UNIVERSIDAD PERUANA CAYETANO HEREDIA

Facultad de

Ciencias e Ingeniería

EVALUACIÓN DE SUSTRATOS AGROINDUSTRIALES Y TRATAMIENTOS DE ACONDICIONAMIENTO SOBRE LA COLONIZACIÓN, ESTABILIDAD SANITARIA Y PRODUCTIVIDAD DE *PLEUROTUS OSTREATUS* EN COCACHIMBA, AMAZONAS

Tesis para optar por el Título Profesional de Licenciado en Biología

Autor

Ivan Jesus Portocarrero Ruiz

Asesora

Rossana Paredes Salcedo

Co-Asesora

Rebeca Magdalena Pavlich Herrera

Lima - Perú

2026

JURADO CALIFICADOR:

Presidente: Luis Alberto Rossi Mayo

Vocal: Claudia Roxana Morales Pantoja

Secretaria: Fiorella Valeria Villanueva Rojas

UNIVERSIDAD PERUANA
CAYETANO HEREDIA

DECLARACIÓN DE ORIGINALIDAD

Los egresados:

N°	APELLIDOS Y NOMBRES
1.	PORTOCARRERO RUIZ IVAN JESUS

(Agregar filas adicionales si hay más autores)

Pertenecientes al programa de la **CARRERA PROFESIONAL DE BIOLOGÍA** autores del trabajo titulado: **EVALUACIÓN DE SUSTRATOS AGROINDUSTRIALES Y TRATAMIENTOS DE ACONDICIONAMIENTO SOBRE LA COLONIZACIÓN, ESTABILIDAD SANITARIA Y PRODUCTIVIDAD DE *PLEUROTUS OSTREATUS* EN COCACHIMBA, AMAZONAS,** el cual ha sido elaborado, sustentado y aprobado, según corresponda, para optar por el **TÍTULO PROFESIONAL DE LICENCIADO EN BIOLOGÍA,** bajo la modalidad de **TESIS.**

En calidad de docentes asesores de la Universidad Peruana Cayetano Heredia:

N°	APELLIDOS Y NOMBRES DEL DOCENTE	FACULTAD	NIVEL DE ASESORÍA
1.	PAREDES SALCEDO ROSSANA	FACI	ASESORA
2.	PAVLICH HERRERA REBECA MAGDALENA	FACI	CO-ASESORA

Declaramos que el contenido del presente documento es original y que las citas y referencias a otros autores cumplen con las normas académicas establecidas. En ese sentido, hacemos constar que:

- El documento presenta un porcentaje de similitud de **8%,** según el reporte emitido por el software **Turnitin®** (identificador de entrega: **3700290816**; fecha de entrega: **03/11/2026**).
- Tras una revisión detallada del reporte y del contenido del trabajo en cuestión, no se han identificado indicios de plagio.
- Se certifica que el documento respeta los principios de integridad académica y cumple con los requisitos institucionales de originalidad.

Lugar y fecha: **Lima, 03 de noviembre de 2026**



Firma del asesor
N° DNI: 45423061
ORCID: 0000-0001-7729-6127



Firma del Co-asesor
N° DNI: 07908794
ORCID: 0000-0001-8633-7509

DEDICATORIA

Al que redescubrió su amor por los hongos,

Al que sueña entre lo neuro y lo etno,

Al que alguna vez se juró biólogo marino,

Para el niño que solo quería cortar pescados

AGRADECIMIENTOS

Este trabajo, para mí, no es un cierre, sino más bien el inicio a una gran etapa que se aproxima y espero con emoción. Quiero agradecer profundamente a mi familia: A mamá, a papá, a mi hermana; por apoyarme incondicionalmente en este extenso camino lleno de desdoblamientos y redescubrimientos. A ellos más que a cualquier otro: por cada conversación, cada mano en el hombro y cada abrazo; han sido mi más grande motor para llevar este trabajo a cabo. Soy el orgulloso fruto de lo que ustedes formaron.

