



UNIVERSIDAD REGIONAL AMAZÓNICA IKIAM

FACULTAD CIENCIAS DE LA VIDA

CARRERA DE ECOSISTEMAS

**EVALUACIÓN DEL CRECIMIENTO DE *Lentinus concavus* EN SUSTRATOS
PROVENIENTES DE RESIDUOS DE LAS CHAGRAS, EN LA AMAZONÍA
ECUATORIANA**

Proyecto de investigación previo a la obtención del Título de:

INGENIERO EN ECOSISTEMAS

AUTOR: Daniel Mauricio Mendoza Zambrano

TUTORA: PhD. MARÍA GABRIELA ZURITA BENAVIDES

CO-TUTORA: PhD. MARÍA CRISTINA PEÑUELA MORA

Tena – Ecuador

2024

Carrera de Ecosistemas

Declaración de derecho de autor, autenticidad y responsabilidad

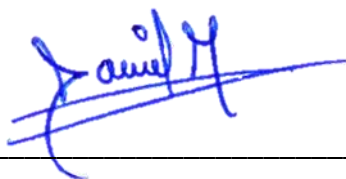
Tena, 03 de septiembre de 2024

Yo, Daniel Mauricio Mendoza Zambrano con documento de identidad número 2350067654, declaro que los resultados obtenidos en la investigación que presento en este documento final, previo a la obtención del título Ingeniero en Ecosistemas, son absolutamente inéditos, originales, auténticos y personales.

En virtud de lo cual, el contenido, criterios, opiniones, resultados, análisis, interpretaciones, conclusiones, recomendaciones y todos los demás aspectos vertidos en la presente investigación son de mi autoría y de mi absoluta responsabilidad.

Por la favorable atención a la presente, suscribo de usted,

Atentamente,



Daniel Mauricio Mendoza Zambrano

2350067654

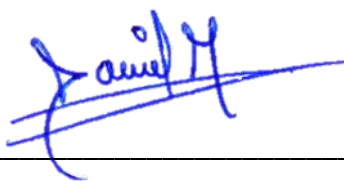
Carrera de Ecosistemas

Autorización de publicación en el repositorio institucional

Tena, 03 de septiembre de 2024

Yo, Daniel Mauricio Mendoza Zambrano, con documento de identidad 2350067654 en calidad de autor/a y titular de los derechos morales y patrimoniales del trabajo de titulación “Evaluación del crecimiento de *Lentinus concavus* en sustratos provenientes de residuos de las chagras, en la Amazonía ecuatoriana”, de conformidad con el Art. 114 del CÓDIGO ORGÁNICO DE LA ECONOMÍA SOCIAL DE LOS CONOCIMIENTOS, CREATIVIDAD E INNOVACIÓN, reconozco a favor de la Universidad Regional Amazónica Ikiam una licencia gratuita, intransferible y no exclusiva para el uso no comercial de la obra, con fines estrictamente académicos.

Así mismo autorizo a la Universidad Regional Amazónica Ikiam para que realice la publicación de este trabajo de titulación en el Repositorio Institucional de conformidad a lo dispuesto en el Art. 144 de la Ley Orgánica de Educación Superior.



Daniel Mauricio Mendoza Zambrano

2350067654

daniel.mendoza@est.ikiam.edu.ec

Carrera de Ecosistemas

Certificado de dirección de trabajo de titulación

Certifico que el trabajo de integración curricular titulado: “Evaluación del crecimiento de *Lentinus concavus* en sustratos provenientes de residuos de las chagras, en la Amazonía ecuatoriana” en la modalidad de: proyecto de investigación en formato tesis, fue realizado por: Daniel Mauricio Mendoza Zambrano, bajo nuestra dirección.

El mismo ha sido revisado en su totalidad y analizado por la herramienta de verificación de similitud de contenido; por lo tanto, cumple con los requisitos teóricos, científicos, técnicos, metodológicos y legales establecidos por la Universidad Regional Amazónica Ikiám, para su entrega y defensa.

Tena, 03 de septiembre de 2024



Firmado electrónicamente por:
MARIA GABRIELA
ZURITA BENAVIDES

PhD. María Gabriela Zurita Benavides

C.I: 1712165008



Firmado electrónicamente por:
MARIA CRISTINA
PEÑUELA MORA

PhD. María Cristina Peñuela Mora

C.I: 1756861496

AGRADECIMIENTOS

Quiero expresar mi más sincero agradecimiento a la Universidad Regional Amazónica Ikiam por brindarme la oportunidad de realizar mis estudios y proporcionarme las herramientas necesarias para el desarrollo de esta investigación.

A mis tutoras, María Cristina, Katia Vicente y María Gabriela, gracias por su orientación, paciencia y apoyo constante. Sus consejos y conocimientos han sido fundamentales para el logro de este trabajo.

A los y las técnicas de laboratorio, Evelyn Oña, Marcos Hidalgo y Anghela Reinoso, mi más profundo agradecimiento por su invaluable asistencia técnica y colaboración en cada etapa del proyecto. Su compromiso y profesionalismo han sido un pilar importante para alcanzar los resultados esperados.

A la señora Esthelita Vargas, le agradezco por su generosa ayuda, sus conocimientos y por estar siempre dispuesta a colaborar con una sonrisa. También quiero agradecer a mis compañeros del laboratorio, quienes con su apoyo y amistad hicieron que el ambiente de trabajo fuera más ameno y enriquecedor.

Finalmente, a mi familia, que ha sido mi mayor fuente de motivación y fortaleza. Gracias por su amor incondicional, por creer en mí en cada paso del camino y por ser mi pilar en todo momento. Este logro es tanto mío como de ustedes.

DEDICATORIA

A mi madre, Fátima Mendoza, y a mi hermano, Marco Ati, quienes han sido mi pilar y mi mayor fuente de inspiración. Este logro es tanto de ustedes como mío, porque sé que detrás de cada uno de mis pasos, estuvieron sus sacrificios, su apoyo incondicional y su amor inquebrantable. Mamá, gracias por enseñarme la importancia de luchar por mis sueños y por ser mi refugio en los momentos difíciles. Jirafó, gracias por ser mi compañero de vida, por tu paciencia y por alentarme a seguir adelante cuando parecía imposible. Este esfuerzo conjunto es la culminación de los sacrificios que hicieron para darme la oportunidad de crecer y seguir adelante, y no podría estar más agradecido. Todo lo que soy y lo que he logrado es gracias a ustedes.

A mis chukis Perla, Iris, Ramón y Fusilero, que estuvieron junto a mí en mis momentos de tristeza, consolándome con su amor incondicional y compañía inestimable. Su presencia me brindó la calma y la fortaleza que necesitaba para continuar.

Esta dedicación es un pequeño reflejo de todo el amor y gratitud que siento hacia ustedes. Con todo mi corazón, les dedico este triunfo.

ÍNDICE GENERAL

Declaración de derecho de autor, autenticidad y responsabilidad	II
Autorización de publicación en el repositorio institucional.....	iii
Certificado de dirección de trabajo de titulación	IV
AGRADECIMIENTOS.....	V
DEDICATORIA	VI
ÍNDICE GENERAL	VII
ÍNDICE DE TABLAS	IX
ÍNDICE DE FIGURAS	X
ÍNDICE DE ANEXOS.....	XI
RESUMEN.....	XII
ABSTRACT... ..	XIII
1. CAPÍTULO I: PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA A INVESTIGAR	1
1.1. Antecedentes	1
1.1.1. Hongos Silvestres Comestibles (HSC).....	2
1.1.2. Cultivo de hongos comestibles.....	3
1.1.3. Importancia de la formulación de sustratos	4
1.1.4. Hongos Silvestres Comestibles de Ecuador	5
1.1.5. <i>Lentinus concavus</i> (Berk.) Corner	6
1.1.6. Sustratos de <i>Lentinus concavus</i>.....	7
1.1.6.1. <i>Piptocoma discolor</i> (Kunth) Pruski	7
1.1.6.2. <i>Bactris gasipaes</i> Kunth.....	8
1.1.6.3. <i>Musa x paradisiaca</i> Linn	10
1.1.6.4. <i>Manihot esculenta</i> Crantz.....	11
1.2. Planteamiento del problema	12
1.3. Justificación de la investigación	13
1.4. Objetivos de la investigación	14
1.4.1. Objetivo general.....	14
1.4.2. Objetivos específicos	14

2.	CAPÍTULO II: MARCO METODOLÓGICO	15
2.1.	Área de estudio.....	15
2.2.	Fase de Campo	16
2.2.1.	<i>Selección de residuos como sustratos.....</i>	16
2.2.2.	<i>Diseño experimental para la evaluación de sustratos en el desarrollo micelial de L. concavus</i>	17
2.2.3.	<i>Recolección de L. concavus en la chagra</i>	17
2.2.3.1.	<i>Caracterización morfológica del cuerpo fructífero de L. concavus</i>	18
2.3.	Fase de Laboratorio	18
2.3.1.	<i>Preparación de medios de cultivo</i>	18
2.3.2.	<i>Aislamiento del micelio</i>	19
2.3.2.1.	<i>Cultivos axénicos de L. concavus.....</i>	19
2.3.2.2.	<i>Criopreservación</i>	20
2.3.2.3.	<i>Caracterización microscópica del micelio</i>	20
2.3.3.	<i>Preparación de residuos</i>	21
2.3.4.	<i>Matriz secundaria</i>	21
2.3.5.	<i>Crecimiento micelial.....</i>	21
2.3.6.	<i>Análisis estadísticos.....</i>	22
3.	CAPÍTULO III: PRESENTACIÓN DE DATOS Y RESULTADOS	23
3.1.	Caracterización macroscópica de <i>L. concavus</i>.....	23
3.2.	Aislamiento del micelio de <i>L. concavus</i>	24
3.2.1.	<i>Caracterización microscópica del micelio de L. concavus.</i>	25
3.3.	Crecimiento micelial.....	26
4.	CAPÍTULO IV: DISCUSIÓN	31
5.	CAPÍTULO V: CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES	35
5.1.	Conclusiones.....	35
5.2.	Recomendaciones	36
	BIBLIOGRAFÍA	
	ANEXOS	

ÍNDICE DE TABLAS

Tabla 1-1. Caracterización química de <i>Piptocoma discolor</i>	8
Tabla 1-2. Caracterización química del palmito de <i>Bactris gasipaes</i>	9
Tabla 1-3. Caracterización química de las hojas de <i>Musa</i>	10
Tabla 1-4. Caracterización química de hojas y tallos de <i>Manihot esculenta</i>	12
Tabla 2-1. Diseño experimental para la evaluación de sustratos en el desarrollo micelial de <i>L. concavus</i>	17
Tabla 3-1. Índice de la tasa de crecimiento micelial (IMGR) y el número de días que tarda el micelio colonizar el medio, por tratamiento (NDías).	27
Tabla 3-2. P-valores de las pruebas de normalidad de IMGR y NDías.	27
Tabla 3-3. Valores-p de las pruebas de normalidad con los datos transformados a logaritmos y raíces cuadradas.	29
Tabla 3-4. Resultados del análisis PERMANOVA entre el IMGR y los tratamientos.	29
Tabla 3-5. Resultados de la prueba de comparación por pares Post-hoc entre los tratamientos.	30

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1-1. Cuerpos frutíferos de <i>Lentinus concavus</i>	6
Figura 2-1. Área de estudio, para la colecta de <i>Lentinus concavus</i> en la provincia de Napo.	15
Figura 2-2. Esquema metodológico de la investigación de sustrato óptimo para el cultivo de <i>L. concavus</i> a partir de residuos de la chagra en Napo.	16
Figura 2-3. Plano cartesiano dibujado en la parte posterior de la placa cultivada.....	20
Figura 3-1. Caracterización macroscópica de <i>L. concavus</i>	24
Figura 3-2. Aislamiento del micelio de <i>L. concavus</i> a partir de lamelas (izquierda) y a partir de la parte interna del estípite (derecha).....	25
Figura 3-3. Caracterización microscópica del micelio de <i>L. concavus</i>	26
Figura 3-4. Análisis exploratorio de los datos del diseño experimental.	28

ÍNDICE DE ANEXOS

Anexo 1. Lista de HSC aprovechados por etnias indígenas del Ecuador.	12
Anexo 2. Lista de residuos utilizados con éxito como sustratos en ensayos de cultivo de hongos.	10

RESUMEN

En Ecuador se han reportado 50 especies de hongos silvestres comestibles (HSC), de los cuales los kichwa de la Amazonía consumen 35, destacándose *Favolus tenuiculus*, *Bresadolia paradoxa* y *Lentinus concavus* por su importancia cultural. Sin embargo, existe una dependencia en el consumo de especies asiáticas y europeas, reflejando la falta de conocimiento y valorización de los hongos nativos. Los HSC amazónicos utilizan como sustratos los residuos de cosechas de la chagras para su crecimiento. Con el objetivo evaluar el crecimiento de *L. concavus* en sustratos formulados con residuos de piwi, plátano, chonta y yuca, especies frecuentes y abundantes en las chagras. Se colectó 6 cuerpos fructíferos del hongo, se corroboró la especie mediante observaciones macro y microscópicas y se aisló el micelio a partir de esporas. Se formularon cuatro tratamientos: Control (100% aserrín de piwi), T1 (50% piwi + 50% ramas de yuca), T2 (50% piwi + 50% raquis de plátano) y T3 (50% piwi + 50% palmito de chonta). El crecimiento micelial se evaluó utilizando el Índice de la Tasa de Crecimiento Micelial (IMGR). Los resultados se analizaron mediante PERMANOVA y pruebas post hoc, indicando que el T2 (2,42) favoreció significativamente el crecimiento de *L. concavus*, mientras que el T1 (1.86) presentó el menor IMGR. El T3 (2.03) mostró una diferencia poco significativa respecto al control (2.27). Estos hallazgos determinan un sustrato adecuado para el cultivo y resaltan la importancia de seleccionar adecuadamente los residuos para maximizar la eficiencia y sostenibilidad en la producción de HSC amazónicos, favoreciendo la conservación y aprovechamiento de los recursos locales.

Palabras clave: *Bactris gasipaes*, hongos silvestres comestibles, Kichwa, *Musa x paradisiaca*, *Piptocoma discolor*.

ABSTRACT

More than 50 species of wild edible mushrooms (WEM) have been reported in Ecuador of which the Amazonian Kichwa consume 35, with *Favolus tenuiculus*, *Bresadolia paradoxa* and *Lentinus concavus* standing out for their cultural importance. However, there is a reliance on the consumption of Asian and European species, reflecting a lack of knowledge and appreciation of native mushrooms. Amazonian WEMs use crop residues from chagras as substrates for their growth. This study aimed to evaluate the growth of *L. concavus* in substrates formulated with residues of piwi, plantain, chonta, and yucca, species that are common and abundant in the chagras. Six fruiting bodies of the mushroom were collected, the species was confirmed through macro and microscopic observations, and the mycelium was isolated from spores. Four treatments were formulated: Control (100% piwi sawdust), T1 (50% piwi + 50% yucca branches), T2 (50% piwi + 50% plantain rachis), and T3 (50% piwi + 50% chonta palm heart). Mycelial growth was assessed using the Mycelial Growth Rate Index (MGRI). The results were analyzed using PERMANOVA and post hoc tests, indicating that T2 (2.42) significantly favored the growth of *L. concavus*, while T1 (1.86) showed the lowest MGRI. T3 (2.03) showed a small difference compared to the control (2.27). These findings identify a suitable substrate for cultivation and highlight the importance of properly selecting residues to maximize efficiency and sustainability in the production of Amazonian EWMs, promoting the conservation and utilization of local resources.

Keywords: *Bactris gasipaes*, edible wild mushrooms, Kichwa, *Musa x paradisiaca*, *Piptocoma discolor*.

1. CAPÍTULO I: PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA A INVESTIGAR

1.1. Antecedentes

La implementación de los principios de la Bioeconomía Circular (BC) en la agricultura ofrece una vía innovadora y sostenible para abordar los desafíos de la seguridad y soberanía alimentaria (Velasco-Muñoz et al., 2021). La BC optimiza el uso de recursos, minimiza los residuos y fomenta la regeneración de los sistemas naturales (Kardung et al., 2021; Sgroi, 2022). En el contexto agrícola, esto implica no solo cerrar los ciclos de nutrientes, reducir la contaminación del suelo y el agua, y maximizar la eficiencia en el uso de insumos, sino también, integrar la producción agrícola con procesos biotecnológicos avanzados que conviertan los residuos en nuevos productos de alto valor agregado (Kardung et al., 2021). Al adoptar prácticas circulares, como estrategias para minimizar residuos y la reutilización de subproductos agrícolas, se promueve la sostenibilidad ambiental y la resiliencia de los sistemas alimentarios para las generaciones presentes y futuras (Kardung et al., 2021; Velasco-Muñoz et al., 2021).

