA.....	28
7.1. MATERIAL BIOLÓGICO Y RESIEMBRA DE LAS CEPAS.....	29
7.2. SIEMBRA E INOCULACIÓN DE LAS CEPAS EN MEDIO PDA.....	29
7.3. MEZCLAS DE SUSTRATOS LIGNOCELULÓSICOS.....	29
7.4. PREPARACIÓN Y ESTERILIZACIÓN DE DIFERENTES MEZCLAS DE SUSTRATOS EN CAJAS PETRI	31
7.5. INOCULACIÓN DE <i>P. eryngii</i> EN DIFERENTES MEZCLAS DE SUSTRATOS EN CAJAS PETRI	31
7.6. VELOCIDAD DE CRECIMIENTO MICELIAL EN CAJAS PETRI DE <i>P. eryngii</i> ..	31
7.7. CARACTERÍSTICAS MORFOLÓGICAS DEL MICELIO DE <i>P. eryngii</i>	32

8. RESULTADOS Y DISCUSIÓN.....	33
8.1. VELOCIDAD DE CRECIMIENTO MICELIAL DE <i>P. eryngii</i>	33
8.2. CARACTERÍSTICAS MORFOLÓGICAS MICELIALES DE <i>P. eryngii</i>	37
9. CONCLUSIONES.....	44
10. PERSPECTIVAS	45
11. LITERATURA CITADA	46
12. ANEXOS.....	52
12.1. ANEXO 1. ELABORACIÓN Y ESTERILIZACIÓN DE MEDIO DE CULTIVO....	52
12.2. ANEXO 2. VELOCIDAD DE CRECIMIENTO DEL MICELIO DE <i>P. eryngii</i> EN CAJAS PETRI.....	52
13. CONGRESO.....	53

Figura 1. Morfología de un hongo basidiomiceto (tomado de Calero, 2018).....	4
Figura 2. Ciclo sexual de <i>Pleurotus</i> spp. (tomado de Cuamatzi, 2017).....	6
Figura 3. Hongo ostra real o cardocello (<i>P. eryngii</i>) cultivado	17
Figura 4. Diagrama general de la metodología	28
Figura 5. Velocidad de crecimiento de la cepa HEMIM-130 en tres mezclas de sustratos lignocelulósicos.....	33
Figura 6. Velocidad de crecimiento de la cepa HEMIM-139 en tres mezclas de sustratos lignocelulósicos.....	34
Figura 7. Velocidad de crecimiento de la cepa HEMIM-169 en tres mezclas de sustratos lignocelulósicos.....	35

Tabla 1. Bioelementos necesarios para el crecimiento de un hongo	7
Tabla 2. Tipos de pudrición en hongos como degradadores de madera	8
Tabla 3. Especies fúngicas más cultivadas en el mundo	9
Tabla 4. Producción mundial de <i>Pleurotus</i> spp. en países y regiones (modificado de Royse y Sánchez, 2017).....	10
Tabla 5. Clasificación de los sustratos	11
Tabla 6. Composición química de distintos sustratos lignocelulósicos	13
Tabla 7. Sustratos empleados para el cultivo de <i>P. eryngii</i>	18
Tabla 8. Mezcla I de sustratos lignocelulósicos	30
Tabla 9. Mezcla II de sustratos lignocelulósicos	30
Tabla 10. Mezcla III de sustratos lignocelulósicos	30
Tabla 11. Características morfológicas de tres cepas de <i>P. eryngii</i> a los 30 días de crecimiento micelial sobre medio PDA	39
Tabla 12. Características morfológicas de la cepa HEMIM-130 a los 30 días de crecimiento micelial sobre tres distintas mezclas	40
Tabla 13. Características morfológicas de la cepa HEMIM-139 a los 30 días de crecimiento micelial sobre tres distintas mezclas	41
Tabla 14. Características morfológicas de la cepa HEMIM-169 a los 30 días de crecimiento micelial sobre tres distintas mezclas	42

ABREVIATURAS

A:	Ausente
Ác:	Ácido
AH:	Agregaciones hifales
ADN:	Ácido desoxirribonucleico
BHIA:	Infusión Cerebro/Corazón Agar
C:	Carbono
CA:	Cascarilla de arroz
CC:	Cascarilla de cacahuete
CYM:	Agar de Peptona de Carne-Dextrosa-Extracto de Levadura
ELA:	Extracto de Levadura Agar
cm:	Centímetros
<i>et al:</i>	Y otros
Fe:	Hierro
FC:	Fibra de coco
g:	Gramos
h:	Horas
H:	Hidrógeno
HC:	Hidratos de Carbono
HEMIM:	Herbario Micológico de Morelos
HIT	Harina de Trigo Integral
kg:	Kilogramos
L:	Litros
MALTA:	Agar Extracto de Malta
MDD:	Millones de dólares
MEMA:	Medio de Extracto de Malta Agar
MEA:	Medio de Encino Agar
MTA:	Medio de Trigo Agar
min:	Minutos
mL:	Mililitros
mm:	Milímetros
m.s.n.m.:	Metros Sobre el Nivel del Mar
N:	Nitrógeno
O:	Oxígeno
OM:	Olote de maíz
P:	Fósforo
PA:	Paja de arroz
PDA:	Agar Papa Dextrosa
RM:	Rastrojo de maíz
S:	Azufre
SDA:	Agar Sabouraud Dextrosa
Si:	Silicio
sp.:	Especie
spp.:	Especies

ST:	Salvado de trigo
t:	Toneladas
µm:	Micrómetros
°C:	Grados Centígrados
%:	Porcentaje

RESUMEN

Pleurotus eryngii es un hongo de gran interés por sus propiedades nutricionales y su potencial biotecnológico; es utilizado por sus bioactivos como agentes inmunomoduladores. Se evaluó el crecimiento micelial de tres cepas de *Pleurotus eryngii* (HEMIM-130, HEMIM-139 y HEMIM-169) sobre medio PDA (control) y tres mezclas de sustratos lignocelulósicos: I) 40% olote de maíz (OM), 25% fibra de coco (FC), 25% rastrojo de maíz (RM) y 10% salvado de trigo (ST); II) 40% paja de arroz (PA), 25% OM, 25% FC y 10% ST; y III) 40% FC, 25% cascarilla de arroz (CA), 25% cascarilla de cacahuate (CC) y 10% ST. Las mezclas se hidrataron por separado durante 30 minutos, se drenaron al 70% de humedad, se colocaron en cajas Petri y se esterilizaron a 121°C durante dos h; finalmente, se inocularon cinco cajas Petri por mezcla con las tres cepas, además de las de medio PDA. Las características morfológicas en medio PDA variaron entre cepas, todas presentaron un micelio rastrero y crecimiento irregular. La cepa HEMIM-130 presentó un micelio algodonoso de color blanco con densidad regular, mientras que las cepas HEMIM-139 y HEMIM-169 presentaron un micelio blanco con tonalidades amarillas, de textura aterciopelada y densidad abundante. La cepa HEMIM-130 presentó una velocidad de 0.052 mm/h, la HEMIM-139 una velocidad de 0.060 mm/h y la HEMIM-169 una velocidad de 0.054 mm/h. En cuanto a las mezclas, se observó un micelio rastrero y blanco con crecimiento irregular en las tres mezclas sin diferencia entre cepas, asimismo una textura algodonosa (ligeramente algodonosa y algodonosa). Las mezclas I y II favorecieron la densidad micelial en las tres cepas mientras que el micelio fue algodonoso en todas las mezclas; las mezclas I y II de las cepas HEMIM-139 y HEMIM-169 presentaron densidad abundante; la mezcla II de la HEMIM-130 presentó densidad escasa mientras que en el resto de las mezclas y cepas predominó la densidad regular. En la mezcla III se obtuvo el crecimiento más rápido: 0.154 mm/h, 0.157 mm/h, 0.0.156 mm/h para HEMIM-130, HEMIM-139 y HEMIM-169, respectivamente. Se demostró que las mezclas son favorables para el crecimiento *in vitro* de *Pleurotus eryngii*.

ABSTRACT

Pleurotus eryngii is a fungus of great interest for its nutritional properties and its biotechnological potential; it is used for its bioactive agents as immunomodulators. Mycelial growth of three strains of *Pleurotus eryngii* (HEMIM-130, HEMIM-139 and HEMIM-169) was evaluated on PDA medium (control) and three mixtures of lignocellulosic substrates: I) 40% corn cob (OM), 25% coconut fiber (FC), 25% corn stubble (RM) and 10% wheat bran (ST); II) 40% rice straw (PA), 25% OM, 25% FC and 10% ST; and III) 40% FC, 25% rice husk (CA), 25% peanut husk (CC) and 10% ST. The mixtures were hydrated separately for 30 minutes, drained at 70% humidity, placed in Petri boxes and sterilized at 121°C for two hours; finally, five Petri boxes were inoculated by mixing with the three strains, in addition to those of PDA medium. The morphological characteristics in PDA medium varied between strains, all presented a creeping mycelium and irregular growth. The HEMIM-130 strain presented a white cottony mycelium with regular density, while the HEMIM-139 and HEMIM-169 strains presented a white mycelium with yellow tones, velvety texture and abundant density. The HEMIM-130 strain presented a velocity of 0.052 mm/h, the HEMIM-139 a velocity of 0.060 mm/h and the HEMIM-169 a velocity of 0.054 mm/h. As for the mixtures, a creeping white mycelium with irregular growth was observed in the three mixtures without difference between strains, also a cottony texture (slightly cottony and cottony). Mixtures I and II favored mycelial density in all three strains while mycelium was cottony in all mixtures; mixtures I and II of the HEMIM-139 and HEMIM-169 strains had abundant density; mixture II of HEMIM-130 had low density while in the rest of the mixtures and strains the regular density predominated. In mixture III the fastest growth was obtained: 0.154 mm/h, 0.157 mm/h, 0.156 mm/h for HEMIM-130, HEMIM-139 and HEMIM-169, respectively. It was shown that the mixtures are favorable for the growth of *Pleurotus eryngii*.

1. INTRODUCCIÓN

Uno de los grupos más interesantes de la biología son los hongos, gracias a su diversidad y abundancia, estos presentan un papel ecológico importante dentro de los ecosistemas ya que fungen como descomponedores y recicladores de la materia orgánica, principalmente de la materia vegetal. Se estima que hay 1,500,000 especies de hongos en el mundo, de los cuales se conoce solo el 5% de ellos, de los cuales se estima que solo 2,000 especies de hongos son comestibles y sólo 36 de ellas se cultivan de manera comercial e industrial; el género *Pleurotus* presenta muchas especies que son cultivadas por su sabor y bajo costo de producción (Rodríguez-Estrada *et al.*, 2010; Cepero *et al.*, 2012; Angulo *et al.*, 2022).

De los hongos con mayor interés dentro del género *Pleurotus* es el conocido como hongo ostra real o cardocello cuyo nombre científico es *Pleurotus eryngii*. Este hongo resalta por sus propiedades nutricionales, culinarias, biotecnológicas y medicinales entre las que destacan su actividad antiviral (Wang y Ng, 2001), antifúngica (Wang y Ng, 2004), antialérgica (Lindequist *et al.*, 2005) y antitumoral (Kim *et al.*, 2006), por lo que en los últimos años las investigaciones se han dirigido a realizar el cultivo de esta especie y a partir de ello aprovechar dichas propiedades de cuerpos fructíferos, así como del micelio.

Para garantizar un crecimiento exitoso es importante seleccionar los sustratos ideales que proporcionen al hongo las propiedades necesarias para su desarrollo. Los sustratos varían en composición lignocelulósica por lo que dependiendo de cuáles se utilicen se obtendrán ciertos resultados. En el crecimiento de *P. eryngii* se han utilizado distintos tipos de sustratos lignocelulósicos, los más utilizados en el cultivo del hongo ostra real son: paja de arroz, paja de algodón, tallo de maíz, cascarilla de arroz, salvado de arroz, paja de trigo, aserrín de roble, entre otros (Akyüz y Yildiz, 2007; Kirbag y Akyüz, 2008ab; Rodríguez-Estrada *et al.*, 2009; Hassan *et al.*, 2010; Andrino *et al.*, 2011).

Se ha reportado que la suplementación de medios de cultivo (Acosta-Urdapilleta *et al.*, 2016) con sustratos mejora el crecimiento micelial de *P. eryngii*, así como también que el uso de mezclas incrementa la eficiencia biológica del cultivo (Sánchez-Maldonado *et al.*, 2021). Por lo que en esta investigación se evalúa el crecimiento micelial (velocidad

de crecimiento y características morfológicas) de tres cepas de *P. eryngii* (HEMIM-130, HEMIM-139 y HEMIM-169) en tres mezclas de sustratos lignocelulósicos con la finalidad de contribuir con información que sea de utilidad para posteriores cultivos.

2. MARCO TEÓRICO

2.1. GENERALIDADES DE LOS HONGOS

Antes del siglo XIX se clasificaba a los hongos dentro del reino vegetal, en la actualidad con los avances de estudios en biotecnología, bioquímica y biología molecular se ha llegado a la conclusión de que es un grupo polifilético y sugieren dividirlo en tres reinos distintos: primero reino Fungi, que incluye a los phyla Azcomycota, Blastocladiomycota, Basidiomycota, Cryptomycota, Chytridimycota, Glomeromycota, Neocallimastigomycota y Zygomycota; el segundo es el reino Stramenopila, que comprende a Hyphochytriomycota, Oomycota y Labyrinthulomycota; por último el reino Protista, que contiene Acrasiomycota, Myxomycota y Plasmodiophoromycota (Cepero *et al.*, 2012).

La micología es la rama de la biología que se carga del estudio de los hongos. El término hongo proviene del latín *fungus* (hongo) y del griego *mikes* (setas). Los organismos que pertenecen a estos grupos comparten ciertas características como: una pared celular constituida por quitina y hemicelulosa, por presentar una nutrición heterótrofa y en cuanto a su reproducción puede ser sexual o asexualmente (Herrera y Ulloa, 1998; Cepero *et al.*, 2012).

Los hongos son un grupo cosmopolita (euricora), se desarrollan hasta los 4,000 m.s.n.m., ésto se debe principalmente a dos factores: la primera, la presencia de las condiciones adecuadas en los sitios para su crecimiento (agua, materia orgánica y temperatura de 0-66°C), y la segunda, por sus esporas resistentes a condiciones adversas, las cuales son fácilmente transportadas por el aire, el agua y por diversos animales (Herrera y Ulloa, 1998; Cepero *et al.*, 2012).

Los hongos son organismos que presentan una gran variedad de formas por lo que es complicado generalizar una estructura. De acuerdo con la morfología podemos diferenciar las estructuras reproductoras como las esporas y las estructuras somáticas, de las cuales se hablará a continuación. Las hifas son filamentos delgados con estructura cilíndrica o tubular que pueden ser microscópicas o macroscópicas y éstas se dividen en cenocíticas o septadas; las hifas se ramifican formando el micelio, cuya función es la absorción y el transporte de los nutrientes para el crecimiento del hongo. El cuerpo

fructífero o carpóforo se encuentra fuera del suelo y está constituido por el píleo, estípite, himenio y volva (Figura 1) (Herrera y Ulloa, 1998; Cepero *et al.*, 2012).