Quiero agradecer a mis asesoras; a Rossana Paredes, por acogerme desde el primer momento como su asistente, abrirme las puertas a las etnociencias y a su mundo de posibilidades, por ser mi gurú de vida y una gran amiga. A la Dra. Pavlich, que nada me hace más honor que tener su nombre en esta tesis, por toda la pasión que me transmitió por la Biología durante años y por desde siempre haberme recibido con los brazos abiertos. Gracias a mis 2 maestras, con todas las letras, por demostrarme con acciones, lo mucho que se avanza en la ciencia cuando existen ganas, amabilidad genuina y un gran sentido de colaboración.

A mis amigos, quienes han estado presentes en todas mis fases, desde los días que no dejaba de hablar de mi tesis hasta en los días en los que ni quería tocar el tema. A mis compañeros de laboratorio: Brenda, Steph, Lotso, Andrea, Adrián, Dani, Joaquín y Bruno; también, por recibirme con toda la apertura desde el día #1, por todos sus consejos, risas y puntos de vista. Personalmente, mil gracias a Kory Guamán y a Gabriela Vera, por ser sin darse cuenta, ese último empujón que necesitaba para redireccionar mi carrera y re empezar de cero en aquello que siempre estuvo ahí, gracias por darme el valor de alinear mi ciencia con mi pasión.

A todo GoctaLab, mi segunda casa: Sergio, Gianna, Lali, Daniel, Malik, Nur, Vivi, Irene, Leyder… ¡a todos ustedes! Por permitirme este viaje de constante reaprendizaje, por todas las experiencias de ciencia y arte juntas, y por todos los mundos que me mostraron fuera de las paredes de un laboratorio. Gocta, Cocachimba y Amazonas siempre estarán en mi corazón.

A todos los mencionados e insinuados en este espacio, gracias por hacer realidad este trabajo. **Esta tesis es por y para ustedes.**

ÍNDICE

Resumen 1

Abstract 3

I. Introducción 5

1.1. El cultivo de hongos comestibles 5

1.2. *Pleurotus ostreatus* “hongo ostra” como modelo de estudio 6

1.3. Sustratos agroindustriales y suplementos como alternativa sostenible 8

1.4. Tratamientos de acondicionamiento del sustrato y control de contaminación 9

1.5. Planteamiento del estudio y enfoque experimental 11

II. Pregunta de Investigación 13

III. Hipótesis 14

IV. Objetivos 14

4.1. Objetivo general 14

4.2. Objetivos específicos 14

V. Materiales y métodos 15

5.1. Materiales 15

5.1.1. Sustratos y suplementos 15

5.1.2. Inóculo 15

5.1.3. Materiales de laboratorio 16

5.1.4. Equipos de laboratorio 16

5.1.5. Programas informáticos 17

5.2. Métodos 17

5.2.1. Área de estudio: Cocachimba, Amazonas 17

5.2.2. Preparación y tratamiento de sustratos 18

5.2.3. Inoculación (*spawn*) y condiciones de incubación 20

5.2.4. Evaluación de colonización micelial, supervivencia e incidencia de contaminación 21

5.2.5. Fructificación, cosecha y evaluación del desempeño productivo 22

5.2.6. Análisis estadístico 23

5.2.7. Flujo metodológico del estudio 24

VI. Resultados 25
6.1. Colonización micelial 25
6.1.1. Días hasta colonización completa (T100) por tratamiento 25
6.1.2. Días hasta colonización completa (T100) por sustrato 26
6.1.3. Días hasta colonización completa (T100) por grupo experimental 27
6.2. Estabilidad sanitaria y supervivencia 29
6.2.1. Contaminación por tratamiento 29
6.2.2. Contaminación por sustrato 30
6.2.3. Contaminación por grupo experimental 31
6.2.4. Supervivencia y viabilidad 32
6.3. Eficiencia biológica (BE%) 33
6.3.1. BE productiva por tratamiento 33
6.3.2. BE productiva por sustrato 34
6.3.3. BE productiva por grupo experimental 35
6.3.4. BE operativa como indicador de desempeño global 37
6.4. Tasa de productividad (TP) 39
6.4.1. TP por tratamiento 39
6.4.2. TP por sustrato 40
6.4.3. TP por grupo experimental 41
6.5. Desempeño integral de las combinaciones sustrato-tratamiento 43
VII. Discusión 44
7.1. Efecto del sustrato en la dinámica de colonización 44
7.2. Efecto del tratamiento en la estabilidad sanitaria 46
7.3. Determinantes de la eficiencia biológica (BE%) 49
7.4. Productividad integral del sistema (TP) 52
7.5. Desempeño integral del sistema experimental 54
VIII. Implicancias aplicadas 55
IX. Conclusiones 58
X. Recomendaciones 59
XI. Referencias bibliográficas 59