En Ecuador, existen tradicionalmente sistemas de policultivos agroproductivos sostenibles que contienen plantas alimenticias, medicinales, maderables y de uso múltiple, que en la Amazonia se denominan chagras (W. Franco, 2019). Estos sistemas promueven la conservación de especies nativas, la prestación servicios ecosistémicos y contribuyen a la seguridad y soberanía alimentaria (Añazco, 2017; W. Franco, 2019; Tanguila Alvarado, 2020). En las chagras de Napo se han registrado el uso y manejo de hasta 100 especies de plantas (Peñuela-Mora et al., 2016). En estos lugares se siembran alimentos básicos como la yuca, el plátano y la chonta, junto con cultivos comerciales como el cacao, la guayusa y el café, y especies maderables como el piwi, el laurel y la balsa.

La chagra es un espacio de vida de los kichwa, donde se construyen relaciones sociales con los humanos y no humanos (plantas, animales y espíritus) (SIPAM, 2023). Por lo

tanto, refleja profundos valores culturales y conocimientos tradicionales, al ser un espacio de transmisión generacional de saberes. Este sistema agrícola de autoconsumo también proporciona recursos económicos vitales para las familias rurales kichwa en la amazonia ecuatoriana (Añazco, 2017; SIPAM, 2023; Zurita-Benavides et al., 2021). Su impacto positivo se extiende a la economía, la sociedad y la cultura, fomentado el desarrollo sostenible y la cohesión comunitaria (W. Franco, 2019; SIPAM, 2023).

Dentro del manejo de las chagras se encuentra además la colecta de hongos silvestres comestibles (HSC) que prosperan de manera natural en estos sistemas como en los bosques. Algunos de estos hongos también son medicinales (Vicente-Pérez et al., 2020; Garcia Belardi, 2022).

1.1.1. Hongos Silvestres Comestibles (HSC)

Los hongos silvestres comestibles, que son alrededor de 200 especies en el mundo, se recolectan en más de 85 países principalmente para el autoconsumo, pero solo 35 especies son cultivadas comercialmente (Scalvenzi et al., 2024). Estos hongos son altamente apreciados por sus exquisitos sabores y texturas. Se consideran una fuente nutritiva, porque contienen proteínas (27-48%), carbohidratos (50-60%), minerales (6-11%) y vitaminas con valores comparables a los de los vegetales y las carnes, superando incluso a la leche de origen animal (Cano-Estrada & Romero-Bautista, 2016). A la vez, mantienen bajos niveles de lípidos, energía y calorías (2-8%), lo que los convierte en una opción saludable en las nuevas tendencias vegetarianas y veganas (Vargas et al., 2010; Cano-Estrada & Romero-Bautista, 2016; Vicente-Pérez et al., 2024). También son reconocidos por sus propiedades medicinales: antioxidantes, antiinflamatorias, antitumorales, antibióticas, antidiabéticas, inmunoestimulantes, neuro-protectores y algunos, pueden ayudar a reducir el colesterol y la hipertensión (Cano-Estrada & Romero-Bautista, 2016; Fernández et al., 2020; Kumar et al., 2021).

Por otro lado, los HSC tienen propiedades útiles en los procesos de biodegradación de lignina, celulosa y hemicelulosa, por lo que aceleran el proceso de descomposición de

residuos orgánicos. Reduciendo, al mismo tiempo, la emisión de gases de efecto invernadero y de toxinas asociadas a este proceso mitigando los efectos del cambio climático (Cano-Estrada & Romero-Bautista, 2016; Kapahi, 2018; Ortiz Rodríguez et al., 2018; Garcia Belardi, 2022).

En los sistemas agrícolas los hongos transforman los residuos agroforestales en abono orgánico detoxificado, con cantidades adecuadas de nitrógeno, fósforo, potasio y un pH estable (Melgarejo, 2015; Kapahi, 2018; Ortiz Rodríguez et al., 2018). Los hongos no solo aprovechan estos residuos para su crecimiento, sino que también generan subproductos útiles, como el sustrato que queda después de su producción denominado sustrato agotado, que puede ser reutilizado en compostaje, alimentación animal, materiales de construcción y biocombustibles (Grimm & Wösten, 2018; Hyde et al., 2019). Este enfoque no solo cierra los ciclos de materiales, reduciendo residuos y optimizando recursos, sino que también contribuye a la regeneración de los ecosistemas agrícolas (Grimm & Wösten, 2018).

Los hongos basidiomicetos que son comestibles cumplen adecuadamente estos procesos fundamentales, permitiendo el reciclaje de los nutrientes e incluso la recuperación de suelos (Melgarejo, 2015; Kapahi, 2018; Ortiz Rodríguez et al., 2018). Por estas razones la FAO en 1999, incluyó a los HSC en el listado de Productos Forestales No Maderables (PFNM) y promueve su uso sostenible. Esta inclusión reconoce la importancia de los hongos para preservar la biodiversidad, potenciar la generación de ingresos, mejorar la seguridad y soberanía alimentaria, así como contribuir a la gestión racional de los bosques a nivel mundial (Boa, 2005; Peña Cañón et al., 2023).

1.1.2. Cultivo de hongos comestibles

El cultivo formal de hongos comestibles o fungicultura data del siglo VI en China, con el cultivo de *Auricularia judae* (Boa, 2005; Vicente-Pérez et al., 2024). En Francia, se empezó el cultivo comercial de hongos con el champiñón o *Agaricus bisporus* a mediados del siglo XVII tras el descubrimiento de un buen desarrollo de este en cultivos de sandía

(Martínez, 2017). En 1932 Sinden James patentó la producción de inóculo de micelio con granos de centeno, esto revolucionó la producción de hongos comestibles, ya que proporcionó un sustrato nutritivo y estable para el crecimiento y propagación del micelio (Vargas et al., 2010; Freire & Vásquez, 2015). Durante el siglo XX, la producción de hongos aumentó gradualmente hasta alcanzar una escala industrial, y para 2017, son cultivadas cerca de 100 especies de hongos, provenientes principalmente de países como China, Japón, Estados Unidos, Francia, España y Reino Unido (Piña-Guzmán et al., 2016; Vicente-Pérez et al., 2024). En el mundo se producen aproximadamente 34 millones de toneladas anuales de hongos comestibles (Scalvenzi et al., 2024), siendo la principales especies el champiñón o *A. bisporus*, el ostra o *Pleurotus ostreatus* y el shiitake o *Lentinula edodes* (de Frutos, 2020; Scalvenzi et al., 2024). Esta evolución ha transformado la fungicultura de una práctica ancestral a una industria moderna y sofisticada, que garantiza la disponibilidad de hongos comestibles en todo el mundo (Kaliyaperumal et al., 2018).

1.1.3. Importancia de la formulación de sustratos

La formulación del sustrato es esencial en la producción de hongos comestibles porque influye directamente en su calidad nutricional como su contenido de proteínas, grasas, carbohidratos y otros componentes bioactivos. Un sustrato adecuado proporciona los nutrientes necesarios para el crecimiento y desarrollo óptimo del micelio y puede favorecer la producción de metabolitos secundarios beneficiosos para la salud (Nieto & Chegwin A., 2010). Además, varios estudios demuestran que mezclar residuos agro-industriales y agro-forestales puede incrementar significativamente la eficiencia biológica en la producción de hongos comestibles (**Anexo 1**) (Scalvenzi et al., 2024). Asimismo, utilizar estos residuos como sustratos contribuye a la sostenibilidad ambiental, al reducir la contaminación y aprovechar estos materiales de manera eficiente (Nieto & Chegwin A., 2010).

Por otro lado, para lograr una buena producción de hongos comestibles, es importante entender y conocer los requerimientos básicos de los hongos, como la ecología de la

especie y la relación en el sustrato de carbono-nitrógeno óptima para su desarrollo (Dulay et al., 2020). También es importante priorizar la elección de los residuos de acuerdo con su abundancia, interrelación entre la cepa y el sustrato, y la facilidad de transporte y manejo; para de esta forma cumplir con los principios de la BC (Holgado et al., 2019).

1.1.4. Hongos Silvestres Comestibles de Ecuador

En Ecuador, se han reportado 50 especies de HSC (Andrade et al., 2012; Gamboa-Trujillo et al., 2019; K. Vicente-Pérez et al., 2024), que son consumidos por 12 comunidades indígenas a nivel nacional (**Anexo 2**). Ecuador posee una rica diversidad micológica, especialmente en la región amazónica, los Kichwa son quienes consumen la mayor diversidad de hongos silvestres con 35 de las 50 especies registradas. La recolección y el consumo de HSC en Ecuador están profundamente arraigados en las prácticas tradicionales y culturales de las comunidades locales, donde los hongos son valorados tanto por su importancia nutricional, como cultural (Gamboa-Trujillo et al., 2019; Vicente-Pérez et al., 2024). En las provincias de Napo y Pastaza se ha documentado el uso y manejo de hasta 13 especies (Vicente-Pérez et al., 2022; Vicente-Pérez et al., 2024).

A pesar de la gran diversidad de especies de HSC, no existe información enfocada a la producción sostenible de estos hongos (Scalvenzi et al., 2024). Las especies alimenticias más cultivadas en Ecuador son: *Pleurotus ostreatus*, *Pleurotus djamor*, *A. bisporus* y *Lentinula edodes* (Gamboa-Trujillo et al., 2019; Scalvenzi et al., 2024).

En Napo, Vicente-Pérez y colaboradores (2024) registraron información sobre el manejo tradicional de los hongos y los sustratos donde se encuentran asociados, además calcularon el índice de importancia cultural EMCSI de los HSC basado en la abundancia de cuerpos fructíferos, importancia económica, frecuencia de uso anual y sabor. De acuerdo con este índice, se determinó que las tres especies más valoradas por las comunidades Kichwa son *Favolus tenuiculus*, *Bresadolia paradoxa* y *Lentinus concavus*.

1.1.5. *Lentinus concavus* (Berk.) Corner

Lentinus concavus (Berk.) Corner o taka ala (**Figura 1-1**) como es conocido en *runa shimi* o kichwa del Alto Napo (Vicente-Pérez et al., 2024), es un hongo saprófito, basidiomiceto de la familia Polyporaceae (GBIF, 2023b). Su hábito es lignícola, es decir, se encuentra degradando la lignina, celulosa y hemicelulosa que está presente en la madera de árboles caídos.



Figura 1-1. Cuerpos frutíferos de *Lentinus concavus*.

Esta especie se encuentra ampliamente distribuida en zonas tropicales desde México hasta la Amazonía (GBIF, 2023b). En comunidades indígenas de Ecuador (K. Vicente-Pérez et al., 2024), Colombia (Vasco-Palacios et al., 2008) y Brasil (Vargas-Isla, Ishikawa, et al., 2013) se ha registrado el conocimiento etnoecológico de la especie observando que sirve de alimento, no solamente a los pobladores locales sino a mamíferos como el venado colorado (*Mazama americana*), ciertos coleópteros y larvas. Asimismo, reportaron que las plantas que sirven de sustrato a la especie son: *Piptocoma discolor* (piwi), *Vochysia bracheliinae* (tamburo), *Inga* sp. 1, *Parkia panurensis* y *Eschweilera* sp. 1 (Vicente-Pérez et al., 2024).

1.1.6. Sustratos de *Lentinus concavus*

1.1.6.1.1. *Piptocoma discolor* (Kunth) Pruski

Piptocoma discolor (pigüe o piwi) en descomposición es el principal sustrato de HCS (Vicente-Pérez et al. 2024). Especie nativa de América del Sur pertenece a la familia Asteraceae (GBIF, 2023e). Es una especie pionera, de madera blanda que destaca por su rápido crecimiento en los claros del bosque. Crece en suelos limosos y arcillosos, puede alcanzar los 30 metros de altura y 60 centímetros de diámetro en el tronco de forma cilíndrica. Presenta una corteza escamosa, de color grisáceo y agrietada (González et al., 2018, 2021; Álvarez Carrillo et al., 2022).

Este árbol representa una fuente de ingresos, especialmente en períodos de necesidad económica, porque sirve para la fabricación de parihuelas y cajas para el transporte de frutas y vegetales. Además, se utiliza para producir carbón a partir de su madera (Erazo et al., 2014; Tipán Torres, 2020).

Desde una perspectiva ambiental, el piwi es ideal para el manejo sostenible de los bosques amazónicos ya que es una especie que por su capacidad de adaptabilidad del piwi a diversas condiciones de baja fertilidad permiten su desarrollo en combinación con pastos y otros sistemas agrícolas, incluso en las orillas de los ríos, permitiendo regenerar suelos degradados (Erazo et al., 2014). La especie se dispersa fácilmente por semillas a través de las escamas florales típicas de la familia Asteraceae, esto asegura su abundancia en los sistemas de rotación de cultivos y en los bosques secundarios monodominantes (Erazo et al., 2014; González et al., 2018).

Tabla 1-1. Caracterización química de *Piptocoma discolor*.

Componente	(Riascos Vallejos et al., 2020)	(Álvarez Carrillo et al., 2022)	(Villalba Pozo, 2019)
Materia seca %	28.57		
Proteína cruda %	21.513	13.12	
Extracto etéreo%	3.947	4.01	
Lignina %	5.423	7.13	22.95
Hemicelulosa %	25.717	19.91	22.03
Celulosa %		21.85	42.25
Digestibilidad %	74.71	58.43	
Fibra detergente neutro %	46.607	48.94	
Fibra detergente ácida %	27.25	28.75	
Ceniza %		7.6	0.56
Nutrientes digestibles totales		53.11	
Energía digestible (Kcal/kg)		2341.44	
Energía metabolizable (Kcal/kg)		2456.98	
Carbono fijo %			14.35
Carbono %			46.06
Nitrógeno %			0.12
Calcio	0.76		
Fósforo	8.17		
Magnesio (g/100gDM)	0.22		
Azufre (g/100gDM)	0.1		
Cobre (g/100gDM)	6.62		
Zinc (g/100gDM)	28.37		

Los porcentajes se expresan en gramos de materia seca (DM)

1.1.6.2. *Bactris gasipaes* Kunth

La palma de chonta (*Bactris gasipaes*), perteneciente a la familia Arecaceae (GBIF, 2023a), es una planta monocotiledónea originaria de la región amazónica. El rango de distribución de la especie va desde los 0 hasta 2 000 m s.n.m. (Navarro et al., 2010). Existen dos principales variedades en Ecuador: la chontilla y la chonta o chunda, que se diferencian principalmente por el tamaño y características de sus frutos (Montufar et al., 2021; Panimbosa Moposita, 2023).

Esta palma es vital tanto para la economía como para la cultura de las poblaciones indígenas y mestizas de la Costa y la Amazonía ecuatoriana, pues es considerada como un símbolo de abundancia y fertilidad (Montufar et al., 2021; Panimbosa Moposita,

2023). Sus frutos, ricos en almidones y lípidos, son consumidos directamente o transformados en productos como la tradicional chicha de chonta, harina y aceite (Montufar et al., 2021). El palmito, otro producto de esta palma, es reconocido y comercializado a nivel nacional (Montufar et al., 2021; de Cássia Spacki et al., 2022; Panimbosa Moposita, 2023).

Aunque la producción de palmito es rentable para la agroindustria, genera una gran cantidad de residuos, que pueden alcanzar hasta el 90% del peso bruto de la palma. Estos residuos, caracterizados por su material fibroso y lenta degradación, pueden ser reciclados y convertidos en productos de alto valor agregado (de Cássia Spacki et al., 2022).

Tabla 1-2. Caracterización química del palmito de *Bactris gasipaes*.

Componente	(Voto Bernal, 1996)	(Espinoza Campos, 2014)	(T. S. Franco et al., 2019)
Sólidos totales %	8.58		
Proteínas %	2.94	2.27	
Fibra %	1.01	0.89	
Grasa %	0.64	0.13	
Ceniza %	0.89	0.93	4.6
Carbohidratos %	3.03		
Amin. Esenciales g/100gDM		6.24	
Fósforo mg/100g		94	
Calcio mg/100g		114	
Hierro mg/100g		4.3	
Potasio mg/100g		337.6	
Magnesio mg/100g		80	
Sodio mg/100g		1.33	
Zinc mg/100g		0.79	
Cobre mg/100g		0.159	
Celulosa mg/100g			34.2
Hemicelulosa mg/100g			21.3
Lignina mg/100g			19.5

Los porcentajes se expresan en gramos de materia seca (DM)

1.1.6.3. *Musa x paradisiaca* Linn

El plátano verde, conocido científicamente como *Musa x paradisiaca* Linn, es una planta herbácea perenne que pertenece a la familia Musacaceae (GBIF, 2023d). Es un híbrido de *Musa acuminata* y *M. balbisiana*, lo que le confiere una naturaleza poliploide. Esta planta originaria de Asia se ha logrado introducir en zonas tropicales y subtropicales en todo el planeta. (Ajijolakewu et al., 2021; Pijal de la Cruz & Pineda Pineda, 2022).