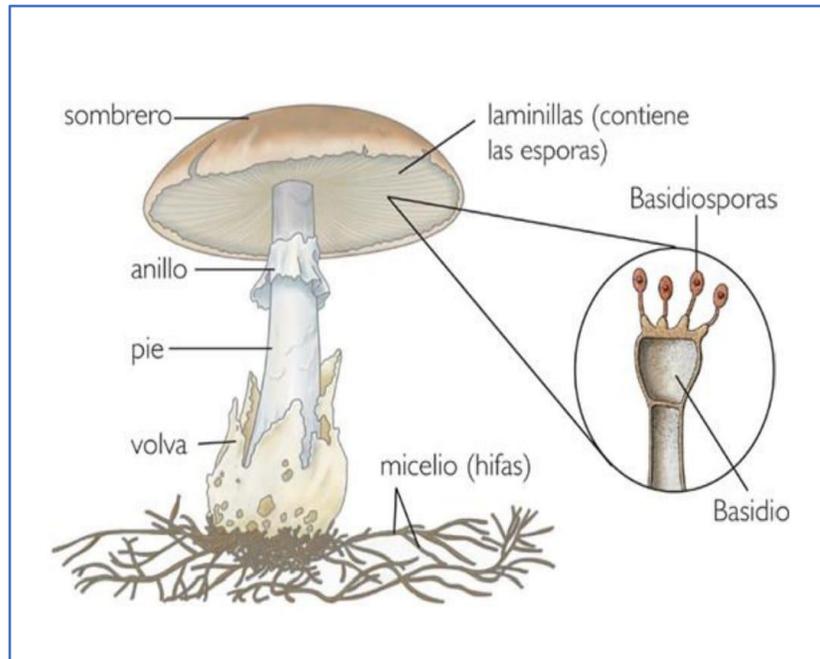


Figura 1. Morfología de un hongo basidiomiceto (tomado de Calero, 2018)

Los hongos presentan un gran valor económico, ecológico, nutricional, medicinal e industrial, generando 30 billones de dólares al año. La importancia ecológica de los hongos es la descomposición de materia orgánica, como sustratos agrícolas, agroindustriales y forestales presentes en la naturaleza; en cuanto a su valor nutricional se encuentra su alto contenido de nutrientes como proteínas, carbohidratos, fibras dietéticas, lípidos, vitaminas y minerales; en la medicina son utilizados en la elaboración de medicamentos (como por ejemplo la penicilina), los macromicetos producen compuestos fenólicos, carotenoides y ergosterol que son utilizados para el tratamiento de enfermedades como el cáncer, autoinmunes y cardiovasculares; a nivel industrial, las levaduras son utilizadas para la producción de bebidas alcohólicas como la cerveza y el vino (Zamora-Equihua *et al.*, 2007; Cano-Estrada y Romero-Bautista, 2016).

A pesar de los beneficios que proporcionan los hongos, Zamora-Equihua *et al.* (2007) y Cano-Estrada y Romero-Bautista (2016) mencionan que éstos se ven afectados por las actividades antropogénicas, las cuales impactan negativamente en su diversidad; uno de

los mayores problemas que presentan los hongos es la deforestación y el cambio de uso de suelo reduciendo así las zonas boscosas en donde se reproducen.

2.2. REPRODUCCIÓN DE LOS HONGOS

Los hongos se propagan liberando miles de esporas, las cuales son transportadas a grandes distancias por el viento o el agua principalmente, al establecerse en un lugar con humedad y nutrientes, germinan y dan origen a un micelio juvenil; los hongos presentan reproducción asexual como sexual y la mayoría de ellos presentan ambas reproducciones a excepción del filo Deuteromycota que presenta sólo reproducción asexual (Campbell y Reece, 2007; Cepero *et al.*, 2012).

La reproducción asexual no involucra a dos núcleos compatibles y es exclusiva de los mohos y las levaduras. Se puede originar por gemación, fisión, formación de células asexuales (esporangiosporas y zoosporas) y la formación de conidios. La reproducción sexual se da por la recombinación genética de dos individuos de la misma especie originando variabilidad genética, cuyo propósito es generar una mayor adaptación de los hongos a ambientes distintos. Esta reproducción presenta tres etapas: la plasmogamia, donde ocurre la fusión de los citoplasmas; la cariogamia, donde ocurre la fusión de los dos núcleos haploides formando un solo núcleo diploide; y la tercera etapa es la meiosis, donde se da la recombinación del Ácido desoxirribonucleico (ADN) y entrecruzamientos de en los cromosomas, así resultado la formación de núcleos haploides, que por medio esporogénesis forman las esporas, las cuales posteriormente van a formar las hifas (septadas o cenocíticas) para dar origen al micelio secundario y micelio vegetativo con primordios (Figura 2) (Herrera y Ulloa, 1998; Cepero *et al.*, 2012).

Durante la reproducción sexual las esporas originadas presentan características únicas que las hacen pertenecer a un filo específico, hay cuatro tipos de esporas: las basidioesporas son características del filo Basidiomycota, las ascosporas para el filo Ascomycota, las zigosporas del filo Zigomycota y las oosporas para el filo Oomycota (Herrera y Ulloa, 1998; Cepero *et al.*, 2012).

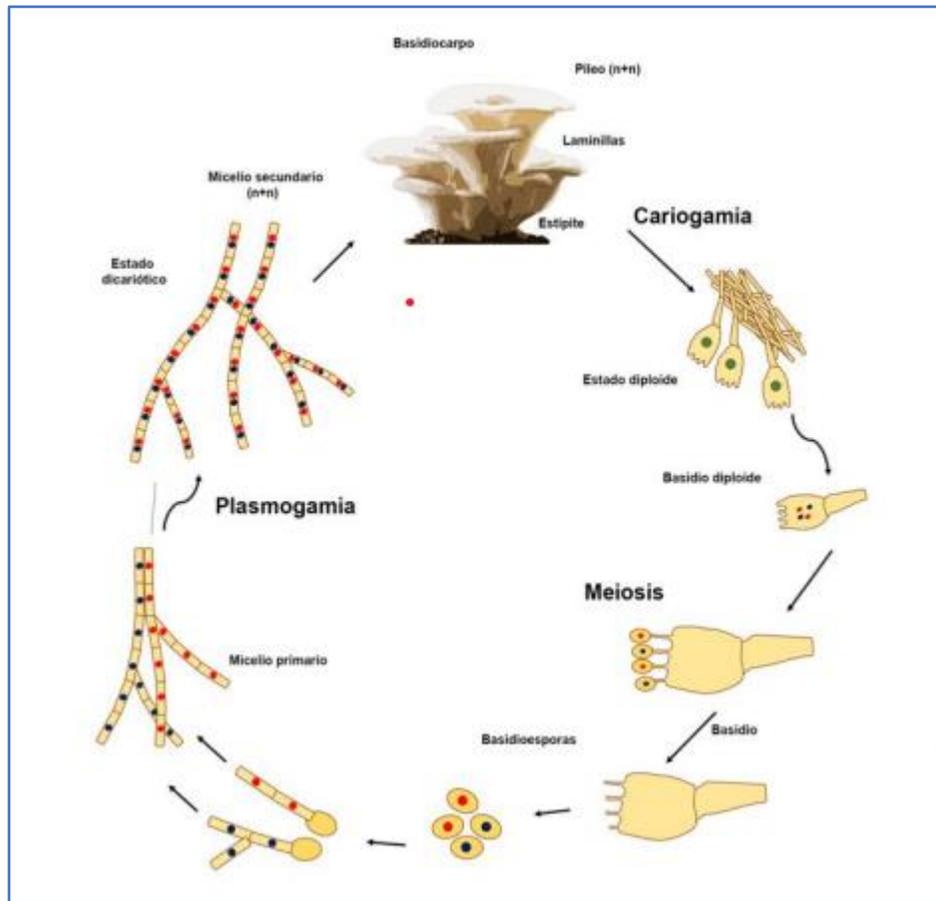


Figura 2. Ciclo sexual de *Pleurotus* spp. (tomado de Cuamatzi, 2017)

2.3. NUTRICIÓN DE LOS HONGOS

Los hongos presentan una nutrición heterótrofa que conlleva una digestión extracelular donde son liberadas enzimas degradadoras de la materia orgánica para posteriormente absorber los nutrientes de los sustratos en los que crecen, en concreto se consideran organismos quimiorganótrofos por su requerimiento de compuestos orgánicos. Los hongos se clasifican en tres grupos, los cuales pueden ser: saprobios, que se alimentan de materia en descomposición; parásitos, que se alimentan de materia a costa de otro organismo; o simbiotes (micorrizas), que realizan una simbiosis con alguna planta para subsistir (Cepero *et al.*, 2012). De acuerdo con Cepero *et al.* (2012), los hongos necesitan nutrientes para su crecimiento como los microelementos, cuya función es la activación enzimática principalmente y los macroelementos, que son fundamentales

para las distintas reacciones químicas dentro de las células fúngicas así como del micelio (Tabla 1).

Tabla 1. Bioelementos necesarios para el crecimiento de un hongo

ELEMENTO	IMPORTANCIA
Carbono (C)	Es el más importante ya que constituye más de la mitad del peso seco del hongo
Hidrógeno (H)	Indispensable dentro del metabolismo celular
Oxígeno (O)	Interviene en la respiración celular
Nitrógeno (N)	Esencial para la síntesis de proteínas
Azufre (S)	Indispensable para la síntesis de proteínas
Fósforo (P)	Interviene en la síntesis de los ácidos nucleicos
Hierro (Fe)	Esencial en la respiración celular
Vitaminas	Intervienen en los procesos de crecimiento del hongo

Los hongos toman los nutrientes de los sustratos donde crecen mediante una liberación de enzimas que provocan la descomposición y degradación del material lignocelulósico. De acuerdo con Mata y Salmones (2007) y Peralta *et al.* (2017), con el tipo de descomposición se puede clasificar a los hongos dentro de la pudrición blanca, la pudrición oscura o la pudrición blanda dependiendo de su capacidad para degradar los componentes de la lignocelulosa (Tabla 2).

Tabla 2. Tipos de pudrición en hongos como degradadores de madera

TIPO DE PUDRICIÓN	EFEECTO
Pudrición blanca	Degradan todos los componentes de la lignocelulosa (celulosa, hemicelulosa y lignina)
Pudrición blanda	Degradan celulosa y hemicelulosa
Pudrición oscura	Degradan celulosa, hemicelulosa y la lignina sólo es modificada (quedando como residuo)

2.4. HONGOS COMESTIBLES

El cultivo de hongos comestibles en el mundo se ha llevado a cabo desde hace más de 200 años en Europa y Asia. En el continente americano la perspectiva es diferente ya que el boom sobre el cultivo de hongos comestibles fue durante el año 1970, siendo progresivo durante el paso de los años de tal forma que en la actualidad los hongos son cultivados en casi todas las latitudes del mundo (Royse y Sánchez, 2006).

Los hongos comestibles silvestres presentan un gran valor económico y gastronómico, son considerados como alimento funcional por su valor nutricional y por sus beneficios para la salud ya que son utilizados para tratar y/o prevenir enfermedades (Cano-Estrada y Romero-Bautista, 2016).

Los macromicetos aportan macronutrientes como proteínas de alto valor biológico, cuya aportación es dos veces mayor a la de las verduras, también aportan vitaminas C, K, A, E y complejo B principalmente; asimismo, minerales necesarios para el desarrollo humano. Dentro del reino Fungi existen alrededor de 70,000 especies de hongos Macromycetes, dentro de esta gran variedad se encuentran 200,000 especies potencialmente comestibles (Angulo *et al.*, 2022). En 2017, Royse y Sánchez mencionan que sólo seis especies fúngicas son las más cultivadas a nivel industrial; estas especies se incluyen en la tabla 3.

Tabla 3. Especies fúngicas más cultivadas en el mundo

No.	NOMBRE CIENTÍFICO	NOMBRE COMÚN
1°	<i>Lentinula edodes</i>	Shitake
2°	<i>Pleurotus</i> spp.	Hongo ostra
3°	<i>Auricularia</i> spp.	Hongo oreja
4°	<i>Agaricus bisporus</i>	Champiñón
5°	<i>Flammulina velutipes</i>	Hongo de invierno
6°	<i>Volvariella volvaceae</i>	Hongo de paja

Royse y Sánchez (2017) afirman que dentro de la industria mundial de hongos destacan grupos como los hongos silvestres, los comestibles y los medicinales, éstos generan un alto valor económico; los primeros generan 5,000 MDD, los segundos 34,000 MDD y los últimos 24,000 MDD.

Los hongos del género *Pleurotus* se han estudiado y cultivado exponencialmente en los últimos años por su facilidad de cultivo, alto valor nutricional y por su potencial económico. Las ventajas del cultivo de *Pleurotus* son las siguientes: I) fácil crecimiento en sustratos lignocelulósicos como maderas, pajas de cereales y cáscaras, II) su micelio es un gran colonizador y es capaz de repeler a microorganismos causantes de contaminación y III) la duración del carpóforo durante la postcosecha es más prolongada a diferencia de los demás hongos comestibles (France *et al.*, 2000).

2.5. CULTIVO DE *Pleurotus* spp. EN EL MUNDO Y MÉXICO

El 99% de la producción de especies del género *Pleurotus* se concentra en el continente asiático (Tabla 4), las especies más cultivadas en Asia son: *Pleurotus ostreatus*, *Pleurotus cornucopiae* y *Pleurotus eryngii*. La producción de *Pleurotus* en Europa y América sólo es del 1% (Royse y Sánchez, 2017).

Tabla 4. Producción mundial de *Pleurotus* spp. en países y regiones (modificado de Royse y Sánchez, 2017)

REGIÓN	PRODUCCIÓN (%)	PRODUCCIÓN (t)
China	87	870,000
Resto de Asia	12	120,000
Europa y América	1	10,000

En Europa el mayor productor de hongos del género *Pleurotus* es España, empezando su cultivo en el año 1985 produciendo 11,640 t y durante el 2013 produjo 14,893 t aumentando un 1.7% en la producción de hongos. En cuanto al continente americano las cosas son distintas, Estados Unidos fue el primer país en cultivar hongos empezando a inicios de la década de los 70's, durante 1998 produjo 908 t, mientras que en 2013 cultivó 3,389 t, aumentando un 73% en la producción de hongos. Canadá cultiva principalmente *P. ostreatus* y *P. eryngii*; durante el año 1998 produjo 908 t mientras que en 2014 produjo 1,227 t, aumentando un 26%. Brasil es uno de los países que ha aumentado exponencialmente su producción, durante 1998 cultivó 450 t mientras que en 2013 produjo 5,160 t, aumentando un 91% de su producción en relación con 1998 (Gaitán-Hernández *et al.*, 2006; Royse y Sánchez, 2006; Royse y Sanchez, 2017).

En México la producción de los hongos del género *Pleurotus* inició en el año 1974 en el municipio de Cuajimalpa. La mayor producción de hongos en el país está ubicada en los estados de Chiapas, Guanajuato, Jalisco, CDMX, Morelos, Puebla y Veracruz, y el más cultivado es *P. ostreatus*. Durante 1990 y 1997 la producción aumentó un 400%, para el año 1998 se cultivaron 1,825 t obteniendo el 1er. lugar en producción en América, pero durante 2014 produjeron 3,000 t, aumentando un 39% en producción, ubicándose en el 3er. lugar de América (Martínez-Carrera *et al.*, 2000; Royse y Sanchez, 2006; Royse y Sanchez, 2017).

2.6. SUSTRATOS UTILIZADOS PARA EL CRECIMIENTO DE *Pleurotus* spp.

Los hongos se consideran organismos saprófitos ya que obtienen los nutrientes de la materia en la que crecen, son capaces de absorber celulosa, hemicelulosa y lignina presentes en la pared celular de las plantas, por medio de la secreción de un gran espectro de enzimas capaces de degradar estos componentes lignocelulósicos, presentes en desechos agrícolas, agroindustriales y/o forestales (Gaitán-Hernández *et al.*, 2006; Royse y Sánchez, 2006).

De acuerdo con Guzmán *et al.* (2002), los sustratos se clasifican en seis grupos, los cuales se muestran en la tabla 5.