Resumen

El cultivo de hongos comestibles constituye una alternativa biotecnológica sostenible para aprovechar residuos agroindustriales y fortalecer sistemas productivos rurales. Sin embargo, en la Amazonía peruana aún existen limitaciones asociadas a la falta de criterios técnicos adaptados a condiciones locales que permitan seleccionar formulaciones de sustrato y tratamientos de acondicionamiento que garanticen estabilidad sanitaria y desempeño productivo. En este contexto, el presente estudio evaluó el efecto de sustratos agroindustriales y tratamientos sobre la colonización micelial, estabilidad sanitaria, eficiencia biológica y productividad de *Pleurotus ostreatus* en Cocachimba, Amazonas. Se empleó un diseño experimental factorial 4 × 3, con cuatro formulaciones de sustrato (A1-A4) elaboradas a partir de residuos locales de la zona de estudio y tres tratamientos: esterilización (ES), pasteurización térmica (PT) y pasteurización en frío con cal (CF). Cada combinación contó con cuatro unidades experimentales, totalizando 48 bolsas. Se evaluó contaminación, supervivencia hasta colonización completa, tiempo hasta colonización completa del sustrato (T100), eficiencia biológica productiva y operativa (BE), y tasa de productividad (TP). Los datos se analizaron mediante pruebas de chi-cuadrado y Fisher para variables categóricas y Kruskal-Wallis para variables cuantitativas. Los resultados mostraron que el tratamiento influyó principalmente en la estabilidad sanitaria y supervivencia del cultivo. CF presentó mayor contaminación y menor proporción de unidades que alcanzaron T100, mientras que ES y PT mostraron mayor estabilidad. En contraste, el sustrato explicó mejor el desempeño productivo entre unidades viables. La formulación A2 (bagazo de caña de azúcar + pulpa de café [70:30]) presentó 100% de unidades con T100, menor tiempo promedio de colonización, mayor eficiencia biológica productiva y operativa, así como mayor tasa de productividad. La distinción entre BE productiva y BE operativa permitió diferenciar el rendimiento potencial de las unidades exitosas del desempeño global del sistema. En conjunto, el estudio demuestra que la estabilidad sanitaria y el desempeño productivo responden a factores distintos, cuya integración permitió diseñar un esquema metodológico replicable para implementar el cultivo de hongos comestibles utilizando residuos agroindustriales locales en contextos rurales amazónicos.

Palabras clave: *Pleurotus ostreatus;* sustratos agroindustriales; colonización micelial; eficiencia biológica; productividad; estabilidad sanitaria; Amazonas.

Abstract

Edible mushroom cultivation is a sustainable biotechnological alternative for valorizing agro-industrial residues and strengthening rural production systems. However, in the Peruvian Amazon, technical criteria adapted to local conditions for selecting substrate formulations and conditioning treatments that ensure sanitary stability and productive performance remain limited. This study evaluated the effects of agro-industrial substrates and conditioning treatments on mycelial colonization, sanitary stability, biological efficiency, and productivity of *Pleurotus ostreatus* cultivated in Cocachimba, Amazonas, Peru. A 4 × 3 factorial experimental design was implemented using four substrate formulations (A1-A4) prepared from locally available agro-industrial residues and three conditioning treatments: sterilization (ES), thermal pasteurization (PT), and cold lime pasteurization (CF). Each treatment combination included four experimental units (n = 48). Contamination, survival to complete colonization (T100), time to T100, productive and operational biological efficiency (BE), and productivity rate (TP) were evaluated. Categorical variables were analyzed using chi-square and Fisher's exact tests, whereas quantitative variables were analyzed using the Kruskal–Wallis test. The conditioning treatment primarily influenced sanitary stability and survival. CF showed the highest contamination rates and the lowest proportion of units reaching T100, whereas ES and PT exhibited greater sanitary stability. In contrast, substrate composition was the main determinant of productive performance among viable units. Formulation A2 (sugarcane bagasse + coffee pulp, 70:30) achieved 100% survival to T100, the shortest colonization time, and the highest productive and operational biological efficiency, as well as the highest productivity rate. Distinguishing productive from operational BE allowed differentiation between the performance of successful units and the overall performance of the cultivation system. Overall, the findings demonstrate that sanitary stability and productive performance are governed by different factors. Their integration enabled the development of a replicable methodological framework for implementing edible mushroom cultivation in rural Amazonian settings through the valorization of locally available agro-industrial residues.