El cultivo de *M. x paradisiaca* es importante para la economía del Ecuador (MAG, 2023). Es una especie común en la culinaria ecuatoriana que ofrece una serie de beneficios nutricionales. Es una excelente fuente de carbohidratos, vitaminas y minerales, como la vitamina C, potasio y además fibra (Falcomer et al., 2019). El plátano verde también posee un valor ecológico significativo debido a su cultivo sostenible en regiones tropicales y subtropicales (Falcomer et al., 2019). Comúnmente, se aprovecha únicamente el racimo del plátano, que representa entre el 20% y el 30% de la planta; y el 70-80% restante es considerado residuo (Chávez Porras & Rodríguez González, 2016).

Tabla 1-3. Caracterización química de las hojas de *Musa*.

Componente	(Álvarez et al., 2001)	(Turner et al., 1981)
Nitrógeno (g/kg)	33.78	3.67%
Fosforo (g/kg)	2.3	0.21%
Potasio (g/kg)	30.08	2.14
Calcio (g/kg)	14.78	0.82%
Magnesio (g/kg)	4.73	0.36%
Cobre (g/kg)	11.8	10.6 ppm
Hierro (g/kg)	183.5	149 ppm
Manganeso (g/kg)	229.3	962 ppm
Zinc	24.3	18 ppm
Azufre %		27

Los porcentajes se expresan en gramos de materia seca (DM)

1.1.6.4. *Manihot esculenta* Crantz

La yuca *Manihot esculenta* Crantz es un arbusto perenne perteneciente a la familia Euphorbiaceae (GBIF, 2023c), originaria de la región neotropical. Esta planta monoica puede alcanzar alturas que varían de 1 a 5 metros y presenta un tallo cilíndrico con nudos y entrenudos de colores morado, amarillo verdoso o gris, esenciales para su multiplicación asexual mediante ramificaciones reproductoras (Parmar et al., 2017; Pijal de la Cruz & Pineda Pineda, 2022).

La yuca es uno de los cultivos de raíces y tubérculos más antiguos y de mayor importancia en el mundo, utilizado para la producción de alimentos, piensos y bebidas. Su raíz tuberosa es la parte de mayor valor comercial e industrial, es rica en almidón y es utilizada para producir harina y otros derivados (Parmar et al., 2017; Pijal de la Cruz & Pineda Pineda, 2022). Además, las hojas de la yuca también son consumidas como verdura en diversos países de África, Asia y América del Sur, debido a su alto contenido de proteínas, vitaminas (B1, B2, C y carotenoides) y minerales (Ca, Mg y K). Estas hojas están disponibles durante todo el año, lo que las convierte en un recurso alimenticio constante y valioso (Parmar et al., 2017). Sin embargo, muchas de las hojas y parte del tallo quedan como residuos que pueden ser aprovechados como sustrato para el cultivo de hongos.

Una característica importante de la yuca es la presencia de glucósidos cianogénicos, que pueden liberar cianuro de hidrógeno (HCN) cuando la planta se daña o se procesa incorrectamente (Montagnac et al., 2009; Mahecha Rojas, 2023). Estos compuestos, responsables de la toxicidad de la yuca están distribuidos en las raíces, hojas y tallos de la planta. La concentración de glicósidos cianogénicos puede variar significativamente entre diferentes cultivares y depende de la disponibilidad de nutrientes en el suelo y las condiciones ecológicas (Parmar et al., 2017). Los antiguos indígenas amazónicos ya conocían la naturaleza tóxica de esta planta desde su temprana domesticación (Montagnac et al., 2009; Mahecha Rojas, 2023).

Tabla 1-4. Caracterización química de hojas y tallos de *Manihot esculenta*.

Componente	Hojas	Tallos
Celulosa %	40.9	38.83
Hemicelulosa %	15.63	13

Fuente: (Nino López et al., 2013).

1.2. Planteamiento del problema

Existe una elevada diversidad de HSC en Ecuador y de consumo tradicional por los pueblos y nacionalidades étnicas, especialmente en la región amazónica (Vicente-Pérez et al., 2024). Sin embargo la producción de HSC no se ha desarrollado (Scalvenzi et al., 2024; Vicente-Pérez et al., 2024). Asimismo, existe una falta de interés en la investigación de los hongos, a pesar de su gran potencial en ámbitos ecológicos, medicinales y alimenticios (Freire & Vásquez, 2015; Vargas et al., 2010 Freire & Vásquez,2015;). También, se observa una dependencia en el consumo de especies de hongos cultivadas a nivel mundial, principalmente de origen asiático y europeo, lo que refleja la falta de valorización hacia la diversidad de hongos silvestres comestibles amazónicos (Kapahi, 2018; Beltran Yde, 2023).

En la región, los residuos agroforestales son desaprovechados, puesto que en su mayoría se dejan descomponer de manera natural (Vargas-Isla et al., 2012; Vega et al., 2022). Sin embargo, estos residuos tienen gran potencial para la producción de hongos comestibles. Desde una perspectiva cultural, el uso eficiente de los residuos agroforestales para la producción de hongos podría revitalizar prácticas tradicionales, fomentar la sostenibilidad y el crecimiento económico en la región (Cano-Estrada & Romero-Bautista, 2016; Piña-Guzmán et al., 2016; Ortiz Rodríguez et al., 2018; Vega et al., 2022).

1.3. Justificación de la investigación

A nivel mundial la producción de las setas comestibles ha aumentado aproximadamente 30 veces entre los años 1978 y 2013 (Kapahi, 2018), lo que refleja una creciente aceptación del consumo de hongos en todo el mundo (Cano-Estrada & Romero-Bautista, 2016; Ortiz Rodríguez et al., 2018; Garcia Belardi, 2022). La Amazonía también presenta un escenario favorable para el desarrollo del cultivo de hongos con especies nativas (Vargas-Isla et al., 2012).

El cultivo de hongos silvestres comestibles ejemplifica los principios de la bioeconomía circular al transformar desechos de bajo valor, como sustratos lignocelulósicos, en alimentos altamente nutritivos (Grimm & Wösten, 2018). Esta práctica es rentable por su bajo costo de producción (Ortiz Rodríguez et al., 2018), especialmente al utilizar residuos agroforestales, esto mejora la eficiencia y la sostenibilidad en el uso de recursos naturales. Además, fortalece su valor ecológico, fomentando un aprovechamiento sostenible, generando ingresos locales y diversificando la economía (Sales-Campos & Andrade, 2011; Cano-Estrada & Romero-Bautista, 2016; Niño F. et al., 2017; Holgado et al., 2019; Vega et al., 2022). Su capacidad para biodegradar la lignina y celulosa acelera la descomposición de residuos orgánicos, reduciendo las emisiones de gases de efecto invernadero y contribuyendo la sostenibilidad ambiental (Grimm & Wösten, 2018; Ortiz Rodríguez et al., 2018).

Integrar el cultivo de hongos silvestres en sistemas agrícolas circulares beneficia al medio ambiente y a la economía de sus habitantes (Piña-Guzmán et al., 2016; Grimm & Wösten, 2018; Ortiz Rodríguez et al., 2018). Si consideramos que *Lentinus concavus* es altamente valorizado entre la población Kichwa de Napo (Vicente-Pérez et al. 2024), y que en las chagras Kichwa existen residuos que podrían ser aprovechados para el cultivo de hongos, la pregunta de investigación que guía el presente estudio es: ¿Qué sustratos de los cultivos de la chagra en Napo puedan ser utilizados para mejorar el crecimiento de *Lentinus concavus*?

1.4. Objetivos de la investigación

1.4.1. Objetivo general

Evaluar el crecimiento micelial de *Lentinus concavus* en sustratos formulados con diferentes residuos de chagras kichwa amazónicas de Napo.

1.4.2. Objetivos específicos

- Aislar el micelio de *L. concavus* a partir de su cuerpo fructífero obtenidos de materia orgánica en descomposición.
- Analizar el crecimiento micelial de *L. concavus* sobre sustratos formulados a partir de residuos de piwi, yuca, chonta y plátano provenientes de chagras kichwa amazónicas.

2. CAPÍTULO II: MARCO METODOLÓGICO

2.1. Área de estudio

La presente investigación se desarrolló en los laboratorios de Biología 1 y Biomasa de la Universidad Regional Amazónica Ikiam. La recolección tanto de la cepa del hongo *Lentinus concavus* y los residuos se obtuvieron en una chagra ubicada en el barrio San Lorenzo del Cerro Chiuta de la parroquia Tena, que están dentro de la zona de amortiguamiento de la Reserva Biológica Colonso Chalupas de la provincia de Napo – Ecuador (**Figura 2-1**).

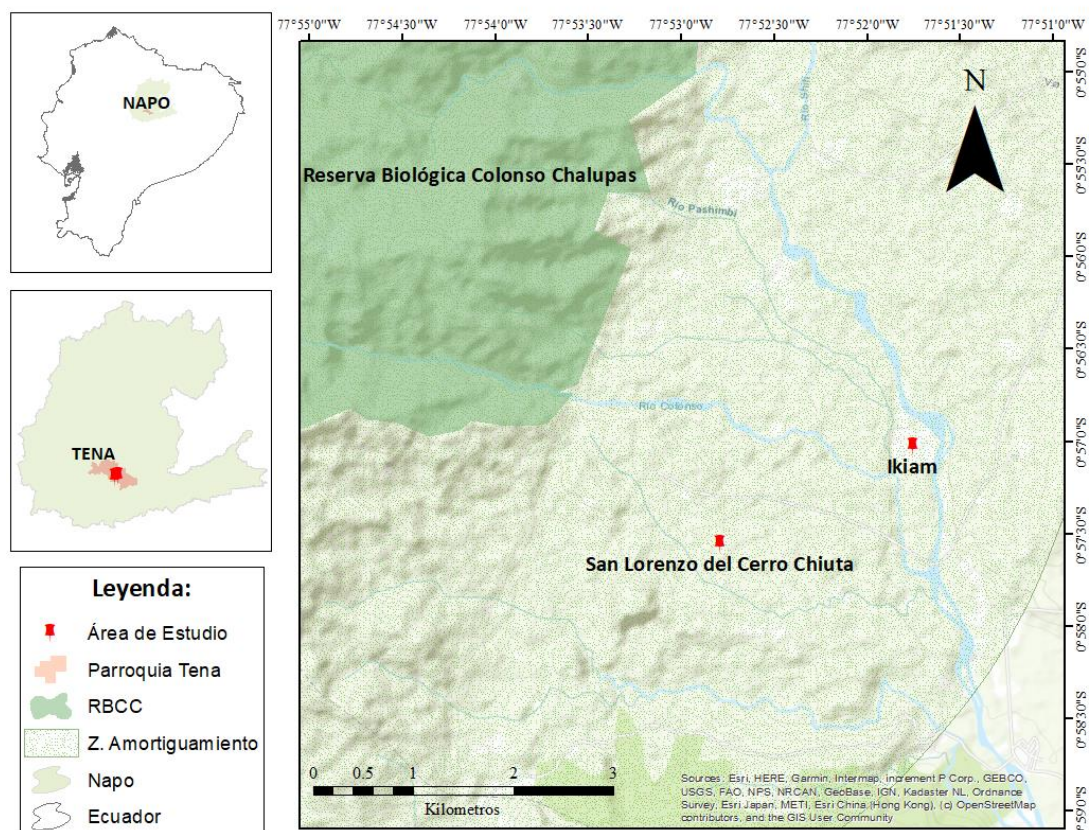


Figura 2-1. Área de estudio, para la colecta de *Lentinus concavus* en la provincia de Napo.

El estudio se desarrolló siguiendo el esquema metodológico de la **Figura 2-2**:

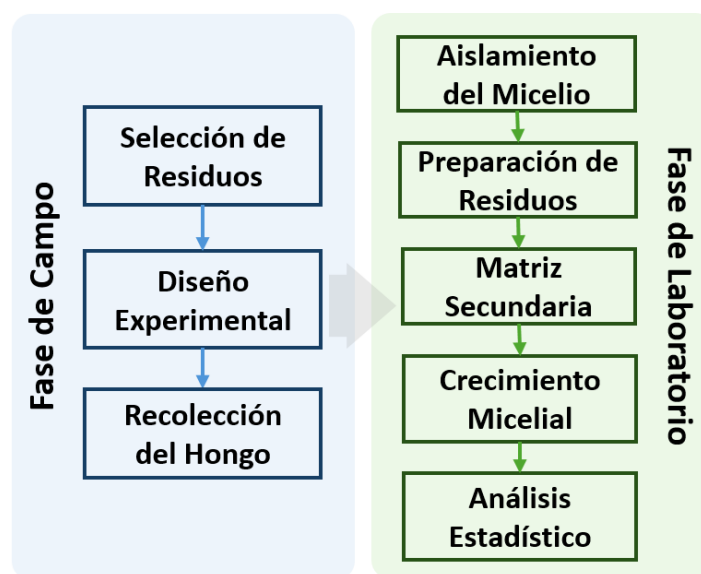


Figura 2-2. Esquema metodológico de la investigación de sustrato óptimo para el cultivo de *L. concavus* a partir de residuos de la chagra en Napo.

2.2. Fase de Campo

2.2.1. Selección de residuos como sustratos

Para realizar este estudio se escogieron los residuos producidos por especies que fueran abundantes en las chagras, accesibles durante todo el año y que hubieran sido registradas como sustratos de la especie (Gaitán-Hernández et al., 2006; Holgado et al., 2019). Por esta razón se seleccionó los residuos provenientes de las siguientes especies: piwi o *P. discolor*, chonta o *B. gasipaes*, yuca o *M. esculenta*, plátano o *M. x paradisiaca*. Los residuos seleccionados para el estudio incluyeron aserrín de piwi, raquis de hojas de plátano, tallos de yuca y el corazón de la palma de chonta o palmito.

2.2.2. *Diseño experimental para la evaluación de sustratos en el desarrollo micelial de L. concavus*

Para establecer los sustratos, se consideraron cuatro tipos de tratamientos como se muestra en la **Tabla 2-1**. Para garantizar la robustez estadística de los resultados, cada tratamiento se replicó seis veces y se repitió en tres ocasiones, resultando en un total de 72 unidades experimentales (Vargas-Isla, Ozaki Yuyama, et al., 2013).

Tabla 2-1. Diseño experimental para la evaluación de sustratos en el desarrollo micelial de *L. concavus*.

Tratamientos	Residuos
Tratamiento 1	piwi (50%) + yuca (50%)
Tratamiento 2	piwi (50%) + plátano (50%)
Tratamiento 3	piwi (50%) + palmito chonta (50%)
Control	piwi (100%)

Los porcentajes se basan en gramos del peso seco de los componentes.

2.2.3. *Recolección de L. concavus en la chagra*

La recolección de los cuerpos fructíferos de *L. concavus* se realizó en la chagra de la señora Estela Vargas localizada a 0°57'35" S y 77°52'49.9" W, a 550 m s.n.m. La recolección y uso del material fúngico fue autorizado por el Ministerio del Ambiente, Agua y Transición Ecológica (MAATE), bajo el Contrato Marco de acceso a Recursos genéticos: MAATE-DBI-CM-2023-0302 Biotecnología Aplicada A Productos Forestales No Maderables en la Provincia De Napo.

La recolección se realizó utilizando materiales previamente desinfectados con alcohol al 70%. Al encontrar el hongo se georreferenció el lugar y se describieron características como color, numero de cuerpos fructíferos y sustrato. Se utilizó una navaja, para extraer los basidiomas con algo del sustrato en donde se encontraban (**Figura 1-1**) luego se envolvió en papel de cera para ser transportado dentro de una hielera, (Gonzalez &

Arenas-Castro, 2017; Sharma et al., 2015) hasta el laboratorio de Biología I de la Universidad Regional Amazónica Ikiam.

2.2.3.1. Caracterización morfológica del cuerpo fructífero de L. concavus

La caracterización morfológica se llevó a cabo siguiendo los protocolos estándar para la identificación de hongos macroscópicos (Franco-Molano et al., 2005; Robledo, 2015; Sharma et al., 2015; Salazar-Vidal, 2016). Se observaron y documentaron los cuerpos fructíferos recolectados. Se registraron características macroscópicas como la forma, color, y textura del píleo, estípites, lamelas y micelio. Las lamelas se examinaron en detalle con estereoscopio (4X) para documentar su disposición, densidad, y cualquier característica distintiva. La identificación del hongo se basó en características morfológicas específicas del orden (Robledo, 2015), género (Moreno, 1975; Sharma et al., 2015) y especie (Franco-Molano et al., 2005).

2.3. Fase de Laboratorio

2.3.1. Preparación de medios de cultivo

Para la preparación de los medios de cultivo, se utilizó Sabouraud Dextrosa Agar (SDA), conocido por ser un medio adecuado para el crecimiento de hongos y levaduras. En un frasco de vidrio para reactivos se añadió agua destilada y el medio SDA, cuya proporción es de 65 g por litro de agua. La mezcla se calentó y se agitó constantemente hasta lograr una disolución completa y homogénea. Inmediatamente se esterilizó en autoclave a 121°C por 30 minutos. Se dejó enfriar hasta los 50°C, luego dentro de una cámara de flujo laminar se vertieron aproximadamente 25 mL de este medio en cada caja de Petri (Acharya & Hare, 2022).