Tabla 5. Clasificación de los sustratos

No.	SUSTRATO	TIPO DE SUSTRATO
1	Pajas	Arroz, zacates, ajonjolí, avena, cebada, cártamo, trigo y sorgo
2	Rastrojos	Maíz, garbanzo, mijo, frijol, etc.
3	Pulpas	Café y cardamomo
4	Bagazos	Uva, caña de azúcar, henequén, citronela, maguey tequilero, etc.
5	Forestales	Viruta, aserrín, troncos y ramas
6	Otros	Desechos de la industria textil, papel, olote y tamo de maíz, hojas de piña, fibra de coco, lirio acuático, hojas y tallo de plátano, y de caña de azúcar

Los sustratos más utilizados para la producción del cultivo de *Pleurotus* spp. son el trigo, la cebada, el centeno, la avena, el sorgo, el arroz, las vainas de frijol, el bagazo de caña, la pulpa de café y el bagazo de maguey tequilero; asimismo Guzmán *et al.* (2002) mencionan que para seleccionar un buen sustrato es necesario tomar en cuenta lo siguiente: buena disponibilidad, accesibilidad y abundancia del sustrato en la región donde se pretende realizar el cultivo, buena facilidad de manejo y transporte, y buen

conocimiento de las características físico-químicas de los mismos (Gaitán-Hernández *et al.*, 2006).

A continuación, en la tabla 6 se mencionan algunos sustratos que se han utilizado en el crecimiento y cultivo de hongos, así como su composición química.

Tabla 6. Composición química de distintos sustratos lignocelulósicos

Sustratos lignocelulósicos	Celulosa (%)	Hemicelulosa (%)	Lignina (%)	Otros componentes (%)	Referencia
Cascarilla de arroz (<i>Oryza sativa</i>)	25.89-43.5	12-24.60	9-24.60	HC: 26.5-29.8 Grasas: 0.3-0.8 Fibra: 34.5-45.9 Cenizas: 13.2-21 Si: 18.8-23.3 Pentosas: 21-22	Mussatto y Roberto, 2002 Andrino <i>et al.</i> , 2011 Vargas <i>et al.</i> , 2013 Jácome y Suntaxi, 2019
Cascarilla de cacahuate (<i>Arachis hypogaea</i>)	35-65.7	14.5-30	27-36.1	HC: 2.5-21.2 Grasas: 1-2 Fibra: 18.2 Proteínas: 6-11 Cenizas: 2-7.1 C: 49.6 C fijo: 20.5-22.3 H: 6.5 N: 1.8 O: 42.1 Holocelulosa: 68.8-71.2 Humedad: 8-10.5	Akgul y Atozluoglu, 2008 Guler <i>et al.</i> , 2008 Gatani <i>et al.</i> , 2010 Oliveira <i>et al.</i> , 2010 Gurevich <i>et al.</i> , 2013 Jaishankar <i>et al.</i> , 2014 Jácome y Suntaxi, 2019 Jiménez <i>et al.</i> , 2019
Fibra de coco (<i>Cocos nucifera</i>)	3.4-64	2.83-18.56	3.6-59.4	Cenizas:0.12-5.54 Proteínas: 5.18 Fibra: 34.63 Humedad: 7.0 Extracto etéreo:4.1 Pectina: 4.0	Jústiz-Smith <i>et al.</i> , 2008 Rincón <i>et al.</i> , 2016 Gómez, 2017 Gómez <i>et al.</i> , 2020

Tabla 6. Composición química de distintos sustratos lignocelulósicos (continuación)

Sustratos lignocelulósicos	Celulosa (%)	Hemicelulosa (%)	Lignina (%)	Otros componentes (%)	Referencia
Olote de maíz (<i>Zea mays</i>)	28.34-50	8.06-39	5.89-21.40	Cenizas: 1.30-3.17 Proteínas: 3.25 Ác. urónicos: 3.45	Cruz <i>et al.</i> , 2000 Vargas, 2000 Sun y Cheng, 2002 García y Torres, 2003 Rivas <i>et al.</i> , 2004 Garrote <i>et al.</i> , 2007 Córdoba <i>et al.</i> , 2013 Toribio-Cuaya <i>et al.</i> , 2019
Paja de arroz (<i>Oryza sativa</i>)	34-56	19-39	17.2-23	Humedad: 12.7 N: 0.93 P: 0.053 K: 0.41.56 Ca: 0.49 Pectina: 5.0	Vlasenko <i>et al.</i> , 1997 Tamanini y Haully, 2004 Abril <i>et al.</i> , 2009 Abril y Navarro, 2012 Bailón y Jiménez, 2021
Rastrojo de maíz (<i>Zea mays</i>)	36.3-45.5	19.2-34.5	6.77-31.3	Cenizas: 1.5-10.06 Humedad: 6.8 Ác. urónico: 2.99 Arabinano: 2.42 Xilano: 21.61 Manano: 0.38 Galactano: 0.87	Cruz <i>et al.</i> , 2000 Prinsen, 2010 Rodríguez, 2012 Costa <i>et al.</i> , 2015a Costa <i>et al.</i> , 2015b Aguilar, 2018

Tabla 6. Composición química de distintos sustratos lignocelulósicos (continuación)

Sustratos lignocelulósicos	Celulosa (%)	Hemicelulosa (%)	Lignina (%)	Otros componentes (%)	Referencia
Salvado de trigo (<i>Triticum aestivum</i>)	6.5-19.0	23.8-33.0	0.4-9.0	Humedad: 11.6-12.0 Cenizas: 5.7-6.5) Proteína: 9.9-18.0 Lípidos: 5-6.3 Ác. fítico: 2.3-6.0 Ác. fenólicos:0.76-1.38 Ác. ferúlico 0.13-0.63 Cenizas: 1.3-5.7 Proteínas: 1.7-18.61 Fibra: .3-11.8 Ca: 0.4-12.0 P: 0.29-1.27	Vargas, 2000 García y Torres, 2003 Merali <i>et al.</i> , 2015 Chaquilla-Quilca <i>et al.</i> , 2018 Toribio-Cuaya <i>et al.</i> , 2019

2.7. CARACTERÍSTICAS DE *Pleurotus eryngii* (DC.) Quél (1872)

De acuerdo con Index Fungorum (2023), la clasificación taxonómica de *Pleurotus eryngii* (DC.) Quél (1872) es la siguiente:

Reino:	Fungi
División	Basidiomycota
Subdivisión:	Agaricomycotina
Clase:	Agaricomycetes
Subclase:	Agaricomycetidae
Orden:	Agaricales
Familia:	Pleurotaceae
Género:	<i>Pleurotus</i>
Especie:	<i>P. eryngii</i> (DC.) Quél

El hongo ostra real o cardocello (*P. eryngii*) es un hongo comestible y al igual que las demás especies del género *Pleurotus* es una especie lignícola, perteneciente al grupo de hongos de pudrición blanca; se denomina parásito débil por su crecimiento en raíces y tallos de plantas vivas o muertas especialmente de la familia *Apiaceae*. Este hongo fue cultivado inicialmente en Italia y Suiza, localmente conocida como cardocello (Ohga y Royse, 2004; Andrino *et al.*, 2011).

Este hongo es considerado el mejor dentro de *Pleurotus* spp. por su singular consistencia de píleo y estípote, es consumido por su agradable aroma y sabor, así como por sus cualidades culinarias, esto en comparación con otras especies del género *Pleurotus*, sin embargo, es una especie poco cultivada principalmente por dos razones: por su lento crecimiento micelial y por la poca resistencia a microorganismos patógenos (Gaitán-Hernández, 2005; Akyüz y Yildiz, 2007).

La morfología de *P. eryngii* es distinta a la de las demás especies del género, el píleo es convexo en su forma juvenil y al madurar ligeramente deprimido, que va de los 3 a 12 cm de diámetro y es de color pardo con tonos crema en su forma juvenil; las laminillas

son gruesas y distantes de color blanquecino en su forma juvenil y color crema en su forma adulta. Al cultivar esta especie, el estípite presenta una coloración parda con tonos crema, su forma es cilíndrica y bastante gruesa en comparación del resto de hongos del género, llega a medir de 3 a 10 cm de longitud (Figura 3); su esporada es blanquecina con esporas elipsoidales, lisas y miden alrededor de 10-14 x 4-5 μm (Stamets, 2000; Andrino *et al.*, 2011).



Figura 3. Hongo ostra real o cardocello (*P. eryngii*) cultivado

Se distribuye principalmente en latitudes que van de los 0 a 1 500 m.s.n.m. en Europa central y occidental, en el norte de África, en Asia central y al suroeste de Rusia. Crece de forma solitaria o en grupos durante otoño a invierno y si se encuentran precipitaciones favorables puede crecer durante la primavera (Andrino *et al.*, 2011; Kirbag y Akyüz, 2008a).

Esta especie de hongo es utilizada en las distintas industrias por su potencial biotecnológico. En la industria alimenticia es utilizado en la producción de aromas y sabores artificiales de anís y vainilla utilizando como precursor la lignina y en la industria textil es empleado en la decoloración de tintes industriales. En la medicina es estudiado por sus propiedades medicinales y es utilizado como agente antiviral, antitumoral,

antifúngico, anticolesterolémico, regulador hormonal y como antioxidante; también se ha utilizado como biorremediador en la absorción de metales pesados (Andrino *et al.*, 2011).

Como se ha mencionado antes, en la producción de los hongos son utilizados una gran variedad de sustratos lignocelulósicos y para el hongo ostra real no es la excepción. A continuación, en la tabla 7 se muestran los sustratos lignocelulósicos utilizados en el cultivo de *P. eryngii*.

Tabla 7. Sustratos empleados para el cultivo de *P. eryngii*

Sustratos lignocelulósicos	Referencia
Paja de trigo	Cohen <i>et al.</i> , 2002
Paja de trigo, paja de algodón y paja de mijo	Akyüz y Yildiz, 2007
Bagazo de caña de azúcar	Okano <i>et al.</i> , 2007
Paja de trigo, paja de soja, tallo de maíz, tallo de judía, paja de mijo, tallo de algodón y salvado de arroz	Kirbag y Akyüz, 2008a
Paja de trigo, paja de algodón, paja de lenteja y salvado de arroz	Kirbag y Akyüz, 2008b
Cáscara de semillas de algodón, rastrojo de maíz, paja de soja y aserrín de roble rojo del norte	Rodríguez-Estrada <i>et al.</i> , 2009
Salvado de trigo, aserrín, paja de soja, paja de arroz y bagazo de caña de azúcar	Hassan <i>et al.</i> , 2010
Cascarilla de arroz, paja de trigo, aserrines, bagazo de cerveza	Andrino <i>et al.</i> , 2011
Aserrín de roble, paja de judías, heno de cártamo y residuos de cabeza de girasol	Atila, 2017

3. ANTECEDENTES

Se ha realizado una recopilación de investigaciones científicas sobre el crecimiento micelial de hongos, así como sus características morfológicas, principalmente de *Pleurotus* spp. en distintos sustratos lignocelulósicos o medios de cultivo. Las especies más estudiadas son *Pleurotus citrinopileatus*, *P. ostreatus*, *Pleurotus albidus*, *Pleurotus pulmonarius*, *Pleurotus djamor*, *Pleurotus levis*, *Pleurotus cystidiosus* y *P. eryngii*.

3.1. VELOCIDAD DE CRECIMIENTO MICELIAL DE *Pleurotus* spp.

Sobal *et al.* en el 2007 determinaron la velocidad de crecimiento micelial de cepas de los géneros *Agaricus*, *Ganoderma*, *Auricularia*, *Lentinula*, *Neolentinus*, *Volvariella* y *Pleurotus* en Agar Papa Dextrosa (PDA) sobre cajas Petri de 9 cm de diámetro incubadas a 25°C. El crecimiento de las cepas de *Pleurotus* spp. fue distinta dependiendo de la cepa estudiada, la cepa CP-37 (*P. ostreatus*) fue la de mayor crecimiento con 0.262 mm/h, seguido de la cepa CP-15 (*Pleurotus* sp.) con 0.226 mm/h, de la cepa CP-143 (*P. djamor*) con 0.185 mm/h, de la CP-50 (*P. ostreatus*) con 0.158 mm/h, de la CP-32 y CP-16 (*P. pulmonarius*) con 0.145 y 0.109 mm/h, respectivamente; seguido de la CP-11 (*P. ostreatus*) con 0.100 mm/h; de la CP-53, CP-76 y CP-34 (*P. djamor*) con 0.092, 0.058 y 0.055 mm/h, respectivamente; seguido de la CP-91 (*Pleurotus* sp.) con 0.054 mm/h, de la CP-44 (*P. djamor*) con 0.052 mm/h, de la CP-18 (*P. cystidiosus*) con 0.044 mm/h y por último la CP-30 (*P. levis*) con 0.028 mm/h.

Gómez-Velázquez (2015) evaluó el crecimiento micelial de 12 cepas de distintas especies del género *Pleurotus*, en medio de cultivo sólido más cereal en cajas Petri de 5 cm de diámetro a 24°C. El crecimiento micelial fue variable entre cepas, la cepa P-45 (*Pleurotus* sp.) presentó un crecimiento de 0.3288 mm/h, la cepa P-46 (*P. djamor*) de 0.2096 mm/h, la cepa P-47 (*P. salmoneostramineus*) de 0.4638 mm/h, la cepa P-48 (*P. djamor* color crema) de 0.4563 mm/h, la cepa P-49 (*P. djamor* color rosa) de 0.4496 mm/h, la cepa P-50 (*P. ostreatus*) de 0.4217 mm/h, la cepa P-51 (*P. smithii*) de 0.1492 mm/h, la cepa P-52 (*P. agaves* o *P. opuntiae*) de 0.4054 mm/h, la cepa P-53 (*P. salmoneostramineus*) de 0.4042 mm/h, la cepa P-54 (*P. djamor* color crema) de 0.5354

mm/h, la cepa P-55 (*P. djamor*) de 0.5620 mm/h y finalmente, la cepa P-56 (*P. djamor* color rosa) de 0.5025 mm/h.

Angulo *et al.* en el 2022 evaluaron el crecimiento micelial de *P. ostreatus* en cajas Petri con cuatro medios de cultivo: Infusión Cerebro/Corazón Agar (BHIA), Extracto de Levadura Agar (ELA), Agar Sabouraud Dextrosa (SDA) y PDA a 20°C. El mayor crecimiento fue en medio PDA con 0.0138 mm/h, seguido 0.0058 mm/h, 0.0054 mm/h y 0.0042 mm/h en los medios SDA, ELA y BHIA, respectivamente.

3.1.1. VELOCIDAD DE CRECIMIENTO MICELIAL DE *P. eryngii*

En 2011, Andrino *et al.* caracterizaron el crecimiento micelial de dos cepas de *P. eryngii* en tres medios sólidos: Agar de Peptona de Carne-Dextrosa-Extracto de Levadura (CYM), Agar Extracto de Malta (MALTA) y PDA a cuatro temperaturas distintas (18°C, 21°C, 25°C y 28°C) en placas Petri. Para la cepa PLERPER el micelio creció más rápido a 21°C en medio CYM reportando 0.0335 mm/h, seguido de medio PDA con 0.0330 mm/h y medio MALTA con 0.0326 mm/h; y el menor crecimiento fue a 28°C en medio CYM con 0.0189 mm/h, seguido de medio MALTA con 0.0224 mm/h y por último en medio PDA con 0.0265 mm/h. En cuanto a la cepa PLERSE reportaron igualmente el mayor crecimiento micelial a 21°C, el mayor crecimiento fue en medio MALTA con 0.0310 mm/h, seguido del medio CYM con 0.0290 mm/h, y por último en medio PDA con 0.0289 mm/h, estos últimos teniendo un crecimiento similar; y el menor crecimiento micelial fue a 25°C en medio CYM con 0.0146 mm/h, seguido del medio PDA con 0.0147 mm/h, y por último en medio MALTA con 0.0193 mm/h a 28°C.

Gaitán-Hernández (2005) reportó el crecimiento micelial de tres cepas (IE-687, IE-688 e IE-689) de *P. eryngii* en distintos medios suplementados en cajas Petri de 90 x 15 mm incubadas a 25°C. Cada medio está compuesto de 11% de Extracto de Malta, 27% de Agar Bacteriológico, 5% de Extracto de Levadura y el 57% de polvo de encino (MEA), polvo de paja de trigo (MTA) o polvo de madera de eucalipto (MEAU); además utilizaron el medio MALTA (MEMA) como testigo. En la cepa IE-687 el mayor crecimiento micelial fue en medio MEA (0.1900 mm/h), seguido de los medios MTA (0.1825 mm/h) y MEMA (0.1721 mm/h). En la cepa IE-688 el mejor crecimiento fue en medio MTA (0.3834 mm/h), seguido de los medios MEA (0.3555 mm/h), medio MEMA (0.2596 mm/h) y medio MEUA

(0.0580 mm/h). En la cepa IE-689 el mayor crecimiento fue en medio MEA (0.3621 mm/h), seguido de medio MTA (0.3434 mm/h), medio MEMA (0.2017 mm/h), y finalmente el medio MEUA (0.0950 mm/h).