Keywords: *Pleurotus ostreatus*; agro-industrial substrates; mycelial colonization; biological efficiency; productivity; sanitary stability; Amazon.

I. Introducción

1.1. El cultivo de hongos comestibles

Los hongos constituyen un reino diverso de organismos eucariotas heterótrofos, caracterizados por la presencia de pared celular de quitina y por un modo de nutrición basado en la absorción de nutrientes a partir de materia orgánica, generalmente en descomposición.[1] Los hongos difieren ampliamente en términos de tamaño, estructura y procesos metabólicos, desde un amplio panorama taxonómico, suelen distinguirse principalmente en micromicetos, hongos microscópicos como mohos y levaduras; y macromicetos, que incluyen a los hongos superiores capaces de desarrollar visibles cuerpos fructíferos comúnmente referidos como "setas".[1] Entre estos últimos, se encuentra la mayoría de especies de interés comestible y medicinal.[1,2]

Aunque se estima la existencia entre 2,2 y 3,8 millones de especies de hongos en la naturaleza, solo cerca de 14000 han sido descritas como macromicetos, y un grupo mucho más reducido posee valor directo para la alimentación o la medicina.[3,4] De estos, son alrededor de 200 especies que han sido reconocidas como hongos comestibles, cerca de unos 30 se cultivan de forma regular y al menos una docena se han establecido como cultivos comerciales a gran escala, destacando entre ellos *Agaricus bisporus* ("champiñón"), *Pleurotus ostreatus* ("hongo ostra"), *Lentinula edodes* ("shiitake"), *Ganoderma lucidum* ("reishi"), entre otros. [2,3]

El cultivo de hongos, también conocido como fungicultura, tiene registros que datan de varios siglos. En China, se cultivaban especies de *Auricularia* y *Lentinula edodes* hace más de 1000 años;[5] mientras que en Europa, el desarrollo de técnicas para producir *Agaricus bisporus* en cuevas se consolidó en el siglo XVII.[3,5] Con el avance de la biotecnología, la fungicultura ha evolucionado desde sistemas tradicionales hacia métodos tecnificados que incluyen la esterilización de sustratos, el control ambiental automatizado y la aplicación de suplementos nutricionales para optimizar la producción.[1,3,4] Este desarrollo no solo ha permitido ampliar el rango de especies cultivadas, sino también mejorar la eficiencia en términos de rendimiento y calidad de cuerpos fructíferos.[6]

En la actualidad, el sector de hongos comestibles representa una industria global en expansión, vinculada tanto a la seguridad alimentaria, como a la salud pública y la sostenibilidad ambiental. China concentra más del 70% de la producción global, liderando en especies como *Lentinula edodes* y *Auricularia* spp, siguiendo América del Norte y Europa con producción de *Pleurotus* spp. y *Agaricus bisporus*.[5,7] Países como Japón y Corea del Sur han sido pioneros en la innovación biotecnológica aplicada al *Lentinula edodes* y *Flammulina velutipes* ("enoki");[3] mientras que en América Latina, países como Brasil y México han desarrollado programas de cultivo a partir de residuos locales.[8,9] Este crecimiento está impulsado por la demanda de alimentos funcionales, productos nutracéuticos y alternativas a las proteínas animales, posicionando así a la fungicultura como un eje estratégico dentro de la economía circular e incluso el desarrollo rural.[6,7,9]

1.2. *Pleurotus ostreatus* "hongo ostra" como modelo de estudio

Pleurotus ostreatus, conocido como "hongo ostra", es un hongo basidiomiceto del orden Agaricales y familia Pleurotaceae. Se trata de un hongo lignícola que habita en bosques tropicales y templados, donde crece de manera natural sobre madera en descomposición.[10] Debido a su rápido crecimiento, adaptabilidad a diversos sustratos lignocelulósicos y elevado valor nutricional; es uno de los hongos cultivados y comercializados más importantes, siendo la segunda especie más producida a nivel global solo después de *Agaricus bisporus* "champiñón".[8,10] Sus cuerpos fructíferos tienen forma de ostra poseen un atractivo perfil sensorial (olor, sabor), aportan proteínas, fibra dietética, vitaminas del complejo B y minerales, lo que ha favorecido su incorporación y consolidación como alimento funcional en el mundo.[2,6]