2.3.2. Aislamiento del micelio

El aislamiento del micelio o inóculo madre se realizó a partir del cuerpo fructífero recolectado bajo condiciones asépticas, siguiendo la metodología sugerida Niño F. et al., 2017; Dávila G. et al., 2020 y Dulay R. et al., 2020. Se lavaron seis cuerpos fructíferos maduros con abundante agua. Luego, dentro de una cabina de flujo laminar, se tomó dos fragmentos (3-5 mm) del hongo: uno de la parte que incluye tanto el contexto como lamelas (6 réplicas), para obtener el aislamiento mediante esporas; y otro fragmento del interior de la base del estípite (6 réplicas), para aislar el micelio presente en el interior del cuerpo fructífero (Ríos-Ruiz et al., 2017). Estos fragmentos se desinfectaron mediante inmersión durante 1 minuto en etanol (70 %), después 1 minuto en hipoclorito de sodio (NaClO 1 %) y posteriormente se enjuagaron con agua destilada. Cada réplica se sembró en el centro de la superficie de las cajas de Petri preparadas anteriormente. Se incubaron a 28 °C en ambiente oscuro y se monitoreó el crecimiento del micelio (Niño F. et al., 2017; Dávila G. et al., 2020 y Dulay R. et al., 2020).

2.3.2.1. Cultivos axénicos del micelio de *L. concavus*

Para producir micelio axénico de *L. concavus* se subcultivo muestras de aproximadamente 1 cm, provenientes de la zona menos contaminada del cultivo anterior, en cajas de Petri con SDA. Estas muestras se incubaron bajo las mismas condiciones. Se inocularon muestras de 1 cm de micelio en el centro de seis placas con medio SDA, realizando el procedimiento por triplicado hasta que las placas alcanzaron una colonización del 100 % con un micelio vigoroso. Además se evaluó el crecimiento micelial del hongo. A estas placas se les trazo un plano cartesiano (X, Y), tomando como centro la muestra en cada placa (**Figura 2-3**) (Carreño-Ruiz et al., 2014), y se procedió a medir (en cm) y monitorear el crecimiento micelial diariamente hasta que el micelio haya colonizado cada placa (Vargas-Isla et al., 2012). Se registró el promedio de (X, Y) medido por día, con el fin de entender el crecimiento del micelio de *L. concavus*.

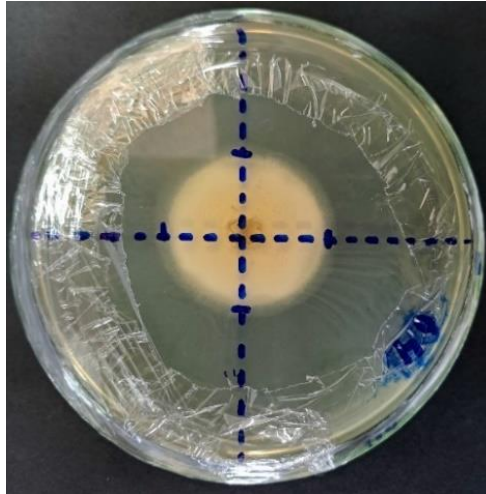


Figura 2-3. Plano cartesiano dibujado en la parte posterior de la placa cultivada.

2.3.2.2. Criopreservación

La cepa fue criopreservada utilizando un medio acuoso PDA y glicerol al 25%. Se prepararon cinco tubos Eppendorf, cada uno conteniendo 1 mL del medio acuoso, y en cada tubo se colocaron tres muestras de micelio de 5 mm, extraídos de una placa axénica. Los tubos fueron almacenados en un ultra congelador a -80°C (Yang & Heinsohn, 2007).

2.3.2.3. Caracterización microscópica del micelio

La caracterización del micelio de *L. concavus* se realizó utilizando la técnica de cinta adhesiva. Para este procedimiento, se utilizó una cinta adhesiva transparente, la cual se presionó suavemente sobre la superficie del micelio en crecimiento activo, logrando así la transferencia de las estructuras miceliales a la cinta. Luego, la cinta con el micelio adherido se colocó sobre una lámina portaobjetos limpia y con una gota de azul de metileno al 0.5 %. Las preparaciones se observaron con un microscopio óptico a 40X para registrar las características morfológicas del micelio (Portnoy et al., 2004; Yang & Heinsohn, 2007).

2.3.3. Preparación de residuos

Primero, se redujo el tamaño de partícula de cada residuo con machete y cuchillo. Luego, se secaron en una deshidratadora a 65 °C hasta que alcanzaron un peso constante. Finalmente, cada residuo fue molido hasta obtener un tamaño de partícula de 0.1 mm y se esterilizó en autoclave a 121 °C durante una hora (Dávila G et al., 2020).

2.3.4. Matriz secundaria

Este paso implicó la formulación de un medio de cultivo utilizando los residuos mencionados anteriormente y SDA (RSDA), con el propósito de adaptar la cepa del hongo a los sustratos a utilizar (Carreño-Ruiz et al., 2014) y determinar qué sustrato puede ser más conveniente para la producción de *L. concavus*.

Para la preparación del medio RSDA se empleó una proporción de 10 g de sustrato o tratamiento a probar, según lo establecido en el diseño experimental, por cada 150 mL de medio SDA (Dávila G et al., 2020). Posteriormente se vertieron aproximadamente 25 mL del medio RSDA preparado y en su centro se sembró una muestra de micelio (1 cm) del cultivo axénico. Las placas se incubaron a 28 °C en ambiente oscuro (Vargas-Isla et al., 2012).

2.3.5. Crecimiento micelial

Para evaluar el crecimiento micelial, en cada placa preparada con RSDA se dibujó un plano cartesiano, tomando como centro el inóculo (**Figura 2-3**). Se midió el diámetro cada 2 días, hasta que el micelio colonizó toda la placa y se usó el Índice de la Tasa de Crecimiento Micelial (**IMGR**, por sus siglas en inglés) (Vargas-Isla et al., 2012). Este índice es una métrica utilizada para medir la tasa de crecimiento del micelio en diferentes condiciones o sustratos, y de esta forma, evaluar la velocidad y eficiencia con la que el micelio de un hongo coloniza un medio de cultivo determinado. Dado por:

$$IMGR = \sum \frac{D - Da}{N}$$

Donde:

- **D:** diámetro (cm) de la colonia en el día observado.
- **Da:** diámetro (cm) de la colonia en la observación anterior.
- **N:** número de días después de la inoculación.

2.3.6. *Análisis estadísticos*

Se evaluó la normalidad de los datos de la tasa de crecimiento micelial (IMGR) y el número de días (NDias), mediante pruebas de Shapiro-Wilk (R Core Team, 2021) y Lilliefors (Gross & Ligges, 2015). Para comprobar si existen diferencias significativas en el crecimiento micelial de *Lentinus concavus* del diseño experimental, se realizó un análisis PERMANOVA (Oksanen et al., 2020), y para la comparación por pares una prueba Post-hoc pairwise.adonis2 (Arbizu, 2020), que permite identificar diferencias específicas entre grupos usando permutaciones, con un nivel de confianza del 95% ($p < 0.05$), en el software RStudio versión 4.4.0 (R Core Team, 2021).

3. CAPÍTULO III: PRESENTACIÓN DE DATOS Y RESULTADOS

3.1. Caracterización macroscópica de *L. concavus*

Los basidiomas de *L. concavus* crecen de manera cespitosa (**Figura 3-1**, panel B), una característica morfológica principal por la cual las poblaciones indígenas kichwa lo identifican. El píleo (**Figura 3-1**, panel C) tiene un diámetro de 2 a 6 cm, convexo, varía de umbilicado a infundibuliforme, de color blanco puro a amarillo muy pálido, con superficie lisa a fibrilosa, glabra y sin escamas. El margen es irregular, de incurvado a enrollado hacia abajo e irregular. El contexto es carnoso en el centro y se adelgazada hacia la margen, concoloro con el píleo, de olor dulce y de consistencia correosa. El himenóforo es lamelado concoloro con el píleo, sus lamelas (**Figura 3-1**, panel D) son decurrentes, regulares y apretadas, con un margen entero liso y con lamélulas intercaladas, de dos longitudes. El estipe puede llegar a medir hasta 5 cm de longitud, diámetro de 0.5 a 0.7 cm cerca del ápice, concoloro con el píleo, cilíndrico, sólido y de superficie lisa, puede ser central o ligeramente excéntrico, penetrando generalmente en la madera. El micelio aéreo (**Figura 3-1**, panel E y F) es de color blanco, algodonoso, denso y uniforme, con un patrón de crecimiento concéntrico. Además, durante el crecimiento en placas la matriz primaria y secundaria, se observó que *L. concavus* presentó las mismas características de micelio.



Figura 3-1. Caracterización macroscópica de *L. concavus*.

A) *Lentinus concavus* en su hábitat (tronco dentro de una chacra). **B)** Cuerpo fructífero, evidenciándose el crecimiento cespitoso. **C)** Píleo cóncavo, umbilicado a infundibuliforme. **D)** Lamelas del cuerpo fructífero observado en estereoscopio a 4X. **E)** Micelio observado en medio SDA. **F)** Micelio observado en la matriz secundaria.

3.2. Aislamiento del micelio de *L. concavus*

En esta fase del experimento, se logró aislar micelio axénico únicamente a partir de las esporas presentes en el contexto y las lamelas del cuerpo fructífero maduro de *L. concavus* (**Figura 3-2**). Este resultado sugiere que las esporas presentes en estas partes del hongo tienen una mayor viabilidad para la propagación del micelio.

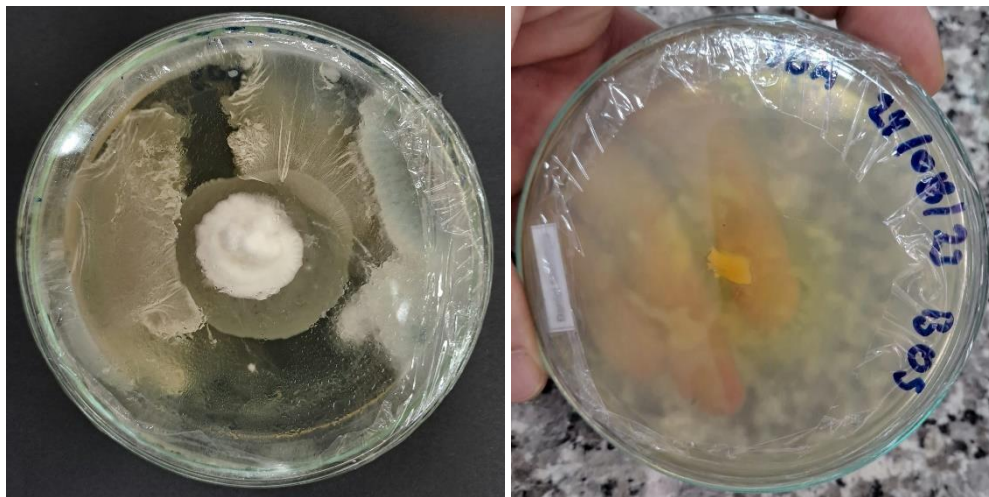


Figura 3-2. Crecimiento de micelio de *L. concavus*: esporas de lamelas y contexto (izquierda) vs. crecimiento ausente a partir de la parte interna del estípite (derecha).

3.2.1. Caracterización microscópica del micelio de *L. concavus*

En la (**Figura 3-3**, panel D) se muestran esporas encontradas en una lamela, estas presentan una morfología elíptica u ovalada, con una pared celular definida, de acuerdo con lo descrito por (Moreno, 1975; Franco-Molano et al., 2005; Robledo, 2015; Sharma et al., 2015). El micelio de *L. concavus* carece de cistidios, sus hifas son hialinas en KOH, por lo tanto para facilitar su observación se usó tinción con la muestra. Se identificó el sistema hifal dimítico, característico del género *Lentinus*, conformado por hifas generativas y esqueléticas con septos (Sharma et al., 2015) (**Figura 3-3**, panel F). Las hifas septadas (**Figura 3-3**, panel E) constituyen el basidioma de manera uniforme, proporcionando soporte y estructura al cuerpo fructífero del hongo.

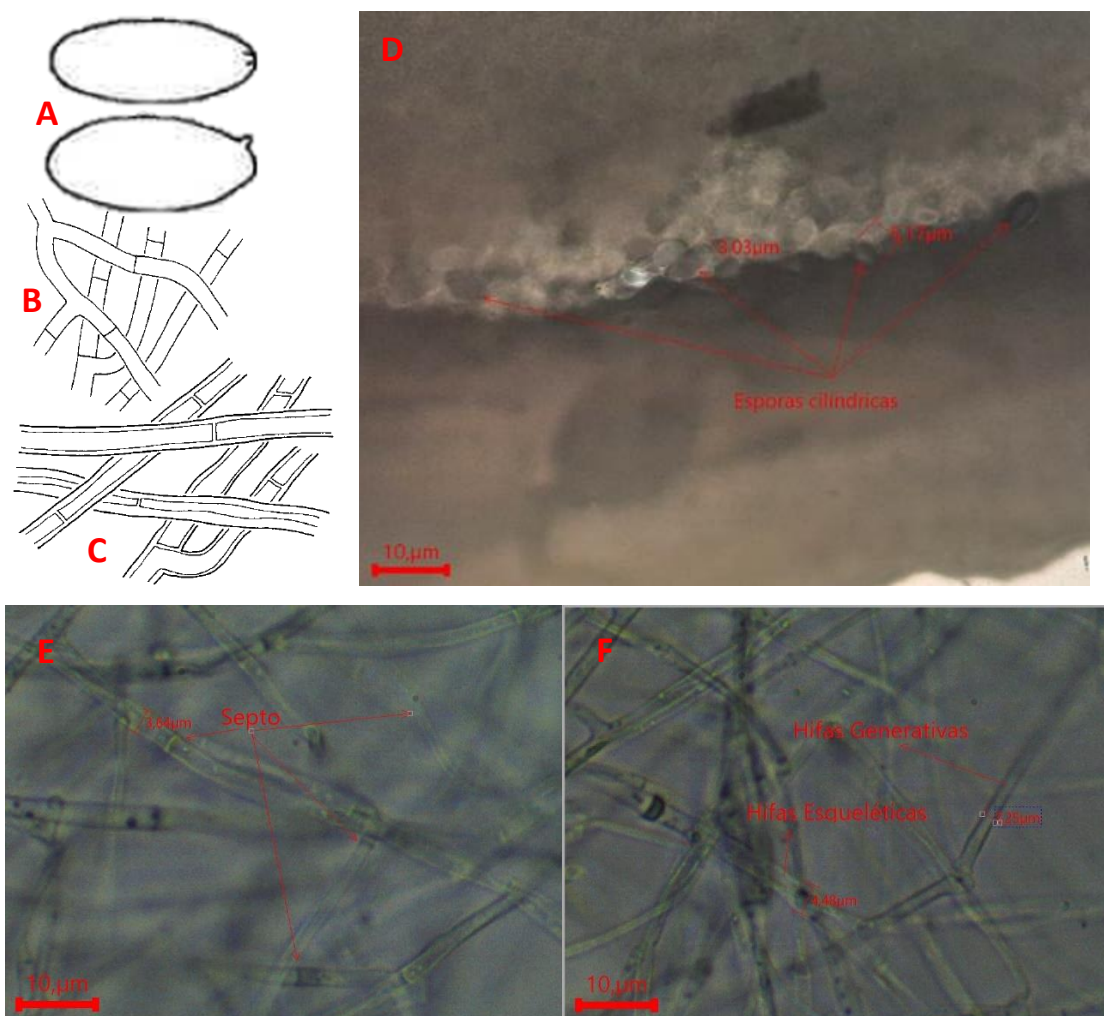


Figura 3-3. Caracterización microscópica del micelio de *L. concavus*.

A) Dibujo de basidiósporas cilíndricas (Franco-Molano et al., 2005). **B)** Dibujo de hifa tipo generativas (Sharma et al., 2015). **C)** Dibujo de hifas tipo esqueléticas (Sharma et al., 2015). **D)** Esporas cilíndricas de las lámelas observadas en microscopio a 40X. **E)** Septos observados en hifas generativas en microscopio a 40X. **F)** Sistema hifal observado en microscopio a 40X.

3.3. Crecimiento micelial

Se obtuvieron un total de 72 unidades experimentales del crecimiento micelial de *L. concavus*, distribuidas equitativamente entre los cuatro sustratos formulados en el diseño experimental (**Tabla 2-1**). Cada grupo consta de 18 unidades experimentales y para cada observación se registraron dos variables: la tasa de crecimiento micelial (IMGR) (variable dependiente), y el número de días que tardó el micelio en colonizar el medio (NDías) (**Tabla 3-1**).