En 2016, Acosta-Urdapilleta *et al.* determinaron la velocidad de crecimiento de nueve cepas de cinco especies del género *Pleurotus*: *P. pulmonarius* (HEMIM-129), *P. citrinopileatus* (HEMIM-132), *P. djamor* (HEMIM-104 y HEMIM-121), *P. ostreatus* (HEMIM-50, 126 y 127) y *P. eryngii* (HEMIM-128 y HEMIM-130) en cuatro medios de cultivo [Agar con Harina Integral de Trigo (HIT), PDA, PDA + Extracto de Paja de Arroz (PDA/A) y PDA + Extracto de Paja de Trigo (PDA/T)] en cajas Petri de 60 x 15 mm a 24°C. Para las cepas de *P. ostreatus* los valores oscilaron entre 0.142 mm/h a 0.215 mm/h en medio HIT, de 0.91 mm/h a 0.146 mm/h en PDA, de 0.91 mm/h a 0.182 mm/h en medio PDA/T y de 0.112 mm/h a 0.195 mm/h en PDA/A. En la cepa HEMIM-129, los medios HIT y PDA/A presentaron una velocidad de 0.177 mm/h, seguido de 0.162 mm/h en PDA y 0.137 mm/h en medio PDA/T. Para la cepa HEMIM-132 el mayor crecimiento fue en medio HIT presentando 0.145 mm/h, seguido de PDA/T con 0.135 mm/h, del medio PDA con 0.055 mm/h y finalmente del medio PDA/A con 0.045 mm/h. En la cepa HEMIM-104 el mayor crecimiento fue de 0.173 mm/h en medio HIT, 0.121 mm/h en PDA/A, 0.108 mm/h en medio PDA y 0.096 mm/h en PDA/T; en la HEMIM-121 el crecimiento más rápido fue en medio HIT con 0.186 mm/h, seguido del medio PDA/T con 0.154 mm/h, el medio PDA/A con 0.143 mm/h y finalmente en PDA con 0.087 mm/h. La cepa HEMIM-128 presentó el mayor crecimiento en medio HIT con 0.166 mm/h, seguido de PDA/T con 0.144 mm/h, del medio PDA con 0.124 mm/h y del medio PDA/A con 0.122 mm/h; finalmente, la HEMIM-130 obtuvo un mayor crecimiento de 0.143 mm/h en medio HIT, seguido de 0.135 mm/h en PDA/T, 0.117 mm/h en PDA/A y por último 0.044 mm/h en medio PDA.

3.2. CARACTERÍSTICAS MORFOLÓGICAS MICELIALES DE *Pleurotus* spp.

Sobal *et al.* (2007) evaluaron las características morfológicas de cepas de los géneros *Agaricus*, *Ganoderma*, *Auricularia*, *Lentinula*, *Neolentinus*, *Volvariella* y *Pleurotus* en medio PDA sobre cajas Petri de 9 cm de diámetro incubadas a 25°C. Las cepas de

Pleurotus spp. son: CP-11 (*P. ostreatus*), CP-50 (*P. ostreatus*), CP-37 (*P. ostreatus*), CP-15 (*Pleurotus* sp.), CP-91 (*Pleurotus* sp.), CP-16 y CP-32 (*P. pulmonarius*), CP-30 (*P. levis*), CP-44, CP-53, CP-76 y CP-143 (*P. djamor*), y CP-18 (*P. cystidiosus*). Las características del micelio de las especies del género *Pleurotus* variaron en cuanto a las cepas estudiadas, la mayoría de las cepas presentaron una coloración blanca a excepción de las cepas CP-34, CP-44 y CP-143 correspondientes a *P. djamor* que presentaron coloración blanca-rosada. En cuanto al tipo de crecimiento, las cepas CP-11, CP-18, CP-32, CP-34, CP-37 y CP-50 presentaron crecimiento regular, mientras que el resto de las cepas presentaron crecimiento irregular. Por otro lado, sólo las cepas CP-30 y CP-91 presentaron una textura pilosa, en las cepas CP-15, CP-44, CP-53 y CP-76 se observó una textura aterciopelada, y una textura algodonosa en el resto de las cepas. Respecto a la densidad, las cepas CP-30, CP-34, CP-44, CP-76, CP-91 y CP-143 presentaron densidad regular, y densidad abundante en el resto de las cepas. Las cepas CP-32, CP-44, CP-53, CP-76, CP-30, CP-15 y CP-91 presentaron hifas aéreas regulares mientras que el resto de las cepas presentaron hifas aéreas abundantes.

En el 2013 Carreño *et al.* determinaron la morfología del micelio de *P. albidus* y *P. djamor* en cajas Petri de 84x15 mm con medio PDA y EMA a 26°C y 30°C. En la cepa de *P. albidus* el micelio fue rastrero y blanco a ambas temperaturas, con textura zonada en casi la mayoría de ellos a excepción del medio EMA a 30°C que presentó textura afieltrada. Esta cepa presentó densidad muy alta en PDA a 30°C mientras que en el resto de los tratamientos presentó densidad alta a ambas temperaturas. En tres de los tratamientos se reportó presencia de exudados con coloraciones que fueron de ámbar a café. Y finalmente, el periodo de incubación varió de 7 a 12 días. Para *P. djamor* se encontró un micelio rastrero y blanco en todos los tratamientos. La textura observada fue flucosa y la densidad alta y afieltrada cuando se incubó a 26°C mientras que a 30°C se reporta una densidad muy alta en todos los medios; sólo en el tratamiento de PDA a 30°C se encontró presencia de exudados de color café claro; y finalmente, el periodo de incubación varió de los 10 a 15 días.

Gómez-Velázquez (2015) evaluó el crecimiento micelial de 12 cepas de distintas especies del género *Pleurotus*: la cepa P-45 (*Pleurotus* sp.), P-46 (*P. djamor*), P-47 (*P. salmoneostramineus*), P-48 (*P. djamor* color crema), P-49 (*P. djamor* color rosa), P-50 (*P.*

ostreatus), P-51 (*P. smithii*), P-52 (*P. agaves* o *P. opuntiae*), P-53 (*P. salmoneostramineus*), P-54 (*P. djamor* color crema), P-55 (*P. djamor*) y la cepa P-56 (*P. djamor* color rosa) en medio de cultivo sólido más cereal en cajas Petri de 5 cm de diámetro a 24°C. Las características morfológicas fueron distintas de acuerdo con cada cepa estudiada, el tipo de crecimiento fue radial en todas las cepas; de tipo rastrero en las cepas P-45 y P-51, de tipo aéreo en las cepas P-55 y P-57, y ligeramente aéreo en las demás cepas. La densidad fue escasa en las cepas P-45, P-46, P-48, P-50 y P-56, regular en las cepas P-47, P-49, P-53, P-54, P-55 y P-57, y abundante en las cepas P-51 y P-52. La textura fue algodonosa en las cepas P-51 y P-52, ligeramente algodonosa en las cepas P-45, P-49 y P-53, y filamentosa en las cepas restantes. El color fue blanco en la cepa P-51, blanquecino en las cepas P-46, P-48, P-50, P-52, P-53, P-55 y P-56, blanco-hialino en la cepa P-45, blanquecino a salmón la cepa P-47, blanquecino a rosa pálido en la cepa P-49 y blanquecino a tonalidades amarillentas en las cepas P-54 y P-57.

Gutiérrez-Torres (2018) reportó las características morfológicas del micelio de *P. citrinopileatus* sobre distintos sustratos (aserrín de cedro, aserrín de encino, aserrín de pino, cazahuate, ficus, lirio acuático, paja de trigo, paja de trigo y avena (mezcla), rastrojo de maíz y salvado de trigo). La cepa de *P. citrinopileatus* presentó un micelio aéreo y una textura algodonosa en todos los sustratos; en la mayoría de los sustratos la coloración fue blanca a excepción del aserrín de encino y el lirio acuático en los cuales se observó una coloración blanca-amarilla y crema, respectivamente; la densidad predominante fue la abundante presentándose en cinco sustratos (aserrín de encino, ficus, lirio acuático, paja de trigo y avena y salvado de trigo), seguido de la densidad regular presentándose en cazahuate, paja de trigo y rastrojo de maíz, y finalmente, densidad escasa en aserrín de cedro y aserrín de pino. La invasión total fue de entre 6 a 31 días, siendo el rastrojo de maíz y el *Ficus* los de mayor crecimiento, seguido del aserrín de encino y cazahuate con 7 días, paja de trigo y avena (mezcla) con 8 días, aserrín de cedro con 9 días, aserrín de pino con 12 días, paja de trigo con 14 días, lirio acuático con 25 días y por último el salvado de trigo con 31 días siendo el de menor crecimiento. Sólo en aserrín de encino, paja de trigo y rastrojo de maíz se presentaron agregaciones hifales.

En el 2022 Angulo *et al.* evaluaron las características morfológicas de *P. ostreatus* en cajas Petri en distintos medios de cultivo (BHIA, ELA, PDA y SDA). Encontraron que las características morfológicas miceliales difieren respecto al medio de cultivo, para los medios PDA y SDA se reportó micelio blanco, mientras que en los medios BHIA y ELA el micelio va de blanco a gris; en cuanto a su textura se encontró que en todos los medios de cultivo es distinta, se observó textura algodonosa con distribución uniforme, textura algodonosa con distribución semiuniforme, textura sólida y lisa, y textura flocosa y desigual en medios PDA, SDA, BHIA y ELA, respectivamente; igualmente la densidad fue distinta en los cuatro medios de cultivo, la mayor densidad se encontró en medio PDA siendo alta, seguido de media, baja y nula en los medios SDA, ELA y BHIA, respectivamente; finalmente, el tiempo de incubación fue distinto en todos los medios, siendo el medio PDA el más rápido en invadir totalmente con 10-12 días, seguido del medio SDA con 13-15 días y el medio ELA con 15 días, mientras que para el medio BHIA no se reportó el tiempo de invasión.

3.2.1. CARACTERÍSTICAS MORFOLÓGICAS MICELIALES DE *P. eryngii*

Gaitán-Hernández (2005) reportó el crecimiento micelial de tres cepas (IE-687, IE-688 e IE-689) de *P. eryngii* en distintos medios suplementados en cajas Petri de 90 x 15 mm incubadas a 25°C. Cada medio está compuesto de 11% de Extracto de Malta, 27% de Agar Bacteriológico, 5% de Extracto de Levadura y el 57% de polvo de encino (MEA), polvo de paja de trigo (MTA) o polvo de madera de eucalipto (MEAU); además utilizaron el medio MALTA (MEMA) como testigo. En todos los medios el micelio fue aéreo, de crecimiento en relieve, de color blanco y con densidad regular; en casi todos los tratamientos se presentó textura algodonosa a excepción de los medios MTA de las cepas IE-688 y IE-689 que presentaron textura zonada, y el medio MEA de IE-689 con textura aterciopelada.

Acosta-Urdapilleta *et al.* en 2016 determinaron las características miceliales de nueve cepas de cinco especies de *Pleurotus*: *P. pulmonarius* (HEMIM-129), *P. citrinopilatus* (HEMIM-132), *P. djamor* (HEMIM-104 y HEMIM-121), *P. ostreatus* (HEMIM-50, HEMIM-

126 y HEMIM-127) y *P. eryngii* (HEMIM-128 y HEMIM-130) en cuatro medios de cultivo [HIT, PDA, PDA + Extracto de Paja de Arroz (PDA/A) y PDA + Extracto de Paja de Trigo (PDA/T)] en cajas Petri de 60x15 mm a 24°C; se tomaron las características morfológicas a los 20 días después de la siembra. La textura predominante en todas las cepas fue la algodonosa, seguido de la aterciopelada y lanosa; la mayoría de las cepas presentaron micelio aéreo, excepto las cepas de *P. djamor* y *P. citrinopileatus* que presentaron micelio rastrero; el color fue blanco en las cepas de *P. eryngii* y *P. ostreatus*, mientras que en las de *P. pulmonarius* y *P. citrinopileatus* fue de color crema; en las cepas de *P. djamor* se encontraron coloraciones de blanco con rosa, y crema con rosa en los medios HIT y PDA/A, respectivamente, y por último, color crema en los medios PDA y PDA/T. En medio PDA de ambas de cepas de *P. eryngii* presentaron textura aterciopelada mientras que en el resto de los medios de ambas cepas una textura algodonosa.

4. JUSTIFICACIÓN

Los hongos comestibles son considerados un alimento funcional por sus diversas propiedades nutricionales, por lo que presentan gran valor económico, medicinal y culinario. Entre las especies más cultivadas y comercializadas se encuentran algunas del género *Pleurotus*. La mayoría de los estudios respecto a los hongos de este género en el estado de Morelos están enfocados en su cultivo, buscando alternativas que faciliten y mejoren su producción, pero también es importante estudiar el crecimiento micelial que nos indique que sustratos favorecen su desarrollo.

El hongo ostra real (*P. eryngii*), que pertenece al género *Pleurotus*, es una especie de gran valor por su potencial biotecnológico, medicinal y gastronómico. En Morelos hay pocos registros del cultivo de *P. eryngii* por su lento crecimiento y por su poca resistencia a agentes contaminantes.

Por ello, es de gran interés evaluar el crecimiento micelial de *P. eryngii* en diferentes mezclas de sustratos lignocelulósicos para determinar su velocidad de crecimiento y características morfológicas al utilizar distintas cepas de la misma especie y con ello contribuir generando conocimiento de la etapa micelial que sea de utilidad en futuras investigaciones del cultivo del hongo ostra real.

5. OBJETIVOS

5.1. OBJETIVO GENERAL

Evaluar el crecimiento micelial de tres cepas de *Pleurotus eryngii* en tres diferentes mezclas de sustratos lignocelulósicos.

5.2. OBJETIVOS PARTICULARES

- I. Determinar la velocidad de crecimiento de tres cepas de *P. eryngii* en tres diferentes mezclas y en medio PDA.
- II. Evaluar las características morfológicas miceliales de tres cepas de *P. eryngii* en tres diferentes mezclas y en medio PDA.

6. PREGUNTA DE INVESTIGACIÓN

¿Presentarán diferencias en el crecimiento micelial las tres cepas de *P. eryngii* crecidas en las distintas mezclas de sustratos lignocelulósicos con respecto al medio PDA (control)?

7. METODOLOGÍA

El presente trabajo de investigación se dividió en tres etapas principales. A continuación, en la figura 4 se muestra el diagrama general de la metodología realizada en cada etapa.