A nivel histórico, el cultivo de *Pleurotus ostreatus* se consolidó en el siglo XX como alternativa a *Agaricus bisporus*. Su facilidad para desarrollarse sobre residuos agroindustriales de bajo costo; como paja de cereales, bagazo de caña, cascarilla de café y arroz, y fibras de coco, lo posicionó rápidamente como un modelo de cultivo sostenible y accesible.[3,8,11] A diferencia de otras especies más exigentes, *Pleurotus ostreatus* permite esquemas de producción descentralizada, favoreciendo su expansión en regiones rurales.[5,12]

Desde un punto de vista fisiológico, *Pleurotus ostreatus* muestra gran plasticidad ambiental, ya que variables como el pH, temperatura, tipo de medio de cultivo, composición del sustrato, relación C/N, aireación y otros factores físicos, químicos, biológicos y enzimáticos influyen significativamente en la tasa de crecimiento del micelio y en la posterior formación de cuerpos fructíferos.[10,13,14] Esta plasticidad fisiológica contribuye que la especie sea ampliamente empleada como modelo experimental para la evaluación de sustratos y parámetros ambientales en fungicultura.

En un contexto latinoamericano, múltiples experiencias destacan el valor social y económico del cultivo de *Pleurotus*. En Colombia, la producción de este se ha implementado como alternativa nutritiva y de generación de ingresos para una población de mujeres rurales de bajos recursos.[12] En México, particularmente en Oaxaca, se han documentado unidades de producción familiar dedicadas al hongo ostra (también conocido como "hongo seta" por la gente de la zona), resaltando el impacto comunitario que genera su cultivo.[15] Estos ejemplos reflejan el potencial del hongo ostra como herramienta ideal para el desarrollo y seguridad alimentaria en regiones rurales con alta disponibilidad de residuos agrícolas.

En el contexto peruano, *Pleurotus ostreatus* ya ha sido objeto de experiencias tanto en sierra como en la Amazonía. Investigaciones en Cusco han documentado el cultivo artesanal de *Pleurotus* spp. y *Lentinula edodes* en comunidades campesinas que, sumado a sus prácticas y conocimientos sobre hongos silvestres comestibles de la zona, han sido capaces de adaptar el cultivo de hongos comestibles a pequeña y mediana escala.[16,17] En la Amazonía, estudios en Tingo María lograron el aislamiento y cultivo de cepas afines a *Pleurotus* que demuestran el potencial productivo en condiciones locales. Más reciente, en Tambopata, Madre de Dios, se evaluó la producción de *Pleurotus ostreatoroseus,* una especie nativa cultivada sobre residuos locales, consolidando al género como un modelo de investigación regional.[18] En suma, *Pleurotus ostreatus*, además de ser un organismo de referencia para la investigación aplicada a biotecnología, nutrición y sostenibilidad, se consolida como un alimento funcional de importancia global. En el contexto amazónico peruano, el aprovechamiento de residuos agrícolas a través del cultivo de *Pleurotus* representa una oportunidad para impulsar economías rurales, a su vez de reducir impactos ambientales. Dicho esto, por otro lado, no se cuenta con protocolos estandarizados que optimicen el uso de sustratos amazónicos bajo las

condiciones específicas de la ecorregión. Esta ausencia de metodologías reproducibles limita la escalabilidad y la consistencia del cultivo en la zona, por lo que resulta necesario generar un marco experimental adaptado al contexto local.