Tabla 3-1. Índice de la tasa de crecimiento micelial (IMGR) y el número de días que tarda el micelio colonizar el medio, por tratamiento (NDias).

Tratamiento	Media IMGR	SD IMGR	Min IMGR	Max IMGR	Media NDias	SD NDias	Min NDias	Max NDias
Control	2.27	0.537	1.69	3	5.33	1.61	3	8
SDA*	1.99	0.172	1.77	2.2	10.3	2.57	7	14
T1 (piwi y yuca)	1.86	0.121	1.5	2.06	7.78	0.943	6	9
T2 (piwi y plátano)	2.42	0.393	2.01	3	4.72	0.752	3	6
T3 (piwi y palmito)	2.03	0.191	1.36	2.16	6.67	1.37	5	9

*Datos de la matriz primaria.

Dado que los resultados de las pruebas de Shapiro-Wilk y Lilliefors (**Tabla 3-2**) muestran p-valores significativamente bajos ($p < 0.05$), se concluye que los datos del IMGR y NDias no siguen una distribución normal. Esto se corrobora con las gráficas de distribución y densidad en la **Figura 3-4** (paneles C y D), que indican que los datos de IMGR y NDias, presentan una distribución bimodal.

Tabla 3-2. P-valores de las pruebas de normalidad de IMGR y NDias.

Test	IMGR	NDias
Shapiro-Wilk	9.657e-08	3.844e-12
Lilliefors	2.119e-04	2.944e-09

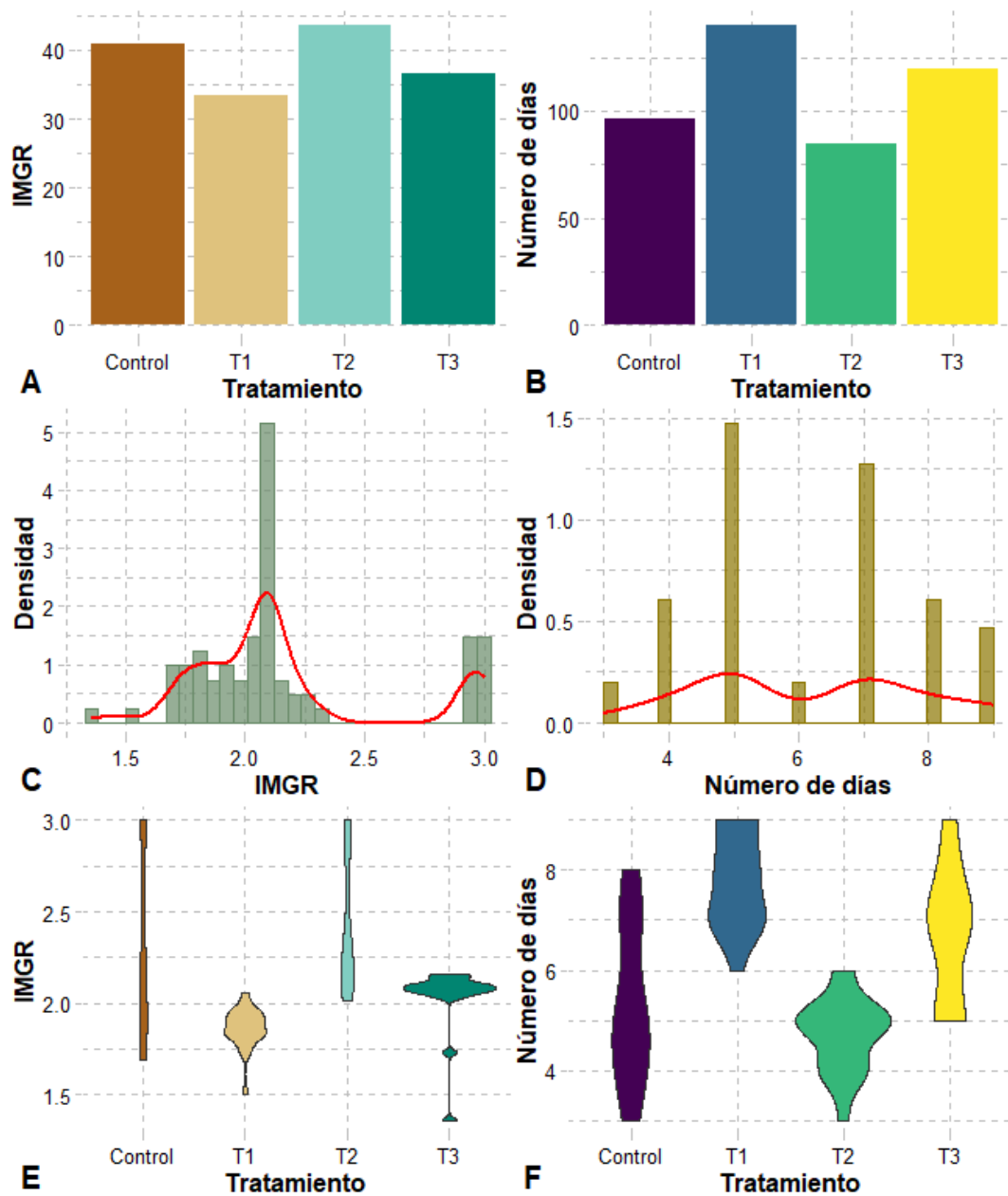


Figura 3-4. Análisis exploratorio de los datos del diseño experimental.

A) Tasa de crecimiento micelial (IMGR) por tipo de tratamiento T1 (piwi + yuca), T2 (piwi + verde) y T3 (piwi y palmito). **B)** Número de días que tarda el micelio en colonizar el medio (NDias) entre tratamientos. **C)** Distribución y densidad de los datos del IMGR. **D)** Distribución y densidad de los datos de NDias. **E)** Distribución del IMGR entre los diferentes tratamientos. **F)** Distribución del NDias entre los diferentes tratamientos.

Los paneles E y F de la **Figura 3-4** muestran que las distribuciones de los datos por cada subgrupo de la variable independiente Tratamiento, tampoco presentan normalidad. Por lo que, se procedió a transformar los datos utilizando logaritmos y raíces cuadradas para

cumplir con los supuestos de normalidad necesarios para los análisis estadísticos posteriores.

Se realizaron pruebas de normalidad en los datos transformados; sin embargo, los resultados indicaron que los datos aún no cumplían con los supuestos de normalidad (**Tabla 3-3**). Por lo que se descartaron y se procedió a realizar un análisis PERMANOVA con los datos no paramétricos.

Tabla 3-3. Valores-p de las pruebas de normalidad con los datos transformados a logaritmos y raíces cuadradas.

Test	Log IMGR	Log NDias	Sqrt IMGR	Sqrt NDias
Shapiro-Wilk	4.95E-06	2.12E-04	7.16E-07	2.61E-04
Lilliefors	1.20E-08	1.71E-08	2.54E-10	5.80E-08

El análisis PERMANOVA reveló diferencias significativas en el IMGR entre los tratamientos ($F = 21.709$, $p = 0.001$) (**Tabla 3-4**). Específicamente, el análisis mostró que aproximadamente el 48.92% de la variación total en el IMGR puede explicarse por las diferencias entre los tratamientos ($R^2 = 0.48921$).

Tabla 3-4. Resultados del análisis PERMANOVA entre el IMGR y los tratamientos.

	Df	SumOfSqs	R2	F	Pr(>F)
Tratamiento	3	104.52	0.48921	21.709	0.001 ***
Residual	68	109.13	0.51079		
Total	71	213.64	1		

Para identificar específicamente cuáles tratamientos difieren entre sí, se realizó una prueba Post-hoc pairwise.adonis2. Los resultados de esta prueba se presentan en la **Tabla 3-5**, mostrando las comparaciones por pares entre los tratamientos.

Tabla 3-5. Resultados de la prueba de comparación por pares Post-hoc entre los tratamientos.

Comparación	Df	Sum of Squares	R2	F	p-value
T1 vs T2	1	86.878	0.7589	107.02	0.001 ***
T1 vs T3	1	11.371	0.19159	8.0578	0.009 **
T1 vs Control	1	55.278	0.4624	29.244	0.001 ***
T2 vs T3	1	35.416	0.44118	26.843	0.001 ***
T2 vs Control	1	3.576	0.05525	1.9883	0.165
T3 vs Control	1	16.511	0.16842	6.8858	0.016 *

Gráficamente, esto se puede corroborar con el panel A de la **Figura 3-4**, que muestra la comparación del IMGR entre los tratamientos. En esta figura se observa que T2 y el control presentan el mayor IMGR, mientras que T1 presenta el menor IMGR entre todos los tratamientos. Esto sugiere que los tratamientos T1 y T2 ejercen gran impacto en el crecimiento de *L. concavus*: T2 favorece el crecimiento, mientras que T1 lo inhibe. Por otro lado, el tratamiento T3 muestra una pequeña diferencia respecto al control, indicando que, aunque el IMGR en T3 es ligeramente inferior al del control, la diferencia no es tan pronunciada como en T1 y T2. Esto sugiere que el sustrato utilizado en T3 tiene un efecto neutral o levemente inhibitor en comparación con el control.

4. CAPÍTULO IV: DISCUSIÓN

El objetivo general de este estudio fue evaluar el crecimiento micelial de *Lentinus concavus* en sustratos formulados con diferentes residuos de chagras kichwa amazónicas de Napo. En este contexto, se investigaron los efectos de diversos sustratos con el Índice de la tasa de crecimiento micelial (IMGR), con el fin de identificar los sustratos más eficaces para su cultivo y, en última instancia, contribuir al desarrollo de prácticas agrícolas sostenibles en la región.

Se obtuvo micelio axénico del HSC *L. concavus* a partir de las esporas presentes en el contexto y lamelas del cuerpo fructífero. Este resultado sugiere una mayor viabilidad para la propagación del hongo a partir de las esporas presentes en esta parte. Esta información es crucial para optimizar métodos de propagación y cultivo de los hongos en estudios futuros.

La caracterización morfológica de los cuerpos fructíferos y el micelio de *L. concavus* fue fundamental para confirmar la taxonomía de la especie. Siguiendo los protocolos estándar establecidos por (Franco-Molano et al., 2005; Robledo, 2015; Sharma et al., 2015; Salazar-Vidal, 2016), se logró documentar de manera exhaustiva las características macroscópicas del píleo, contexto, estípite y lamelas. La observación detallada de las lamelas con estereoscopio permitió identificar patrones de disposición y densidad específicos. La identificación precisa hasta el nivel de especie, basada en la morfología del orden, género y especie, destaca la importancia de una metodología rigurosa para asegurar la validez de los datos obtenidos en estudios micológicos. Estos resultados no solo confirman la presencia de *L. concavus* en la región estudiada, también contribuyen al conocimiento global sobre la diversidad y ecología de los hongos macroscópicos en la Amazonía ecuatoriana.

Los resultados indicaron que el Tratamiento 2, (50% piwi + 50% plátano), favorece significativamente el crecimiento del micelio de *L. concavus*. Estos hallazgos coinciden

con el estudio de Carreño-Ruiz y colaboradores (2014) quienes evaluaron el crecimiento micelial de tres especies de hongos silvestres basidiomicetes (*Auricularia fuscusuccinea*, *Oudemansiella canarii* y *Schizophyllum commune*) en diez sustratos diferentes, encontrando que las hojas de *M. x paradisiaca* fueron las más favorables para el crecimiento de las especies, destacándose especialmente el crecimiento de *S. commune*. El alto contenido de carbohidratos totales en las hojas de plátano (Falcomer et al., 2019) puede favorecer el crecimiento del micelio, ya que los hongos utilizan los carbohidratos como fuente primaria de energía (ATP) y producción de biomoléculas estructurales (glucanos, quitina y glicoproteínas, componentes de la pared celular de los hongos) (Dulay et al., 2020).

En contraste, el Tratamiento 1, compuesto por 50% de aserrín de *P. discolor* y 50% ramas de *M. esculenta*, presentó el menor IMGR con una media de 1,86, considerablemente significativo por debajo del Control (2,27). Esto sugiere que las ramas de *M. esculenta* pueden contener compuestos que inhiban el crecimiento de *L. concavus*. Una posible explicación para este resultado es la presencia de glucósidos cianogénicos (linamarina y lotuastralina), que al romperse los tejidos de la planta, estos compuestos se descomponen liberando ácido cianhídrico (HCN) o cianuro. Este compuesto es altamente tóxico porque inhibe la respiración celular (Montagnac et al., 2009; Mahecha Rojas, 2023) y puede estar distribuido en las raíces, hojas y tallos de la planta (Parmar et al., 2017). Por lo tanto, es posible que el cianuro liberado durante la descomposición de las ramas de *M. esculenta* haya afectado negativamente el crecimiento micelial del hongo, reduciendo su IMGR en comparación con los otros tratamientos, lo cual ya ha sido reportado por Okigbo et al. (2020). Por ende, esto destaca la importancia de tratar adecuadamente los residuos al formular sustratos, ya que puede ocurrir la bioacumulación de compuestos tóxicos.

El Tratamiento 3, formulado con 50% de aserrín de *P. discolor* y 50% palmito de *B. gasipaes*, presenta un IMGR promedio de 2,03. Estudios previos realizados por (Vargas-Isla et al. (2013) sobre el crecimiento micelial del hongo silvestre *Panus strigellus*, evaluaron sustratos compuestos por aserrín de *Simarouba amara* y *Hymenolobium*

petraeum suplementados con palmito de *B. gasipaes* y salvado de arroz en dos proporciones (10:1 y 1:1, aserrín: suplemento). Estos estudios encontraron que la suplementación del aserrín en proporción 10:1 con palmito de *B. gasipaes* mejora el vigor del micelio. La pequeña diferencia observada en el IMGR del Tratamiento 3 sugiere que, aunque el palmito de *B. gasipaes* es un sustrato adecuado, aún existe potencial para mejorar su eficacia mediante ajustes en las proporciones de los componentes del sustrato.

Los tratamientos T1 y T2 mostraron diferencias en comparación con el T3, lo implica que los sustratos específicos utilizados en T1 y T2 tienen un impacto notable en el Índice de la tasa de crecimiento micelial de *Lentinus concavus* en comparación con otros tratamientos. En particular, T2, mostró diferencias en comparación con el control, favoreciendo el crecimiento micelial, lo que sugiere que el raquis de la hoja del plátano podría ser un sustrato viable para su cultivo. Por otro lado, el tratamiento T1, que incluye ramas y tallos de *M. esculenta* presentó el menor IMGR, lo cual podría atribuirse a la presencia de cianuro en la planta y su impacto negativo en el crecimiento micelial. Sin embargo, se requiere un análisis adicional para confirmar esta hipótesis y determinar con precisión el efecto del cianuro en el crecimiento del hongo. En conjunto, estos hallazgos hacen hincapié a la importancia de seleccionar cuidadosamente los residuos que se utilizarán como sustratos, considerando tanto su composición química como su disponibilidad en las chagras.

Dado que no existen investigaciones previas específicas sobre los requerimientos nutricionales de *L. concavus*, podemos recurrir a estudios realizados en otras especies del mismo género, *Lentinus*, para obtener perspectivas sobre sus necesidades de cultivo. El estudio realizado por R. Dulay et al. (2020) en tres especies de *Lentinus*, *L. swartzii*, *L. strigosus* y *L. tigrinus*, reveló que cada especie tiene preferencias o necesidades distintas en cuanto a fuentes de carbono y nitrógeno. La relación carbono/nitrógeno (C/N) también es un factor crucial en el crecimiento de los hongos. El estudio reveló que *L. swartzii* y *L. strigosus* prefieren una relación C/N de 10:1, respectivamente, *L. tigrinus* mostró un crecimiento óptimo con una relación de 40:1. Estas variaciones resaltan la

importancia de considerar las necesidades específicas de cada especie dentro del género *Lentinus* al diseñar estrategias de cultivo. Comprender estas diferencias es esencial para optimizar las condiciones de crecimiento y maximizar la producción de biomasa, lo que destaca la necesidad de un enfoque personalizado en la nutrición de cada especie para una producción eficiente y sostenible de hongos comestibles.

Este estudio es el primero de su tipo al investigar el crecimiento de un HSC nativo de la Amazonía utilizando residuos agroforestales en Ecuador, además de reportar los resultados obtenidos, busca destacar la importancia de cultivar HSC propios de la región utilizando residuos agroforestales producidos en las chagras. Por eso es importante considerar las implicaciones prácticas de estos hallazgos para las comunidades kichwa y otras áreas rurales en la Amazonía. La utilización de estos residuos como sustratos para el cultivo de HSC no solo puede mejorar la sostenibilidad ambiental, al reducir la acumulación de desechos y la emisión de gases de efecto invernadero, sino que también puede generar una fuente adicional de ingresos y diversificación económica para estas comunidades. La implementación de prácticas agrícolas circulares, donde los residuos se convierten en recursos valiosos, puede fortalecer la seguridad y soberanía alimentaria, promoviendo un desarrollo rural sostenible.