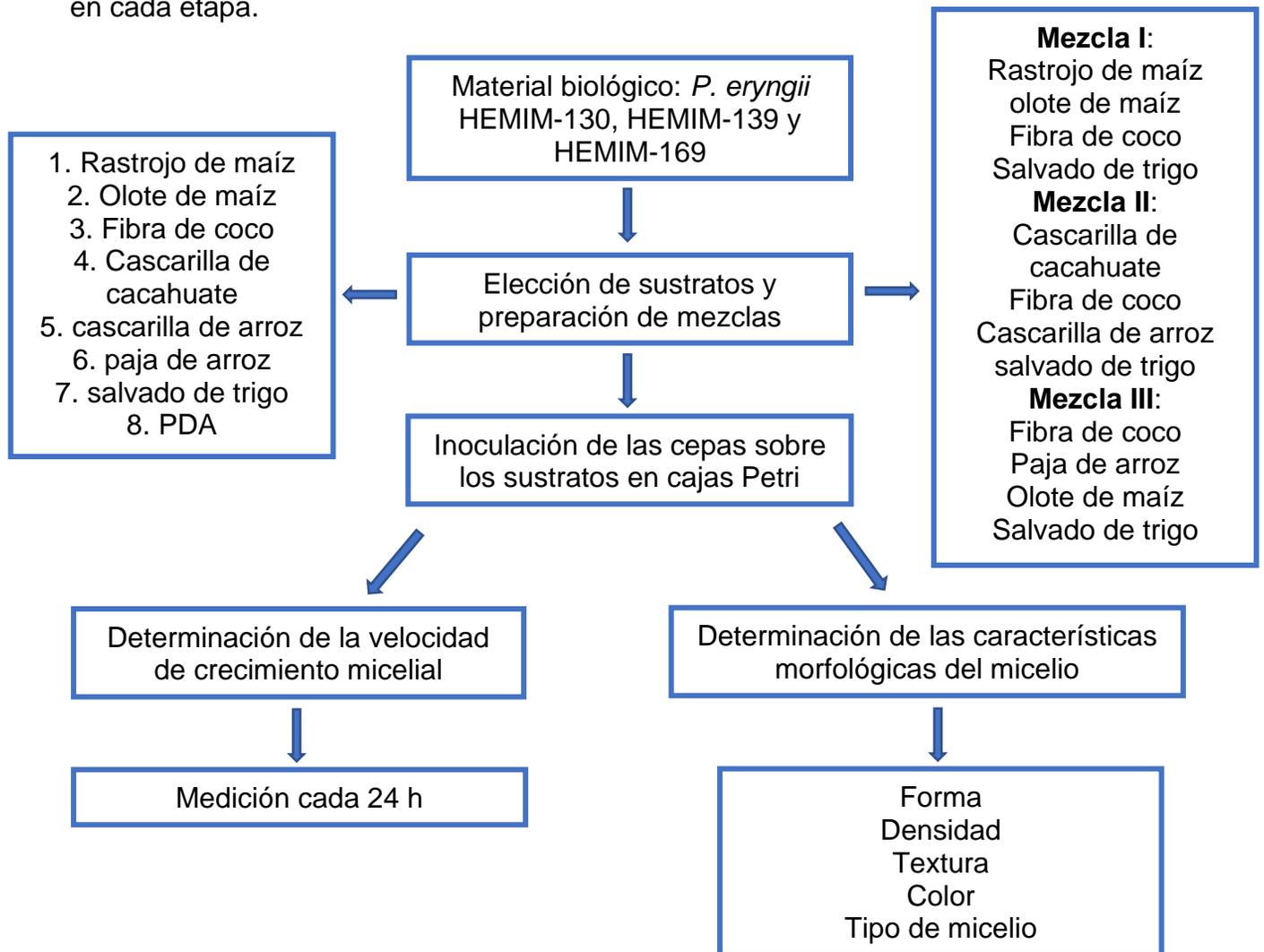


Figura 4. Diagrama general de la metodología

7.1. MATERIAL BIOLÓGICO Y RESIEMBRA DE LAS CEPAS

Se utilizaron tres cepas de *P. eryngii* (HEMIM-130, HEMIM-139 y HEMIM-169) que se encuentran dentro del cepario HEMIM (Herbario Micológico de Morelos) en el Centro de Investigaciones Biológicas de la Universidad Autónoma del Estado Morelos (CIB-UAEM). Estas cepas se mantuvieron en subcultivo en cajas con medio PDA utilizando una campana de flujo laminar (Anexo 1).

7.2. SIEMBRA E INOCULACIÓN DE LAS CEPAS EN MEDIO PDA

Se prepararon 500 mL de medio PDA, para ello se colocaron 39 g de medio PDA y 500 mL de agua destilada en un matraz y se esterilizó a 121°C o 15 libras de presión por 20 min. Posterior a ello, en una campana de flujo laminar se vació el medio en 15 cajas Petri (85x10 mm). A las 24 h en una campana de flujo laminar se inocularon las cajas con micelio de las cepas HEMIM-130, HEMIM-139 y HEMIM-169 (cinco cajas por cepa), utilizando un horador metálico estéril de 5 mm de diámetro se cortaron discos de micelio en crecimiento y cada disco se colocó en el centro de cada caja. Posteriormente todas las cajas fueron selladas con cinta Parafilm, se rotularon y se colocaron a temperatura ambiente en ausencia de luz.

7.3. MEZCLAS DE SUSTRATOS LIGNOCELULÓSICOS

Se realizaron tres diferentes mezclas de sustratos lignocelulósicos. Cada una se elaboró con cuatro sustratos como se muestra en las tablas 8, 9 y 10. La mezcla I corresponde al trabajo realizado por Sánchez-Maldonado *et al.* (2021) y las mezclas II y III son utilizadas por primera vez en la presente investigación.

Tabla 8. Mezcla I de sustratos lignocelulósicos

SUSTRATO	ESPECIE	PORCENTAJE (%)	SUSTRATO EN SECO (g)
Olote de maíz	<i>Zea mays</i>	40	38.52
Rastrojo de maíz	<i>Zea mays</i>	25	23.40
Fibra de coco	<i>Cocos nucifera</i>	25	23.40
Salvado de trigo	<i>Triticum aestivum</i>	10	9.36

Tabla 9. Mezcla II de sustratos lignocelulósicos

SUSTRATO	ESPECIE	PORCENTAJE (%)	SUSUTRATO EN SECO (g)
Fibra de coco	<i>Cocos nucifera</i>	40	38.52
Cascarilla de arroz	<i>Oryza sativa</i>	25	23.40
Cascarilla de cacahuete	<i>Arachis hypogaea</i>	25	23.40
Salvado de trigo	<i>Triticum aestivum</i>	10	9.36

Tabla 10. Mezcla III de sustratos lignocelulósicos

SUSTRATO	ESPECIE	PORCENTAJE (%)	SUSUTRATO EN SECO (g)
Paja de arroz	<i>Oryza sativa</i>	40	38.52
Olote de maíz	<i>Zea mays</i>	25	23.40
Fibra de coco	<i>Cocos nucifera</i>	25	23.40
Salvado de trigo	<i>Triticum aestivum</i>	10	9.36

7.4. PREPARACIÓN Y ESTERILIZACIÓN DE DIFERENTES MEZCLAS DE SUSTRATOS EN CAJAS PETRI

Los sustratos lignocelulósicos de cada mezcla fueron triturados en trozos pequeños de dos a tres cm de diámetro aproximadamente e hidratados en agua caliente por 30 min en bolsas de plástico rotuladas, posterior se drenó el agua con ayuda de un filtrador. Cuando presentó el 70% de humedad, cada mezcla se colocó en cajas Petri de 140x20 mm aproximadamente a la mitad de la caja para dejar espacio de crecimiento y oxigenación del micelio. Se pesaron y se agregaron 52 g de sustrato húmedo (por mezcla) en cada caja, obteniendo cinco cajas por cada mezcla y 15 cajas por cepa. Finalmente se esterilizaron todas las cajas durante dos h a 121°C o 15 libras de presión (Muez y Pardo, 2001).

7.5. INOCULACIÓN DE *P. eryngii* EN DIFERENTES MEZCLAS DE SUSTRATOS EN CAJAS PETRI

A las 24 h en una cabina de flujo laminar se inocularon las cajas Petri de cada mezcla de sustratos esterilizados con micelio de las cepas HEMIM-130, HEMIM-139 y HEMIM-169 (15 cajas por cepa) a partir de cajas sembradas, para ello se utilizó un horador metálico estéril de 10 mm de diámetro con el que se cortaron discos de micelio en crecimiento y cada disco se colocó en el centro de cada caja. Posteriormente todas las cajas fueron selladas con cinta Parafilm, se rotularon y se colocaron a temperatura ambiente en ausencia de luz.

7.6. VELOCIDAD DE CRECIMIENTO MICELIAL EN CAJAS PETRI DE *P. eryngii*

La velocidad de crecimiento se determinó midiendo el crecimiento radial del micelio en cada caja Petri a partir del inóculo agregado con ayuda de un vernier. Las mediciones se realizaron cada 24 h (Sánchez, 2001) (Anexo 2). Asimismo, se reportó la media y la desviación estándar de la velocidad de crecimiento en cada mezcla y para cada cepa.

7.7. CARACTERÍSTICAS MORFOLÓGICAS DEL MICELIO DE *P. eryngii*

Cuando el micelio invadió completamente la superficie de las cajas Petri, se evaluaron las características morfológicas en las diferentes mezclas. Se realizó una tabla considerando el tipo, color, densidad, textura y agregaciones hifales del micelio, así como también se anotaron algunas observaciones (Sobal *et al.*, 2007; Acosta-Urdapilleta *et al.*, 2016).

8. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

8.1. VELOCIDAD DE CRECIMIENTO MICELIAL DE *P. eryngii*

La velocidad de crecimiento varió en cuanto a la mezcla y cepa utilizada. En la cepa HEMIM-130, el micelio invadió totalmente la caja Petri en un rango de 19 a 21 días en las mezclas I y II, y 17 a 20 días en las cajas de la mezcla III. Por lo tanto, el crecimiento micelial más rápido fue en la mezcla III (0.1540 mm/h) y el más lento se encontró en el medio PDA (0.0524 mm/h), este último tardó entre 29 a 33 días en invadir por completo el medio por lo que se obtuvo mayor crecimiento utilizando sustratos lignocelulósicos que el control (Figura 5).

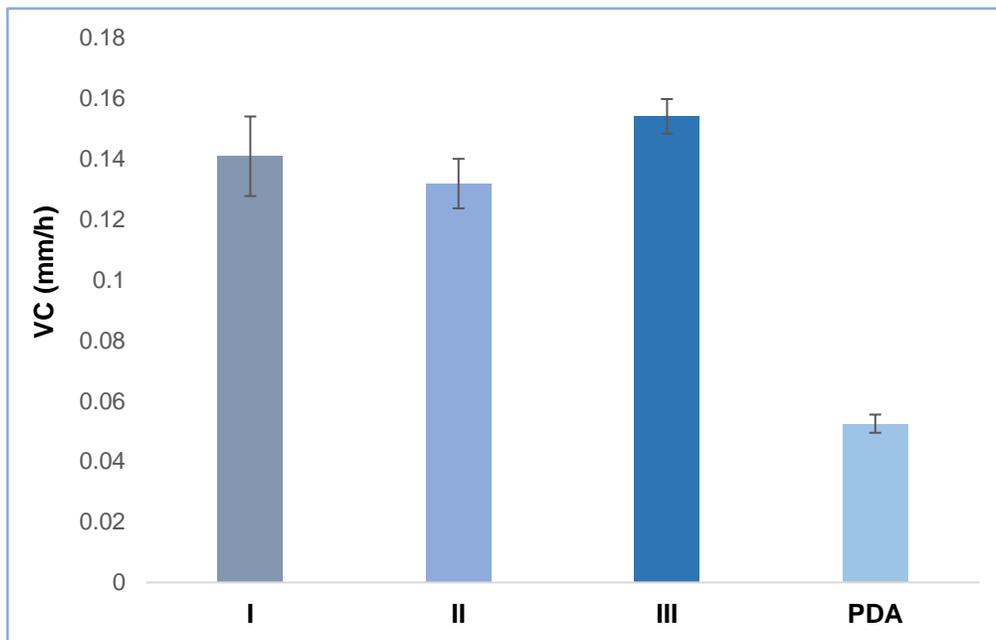


Figura 5. Velocidad de crecimiento de la cepa HEMIM-130 en tres mezclas de sustratos lignocelulósicos

En la cepa HEMIM-139, la invasión total del micelio es la mezcla I osciló entre 18 a 21 días, mientras que en la mezcla II tardó de 17 a 21 días, y finalmente, en la mezcla III tardó de 17 a 21 días. El mayor crecimiento micelial se observó en la mezcla III (0.1577 mm/h), mientras que el menor crecimiento micelial se obtuvo en medio PDA (0.0607 mm/h).

mm/h) que tardó en invadir completamente la caja de 23 a 31 días, por lo que el crecimiento en sustratos es más rápido que en el control también en esta cepa, presentando el doble de velocidad (Figura 6).

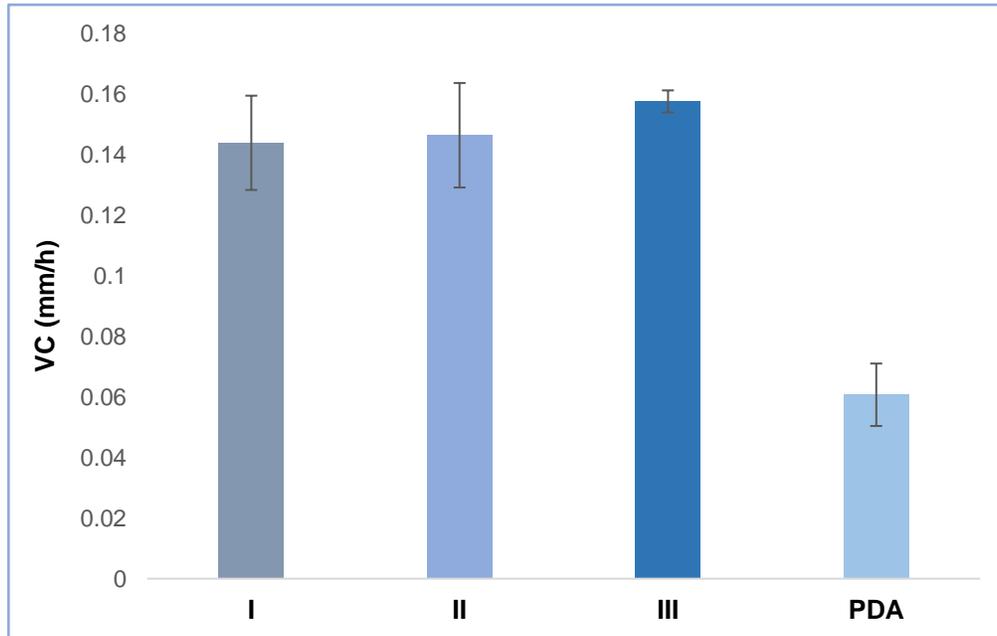


Figura 6. Velocidad de crecimiento de la cepa HEMIM-139 en tres mezclas de sustratos lignocelulósicos

Con respecto a la cepa HEMIM-169, en la mezcla I el micelio invadió totalmente en un rango de 20 a 21 días, mientras que en la mezcla II tardó en invadir de 17 a 21 días, y por último la mezcla III invadió totalmente de 16 a 21 días. El crecimiento más rápido se presentó en la mezcla III (0.1566 mm/h) y el más lento se registró en medio PDA (0.0545 mm/h) el cual invadió por completo la caja Petri de 29 a 32 días, teniendo una diferencia con la invasión en las mezclas de más de 10 días (Figura 7).