1.3. Sustratos agroindustriales y suplementos como alternativa sostenible

En el cultivo de hongos comestibles, el sustrato constituye el componente central del proceso productivo. En el caso de *Pleurotus*, se trata de una matriz lignocelulósica que provee la fuente primaria de carbono y energía para el desarrollo del micelio, y actúa además como soporte estructural para la producción de cuerpos fructíferos.[3,10,11] La funcionalidad del sustrato depende de la interacción entre factores físicos, químicos, biológicos y ambientales, los cuales pueden actuar de manera combinada sobre el crecimiento micelial y la productividad del cultivo.[14] En otras palabras, la elección del sustrato y su adecuada formulación determinan no solo la velocidad de colonización, sino también la eficiencia biológica y la calidad nutricional de los cuerpos fructíferos producidos.[11]

Diversos residuos agroindustriales han sido empleados con éxito, incluyendo pajas de cereales como trigo o arroz, bagazo de caña de azúcar, cascarillas de arroz y café, fibras vegetales como las fibras de coco o de plátano, aserrín e incluso residuos de papel reciclado.[8,10,13] Sin embargo, el desempeño de *Pleurotus ostreatus* puede variar ampliamente según el tipo de residuo y la combinación de materiales empleados, por lo que la selección de formulaciones debe considerar no solo la disponibilidad del sustrato, sino también su capacidad para sostener el crecimiento y rendimiento del cultivo.[19,20] La eficiencia de cada sustrato depende de parámetros clave como la relación carbono/nitrógeno (C/N), el pH, la porosidad, granulometría, además de los factores ambientales (temperatura, humedad, iluminación).[13,21,22] El control de estos factores permite optimizar la disponibilidad de nutrientes e intercambio gaseoso, elementos esenciales para la formación de cuerpos fructíferos de calidad.[8,22]

La eficiencia biológica (*biological efficiency,* BE%), también conocido como *yield*, es el indicador más utilizado entre los cultivadores para evaluar la efectividad de un sustrato, al relacionar la masa fresca de hongos producida con la masa seca del sustrato empleado.[3,20,23,24] Una formulación adecuada de sustratos, combinada con suplementos específicos, puede

incrementar significativamente la BE% y mejorar atributos como el tamaño y la consistencia de los cuerpos fructíferos.[11,22] Asimismo, el valor nutricional de los cuerpos fructíferos se ve influido por la composición del sustrato, lo que reafirma la importancia de elegir materias primas que, además de ser sostenibles, favorezcan la producción de compuestos bioactivos y nutrientes esenciales.[4,11]

La inclusión de suplementos como salvado de trigo (u otros cereales), yeso, carbonato de calcio, vermiculita, entre otros; contribuye en una mejora de la textura, estabilidad y balance nutricional del sustrato.[2,3] Estos insumos permiten ajustar condiciones como el pH y la aireación, facilitando un crecimiento micelial más vigoroso y homogéneo.[2,13] En este sentido, la formulación de sustratos se convierte en un proceso dinámico, donde la interacción entre residuos agroindustriales lignocelulósicos y suplementos determina tanto la productividad como la calidad final del producto.[4,5,11] Desde una perspectiva de sostenibilidad, el uso de sustratos agroindustriales en la fungicultura se enmarca dentro de la bioeconomía y la economía circular.[11] El aprovechamiento de residuos agrícolas no solo reduce el impacto ambiental de su acumulación, sino que también transforma desechos en biomasa de alto valor nutritivo y funcional, fortaleciéndose así el papel de la fungicultura como actividad sostenible y alineada con objetivos de seguridad alimentaria.[5,10]

1.4. Tratamientos de acondicionamiento del sustrato y control de contaminación

El pretratamiento de los sustratos constituye una fase esencial en el cultivo de hongos comestibles, dado que busca reducir la carga de microorganismos competidores y establecer un medio adecuado para el crecimiento micelial.[3] Entre los métodos disponibles, la pasteurización se ha consolidado como la técnica más empleada en fungicultura, principalmente por su equilibrio entre efectividad, costo y accesibilidad, en contraste con la esterilización completa que demanda mayor infraestructura especializada y elevado consumo energético.[25] Siendo así, es necesario decir que la selección del método de desinfección debe considerar no solo su eficacia sanitaria, sino también su costo, accesibilidad y adaptación al tipo de residuo utilizado.[26]