5. CAPÍTULO V: CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES

5.1. Conclusiones

A través del desarrollo de este estudio, se logró cumplir con los objetivos propuestos. Los residuos de piwi, chonta y plátano demostraron tener un potencial significativo como sustratos para el cultivo de *Lentinus concavus*, siendo el sustrato compuesto por 50% de aserrín de piwi y 50% raquis de la hoja de plátano los más efectivos en términos del índice de la tasa de crecimiento micelial.

El método de aislamiento del micelio por esporas, presentes en el contexto y lamelas, fue adecuado, ya que permitió obtener micelio axénico y vigoroso, esencial para evaluar el impacto de los diferentes residuos en el crecimiento del micelio. Por lo tanto, es recomendable utilizar este método en futuras investigaciones con hongos silvestres.

Específicamente, el tratamiento T2 presentó un IMGR promedio de 2.42, superior al control que fue de 2.27. En comparación, el tratamiento T1 mostró el menor IMGR con un valor de 1.86, lo que sugiere presencia de compuestos inhibidores en la yuca. El tratamiento T3 tuvo un IMGR de 2.03, menor al control.

5.2. Recomendaciones

Se recomienda realizar investigaciones adicionales para explorar otros tipos de residuos agroforestales, así como diferentes proporciones de combinación entre los residuos y evaluar su impacto en diferentes especies de hongos silvestres comestibles amazónicos con alto EMCSI. Esta investigación representa una primera etapa crucial para la producción de hongos y es fundamental continuar con estudios a largo plazo para entender mejor los efectos de estos sustratos en el ciclo de vida completo de los hongos y en condiciones de producción. Estos estudios deberían incluir la evaluación de la fructificación y la calidad de los hongos producidos.

Además, es deseable desarrollar técnicas de cultivo que permitan a los habitantes locales tener un recurso permanente de los hongos que más aprecian. Es necesario optimizar las condiciones de crecimiento en ambientes controlados. Se sugiere realizar análisis químicos detallados de los sustratos para identificar los compuestos específicos que pueden influir en el crecimiento micelial y la fructificación, así como posibles inhibidores o promotores del crecimiento.

Asimismo, la implementación de prácticas de manejo postcosecha y estudios de mercado contribuirán a la viabilidad económica y la sostenibilidad de la producción de hongos comestibles en la región. Evaluar el impacto ambiental de la producción de hongos utilizando estos sustratos también es esencial para asegurar que las prácticas con los principios de la bioeconomía circular fortalecerán la seguridad alimentaria y la economía local.

BIBLIOGRAFÍA

- Acharya, T., & Hare, J. (2022). Sabouraud Agar and Other Fungal Growth Media. In V.-K. Gupta & M. Tuohy (Eds.), *Laboratory Protocols in Fungal Biology* (2nd ed., pp. 69–86). Springer, Cham. https://doi.org/10.1007/978-3-030-83749-5_2
- Ajijolakewu, K. A., Ayoola, A. S., Agbabiaka, T. O., Zakariyah, F. R., Ahmed, N. R., Oyedele, O. J., & Sani, A. (2021). A review of the ethnomedicinal, antimicrobial, and phytochemical properties of *Musa paradisiaca* (plantain). *Bulletin of the National Research Centre*, 45(1). <https://doi.org/10.1186/s42269-021-00549-3>
- Alvarez, C. E., Ortega, A., Fernández, M., & Borges, A. A. (2001). Growth, yield and leaf nutrient content of organically grown banana plants in the Canary islands. *Fruits*, 56(1), 17–26. <https://doi.org/10.1051/fruits:2001108>
- Álvarez Carrillo, F., Casanoves, F., Cuellar Medina, Y., Ortiz Meneses, J. F., Balanta Martinez, V. J., & Celis Parra, G. A. (2022). Nutritional quality of *Piptocoma discolor* and *Cratylia argentea* as a non-timber forest products for animal feed in the Caquetá province. *Journal of Agriculture and Environment for International Development*, 116(2), 109–120. <https://doi.org/10.36253/jaeid-13102>
- Añazco, M. (2017). Agroforestería ancestral para el “Buen Vivir”: Caracterización Preliminar de los sistemas agroforestales ancestrales en la Amazonía Ecuatoriana. In B. Torres, J. C. Vargas, Y. Arteaga, A. Torres, & P. Lozano (Eds.), *Gente, Bosque y Biodiversidad* (pp. 11–38). <https://n9.cl/4epb4%0A>
- Andrade, J. M., Malagón, O., Piepenbring, M., & Armijos, C. (2012). Etnomicología y valor nutricional de macrohongos silvestres de la comunidad indígena saraguro en el sur del Ecuador. *Bol. Soc. Micol. Madrid*, 36(January), 193–202. <https://www.researchgate.net/publication/233916839>
- Arbizu, P. M. (2020). *pairwiseAdonis: Pairwise multilevel comparison using adonis*. <https://github.com/pmartinezarbizu/pairwiseAdonis>
- Beltran Yde, J. P. (2023). *Evaluación del cultivo de Volvariella bombycina sobre sustratos agroforestales y agroindustriales* [Tesis de Licenciatura, UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DEL ESTADO DE MORELOS]. <http://riaa.uaem.mx/handle/20.500.12055/4053>
- Boa, E. (2005). *Los hongos silvestres comestibles: Perspectiva global de su uso e importancia para la población (Productos Forestales No Madereros)*. FAO.
- Cano-Estrada, A., & Romero-Bautista, L. (2016). Valor económico, nutricional y medicinal de hongos comestibles silvestres. *Revista Chilena de Nutricion*, 43(1), 75–80. <https://doi.org/10.4067/S0717-75182016000100011>
- Carreño-Ruiz, S. D., Cappello-García, S., Gaitán-Hernández, R., Cifuentes-Blanco, J., & Rosique-Gil, E. (2014). Growth of three tropical edible fungi in culture mediums and agricultural waste. *Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas*, 5(8), 1447–1458.

http://www.scielo.org.mx/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S2007-09342014000800009&lng=es&nrm=iso&tlng=es

- Chávez Porras, Á., & Rodríguez González, A. (2016). Aprovechamiento de residuos orgánicos agrícolas y forestales en Iberoamérica. *Academia y Virtualidad*, 9(2), 90–107. <https://doi.org/10.18359/ravi.2004>
- Dávila G, L. R., Murillo A, W., Zambrano F, C. J., Suárez M, H., & Méndez A, J. J. (2020). Evaluation of nutritional values of wild mushrooms and spent substrate of *Lentinus crinitus* (L.) Fr. *Heliyon*, 6(3), 1–5. <https://doi.org/10.1016/j.heliyon.2020.e03502>
- de Cássia Spacki, K., Gomes Corrêa, R. C., Marqués Uber, T., Barros, L., Ferreira, I. C. F. R., Peralta, R. A., Peralta Muniz Moreira, R. de F., Vieira Helm, C., de Lima, E. A., Bracht, A., & Peralta, R. M. (2022). Full Exploitation of Peach Palm (*Bactris gasipaes* Kunth): State of the Art and Perspectives. *Plants*, 11(22), 18. <https://doi.org/10.3390/plants11223175>
- de Frutos, P. (2020). Changes in world patterns of wild edible mushrooms use measured through international trade flows. *Forest Policy and Economics*, 112, 102093. <https://doi.org/https://doi.org/10.1016/j.forpol.2020.102093>
- Erazo, G., Izurieta, J. C., Cronkleton, P., Larson, A., & Putzel, L. (2014). El uso de pigue (*Piptocoma discolor*) por los pequeños productores de Napo, Ecuador. Manejo sostenible de una especie pionera de madera para los medios de vida locales. *Centro Para La Inves Forestal Internacional (CIFOR)*, 24(26), 1–6. <https://www.cifor.org/knowledge/publication/4424/>
- Espinoza Campos, L. E. (2014). *Cultivo de pijuayo (Bactris Gasipaes H.B.K) para palmito en el ámbito de influencia en la carretera Iquitos – Nauta* [Tesis de Ingeniería, Universidad Nacional de la Amazonía Peruana]. <http://dspace.unapiquitos.edu.pe/bitstream/unapiquitos/231/1/INFORM>. TÉCNICO PARA LIBRO LUIS E. ESPINOZA CAMPOS.pdf
- Falcomer, A. L., Resende Riquette, R. F., De Lima, B. R., Ginani, V. C., & Puppim Zandonadi, R. (2019). Health benefits of green banana consumption: A systematic review. *Nutrients*, 11(6), 1–22. <https://doi.org/10.3390/nu11061222>
- Fernández, P., Haza, A. I., & Morales, P. (2020). Propiedades funcionales de Hongos Comestibles. *Agro Sur*, 48(1), 11–24. <https://doi.org/10.4206/agrosur.2020.v48n1-02>
- Franco, T. S., Potulski, D. C., Viana, L. C., Forville, E., de Andrade, A. S., & de Muniz, G. I. B. (2019). Nanocellulose obtained from residues of peach palm extraction (*Bactris gasipaes*). *Carbohydrate Polymers*, 218(April), 8–19. <https://doi.org/10.1016/j.carbpol.2019.04.035>
- Franco, W. (2019). EL ROL DE LA CHAKRA EN LA AMAZONIA DEL FUTURO: VISIONES DIVERSAS. *II Foro de Conocimientos, Saberes Ancestrales y Cosmovisión Indígena En El Marco de La Interculturalidad*. https://www.researchgate.net/publication/333430530_EL_ROL_DE_LA_CHAKRA_EN_LA_AMAZONIA_DEL_FUTURO_VISIONES_DIVERSAS
- Franco-Molano, A. E., Vasco-Palacios, A. M., López-Quintero, C. A., & Boekhout, T. (2005). *Macrohongos de la Región del Medio Caquetá - Colombia* (E. Días González, A. E. Franco Molano, D. Zurb, & S. Muñetón Rivera, Eds.; 1st ed.). Grupo de Taxonomía y Ecología de Hongos.

- Freire, H. E., & Vásquez, W. (2015). *Propuesta de factibilidad para la creación de una empresa dedicada a la producción y comercialización de champiñones en la ciudad de Cuenca* [Tesis de Ingeniería, Universidad Politécnica Salesiana]. <http://dspace.ups.edu.ec/bitstream/123456789/7796/1/UPS-CT004646.pdf>
- Gaia Machado, A. R., Simas Teixeira, M. F., de Souza Kirsch, L., Loureiro Campelo, M. de C., & de Aguiar Oliveira, I. M. (2016). Nutritional value and proteases of *Lentinus crinitus* produced by solid state fermentation of lignocellulosic waste from tropical region. *Saudi Journal of Biological Sciences*, 23, 621–627. <https://doi.org/10.1016/j.sjbs.2015.07.002>
- Gaitán-Hernández, R., Salmones, D., Pérez-Merlo, R., & Mata, G. (2006). MANUAL PRÁCTICO DEL CULTIVO DE SETAS Aislamiento, siembra y producción. In *Instituto de Ecología AC*.
- Gamboa Trujillo, J. P. (2009). *Introdução à etnomicologia no Equador* [Tesis de Posgrado, Universidade Federal de Pernambuco]. <https://repositorio.ufpe.br/handle/123456789/973>
- Gamboa-Trujillo, P., Wartchow, F., Cerón-Martínez, C., Andi, D., Uwinjin, P., Grefa, G., Entza, M., Chimbo, E., Chimbo, J., Payaguaje, J., Piyaguaje, N., Payaguaje, D., Licuy, V., López, V., Mendua, M., Criollo, M., Jati, M., De La Cruz, S., Calazacón, M., ... Gibertoni, T. B. (2019). Edible mushrooms of Ecuador: Consumption, myths and implications for conservation. *Ethnobotany Research and Applications*, 18(December), 1–15. <https://doi.org/10.32859/era.18.38.1-15>
- García Belardi, M. F. (2022). Recolección sustentable de Hongos silvestres comestibles. *Revista de Educación En Biología*, 25(2), 86–90. <https://doi.org/doi.org/10.59524/2344-9225.v25.n2.37451>
- GBIF Secretariat, & GBIF Backbone Taxonomy. (2023a). *Bactris gasipaes Kunth*. GBIF Secretariat (2023). GBIF Backbone Taxonomy. <https://doi.org/https://doi.org/10.15468/39omei>
- GBIF Secretariat, & GBIF Backbone Taxonomy. (2023b). *Lentinus concavus (Berk.) Corner*. GBIF Secretariat (2023). GBIF Backbone Taxonomy. <https://doi.org/https://doi.org/10.15468/39omei>
- GBIF Secretariat, & GBIF Backbone Taxonomy. (2023c). *Manihot esculenta Crantz*. GBIF Secretariat (2023). GBIF Backbone Taxonomy. <https://doi.org/https://doi.org/10.15468/39omei>
- GBIF Secretariat, & GBIF Backbone Taxonomy. (2023d). *Musa xparadisiaca L.* GBIF Secretariat (2023). GBIF Backbone Taxonomy. <https://doi.org/https://doi.org/10.15468/39omei>
- GBIF Secretariat, & GBIF Backbone Taxonomy. (2023e). *Piptocoma discolor (Kunth) Pruski*. GBIF Secretariat (2023). GBIF Backbone Taxonomy. <https://doi.org/https://doi.org/10.15468/39omei>
- González, J. E., Coronel Espinoza, B., Quevedo Tumaili, V., Uvidia Cabadiana, H., Oliva M., D., Morón, C. J., & Robles Campo, M. (2021). Biomass Potential and Kinetics of Drying Model of *Piptocoma discolor* (pigüe) as a Source of Renewable Energy Source in Ecuador. *Enfoque UTE*, 12(1), 74–90. <https://doi.org/10.29019/enfoqueute.695>
- González, J. E., Papue, A., González, V., Borja, A., & Oliva, D. (2018). Crecimiento y conservación de *Piptocoma discolor* (Pigüe) en la Provincia de Pastaza, Ecuador. *Revista Cubana de Ciencias Forestales*, 6(3), 366–379. <http://cfores.upr.edu.cu/index.php/cfores/article/view/380/>

- Gonzalez, M. A., & Arenas-Castro, H. (2017). Recolección de tejidos biológicos para análisis genéticos. In *Instituto de Investigación de Recursos Biológicos Alexander von Humboldt* (1st ed.). <https://doi.org/10.1007/978-3-642-49824-4>
- Grimm, D., & Wösten, H. A. B. (2018). Mushroom cultivation in the circular economy. *Applied Microbiology and Biotechnology*, 102(18), 7795–7803. <https://doi.org/10.1007/s00253-018-9226-8>
- Gross, J., & Ligges, U. (2015). *nortest: Tests for Normality*. <https://cran.r-project.org/package=nortest>
- Holgado, M. E., Carrasco, R. L. A., Lovaton, R. L., Peláez, A. Q., Pérez Leguía, K. A., Aguilar Mainicta, F. B., & Aguilar Pumahuilca, F. (2019). CULTIVO DE *Pleurotus* sp. Y *Lentinula edodes* BAJO CONDICIONES ARTESANALES EN COMUNIDADES CAMPESINAS DE LA REGIÓN CUSCO / PERÚ. *Ecología Aplicada*, 18(2), 125. <https://doi.org/10.21704/rea.v18i2.1331>
- Hyde, K. D., Xu, J., Rapior, S., Jeewon, R., Lumyong, S., Niego, A. G. T., Abeywickrama, P. D., Aluthmuhandiram, J. V. S., Brahamanage, R. S., Brooks, S., Chaiyasen, A., Chethana, K. W. T., Chomnunti, P., Chepkirui, C., Chuankid, B., de Silva, N. I., Doilom, M., Faulds, C., Gentekaki, E., ... Stadler, M. (2019). The amazing potential of fungi: 50 ways we can exploit fungi industrially. *Fungal Diversity*, 97(1), 1–136. <https://doi.org/10.1007/s13225-019-00430-9>
- Kaliyaperumal, M., Kezo, K., & Gunaseelan, S. (2018). *A Global Overview of Edible Mushrooms BT - Biology of Macrofungi* (B. P. Singh, Lallawmsanga, & A. K. Passari, Eds.; pp. 15–56). Springer International Publishing. https://doi.org/10.1007/978-3-030-02622-6_2
- Kapahi, M. (2018). Recent Advances in Cultivation of Edible Mushrooms. In S. B. & P. A. Lallawmsanga (Eds.), *Biology of Macrofungi* (pp. 275–286). Springer, Cham. https://doi.org/10.1007/978-3-030-02622-6_13
- Kardung, M., Cingiz, K., Costenoble, O., Delahaye, R., Heijman, W., Lovrić, M., van Leeuwen, M., M'barek, R., van Meijl, H., Piotrowski, S., Ronzon, T., Sauer, J., Verhoog, D., Verkerk, P. J., Vrachioli, M., Wesseler, J. H. H., & Zhu, B. X. (2021). Development of the Circular Bioeconomy: Drivers and Indicators. *Sustainability*, 13(1), 413. <https://doi.org/10.3390/SU13010413>
- Kumar, K., Mehra, R., Guin, R. P. F., Jo, M., Kumar, N., Kaushik, R., Ahmed, N., Yadav, A. N., & Kumar, H. (2021). Edible Mushrooms: A Comprehensive Review on Bioactive Compounds with Health Benefits and Processing Aspects. *Foods*, 10(2996), 1–22. <https://doi.org/10.3390/foods10122996>
- Mahecha Rojas, I. M. (2023). *Evaluación del Cianuro Total de Hojas de Yuca (Manihot Esculenta) Y Propuesta De Métodos De Eliminación En Diferentes Variedades De Colombia 2023* [Tesis de Maestría, Universidad Nacional de Colombia]. <https://repositorio.unal.edu.co/handle/unal/86150>
- Martínez, A. (2017). *Aprovechamiento de los residuos de la cáscara de haba (Vicia faba) mediante el cultivo del hongo Pleurotus ostreatus* [Tesis de Ingeniería, Escuela Superior Politécnica De Chimborazo]. <http://dspace.esPOCH.edu.ec/bitstream/123456789/7035/1/236T0282.PDF>
- Melgarejo, E. (2015). ALGUNOS USOS DE LOS HONGOS SILVESTRES DE BOLIVIA EN EL CONTEXTO SUDAMERICANO. *Kempffiana*, 11(1), 48–65.