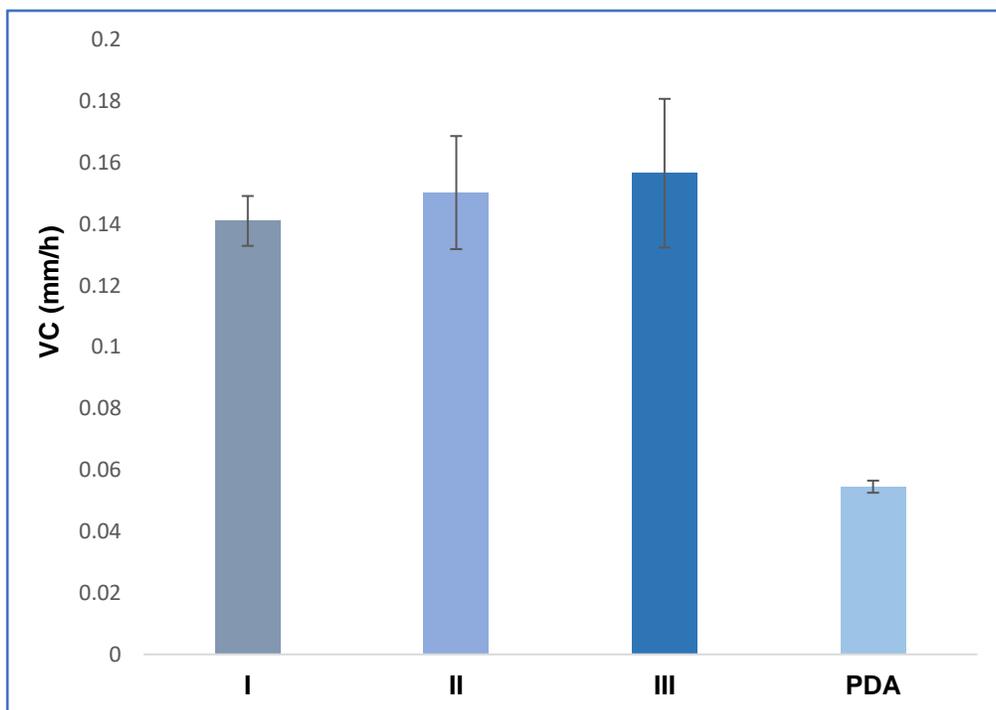


Figura 7. Velocidad de crecimiento de la cepa HEMIM-169 en tres mezclas de sustratos lignocelulósicos

Las tres mezclas de sustratos utilizadas con las cepas de *P. eryngii* presentaron buenos resultados. La mezcla III fue la mejor teniendo un mayor crecimiento micelial en las tres cepas utilizadas, aunque no existe gran diferencia con respecto a las otras mezclas. En general, las tres cepas presentaron resultados similares si se comparan entre sí, sin embargo, es importante mencionar que, con respecto al control, la velocidad de crecimiento en PDA está por debajo de la mitad de los valores obtenidos en las mezclas, demostrando que el uso de sustratos lignocelulósicos mezclados favoreció considerablemente la rapidez con que creció el micelio de *P. eryngii* con respecto al control. El uso de sustratos lignocelulósicos no sólo ofrece una alternativa para reutilizar estos desechos y reincorporar la materia orgánica al medio mediante la bioconversión (uno de los papeles ecológicos de los hongos) sino que además aporta los nutrientes necesarios para su crecimiento y desarrollo, favoreciendo el tiempo en que crece el micelio, lo cual resulta muy bueno para las futuras investigaciones, obteniendo resultados en menor tiempo (Chang, 2007; Montoya-Barreto, 2012). Además, nos da un

avistamiento de qué sustratos (en este caso mezclas) resultan ser mejores para futuros cultivos donde se fructifique y produzca este hongo.

Los resultados obtenidos en este trabajo difieren con los datos de Gaitán-Hernández (2005) quien reportó un crecimiento más rápido en el medio MEA, el cual está adicionado con polvo de encino, para la cepa IE-687 obtuvo una velocidad de 0.1900 mm/h, en la cepa IE-688 de 0.3834 mm/h, y en la cepa IE-689 de 0.3621 mm/h, teniendo un mayor crecimiento micelial que los obtenidos en el presente trabajo, cuyo crecimiento más rápido se obtuvo en la mezcla III de la cepa HEMIM-139 con 0.1577 mm/h y en medio PDA con 0.0607 mm/h en la misma cepa. Cabe mencionar que el medio de Gaitán-Hernández (2005) está compuesto de 11% de Extracto de Malta, 27% de Agar Bacteriológico, 5% de Extracto de Levadura y 57% polvo de encino, lo que lo hace un medio enriquecido y nutritivo para el micelio del hongo, pero también más caro mientras que los sustratos utilizados en la presente investigación son de bajo costo y, con respecto al control con que se compararon (PDA), son mejores.

Asimismo, los resultados obtenidos son distintos a los de Andrino *et al.* (2011) quienes presentaron un crecimiento más rápido a 21°C en ambas cepas. En la cepa PLERPER el micelio creció más rápido en medio CYM (0.0335 mm/h), seguido de PDA (0.0330 mm/h) y del medio MALTA (0.0326 mm/h). Por otro lado, con la cepa PLERSE el mayor crecimiento fue en medio MALTA (0.0310 mm/h), seguido del medio CYM (0.0290 mm/h) y medio PDA (0.0289 mm/h). En este proyecto de investigación, al utilizar PDA se obtuvo una velocidad de crecimiento micelial de 0.0524 mm/h en la cepa HEMIM-130, de 0.0607 mm/h en la cepa HEMIM-139, y de 0.0545 mm/h en la cepa HEMIM-169, valores más altos que los de la investigación de Andrino *et al.* (2011). La velocidad de crecimiento en las mezclas de sustratos del presente trabajo osciló entre 0.1317 mm/h y 0.1577 mm/h, este crecimiento es cuatro veces más más rápido que los obtenidos por Andrino *et al.* (2011).

En el trabajo de Acosta-Urdapilleta *et al.* (2016) con diferentes cepas del género *Pleurotus*, se reportó para la cepa HEMIM-130 (*P. eryngii*) una velocidad de crecimiento en medio HIT de 0.143 mm/h, en PDA/T de 0.135 mm/h, en PDA 0.044 mm/h y PDA/A de 0.117 mm/h; mientras que en esta investigación se reportó el mayor crecimiento micelial en PDA de 0.0607 mm/h (HEMIM-139) y en las mezclas, los valores más altos

reportados fueron: 0.1440 mm/h en la mezcla I (HEMIM-139), 0.1502 mm/h en la mezcla II (HEMIM-169) y 0.1577 mm/h en la mezcla III (HEMIM-139). El crecimiento en medio PDA es similar en ambos estudios, pero existen diferencias al comparar la velocidad de crecimiento micelial en el medio PDA de este trabajo con el PDA adicionado con infusiones de paja de trigo y paja de avena (PDA/T y PDA/A) utilizado por Acosta-Urdapilleta *et al.* (2016), quienes demostraron que al adicionar el medio PDA con infusión de sustratos lignocelulósicos se obtiene un crecimiento más rápido porque se enriquece el medio. En comparación, el crecimiento más rápido en las mezclas de sustratos de este proyecto (0.1440 mm/h en la mezcla I de la HEMIM-139, 0.1502 mm/h en la mezcla II de la HEMIM-169 y 0.1577 mm/h en la mezcla III de la HEMIM-139) con los de PDA adicionado con infusión de sustratos por Acosta-Urdapilleta *et al.* (2016) (0.117 mm/h y 0.135 mm/h para PDA/A y PDA/T, respectivamente), se puede decir que son parecidos, sin embargo, en las mezclas de sustratos de la presente investigación la velocidad de crecimiento es un poco más alta, incluso al compararse su crecimiento en medio HIT (0.143 mm/h) con los valores más altos en las mezclas de este trabajo.

En el mismo trabajo de Acosta-Urdapilleta *et al.* (2016), se evaluó la cepa HEMIM-128 (también *P. eryngii*) y aunque sus resultados en medio PDA (0.124) son más favorables que los del presente trabajo al utilizar también medio PDA (0.0607, valor más alto obtenido en la cepa HEMIM-139), los valores de velocidad de crecimiento más altos en las tres mezclas de esta investigación (0.1440 mm/h en la mezcla I de la HEMIM-139, 0.1502 mm/h en la mezcla II de la HEMIM-169 y 0.1577 mm/h en la mezcla III de la HEMIM-139) son más altos que los datos obtenidos por los autores antes mencionados en PDA 0.124 mm/h, en PDA/T (0.144 mm/h) y en PDA/A (0.122 mm/h) sólo por debajo del crecimiento que obtuvieron en medio HIT (0.166 mm/h).

8.2. CARACTERÍSTICAS MORFOLÓGICAS MICELIALES DE *P. eryngii*

Las características morfológicas de las cepas HEMIM-139 y HEMIM-169 en medio PDA son muy parecidas (Tabla 11), las tres cepas presentaron crecimiento irregular siendo la cepa HEMIM-130 en la que se observó más evidentemente esta forma de crecimiento; todas presentaron un micelio rastrero y ausencia de agregaciones hifales.

En la coloración se encontraron dos tonalidades: blanco y blanco con tonalidades amarillas, siendo la HEMIM-130 la única que presentó la primera. La cepa HEMIM-130 presentó densidad regular mientras que las dos cepas restantes presentaron densidad abundante. Se encontraron dos tipos de texturas: algodonosa y aterciopelada, siendo la cepa HEMIM-130 la única que presentó textura algodonosa.

En las mezclas, las tres cepas presentaron crecimiento irregular, asimismo un micelio rastrero y blanco en todas las mezclas, y no se observaron agregaciones hifales en ninguna de las mezclas a los 30 días de crecimiento, sin embargo, a los 45 días, la cepa HEMIM-139 comenzó a formar agregaciones hifales en la mezcla I. En cuanto a los sustratos lignocelulósicos utilizados, la mezcla I de la cepa HEMIM-139 y la mezcla II de la cepa HEMIM-169 fueron las únicas que presentaron densidad abundante, la mezcla II de la HEMIM-130 fue la única que presentó densidad escasa y en el resto de las mezclas predominó la densidad regular. En cuanto a la textura, se encontró que todas las mezclas de la cepa HEMIM-130 presentaron textura ligeramente algodonosa, mientras que en la cepa HEMIM-139 predominó en su totalidad la textura algodonosa. Finalmente, la cepa HEMIM-169 presentó una textura algodonosa en las mezclas I y II, y ligeramente algodonosa en la mezcla III.

Las características miceliales no presentaron una diferencia significativa entre mezclas y cepas (Tablas 12-14), sin embargo, las mejores características dependieron de la cepa que se utilizó. Para la cepa HEMIM-130, las mejores mezclas fueron la mezcla I y III, presentando micelio rastrero, color blanco, densidad regular y textura ligeramente algodonosa; para la cepa HEMIM-139, la mejor mezcla fue la I, la cual presentó micelio rastrero, color blanco, densidad abundante y textura algodonosa; finalmente, en la cepa HEMIM-169, la mejor mezcla fue la II, presentando micelio rastrero, color blanco, densidad abundante y textura algodonosa.

Tabla 11. Características morfológicas de tres cepas de *P. eryngii* a los 30 días de crecimiento micelial sobre medio PDA

CEPA	TIPO DE MICELIO	COLOR	DENSIDAD	TEXTURA	AH	OBSERVACIONES	IMAGEN
HEMIM-130	Rastrero	Blanco	Regular	Algodonosa	A	Presenta crecimiento irregular y la densidad no es uniforme	
HEMIM-139	Rastrero	Blanco con tonalidades amarillas	Abundante	Aterciopelada	A	Presenta crecimiento irregular; con el tiempo las tonalidades amarillas aumentan	
HEMIM-169	Rastrero	Blanco con tonalidades amarillas	Abundante	Aterciopelada	A	Presenta crecimiento irregular	

AH: agregaciones hifales

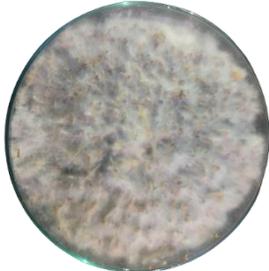
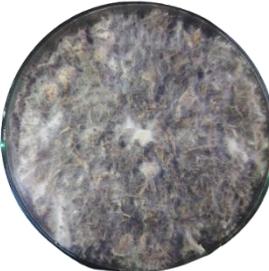
A: ausente

Tabla 12. Características morfológicas de la cepa HEMIM-130 a los 30 días de crecimiento micelial sobre tres distintas mezclas

SUSTRATO	TIPO DE MICELIO	COLOR	DENSIDAD	TEXTURA	AH	OBSERVACIONES	IMAGEN
Mezcla I	Rastrero	Blanco	Regular	Ligeramente algodonosa	A	Presenta crecimiento micelial irregular	
Mezcla II	Rastrero	Blanco	Escasa	Ligeramente algodonosa	A	Presenta crecimiento micelial irregular	
Mezcla III	Rastrero	Blanco	Regular	Ligeramente algodonosa	A	Presenta crecimiento micelial irregular	

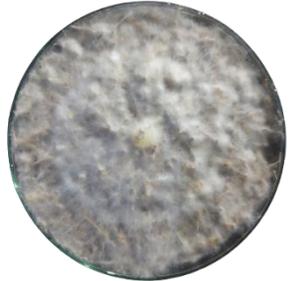
AH: agregaciones hifales
A: ausente

Tabla 13. Características morfológicas de la cepa HEMIM-139 a los 30 días de crecimiento micelial sobre tres distintas mezclas

SUSTRATO	TIPO DE MICELIO	COLOR	DENSIDAD	TEXTURA	AH	OBSERVACIONES	IMAGEN
Mezcla I	Rastrero	Blanco	Abundante	Algodonosa	A	Presenta crecimiento micelial irregular; a los 45 días comenzaron a aparecer AH	
Mezcla II	Rastrero	Blanco	Regular	Algodonosa	A	Presenta crecimiento micelial irregular	
Mezcla III	Rastrero	Blanco	Regular	Algodonosa	A	Presenta crecimiento micelial irregular	

AH: agregaciones hifales
A: ausente

Tabla 14. Características morfológicas de la cepa HEMIM-169 a los 30 días de crecimiento micelial sobre tres distintas mezclas

SUSTRATO	TIPO DE MICELIO	COLOR	DENSIDAD	TEXTURA	AH	OBSERVACIONES	IMAGEN
Mezcla I	Rastrero	Blanco	Regular	Algodonosa	A	Presenta crecimiento micelial irregular; el micelio presenta halos de crecimiento	
Mezcla II	Rastrero	Blanco	Abundante	Algodonosa	A	Presenta crecimiento micelial irregular	
Mezcla III	Rastrero	Blanco	Regular	Ligeramente algodonosa	A	Presenta crecimiento micelial irregular	

AH: agregaciones hifales
A: ausente

En todas las cepas en medio PDA y mezclas utilizadas se observó inicialmente un micelio de color blanco (algunas con el tiempo presentaron tonalidades amarillas), estos datos concuerdan con lo reportado por Gaitán-Hernández (2005) y Acosta-Urdapilleta *et al.* (2016), quienes mencionan que el micelio de esta especie presenta coloración blanca. Se reportó un crecimiento de tipo rastrero en medio PDA y en todas las mezclas de las tres cepas, siendo diferente a lo mencionado por Gaitán-Hernández (2005) y Acosta-Urdapilleta *et al.* (2016) quienes reportan un crecimiento aéreo. Se encontró un crecimiento irregular en todas la mezclas y medio PDA de las tres cepas, estos datos concuerdan con lo reportado por Acosta-Urdapilleta *et al.* (2016) quienes mencionan que *P. eryngii* presenta dicho crecimiento. Sin embargo, difiere con Gaitán-Hernández (2005) quien reporta un crecimiento en relieve.

En esta investigación se encontró densidad escasa, regular y abundante, siendo la densidad regular la predominante entre mezclas y PDA, esto concuerda con Gaitán-Hernández (2005) quien reportó este crecimiento para esta especie en medios de cultivo. Sin embargo, difiere ligeramente con los datos de Acosta-Urdapilleta *et al.* (2016) quienes reportaron una densidad abundante como la predominante presentándose en la mitad de los medios evaluados.

Se encontró textura algodonosa, ligeramente algodonosa y aterciopelada, la última presentándose solamente en medio PDA (HEMIM-139 y HEMIM-169), esto concuerda con Acosta-Urdapilleta *et al.* (2016) quienes reportaron la presencia de textura aterciopelada en este medio, y también concuerda con Gaitán-Hernández (2005), quien reportó esta textura en medio adicionado con polvo de encino (MEA). La textura algodonosa en la mayoría de las mezclas y del medio PDA concuerda con Acosta-Urdapilleta *et al.* (2016) y Gaitán-Hernández (2005) quienes reportan esta textura en la mayoría de sus medios.

9. CONCLUSIONES

El cultivo de los hongos comestibles ha aportado grandes beneficios a la sociedad dado que además de servir de alimento funcional (proporcionando nutrientes y propiedades medicinales al consumirlos), ha contribuido en reducir las grandes cantidades de residuos agrícolas generadas a partir del cultivo poáceas principalmente. En Morelos se cultiva principalmente maíz, arroz y cacahuete, razón por la cual se decidió utilizarlos como sustrato (por su fácil accesibilidad) para el cultivo *in vitro* de *P. eryngii*.