La pasteurización térmica, considerada el método clásico, consiste en la aplicación de calor húmedo, sea mediante inmersión en agua caliente o mediante vapor, manteniendo el sustrato

entre 60-70° C durante 1-2 horas. Este procedimiento ha demostrado ser eficaz para disminuir la presencia de hongos y bacterias sin afectar significativamente las propiedades del sustrato.[23,27] Estudios comparativos en *Pleurotus* han reportado que métodos térmicos como vapor o agua caliente pueden favorecer el control de contaminantes, reducir tiempos del ciclo y mejorar el rendimiento o la eficiencia biológica frente a ciertos tratamientos químicos o alternativos.[28,29] Por otro lado, la pasteurización en frío emplea agentes químicos como la cal hidratada o peróxido de hidrógeno, que permiten manejar grandes volúmenes de sustrato a bajo costo, aunque implica riesgos asociados al manejo de residuos químicos y requiere tiempos prolongados de inmersión, de 1 a 2 días.[3,30] Asimismo, se han descrito métodos mixtos como el compostaje breve seguido de vapor, que además de reducir la carga microbiana favorece la liberación de nutrientes en el sustrato.[27]

La importancia de la pasteurización radica no solo en la eliminación de organismos competidores, sino también en su contribución a la sostenibilidad económica del proceso. Este tratamiento permite aprovechar residuos agroindustriales en sistemas productivos de pequeña y mediana escala sin necesidad de equipos costosos como autoclaves, lo que favorece la viabilidad tecnológica y la expansión de la fungicultura en contextos rurales.[9,25,31]

No obstante, aun con un tratamiento adecuado, los cultivos de *Pleurotus* enfrentan riesgos considerables de contaminación. Entre los principales contaminantes fúngicos, se incluyen especies de *Trichoderma, Penicillium* y *Aspergillus*, capaces de colonizar con rapidez el sustrato y desplazar al micelio del hongo de interés.[31–33] A nivel bacteriano, especies como *Bacillus*, *Clostridium* y *Pseudomonas,* pueden proliferar en sustratos con exceso de humedad, pH inadecuado o deficiente aireación, provocando pérdidas en la productividad.[10,25,31] El crecimiento desigual del micelio y la pérdida de rendimiento son síntomas comunes en estas contaminaciones.[31]

Para reducir estos riesgos se recomienda una combinación de medidas de control. La selección y limpieza adecuadas del sustrato, junto con el ajuste de parámetros fisicoquímicos (pH, humedad, granulometría), son pasos fundamentales para limitar la proliferación de competidores.[21,22] La implementación de prácticas de higiene durante la inoculación, incluyendo la desinfección de herramientas y el control del ambiente de trabajo, es

igualmente determinante.[3,31] Finalmente, el manejo adecuado de la ventilación y las condiciones ambientales en las fases de incubación y fructificación contribuye a reducir la incidencia de contaminantes oportunistas.[9] En suma, la pasteurización constituye un procedimiento esencial en el cultivo de hongos comestibles, al ofrecer un método de control microbiano efectivo, de bajo costo. La integración de este tratamiento con medidas preventivas de higiene y manejo permite reducir la incidencia de contaminaciones, optimizando la productividad y asegurando la sostenibilidad del proceso productivo.[9,33]

1.5. Planteamiento del estudio y enfoque experimental

En el Perú, el cultivo de hongos comestibles se ha expandido de manera progresiva en las últimas décadas, evidenciando un creciente interés por su accesibilidad, replicabilidad y valor biotecnológico.[17] Este interés coincide con el reconocimiento reciente de los hongos comestibles como una oportunidad emergente para la seguridad alimentaria, la diversificación de ingresos rurales y el aprovechamiento de residuos agrícolas dentro de modelos de economía circular en el país.[34] No obstante, la literatura científica, aún limitada aunque en aumento, señala que la producción sigue marcada por una alta variabilidad en los rendimientos y en las prácticas de manejo, lo que refleja la carencia de protocolos estandarizados que permitan consolidar un sector competitivo y sostenible en el país.[16,18] A nivel nacional, se han desarrollado evaluaciones de *P. ostreatus* en residuos agroindustriales en contextos regionales diversos, desde zonas costeras como Tacna hasta territorios amazónicos como San Martín, lo que evidencia un interés creciente por adaptar el cultivo a recursos productivos locales y condiciones ecológicas distintas.[35,36]