- Montagnac, J. A., Davis, C. R., & Tanumihardjo, S. A. (2009). Nutritional value of cassava for use as a staple food and recent advances for improvement. *Comprehensive Reviews in Food Science and Food Safety*, 8(3), 181–194. <https://doi.org/10.1111/j.1541-4337.2009.00077.x>
- Montufar, R., Couvreur, T. L. P., Ayala Ayala, M., & Romero-Estévez, D. (2021). La Chonta, el arte de la domesticación (Proyecto CHONTA). *Nuestra Ciencia*, 23, 15–20. <https://www.puce.edu.ec/wp-content/uploads/2021/10/Revista-Nuestra-Ciencia-23.pdf>
- Moreno, G. (1975). REVISIÓN DEL GENERO LENTINUS FR. EN ESPAÑA. *Anales Del Instituto Botánico*, 32(2), 75–84.
- Navarro, J. A., Galeano, G., & Peñuela Mora, M. C. (2010). Palmas del CEA. In M. C. Peñuela Mora & E. M. Jiménez-Rojas (Eds.), *Plantas del Centro Experimental Amazónico -CEA- Mocoa, Putumayo. Corporación para El Desarrollo Sostenible del Sur de la Amazonía - Corpoamazonia, Grupo de Ecología de Ecosistemas Terrestres Tropicales - Universidad Nacional de Colombia - Sede Amazonía* (p. 424). <https://www.corpoamazonia.gov.co/index.php/investigaciones>
- Nieto, I. J., & Chegwin A., C. (2010). Influencia del sustrato utilizado para el crecimiento de hongos comestibles sobre sus características nutraceuticas. *Revista Colombiana de Biotecnología*, 12(1), 169–178.
- Niño F., Y. M., Peña C., E. R., & Enao, L. G. (2017). Spawn production and isolation for *Auricularia fuscosuccinea* (Mont.) Henn. and *Crepidotus palmarum* traditionally used in Pauna (Boyaca, Colombia). *Revista Colombiana de Ciencias Hortícolas*, 11(1), 151–158. <https://doi.org/10.17584/RCCH.2017V11I1.5616>
- Nino López, L., Acosta Cardenas, A., & Gelves Zambrano, R. (2013). Evaluación de pretratamientos químicos para la hidrólisis enzimática de residuos lignocelulósicos de yuca (*Manihot esculenta* Crantz). *Facultad de Ingeniería Universidad de Antioquia*, 69. http://www.scielo.org.co/scielo.php?script=sci_abstract&pid=S0120-62302013000400025&lng=en&nrm=.pf&tlng=es
- Nogueira de Andrade, M. C., Sales-Campos, C., Melo de Carcalho, C. S., Bentolila de Aguiar, L., & de Almeida Minhoni, M. T. (2013). Uso de resíduos madeireiros da Amazônia brasileira no cultivo in vitro de *Lentinus strigosus*. *Ambiência - Revista Do Setor de Ciências Agrárias e Ambientais*, 9(1), 189–196. <https://doi.org/10.5777/ambiencia.2013.01.01nt>
- Okigbo, R. N., Okafor, M. C., & Dim, C. J. (2020). Cultivation of Mushroom (*Pleurotus tuberregium*) using Cassava (*Manihot esculenta*) and Yam (*Dioscorea rotundata*) Peels Mixed with Loamy Soil. *Nigerian Journal of Mycology*, 12(1), 114–122. https://www.researchgate.net/publication/373102151_CULTIVATION_OF_MUSHROOM_Pleurotus_tuberregium_USING_CASSAVA_Manihot_esculenta_AND_YAM_Dioscorea_rotundata_PEELS_MIXED_WITH_LOAMY_SOIL
- Oksanen, J., Blanchet, F. G., Friendly, M., Kindt, R., Legendre, P., McGlinn, D., Minchin, P. R., O'Hara, R. B., Simpson, G. L., Solymos, P., Stevens, M. H. H., Szoecs, E., & Wagner, H. (2020). *vegan: Community Ecology Package*. <https://cran.r-project.org/package=vegan>

- Ortiz Rodríguez, E., Pineda Insuasti, J., Duarte Trujillo, A. S., Parrado Castro, G. A., Soto Arroyave, C. P., & Pineda Soto, C. A. (2018). Edible mushrooms production against the food crisis from Ecuador. *Revista Biorrefinería*, 1(1), 2–10. <https://www.ceba.org.ec/wp-content/uploads/2021/03/Biorrefinería-1-13-22.pdf>
- Panimbosa Moposita, J. L. (2023). *ALTERNATIVAS SOSTENIBLES Y ECOLÓGICAS DE MANEJO CON BIOINSUMOS DE HONGOS ASOCIADOS A PUDRICIÓN DE FRUTOS DE CHONTA (Bactris gasipaes Kunth) DE LA PROVINCIA DE PASTAZA* [Ingeniería en Recursos Naturales Renovables, Escuela Superior Politécnica de Chimborazo]. <http://dspace.esPOCH.edu.ec/handle/123456789/19633>
- Parmar, A., Sturm, B., & Hensel, O. (2017). Crops that feed the world: Production and improvement of cassava for food, feed, and industrial uses. *Food Security*, 9(5), 907–927. <https://doi.org/10.1007/s12571-017-0717-8>
- Peña Cañón, E. R., Niño Fernandez, Y. M., & Enao Mejía, L. (2023). Importancia Cultural de Hongos Silvestres Comestibles en cuatro municipios de Boyacá (Colombia). *Ciencia En Desarrollo*, 14(2), 31–46. <https://doi.org/10.19053/01217488.v14.n2.2023.15082>
- Peñuela-Mora, M. C., Schwarz, A., Monteros-Altamirano, Á., Zurita-Benavides, M. G., Cayapa, R., & Romero, N. (2016). *Guía de la Agrobiodiversidad: Tres comunidades kichwa: Atacapi, Alto Tena y Pumayacu*. Universidad Regional Amazónica IKIAM.
- Pijal de la Cruz, B. T., & Pineda Pineda, G. J. (2022). Obtención de harina de yuca (*Manihot esculenta*) y plátano verde (*Musa paradisiaca*) a partir de materia prima proveniente del Cantón Arajuno [Tesis de ingeniería en Alimentos, Universidad Politécnica Estatal del Carchi]. In *Repositorio UPEC*. <http://repositorio.upec.edu.ec/handle/123456789/1534>
- Piña-Guzmán, A. B., Nieto-Monteros, D. A., & Robles-Martínez, F. (2016). Utilization of agricultural and agroindustrial residues in the cultivation and production of edible mushrooms (*Pleurotus* spp.). *Revista Internacional de Contaminación Ambiental*, 32(EspecialResiduosSolidos), 141–151. <https://doi.org/10.20937/RICA.2016.32.05.10>
- Portnoy, J. M., Barnes, C. S., & Kennedy, K. (2004). Sampling for indoor fungi. *Journal of Allergy and Clinical Immunology*, 113(2), 189–198. <https://doi.org/10.1016/j.jaci.2003.11.021>
- R Core Team. (2021). *R: A Language and Environment for Statistical Computing*. <https://www.r-project.org/>
- R. Dulay, R. M., Cabrera, E. C., Kalaw, S. P., Reyes, R. G., & Hou, C. T. (2020). Nutritional requirements for mycelial growth of three *Lentinus* species from the Philippines. *Biocatalysis and Agricultural Biotechnology*, 23, 1–7. <https://doi.org/10.1016/j.bcab.2020.101506>
- Riascos Vallejos, A. R., González Reyes, J. J., & Aguirre Mendoza, L. A. (2020). Nutritional characterization of trees from the Amazonian piedmont, Colombia. *Cuban Journal of Agricultural Science*, 54(2), 257–265. https://www.researchgate.net/publication/348406992_Nutritional_characterization_of_trees_from_the_Amazonian_piedmont_Putumayo_department_Colombia

- Ríos-Ruiz, W. F., Valdez-Nuñez, R. A., & Jiménez-Flores, J. P. (2017). Aislamiento, propagación y crecimiento de hongos comestibles nativos en residuos agroindustriales. *Scientia Agropecuaria*, 8(4), 327–335. <https://doi.org/10.17268/SCI.AGROPECU.2017.04.04>
- Robledo, G. L. (2015). *Manual para el estudio de Taxonomía, Diversidad y Ecología de Políporos*. Función Funfi Cosmos.
- Rojas Solano, F. A. (2023). *EVALUACIÓN DE SUSTRATOS ENRIQUECIDOS CON MAÍZ DURO (Zea mays L.) PARA LA PRODUCCIÓN DE HONGOS (Pleurotus ostreatus Jacq.) EN LA GRANJA EXPERIMENTAL LA PRADERA, CHALTURA* [Tesis de Ingeniería, Universidad Técnica del Norte]. <http://repositorio.utn.edu.ec/handle/123456789/14747>
- Ruilova Cueva, M. B., Martínez Mora, E. O., Reyes Borja, W. O., & Cobos Mora, F. J. (2020). Evaluación de la productividad del Hongo *Pleurotus ostreatus* cultivado por fermentación sólida, en residuos agrícolas típicos de la provincia Bolívar – Ecuador - Dialnet. *Journal of Science and Research: Revista Ciencia e Investigación*, 5, 254–266. <https://dialnet.unirioja.es/servlet/articulo?codigo=7714752>
- Salazar-Vidal, V. E. (2016). *Manual de Micología Básica*.
- Sales-Campos, C., & Andrade, M. C. N. de. (2011). Aproveitamento de resíduos madeireiros para o cultivo do cogumelo comestível *Lentinus strigosus* de ocorrência na Amazônia. *Acta Amazonica*, 41(1), 1–8. <https://doi.org/10.1590/s0044-59672011000100001>
- Scalvenzi, L., Chiriboga Ruilova, M. V., Guardado, E., Radice, M., Abreu Naranjo, R., & Pérez Maertínez, A. (2024). Edible mushroom production in Ecuador: opportunities for biotechnological use of agricultural by-products. *Bionatura Journal*, 1–13. <https://doi.org/10.21931/BJ/2024.01.02.15>
- Sgroi, F. (2022). The circular economy for resilience of the agricultural landscape and promotion of the sustainable agriculture and food systems. *Journal of Agriculture and Food Research*, 8(April), 100307. <https://doi.org/10.1016/j.jafr.2022.100307>
- Sharma, V. P., Kamal, S., Upadhyay, R. C., Kumar, S., Sanyal, S. K., & Singh, M. (2015). Taxonomy, Phylogeny, Cultivation and Biological Activities of a *Lentinus* species from Andaman & Nicobar Islands (India). *Emirates Journal of Food and Agriculture*, 27(7), 570–576. <https://doi.org/10.9755/ejfa.2015.04.135>
- SIPAM. (2023). *La Chakra amazónica, un sistema agroforestal tradicional gestionado por comunidades indígenas en la provincia de Napo, Ecuador*. FAO. <https://www.fao.org/giahs/giahsaroundtheworld/designated-sites/latin-america-and-the-caribbean/amazon-chakra/informacion-detallada/es/#::~:~:text=Seguridad alimentaria y de los,bienestar de los pueblos indígenas.>
- Tanguila Alvarado, R. E. (2020). *Servicios Ecosistémicos del Sistema Tradicional “Chakra” Basadas en el Cultivo Vanilla sp. de la Asociación Kallari, Cantón Tena, de la Amazonía Ecuatoriana* [Tesis de Ingeniería, UNIVERSIDAD ESTATAL AMAZÓNICA]. <https://repositorio.uea.edu.ec/handle/123456789/851>
- Tipán Torres, C. B. (2020). *Eficiencia en la producción de carbono y madera en un bosque Siempreverde Piemontano de la Amazonía Ecuatoriana* [Maestría en Silvicultura, Universidad Estatal Amazónica]. <https://repositorio.uea.edu.ec/handle/123456789/1038>

- Turner, D. W., Barkus, B., Mari, M., & Red, G. (1981). Nutrient concentrations in the leaves of a range of banana varieties grown in the subtropics . Vie mama. *Fruits*, 36(4), 217–222. <https://revues.cirad.fr/index.php/fruits/article/download/34591/33826/37091>
- Vargas, C., Bran, M., Morales, O., Cáceres, R., Huitz, P., & Chamalé, W. (2010). Producción de cuerpos fructíferos de cepas nativas del hongo comestible Asam (*Schizophyllum commune* Fr.). *Revista Científica*, 19(2), 93–98. <https://doi.org/10.54495/Rev.Cientifica.v19i2.161>
- Vargas-Isla, R., Hanada, R. E., & Ishikawa, N. K. (2012). Sawdust and fruit residues of Central Amazonian for *Panus strigellus* spawn's production. *Pesquisa Florestal Brasileira*, 32(70), 7–11. <https://doi.org/10.4336/2012.pfb.32.70.07>
- Vargas-Isla, R., Ishikawa, N. K., & Py-Daniel, V. (2013). Contribuições Etnomicológicas dos Povos Indígenas da Amazônia. *Biota Amazônia*, 3(1), 58–65. <https://doi.org/10.18561/2179-5746/BIOTAAMAZONIA.V3N1P58-65>
- Vargas-Isla, R., Ozaki Yuyama, L. K., Lopes Aguiar, J. P., & Kazue Ishikawa, N. (2013). Production of *Panus strigellus* spawn using the internal sheath of Peach Palm (*Bactris gasipaes*) as a substrate. *Interciencia*, 38(10), 733–736. <https://www.redalyc.org/articulo.oa?id=33929482007>
- Vasco-Palacios, A. M., Suaza, S. C., Castaño-Betancur, M., & Franco-Molano, A. E. (2008). Conocimiento etnoecológico de los hongos entre los indígenas Uitoto, Muinane y Andoke de la Amazonía Colombiana. *Acta Amazonica*, 38(1), 17–30. <https://doi.org/10.1590/S0044-59672008000100004>
- Vega, A., De León, J. A., Miranda, S., & Reyes, S. M. (2022). Agro-industrial waste improves the nutritional and antioxidant profile of *Pleurotus djamor*. *Cleaner Waste Systems*, 2(May), 7. <https://doi.org/10.1016/j.clwas.2022.100018>
- Vega, A., & Franco, H. (2013). Productividad y calidad de los cuerpos fructíferos de los hongos comestibles *Pleurotus pulmonarius* RN2 y *P. djamor* RN81 y RN82 cultivados sobre sustratos lignocelulósicos Productivity and quality of the fruiting bodies of edible mushrooms *Pleurotus pulmo*. *Información Tecnológica*, 24(1), 69–78. <https://doi.org/10.4067/S0718-07642013000100009>
- Velasco-Muñoz, J. F., Mendoza, J. M. F., Aznar-Sánchez, J. A., & Gallego-Schmid, A. (2021). Circular economy implementation in the agricultural sector: Definition, strategies and indicators. *Resources, Conservation and Recycling*, 170(January), 15. <https://doi.org/10.1016/j.resconrec.2021.105618>
- Vicente-Pérez, K. S., Peñuela-Mora, M. C., & Vasco-Placios, A. M. (2020). *Macrohongos silvestres comestibles de dos comunidades kiwcha, Napo, Amazonía Ecuatoriana*. [Engineering Thesis, Universidad Regional Amazónica Ikiam]. http://repositorio.ikiam.edu.ec/jspui/handle/RD_IKIAM/548
- Vicente-Pérez, K., Vasco-Palacios, A. M., Zurita-Benavides, G., & Peñuela-Mora, M. C. (2024). Edible Mushrooms of Peri-Urban Kichwa Communities in the Andes-Amazon Piedmont, Ecuador. *Journal of Ethnobiology*, 0(0), 1–17. <https://doi.org/10.1177/02780771241250116>
- Villalba Pozo, S. V. (2019). *Determinación de la viabilidad técnica y económica de la combustión del Pigüe (Piptocoma discolor) para su uso como combustible en la Provincia de Pastaza*. [Tesis de Ingeniería, Universidad Estatal Amazónica]. <https://repositorio.uea.edu.ec/handle/123456789/792>

Voto Bernales, J. (1996). *CULTIVO DEL PIJUAYO PARA PALMITO EN LA AMAZONÍA*.