El hongo ostra real es uno de los más apreciados del género *Pleurotus* por lo que es importante seguir generando conocimiento de su crecimiento micelial en diferentes sustratos para posteriormente seleccionar los mejores para su fructificación. Las mezclas de sustratos lignocelulósicos han demostrado favorecer el crecimiento micelial y la producción de cuerpos fructíferos por lo que en esta investigación se utilizaron tres diferentes mezclas.

Los resultados demostraron que existe una diferencia en el crecimiento micelial de las cepas utilizando distintas mezclas de sustratos en comparación con el control (medio PDA), con lo anterior contestamos a la pregunta planteada en el presente trabajo y podemos afirmar que el crecimiento micelial de *P. eryngii* utilizando sustratos lignocelulósicos es una buena opción, porque se favoreció la velocidad de crecimiento y las características morfológicas.

De acuerdo con los datos obtenidos, la mejor mezcla y cepa para el crecimiento del hongo ostra real depende de lo que se busque obtener, tomando en cuenta las características morfológicas y/o un crecimiento rápido. Este trabajo es uno de los primeros en utilizar mezclas para el cultivo de esta especie siendo así de gran importancia para posteriores investigaciones del cultivo de *Pleurotus eryngii*.

10. PERSPECTIVAS

- Llevar a cabo el cultivo de *P. eryngii* con las mezclas de sustratos lignocelulósicos utilizados en este trabajo.
- Evaluar el crecimiento micelial *in vitro* de *P. eryngii* con otros sustratos que también son cultivados en el estado de Morelos tales como: avena, sorgo, frijol y caña de azúcar.
- Elaborar otras mezclas de sustratos lignocelulósicos y cultivarlo en ellas.
- Realizar un estudio de actividad enzimática del micelio de *P. eryngii*.
- Evaluar las mezclas utilizadas en la presente investigación en el cultivo de carpóforos usando cepas de *P. eryngii*.

11. LITERATURA CITADA

- Abril, A. y Navarro, EA. (2012). *Etanol a partir de biomasa lignocelulósica*. Aleta Ediciones.
- Abril, D., Navarro, E. y Abril, A. (2009). La paja de arroz. Consecuencias de su manejo y alternativas de aprovechamiento. *Revisita agronomía*, 17 (2), 69-79.
- Acosta-Urdapilleta, ML., Téllez-Téllez, M., Villegas, E., Estrada, A. y Díaz-Godínez, G. (2016). Characterization of five species of *Pleurotus* grown in four culture media. *Mexican Journal of Biotechnology*, 1 (01), 1-11.
- Aguilar, S. (2018). *Producción de enzimas lignocelulósicas por basidiomicetes incubados en rastrojo de maíz y análisis de la biomasa resultante como alimento en rumiantes*. Tesis de Maestría, Universidad Michoacana de San Nicolás de Hidalgo, Morelia, Michoacán.
- Akgül, M. y Tozluoglu, A. (2008). Utilizing peanut husk (*Arachis hypogaea* L.) in the manufacture of medium-density fiberboard. *Bioresource Technology*, 99 (13), 5590-5594.
- Akyüz, M. y Yildiz, A. (2007). Cultivation of *Pleurotus eryngii* (DC. ex FR.) Qué. on agricultural wastes. *Philippine Agricultural Scientist*, 90 (04), 346-350.
- Andrino, A., Morte, A. y Honrubia, M. (2011). Caracterización y cultivo de tres cepas de *Pleurotus eryngii* (Fries) Quélet sobre sustratos basados en residuos agroalimentarios. *Anales de Biología*, 33 (1), 53-66.
- Angulo, FL., Mamami, B. y Nova, M. (2022). *In vitro* growth of fungus ostra (*Pleurotus ostreatus*) in different growing media. *Revista de Investigación e Innovación Agropecuaria y de Recursos Naturales*, 09 (01), 14-22.
- Atila, F. (2017). Evaluation of Suitability of Various Agro-Wastes for Productivity of *Pleurotus djamor*, *Pleurotus citrinopileatus* and *Pleurotus eryngii* Mushrooms. *Journal of Experimental Agriculture International*, 17 (05), 01-11.
- Bailón, JA. Y Jiménez, EJ. (2021). *Simulación del proceso para la obtención de biobutanol a partir de los residuos agroindustriales proveniente de la paja de arroz*. Tesis de Licenciatura, Universidad de Guayaquil, Guayaquil.
- Calero, LE. (2018). *Valoración del crecimiento del hongo Ostra Rosado (Pleurotus djamor) sobre formulaciones de sustratos de residuos agroindustriales y forestales de la provincia de Cotopaxi para la producción de setas comestibles en la empresa ASOPROTEC*. Tesis de Licenciatura, Universidad Técnica de Ambato, Ecuador.
- Campbell, NA. y Reece, JB. (2007). *Biología*. 7° edición. Madrid, España: Medica Panamericana (pp. 608-625).
- Cano-Estrada, A. y Romero-Bautista, L. (2016). Valor económico, nutricional y medicinal de hongos comestibles silvestres. *Revista Chilena de Nutrición*, 43 (1), 75-80.
- Carreño, SD., Cappello, S., Gaitán, R., Cifuentes, J., Rosique, JE. (2013). Caracterización del crecimiento micelial *in vitro* de *Pleurotus albidus* Pegler 1983 y *Pleurotus djamor* Boedijn 1959, en Tabasco, México. *KUXULCAB*, 19 (37), 37-46.
- Cepero, MC., Restrepo, S., Franco-Molano, AE., Cárdenas, M. y Vargas, N. (2012). *Biología de Hongos*. Bogotá, Colombia: Ediciones Uniandes.

- Chaquilla-Quilca, G., Balandrán-Quintana, RR., Mendoza-Wilson, AM. y Mercado-Ruiz, JN. (2018). Properties and application possibilities of wheat bran proteins. *CienciaUAT*, 12 (02), 137-147.
- Chang, ST. (2007). Mushroom cultivation using the ZERI principle: potential for application. *Micología Aplicada Internacional*, 19 (02), 33-34.
- Cohen, R., Persky, L. y Hadar, Y. (2002). Biotechnological applications and potential of wood-degrading mushrooms of the genus *Pleurotus*. *Applied microbiology and biotechnology*, 58 (01), 582-594.
- Córdoba, JA., Salcedo, E., Rodríguez, R., Zamora, JF., Manríquez, R., Contreras, H., Robledo, J. y Delgado, E. (2013). caracterización y valoración química del olote: degradación hidrotérmica bajo condiciones subcríticas. *Revista Latinoamericana de Química*, 41 (3), 171-184.
- Costa, LA., Assis, DJ., Gomes, GV., Da Silva, JB., Fonsêca, AF. y Druzian, JI. (2015a). Extraction and characterization of nanocellulose from *corn stover*. *Materials Today: Proceedings*, 2 (1), 287-294.
- Costa, LA., Fonsêca, AF., Pereira, FV. y Druzian, JI. (2015b). Extraction and characterization of cellulose nanocrystals from corn stover. *Cellulose Chemistry and Technology*, 49 (2), 127-133.
- Cruz, JM., Domínguez, JM., Domínguez, H. y Parajó, JC. (2000). Preparation of fermentation media from agricultural wastes and their bioconversion in to xilitol. *Food Biotechnology*, 14 (1-2), 79-97.
- Cuamatzi, JL., Nava, SB., Naranjo2, UE. y Bibbins, MD. (2017). La vida sexual de un hongo extraordinario llamado "*Pleurotus*". *Frontera biotecnológica*, 08 (03), 13-17.
- France, IA., Cañumir, JA., Cortez, AM. (2000). *Producción de Hongos Ostras*. Chillán, Chile: Instituto de Investigaciones Agropecuarias.
- Gaitán-Hernández, R. (2005). Evaluación in vitro del hongo comestible *Pleurotus eryngii*: Efecto de diferentes suplementos orgánicos en el crecimiento micelial y producción de cuerpos fructíferos. *Revista Mexicana de Micología*, 21, 77-84.
- Gaitán-Hernández, R., Salmones, D. Pérez, R. y Mata, G. (2006). Manual Práctico del cultivo de setas: Aislamiento, siembra y producción. Veracruz, México: Instituto de Ecología, A. C.
- García, AM. y Torres, RG. (2003). Producción de enzimas lignolíticas por Basidiomycetes mediante la técnica de fermentación en sustrato sólido. *Revista Colombiana de Biotecnología*, 5 (1), 56-64.
- Garrote, G., Falqué, E., Domínguez, H. y Parajó, JC. (2007). Autohydrolysis of agricultural residues: Study of reaction byproducts Gil. *Bioresource Technology*, 98 (10), 1951-1957.
- Gatani, M., Arguello, R. y Sesín, R. (2010). Materiales compuestos de cáscaras de maní y cemento. Influencia de diferentes tratamientos químicos sobre las propiedades mecánicas. *Materiales de Construcción*, 60 (298), 137-147.

- Gómez, M. (2017). *Análisis térmico del monitoreo adicionado con fibra de coco*. Tesis de Licenciatura, Universidad de Cartagena, Cartagena de Indias.
- Gómez, TS., Zuluaga, S., Salazar, MC., Peñuela, AF. y Fernández-Morales, P. (2020). Comportamiento mecánico de fibras y no tejidos de coco. Comparación entre parámetros de punzonado y adhesión química. *Avances: Investigación en Ingeniería*, 17 (1), 01-10.
- Gómez-Velázquez (2015). *Caracterización morfológica y molecular del género Pleurotus en la zona norte del estado de Morelos*. Tesis de Licenciatura, Universidad del Estado de Morelos, Cuernavaca, Morelos.
- Gutiérrez-Torres, M. (2018). *Evaluación del cultivo de Pleurotus citrinopileatus sobre diferentes sustratos y sus mezclas*. Tesis de Licenciatura, Universidad Autónoma del Estado de Morelos, Cuernavaca, Morelos.
- Guler, C., Copur, Y. y Tascioglu, C. (2008). The manufacture of particleboards using mixture of peanut hull (*Arachis hypogaea* L.) and European Black pine (*Pinus nigra* Arnold) wood chips. *Bioresource Technology*, 99 (8), 2893-2897.
- Gurevich, LI., Bonelli, PR. y Cukierman, AL. (2013). Evaluación de alternativas para el mejoramiento de los productos de pirólisis. *AAIQ Asociación Argentina de Ingenieros Químicos – CSPQ*.
- Guzmán, G., Mata, G., Salmones, D., Soto-Velazco, C. y Guzmán-Davalos, D. (Eds.) (2002). *El cultivo de hongos comestibles*. CDMX, México: Instituto Politécnico Nacional.
- Hassan, FRH., Medany, GM., Hussein, SD. (2010). Cultivation of the King Oyster Mushroom (*Pleurotus eryngii*) in Egypt. *Australian Journal of Basic and Applied Sciences*, 04 (01), 99-105.
- Herrera, T. y Ulloa, M. (1998). *El reino de los hongos: Micología básica y aplicada*. México: Universidad Nacional Autónoma de México.
- Index Fungorum (2023). Recuperado el 12 de marzo de 2023, de <http://www.IndexFungorum.org>
- Jácome, SM. y Suntaxi, MJ. (2019). *Análisis de las propiedades de bloques de construcción a partir de la fabricación de los mismos, con materiales reciclados como el pet, cascarilla de arroz, bagazo de caña de azúcar y cáscara de maní*. Tesis de licenciatura, Universidad Laica Vicente Rocafuerte de Guayaquil, Guayaquil.
- Jaishankar, M., Mathew, BB., Shah, MS., T.P., KM. y K.R., SG. (2014). Biosorption of Few Heavy Metal Ions Using Agricultural Wastes. *Journal of Environment Pollution and Human Health*, 2 (1), 01-06.
- Jiménez, PV., Angosthino, D., Umlandt, M., Gatani, M. y Medina, JC. (2019). Caracterización de cáscara de maní procedente de la provincia de Córdoba, Argentina. *Argentine Engineering Journal*, 13, 71-78.
- Jústiz-Smith, NG., Virgo, GJ. y Buchanan, VE. (2008). Potential of Jamaican banana, coconut coir and bagasse fibres as composite materials. *Materials Characterization*, 59 (9), 1273-1278.

- Kim SE., Kim HG., Lee BE., Hwang HH., Baek DH. y Ko SY. (2006). Effects of mushroom, *Pleurotus eryngii*, extracts on bone metabolism. *Clinical Nutrition*, 25 (01), 166-170.
- Kirbag, S. y Akyüz, M. (2008a). Effect of various agro-residues on growing periods, yield and biological efficiency of *Pleurotus eryngii*. *Journal of Food, Agriculture y Environment*, 06 (03-04), 402-405.
- Kirbag, S. y Akyüz, M. (2008b). Evaluation of agricultural wastes for the cultivation of *Pleurotus eryngii* (DC. ex Fr.) Quel. var. *ferulae* Lanzi. *African Journal of Biotechnology* 07 (20), 3660-3664.
- Lindequist U., Niedermeyer TH. y Julich WD. (2005). The Pharmacological Potential of Mushrooms. *Evidence-Based Complementary and Alternative Medicine*, 02 (03), 285-299.
- Martínez-Carrera, D., Larqué-Saavedra, A., Aliphath, M., Aguilar, A., Bonilla, M. y Martínez, W. (2000). La biotecnología de hongos comestibles en la seguridad y soberanía alimentaria de México. II Foro Nacional sobre Seguridad y Soberanía Alimentaria. *Academia Mexicana de Ciencias-CONACYT*, 193-207.
- Mata G. y Salmones D. (2007). Los hongos, silenciosos y pacientes degradadores de la materia orgánica. En Zuleta-Rodríguez, R., Trejo-Aguilar, D. y Trigos-Landa, AR. (Eds.), *El maravilloso mundo de los hongos* (pp. 109–116). Xalapa, Veracruz, México: Universidad Veracruzana.
- Merali, Z., Collins, SRA., Elliston, A., Wilson, DR., Käsper, A. y Waldron, KV. (2015). Characterization of cell wall components of wheat bran following hydrothermal pretreatment and fractionation. *Biotechnology for Biofuels*, 8 (01), 01-13.
- Montoya-Barreto, S. (2012). *Obtención de enzimas lignocelulolíticas y polisacáridos a partir de residuos lignocelulósicos del departamento de Caldas empleando macromicetos de pudrición blanca por fermentación submergida y fermentación en estado sólido*. Tesis doctoral. Universidad de Caldas, Manizales, Colombia.
- Muez, MÁ y Pardo, J. (2001). VIII La preparación de sustrato. En Sánchez, J. y Royse, D., *La biología y el cultivo de Pleurotus spp.* (pp. 157-186). México: UTEHA.
- Mussatto, SI. y Roberto, IC. (2002). Produção biotecnológica de xilitol a partir da palha de arroz. *Biotecnologia, Ciência e Desenvolvimento*, 28 (1), 34-39.
- Ohga, S. y Royse, D. (2004). Cultivation of *Pleurotus eryngii* on umbrella plant (*Cyperus alternifolius*) substrate. *The Japan Wood Research Society*, 50 (01), 466-469.
- Okano, K., Fukui, S., Kitao. y Usagawa, T. (2007). Effects of culture length of *Pleurotus eryngii* grown on sugarcane bagasse on *in vitro* digestibility and chemical composition. *Animal Feed Science and Technology*, 136 (01), 240-247.
- Oliveira, FD., Soares, AC., Freitas, OM. y Figueiredo, SA. (2010). Copper, nickel and zinc removal by peanut hulls: Batch and column studies in mono, tri-component systems and with real effluent. *Global Nest Journal*, 12 (2), 206-2014.
- Peralta RM, da Silva BP, Gomes-Côrrea RC, Kato CG, Vicente-Seixas FA y Bracht A (2017). Enzymes from basidiomycetes - peculiar and efficient tools for biotechnology. En