Yang, C. S., & Heinsohn, P. A. (2007). *Sampling and Analysis of Indoor Microorganisms* (C. S. Yang & P. A. Heinsohn, Eds.). Wiley. <https://doi.org/10.1002/0470112433>

Zurita-Benavides, M. G., Schwarz, A., Monteros Altamirano, Á., & Peñuela-Mora, M. C. (2021). Transiciones alimentarias: uso de la tierra, plantas y dietas entre los kichwas de Tena, Napo. In A. Rebal, C. Bilhaut, É. de Suremain, E. Katz, & M. Paredes (Eds.), *Patrimonios alimentarios en América Latina. Recursos locales, actores y globalización* (Issue February, pp. 59–82). IFA/IRD. <https://doi.org/10.4000/books.irdeditions.43067>

ANEXOS:

Anexo 1. Lista de residuos utilizados con éxito como sustratos en ensayos de cultivo de hongos.

Residuos	Hongos	Mejor resultado	País	Ref.
Aserrín de <i>Simarouba amara</i> , <i>Ochroma pyramidale</i> , <i>Anacardium giganteum</i> , salvado de arroz y trigo	<i>Lentinus strigosus</i>	Aserrín de <i>A. giganteum</i> + salvado de trigo y arroz	Brasil	(Sales-Campos & Andrade, 2011)
Aserrín de 11 especies forestales, levadura de cerveza, salvados de cereales y residuos de frutas	<i>Panus strigellus</i>	Simarouba amara; <i>Bombacopsis quinata</i> ; <i>S. amara</i> + fibra de trigo o salvado de arroz; <i>S. amara</i> + cascara de <i>Astrocaryum aculeatum</i>	Brasil	(Vargas-Isla et al., 2012)
Paja de arroz, rastrojo y tusa de maíz	<i>Pleurotus pulmonaris</i> , <i>P. djamor</i>	Para <i>P. pulmonaris</i> en paja de arroz	Panamá	(Vega & Franco, 2013)
<i>Protium puncticulatum</i> , Palmito de <i>Bactris gasipaes</i>	<i>Panus strigellus</i>	<i>Simarouba amara</i> (90%) + Palmito de <i>Bactris gasipaes</i> (10%)	Brasil	(Vargas-Isla, Ishikawa, et al., 2013)
Aserrín (80%) de: <i>Protium puncticulatum</i> , <i>Cariniana micrantha</i> o <i>Caryocar glabum</i> + salvado (20%) de: trigo, maíz o arroz	<i>Lentinus strigosus</i>	<i>Protium puncticulatum</i> + salvado de trigo	Brasil	(Nogueira de Andrade et al., 2013)
Fibra de coco, cáscaras de cacao, hojas de plátano, aserrín de cedro	<i>Auricularia fuscusuccinea</i> , <i>Oudemansiella canarii</i> , <i>Schizophyllum commune</i>	<i>A. fuscusuccinea</i> en hojas de plátano; <i>O. canarii</i> en fibra de coco y cáscaras cacao; <i>S. commune</i> en combinación coco-cacao	México	(Carreño-Ruiz et al., 2014)
Exocarpio de <i>Theobroma grandiflorum</i> + hojarasca o salvado de arroz	<i>Lentinus crinitus</i>	Exocarpio de <i>Theobroma grandiflorum</i> + hojarasca (2:1)	Brasil	(Gaia Machado et al., 2016)
Pulpa de café, cascarilla de arroz	<i>Auricularia sp.</i> , <i>Pleurotus sp.</i>	Pulpa de café	Perú	(Ríos-Ruiz et al., 2017)
Chala de maíz, rastrojo de trigo, cebada, aserrín de eucalipto, cascara de haba, salvado de trigo	<i>Pleurotus ostreatus</i> ; <i>Pleurotus djamor</i> ; <i>Lentinula edodes</i>	<i>P. ostreatus</i> en rastrojo de cebada (60%) + chala de maíz (40%); <i>P. ostreatus</i> en chala de maíz + cascara de habas: aserrín de eucalipto + salvado de trigo	Perú	(Holgado et al., 2019)
Cáscara de gandul, paja de cebada y bagazo de caña de azúcar	<i>Pleurotus ostreatus</i>	Paja de cebada 50% + Cáscara de gandul 20% + Bagazo de caña de azúcar 20 % +	Ecuador	(Ruilova Cueva et al., 2020)

		Salvado de quinua 8 % + Carbonato de calcio 2 %		
Salvado, cáscara de naranja, cáscara de arroz	<i>Lentinus crinitus</i>	Cáscara de naranja + salvado	Colombia	(Dávila G et al., 2020)
Pulpa de café, paja de arroz, tusa del maíz	<i>Pleurotus djamor</i>	Pulpa de café (50%) + paja de arroz (50%)	Panamá	(Vega et al., 2022)
Paja de trigo, aserrín de <i>Ipomoea</i> sp.	<i>Volvariella bombycina</i>	Paja de trigo	México	(Beltran Yde, 2023)
Bagazo de caña, tamo de avena, maíz molido	<i>P. ostreatus</i>	Tamo de avena (95%) + maíz molido (5%)	Ecuador	(Rojas Solano, 2023)

Anexo 2. Lista de HSC aprovechados por etnias indígenas del Ecuador.

Nombre científico	Etnia	Nombre vernáculo	Región	Ref.
<i>Agaricus argyropotamicus</i> Speg.	Kichwa	<i>Kallamba de comer</i>	Sierra	(Gamboa-Trujillo et al., 2019)
<i>Agaricus pampeanus</i> Speg.	Kichwa	<i>Kallamba de finados</i>	Sierra	(Gamboa-Trujillo et al., 2019)
<i>Auricularia cornea</i> Ehrenb.	Kichwa	<i>Calulu ala</i>	Amazonía	(Gamboa-Trujillo et al., 2019)
<i>Auricularia delicata</i> (Mont. ex Fr.) Henn.	Chachis, Kichwa, Secoyas, Sionas, Shuar, Shiwiar, Cofán, Zápara	<i>Ishk Kijtiutiu, Rinri ala, Caro tëti, Iwianchi kuishi, Chapia tsina, Calulu ala, Yushka ala, Katsapija, Oreja de mono</i>	Costa, Sierra, Amazonía	(Gamboa-Trujillo et al., 2019; K. Vicente-Pérez et al., 2024)
<i>Auricularia fuscusuccinea</i> (Mont.) Henn.	Chachis, Tsáchilas, Kichwa, Secoyas, Sionas, Shuar, Shiwiar, Cofán	<i>Bulun kijtiutiu, Guale punki, Calug calug ala, Cajoro tëti, Iwianchi kuishi, Anjse tsina, Oreja de mono</i>	Costa, Sierra, Amazonía	(Gamboa-Trujillo et al., 2019; K. Vicente-Pérez et al., 2024)
<i>Bovista plumbea</i> Pers.	Kichwa		Sierra	(Andrade et al., 2012)
<i>Clavulinopsis fusiformis</i> (Sowerby) Corner	Shuar	<i>Sapi</i>	Amazonía	(Gamboa-Trujillo et al., 2019)
<i>Collybia</i> cf. <i>hirtella</i> (Berk. & Broome) Dennis	Shuar	<i>Iwianchi kuishi</i>	Amazonía	(Gamboa-Trujillo et al., 2019)
<i>Cookeina speciosa</i> (Fr. Dennis)	Kichwa	<i>Puka ala</i>	Amazonía	(K. Vicente-Pérez et al., 2024)
<i>Coprinus comatus</i> var. <i>Comatus</i> (O.F. Müll.) Pers.	Kichwa	<i>Kallamba de comer</i>	Sierra	(Gamboa-Trujillo et al., 2019)
<i>Coriolopsis floccosa</i> (Jungh.) Ryvarden	Kichwa	<i>Chonta ala</i>	Amazonía	(Gamboa-Trujillo et al., 2019)
<i>Cotylidia aurantiaca</i> (Pat.) A.L. Welden	Kichwa, Shuar, Shiwiar	<i>Aya ala, Mukuch</i>	Amazonía	(Gamboa-Trujillo et al., 2019)
<i>Dacryopinax spathularia</i> (Schwein.) G.W. Martín	Kichwa	<i>Calulu ala</i>	Amazonía	(Gamboa-Trujillo et al., 2019)
<i>Favolus tenuiculus</i> P. Beauv.	Chachis, Tsáchilas, Kichwa, Secoyas, Sionas, Shuar, Shiwiar, Zápara	<i>Anj kijtiutiu, Kijte pa, Kallumpa, Busum ala, Chinchí ala, Ai tëti, Shuishui Esemp, Esemp, San yaku katsapija, Pusum</i>	Costa, Sierra, Amazonía	(Gamboa-Trujillo et al., 2019; K. Vicente-Pérez et al., 2024)

<i>Favolus</i> sp. 1	Kichwa	<i>Busum ala, Api ala, Lumucha ala</i>	Amazonía	(K. Vicente-Pérez et al., 2024)
<i>Ganoderma applanatum</i> (Pers.) Pat.	Kichwa	<i>Kaspi ringri</i>	Sierra	(Gamboa-Trujillo et al., 2019)
<i>Gymnopilus</i> cf. <i>lepidotus</i> Hesler	Kichwa, Zápara	<i>Chonta ala, Kiauka uwinjia katsapija</i>	Amazonía	(Gamboa-Trujillo et al., 2019; K. Vicente-Pérez et al., 2024)
<i>Gymnopilus nubicola</i> Halling	Kichwa	<i>Kallamba</i>	Sierra	(Gamboa-Trujillo et al., 2019)
<i>Hygrocybe</i> sp.	Kichwa	<i>Rinri ala</i>	Amazonía	(Gamboa-Trujillo et al., 2019)
<i>Lentinus concavus</i> (Berk.) Corner	Chachi, Kichwa, Zápara	<i>Anj kijiutiu, Taka ala, Guango ala, Mucu ala, Aunika katsapija</i>	Amazonía	(K. Vicente-Pérez et al., 2024)
<i>Lentinus crinitus</i> (L.) Fr.	Kichwa, Zápara	<i>Ilma ala, Chagra ala, Matsakau katsaija</i>	Amazonía	(Gamboa-Trujillo et al., 2019; K. Vicente-Pérez et al., 2024)
<i>Lentinus sajor-caju</i> (Fr.) Fr.	Kichwa, Secoyas, Sionas, Shuar, Shiwar, Cofán	<i>Taca ala, Ai tēti, Esemp, Shushui esemp, Toto'a tsina</i>	Amazonía	(Gamboa-Trujillo et al., 2019)
<i>Lentinus scleropus</i> (Pers.)	Tsáchilas	<i>Chide kijte</i>	Costa	(Gamboa-Trujillo et al., 2019)
<i>Lentinus tricholoma</i> Mont.	Tsáchila, Kichwa, Shuar	<i>Dodo Kijte, Tuyu ala, Kaspi ala, Sara ala, Esemp</i>	Amazonía, Costa	(Gamboa-Trujillo, 2009; K. Vicente-Pérez et al., 2024)
<i>Lentinus velutinus</i> Fr.	Tsáchilas	<i>Pavan kijte</i>	Costa	(Gamboa-Trujillo et al., 2019)
<i>Leucocoprinus</i> sp.	Kichwa	<i>Chincha ala, Chonta ala</i>	Amazonía	(Gamboa-Trujillo et al., 2019)
<i>Lycoperdon pyriforme</i> Schaeff.	Zápara	<i>Kuinja katsapija</i>	Amazonía	(Gamboa-Trujillo et al., 2019)
<i>Marasmiellus</i> cf. <i>albidus</i> (Murrill) Singer	Secoyas	<i>Imi tēti</i>	Amazonía	(Gamboa-Trujillo et al., 2019)
<i>Marasmiellus</i> sp.	Kichwa	<i>Shiquitu ala</i>	Amazonía	(Gamboa-Trujillo et al., 2019)
<i>Marasmiellus</i> sp. 1	Kichwa	<i>Pishku ala, Urpi ala Pishkuchakituyu ala</i>	Amazonía	(Gamboa-Trujillo et al., 2019)

<i>Marasmius cladophyllus</i> Berk.	Kichwa	<i>Quillu ala</i>	Amazonía	(Gamboa-Trujillo et al., 2019)
<i>Marasmius</i> spp.	Kichwa	<i>Aya ala cari, Chinchala, Micuna ala, Sara ala</i>	Amazonía	(Gamboa-Trujillo et al., 2019)
<i>Mycena</i> spp.	Kichwa	<i>Chonta ala, Shiquitu ala</i>	Amazonía	(Gamboa-Trujillo et al., 2019)
<i>Ophiocordyceps melolonthae</i> (Tul. & C. Tul) G.H. Sung, J.M. Sung, Hywel-Jones & Stapafora	Kichwa, Shuar	<i>Garuto ala, Sapi</i>	Amazonía	(Gamboa-Trujillo et al., 2019)
<i>Oudemasiella cubensis</i> (Berk. & M.A. Curtis) R.H. Petersen	Chachis, Kichwa, Secoyas, Sionas, Zápara	<i>Anj kijiutiu, Chinchala, Imi tëti, Chuchukatsapija</i>	Costa, Amazonía	(Gamboa-Trujillo et al., 2019)
<i>Panus strigellus</i> (Berk.) Overh	Kichwa	<i>Ilma ala, chagra ala</i>	Amazonía	(Gamboa-Trujillo et al., 2019; K. Vicente-Pérez et al., 2024)
<i>Phillipsia domingensis</i> (Berk.) Berk. Ex Denison Berk.	Chachis	<i>Pachi Kijiutiu</i>	Costa	(Gamboa-Trujillo et al., 2019)
<i>Pleurotus djamor</i> (Rumph. Ex Fr.) Boedjin	Chachis, Kichwa, Secoyas, Sionas	<i>Anj kijiutiu, Mishki ala, Damu ala, Po tëti</i>	Costa, Sierra, Amazonía	(Gamboa-Trujillo et al., 2019; K. Vicente-Pérez et al., 2024)
<i>Polyporus arcularius</i> (Batsh) Fr.	Kichwa	<i>Urpi ala</i>	Amazonía	(Gamboa-Trujillo et al., 2019)
<i>Polyporus</i> spp.	Kichwa	<i>Aya ala, Uripi ala</i>	Amazonía	(Gamboa-Trujillo et al., 2019)
<i>Polyporus tricholoma</i> Mont.	Tsáchila, Shuar	<i>Dodo kijte, Esemp</i>	Amazonía	(Gamboa-Trujillo et al., 2019)
<i>Rigidoporus amazonicus</i> Ryvarden	Kichwa	<i>Atun ala</i>	Amazonía	(Gamboa-Trujillo et al., 2019)
<i>Schizophyllum commune</i> Fr.	Kichwa, Secoyas, Sionas	<i>Aya ala, Tëti</i>	Amazonía	(Gamboa-Trujillo et al., 2019; K. Vicente-Pérez et al., 2024)
<i>Scutellinia scutellata</i> (L.) Lambotte	Kichwa	<i>Ringri ala</i>	Amazonía	(Gamboa-Trujillo et al., 2019)
<i>Suillus luteus</i> (L.) Roussel	Kichwa	<i>Kallamba del pino</i>	Sierra	(Gamboa-Trujillo et al., 2019)
<i>Tetrapyrgos alba</i> (Berk. & M.A. Curtis) E. Horak	Tsáchilas	<i>Na kijte</i>	Costa	(Gamboa-Trujillo et al., 2019)

<i>Thelephora sp.</i>	Kichwa	<i>Aya ala</i>	Amazonía	(Gamboa-Trujillo et al., 2019)
<i>Trametes versicolor</i> (L.) Lloyd	Kichwa	<i>Chincha ala</i>	Amazonía	(Gamboa-Trujillo et al., 2019)
<i>Tremella fuciformis</i> Berk.	Kichwa	<i>Calun ala</i>	Amazonía	(Gamboa-Trujillo et al., 2019)
<i>Volvariella volvacea</i> (Bull.) Singer	Chachis, Kichwa	<i>Kijtiutiu pandachi, Ish kijtiutiu, Bulun kijtiutiu, Palanda ala</i>	Costa, Amazonía	(Gamboa-Trujillo et al., 2019)