- Brahmachari, G., Demai, AL. y Adrio, JL (Eds.), *Biotechnology of microbial enzymes* (pp. 119–149).
- Prinsen, P. (2010). *Composición química de diversos materiales lignocelulósicos de interés industrial y análisis estructural de sus ligninas*. Tesis de Máster, Universidad de Sevilla, Sevilla.
- Rincón, JF., Rincón, PG., Torres, E., Mondragón, AG., Sánchez, ME., Arana, A., Ortiz, A. y Jiménez, E. (2016). Caracterización fisicoquímica y funcional de la fibra de mesocarpio de coco (*Cocos nucifera L.*). *Investigación y Desarrollo en Ciencia y Tecnología de Alimentos*, 1 (2), 279-284.
- Rivas, B., Moldes, AB., Domínguez, JM. y Parajó, JC. (2004). Lactic acid production from corn cobs by simultaneous saccharification and fermentation: A mathematical interpretation. *Enzyme and Microbial Technology*, 34 (7), 627-634.
- Rodríguez, CE. (2012). *Efecto del uso de mezclas de lignocelulosas sobre la producción de etanol de segunda generación*. Tesis de licenciatura, Universidad de Chile, Santiago de Chile.
- Rodríguez-Estrada AE., Jimenez-Gasco M. y Royse DJ. (2009). Improvement of yield of *Pleurotus eryngii* var. *eryngii* by substrate supplementation and use of a casing overlay. *Bioresource Technology*, 100 (01), 5270-5276.
- Rodríguez-Estrada AE., Jimenez-Gasco M. y Royse DJ. (2010). *Pleurotus eryngii* species complex: Sequence analysis and phylogeny based on partial EF1a and RPB2 genes. *Fungal Biology*, 114 (01), 421-428.
- Royse, DJ. y Sánchez, JE. (2006). La importancia del cultivo de *Pleurotus* spp. Estadísticas mundiales de producción, con énfasis en Hispanoamérica. En Sánchez, JE. y Royse, DJ. (Eds), *La biología y el cultivo de Pleurotus spp.* (17-26). Chiapas, México: El Colegio de la Frontera Sur.
- Royse, DJ. y Sánchez, JE. (2017). Producción mundial de setas *Pleurotus spp.* con énfasis en países Iberoamericanos. En Royse, DJ. y Sánchez, JE. (Eds), *La biología, el cultivo y las propiedades nutricionales y medicinales de las setas Pleurotus spp.* (17-25). El colegio de la Frontera Sur.
- Sánchez, J. (2001). III Crecimiento y fructificación. En Sánchez, J. y Royse, D., *La biología y el cultivo de Pleurotus spp.* (pp. 49-67). México: UTEHA.
- Sánchez-Maldonado, E., Bautista-García, NI. y Acosta-Urdapilleta, ML (2021). *Eficiencia biológica de Pleurotus eryngii cultivado en una mezcla de residuos agroforestales*. X simposio internacional en ciencia y tecnología de alimentos “Dr. Mario Yáñez García”, Tabasco, México.
- Sobal M, Martínez-Carrera D, Morales P y Roussos S. (2007). Classical characterization of mushroom genetic resources from temperate and tropical regions of Mexico. *Micología Aplicada International*, 19 (01), 15–23.
- Stamets, P. (2000). *Growing Gourmet and Medicinal Mushrooms*. Berkeley, California: Teen Speed Press.

- Sun, Y. y Cheng, J. (2002). Hydrolysis of lignocellulosic materials for ethanol production: A review. *Bioresource Technology*, 93 (1), 01-11.
- Tamanini, C. y Haully, MC. (2004). Resíduos agroindustriais para produção biotecnológica de xilitol. *Semina: Ciências Agrárias*, 25 (4), 315-330.
- Toribio-Cuaya, H., Sagastuy-Breña SI., de Abiega-Quintana, I., Hernández-Martínez, H., Arcelus-Arillaga, P. y Pedraza-Segura, L. (2019). Determinación rápida de la composición química en residuos agroindustriales por medio de termogravimetría. En Martínez, R. y Hernández. (Eds), *Investigaciones científicas y agrotecnologías para la seguridad alimentaria* (402-410). Instituto Nacional de Investigaciones Forestales, Agrícolas y Pecuarias.
- Vargas, E. (2000). Composición de los subproductos de trigo utilizados en la alimentación animal en Costa Rica. *Agronomía Costarricense*, 6 (1), 7-18.
- Vargas, J., Alvarado, P., Vega-Baudrit, J. y Porras, M. (2013). Caracterización del subproducto cascarillas de arroz en búsqueda de posibles aplicaciones como materia prima en procesos. *Revista científica*, 23 (1), 87-102.
- Vlasenko, EY., Ding, H., Labavich, JM. y Shoemaker, SP. (1997). Enzymatic hydrolysis of pretreated rice Straw. *Bioresource Technology*, 59 (2-3), 109-119.
- Wang H. y Ng TB. (2001). Pleureryn, a Novel Protease from Fresh Fruiting Bodies of the Edible Mushroom *Pleurotus eryngii*. *Biochemical and Biophysical Research communications*, 289 (03), 750-755.
- Wang H. y Ng TB. (2004). Eryngin, a novel antifungal peptide from fruiting bodies of the edible mushroom *Pleurotus eryngii*. *Peptides*, 25 (01), 01-05.
- Zamora-Equihua, V., Gómez, M., Vásquez, G. y Angón, MP. (2007). Conocimiento etnomicológico de hongos silvestres comestibles registrados para la zona de Tancítaro, Michoacán. *Biológicas*, 9 (1), 41-46.

12. ANEXOS

12.1. ANEXO 1. ELABORACIÓN Y ESTERILIZACIÓN DE MEDIO DE CULTIVO

Se elaboraron 1.5 L de PDA en 3 matraces Erlenmeyer de 1,000 mL. En cada matraz se agregaron 500 mL de agua destilada con 19.5 g de PDA, se agitaron hasta tener una mezcla homogénea y se taparon con papel aluminio. Para la esterilización se utilizó una olla de presión donde se colocaron durante 25 min a 121°C. El medio PDA estéril se vació en cajas Petri y se sellaron con cinta Parafilm.

12.2. ANEXO 2. VELOCIDAD DE CRECIMIENTO DEL MICELIO DE *P. eryngii* EN CAJAS PETRI

Para medir la velocidad de crecimiento del micelio de *P. eryngii* se dividieron todas las cajas Petri en cuatro cuadrantes, se tomaron mediciones del crecimiento micelial de cada cuadrante con ayuda de un vernier y se anotaron en una tabla para posteriormente analizar los datos (Sánchez, 2001; Sobal *et al.*, 2007).

13. CONGRESO



SOCIEDAD CIENTÍFICA INTERNACIONAL DE BIOTECNÓLOGOS A.C.

INTERNATIONAL SCIENTIFIC SOCIETY OF BIOTECHNOLOGIST CSO

Otorga la presente

CONSTANCIA

a:
Ricardo Omar Rosales-Gorostieta, Yolanda Araceli Barrales-Morales,
Estefany Sánchez-Maldonado, Ma. de Lourdes Acosta-Urdapilleta

Por la presentación en CARTEL del trabajo

**Crecimiento micelial de tres cepas de *Pleurotus eryngii* en tres
mezclas de sustratos**



en el
**IX Congreso Internacional de Biotecnología SOCIBI y
III Encuentro de estudiantes y egresados del posgrado del
CICB-UATx**

celebrado en Tlaxcala, México los días 3-6 de diciembre de 2022.



DR. RODRIGO LEDESMA AMARO
Secretario

DRA. MARÍA DEL CARMEN
SÁNCHEZ HERNÁNDEZ
Presidenta de la SOCIBI

C.P. ADRIANA HERNÁNDEZ
GRANDE
Tesorera



UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DEL
ESTADO DE MORELOS



FACULTAD DE CIENCIAS BIOLÓGICAS

Licenciatura en Biología

Programa Educativo de Calidad *Acreditado* por el CACEB 2018-2023

Cuernavaca, Morelos a 25 de abril de 2023

DRA. DULCE MARÍA ARIAS ATAIDE
DIRECTORA GENERAL DE SERVICIOS ESCOLARES
P R E S E N T E.

Por este conducto, los catedráticos suscritos comunicamos a Usted, que hemos revisado el documento que presenta la Pasante de Biólogo: **RICARDO OMAR ROSALES GOROSTIETA**, con el título del trabajo: **“EVALUACIÓN *IN VITRO* DEL CRECIMIENTO MICELIAL DE TRES CEPAS DE *Pleurotus eryngii* EN TRES DIFERENTES MEZCLAS DE SUSTRATOS LIGNOCELULÓSICOS”**.

En calidad de miembros de la comisión revisora, consideramos que el trabajo reúne los requisitos para optar por la Modalidad de Titulación por Tesis como lo marca el artículo 6° del Reglamento de Titulación Profesional vigente de la Universidad Autónoma del Estado de Morelos.

A T E N T A M E N T E
Por una humanidad culta

JURADO REVISOR

FIRMA

PRESIDENTE: DRA. MAURA TÉLLEZ TÉLLEZ.

SECRETARIO: BIÓL. ISIS MORA OREA

VOCAL: DRA. MA. DE LOURDES ACOSTA URDAPILLETA

SUPLENTE: BIÓL. ESTEFANY SÁNCHEZ MALDONADO.

SUPLENTE: BIÓL. NÉSTOR IRAÍ BAUTISTA GARCÍA

Se expide el presente documento firmado electrónicamente de conformidad con el ACUERDO GENERAL PARA LA CONTINUIDAD DEL FUNCIONAMIENTO DE LA UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DEL ESTADO DE MORELOS DURANTE LA EMERGENCIA SANITARIA PROVOCADA POR EL VIRUS SARS-COV2 (COVID-19) emitido el 27 de abril del 2020.

El presente documento cuenta con la firma electrónica UAEM del funcionario universitario competente, amparada por un certificado vigente a la fecha de su elaboración y es válido de conformidad con los LINEAMIENTOS EN MATERIA DE FIRMA ELECTRÓNICA PARA LA UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DE ESTADO DE MORELOS emitidos el 13 de noviembre del 2019 mediante circular No. 32.

Sello electrónico

NESTOR IRAI BAUTISTA GARCIA | Fecha:2023-04-25 14:06:57 | Firmante

LvHh9n600CSSxPY9UM+ZgugbCCt2h3kgnbHfKK10ObFXg0oWCgb93k+JILlo2VvzvgOt6J+fxqx0u/icQnBT6XEgWH7fqGsef+Z58BdULciNZVwNcQz8Tf4r0HruSlzNMN5GBQdsE
CrrP77PAYxoUFESNF4NZ99d1itofSllki3AsSptNLLe1yCgqYqND/22sQQbWa0e7z695iZ8D+jym3YR50PHIE3Q3XLo7CV/ZwysvH4PfpEw6phBMQGNBThsXc2gM+/HvfykrAFz
S9ysJ5KxMYP6KSmy0Pjx6BbKja/iFeMXjww4Z1xD2xYw9oUCx+6VStpyaZj1+O6pUe1w==

MA DE LOURDES ACOSTA URDAPILLETA | Fecha:2023-04-25 15:34:08 | Firmante

EUTAhmf2NZRvSKxKKI0wz9wibofHVBwDXvocqy41mMY8YWiu1XwlTd6C4aWPh+KfXStxT6sfYbFMSH4r0EjM+Dwg1tq5ZUeano4NK0FvyEJyG6c8oS9+Xg5fvSyqX6f4ztwjkZsxl
HUZi1lqhdHV+79TNrxISJ0eamkaV6w23FCedmvF/avjJk3SzZV4j450opTmBUUjECP0uZJmyT476zNDG+PTGICWGVYzj9iBAhz0psZ++c44P4/+pwMIOysl3n1qlz8bi6gTByCt4+J
1cR3yAWSSZp1rXe1+ZzZ3oa5a8fToTR7Z6Jg9OeLirjLY6Bm7w6UJQJc7zf4D1OzTQ==

ISIS MORA OREA | Fecha:2023-04-25 15:38:54 | Firmante

kccjYhibJhbwEyNpTiYJ8KT+wCnq+eR9lirUEvOVG3S0GmQLyWAUJN7uajrENCiCD2buw+g/1LopZsGjKxiYDBpvdKwvo+YGzmiRqnXkkelAKcEeFgeBa/+608Fc4Y3CU0uqbVMZ
Gvh2E4fNFyKR20WY2IWN51QxiysCV0U8vGqWRncSvvrMzGXFuPZH6kEOwrrCd5FZlfj2NeYIWRg7Rr109ncfnHTquJhjpR/9a25k/X7XF9V3nnMZniBwoksrFINDF47s1bo2JeQv
gUNe0ocDc4N29rFdeUWnxlvTvgWcylyR1T7CEJRGAGIs9aaj0L7LSJEIbcRtlZl+Ll/6g==

MAURA TELLEZ TELLEZ | Fecha:2023-04-26 15:06:17 | Firmante

dV+o7bWxZTzGwZqDuwegCFsnSB5XWtGIMTngsHQ91YOvs4ip2ds7bHmKVuvRAOIAVQVTeG6dAh+CDv9jxiKJM7JfuAzoJjdhvSUE8wsiOvj7u1T6bD9M8S012R3WgZN399Pw
OEjYcjW3cQgEHqcEyDySxY9U3vmvLm4ICVYKzc2pEGMMsZvmzfMGcnokxrEomtPRTtoYmJYRP9EME8Kt+ENtZBwMLvSi0dJnQWk25ToqQEO2c8v7M6jig60HAvrcYUgF5l7tt5
o2tJTKqsSAYZM5fSpelNHG9OvvtVZWQDquH31V/iHClIgpvcVgMnnL98qayZ18FADa1Wp0ATOigQ==

Puede verificar la autenticidad del documento en la siguiente dirección electrónica o
escaneando el código QR ingresando la siguiente clave:



6TzFwnh2Y

<https://efirma.uaem.mx/noRepudio/N8aM7QxYACbXhtKOMdnl3UmTQrMC81y>



UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DEL
ESTADO DE MORELOS

Se expide el presente documento firmado electrónicamente de conformidad con el ACUERDO GENERAL PARA LA CONTINUIDAD DEL FUNCIONAMIENTO DE LA UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DEL ESTADO DE MORELOS DURANTE LA EMERGENCIA SANITARIA PROVOCADA POR EL VIRUS SARS-COV2 (COVID-19) emitido el 27 de abril del 2020.

El presente documento cuenta con la firma electrónica UAEM del funcionario universitario competente, amparada por un certificado vigente a la fecha de su elaboración y es válido de conformidad con los LINEAMIENTOS EN MATERIA DE FIRMA ELECTRÓNICA PARA LA UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DE ESTADO DE MORELOS emitidos el 13 de noviembre del 2019 mediante circular No. 32.

Sello electrónico

ESTEFANY SÁNCHEZ MALDONADO | Fecha:2023-04-28 13:11:04 | Firmante

MWktr2l0suJ9zhrdojkPh2j1gjCVRO5f+eDx/LoMA8G/O2a/OV08mpltab/9FWq96KmBdKB+V9WXrjl9yRZj0u7s3cLYs6UY88auX1QxV2VxgqTuUkQUozlrj3+RnNiQ/KEyTNVHo5KbzT9anJS7UUxtzhZFMHpiTowh4oD8AMEACKCJuh4T8eDzraKx90B4x4IH+kMr+UJ8QMWt+cEGr2SnY8KL6nXR75Arx6w6udiA6sw2J7Z+5Px4Ug0nN5SzPKF9BO5zwhQ5KqeaQ/QVoTVj7W06mf/huWNCxHV7J14i3sRqOQT9XUL9+bgSabldeVkyFaPrYSIArdxl8doJA==

Puede verificar la autenticidad del documento en la siguiente dirección electrónica o escaneando el código QR ingresando la siguiente clave:



[kc7V4IPC5](#)

<https://efirma.uaem.mx/noRepudio/JFMa2YgRfe2UulqTMIOW50DkgD1Fn1UR>