En el ámbito amazónico, los primeros antecedentes se remontan a Ríos-Ruiz & Ruiz-Rengifo (1993), quienes aislaron y cultivaron cepas afines a *Pleurotus ostreatus* en Tingo María, evidenciando su potencial productivo pero también una alta incidencia de contaminantes bajo condiciones artesanales.[32] Décadas más tarde, Sales-Campos et al. (2013) exploraron el cultivo *in vitro* de *Pleurotus* en residuos lignocelulósicos amazónicos, demostrando la factibilidad técnica del aprovechamiento de estos recursos.[37] De forma complementaria, Aguiar et al. (2022) evaluaron cepas comerciales y amazónicas de *P. ostreatus* cultivadas en residuos vegetales, reforzando la pertinencia del uso de biomasa regional para adaptar la

producción de esta especie a contextos amazónicos.[38] En esta misma línea Kirsch et al. (2016) lograron la producción de biomasa micelial de *Pleurotus albidus*, un hongo comestible amazónico, reforzando el potencial de especies nativas para aplicaciones biotecnológicas.[39] Más recientemente, Sales-Campos et al. (2021) caracterizaron las propiedades nutricionales y bioactivas de cepas silvestres de la región, destacando su aporte en proteínas y compuestos antioxidantes.[40] Finalmente, Farfán (2025) evaluó la producción de la especie nativa *P. ostreatoroseus* en Tambopata (Madre de Dios), reportando rendimientos biológicos aún bajos (<40%) al emplear residuos agroforestales locales.[18] Estos trabajos confirman que las cepas amazónicas poseen un alto valor nutricional y bioactivo, con aplicaciones potenciales a nivel comercial, pero al mismo tiempo revelan limitaciones técnicas derivadas de metodologías dispersas y rendimientos inconsistentes.[18,32,37,39,40] Ello sugiere que, pese a la existencia de recursos valiosos y de interés para la bioeconomía, todavía no se han establecido procedimientos de cultivo que garanticen reproducibilidad y escalabilidad.[4,40]

La experiencia internacional ofrece ejemplos ilustrativos sobre el impacto de la estandarización en la fungicultura. En Asia, particularmente en China, el establecimiento de protocolos técnicos claros y la innovación en el manejo de sustratos y cepas permitieron una rápida expansión nacional del cultivo de hongos, con impactos positivos en seguridad alimentaria y desarrollo rural, convirtiéndose en el principal productor a nivel global.[5,8,10] En Latinoamérica, se han documentado experiencias comunitarias donde la homogeneización de prácticas técnicas ha resultado en mejoras sociales y económicas, lo que demuestra la pertinencia de avanzar en esa dirección.[12,15,17] De manera complementaria, el cultivo de hongos comestibles en Latinoamérica ha sido vinculado con la soberanía alimentaria, la valorización de saberes locales, la inclusión productiva y las economías circulares, reforzando su potencial como herramienta de desarrollo territorial.[41]

No obstante, cada laboratorio, institución o industria vinculada al sector enfrenta importantes desafíos al momento de estandarizar sus protocolos de producción.[3,5,10] En Perú, dichos retos se originan en factores como la ruralidad de los territorios, la falta de capacitación técnica —derivada de la novedad que aún representa la fungicultura en el país—, y las condiciones particulares que impone la geografía donde se busca implementar estas iniciativas.[17,32] En este marco, este estudio busca brindar un modelo de producción de hongos en la localidad de

Cocachimba, Amazonas, un territorio con una marcada vocación agrícola donde confluyen cultivos de café, caña de azúcar y otros productos generadores de abundantes residuos agrícolas y/o forestales con potencial de valorización sostenible, en concordancia con la disponibilidad de biomasa lignocelulósica reportada para el Perú.[42,43] Esta disponibilidad de biomasa lignocelulósica convierte a Cocachimba en un escenario estratégico para el desarrollo de la fungicultura, al permitir vincular la producción de hongos con esquemas de economía circular orientados al aprovechamiento sostenible de desechos locales. Tomar como punto de partida a *P. ostreatus*, especie reconocida por su adaptabilidad y amplia versatilidad en el uso de sustratos, ofrece la posibilidad de establecer protocolos de cultivo replicables y sostenibles en la región. El presente estudio se enfocó en evaluar el efecto de diferentes formulaciones de sustratos y tratamientos sobre el cultivo de *P. ostreatus* en Cocachimba, Amazonas. La investigación, fuera de plantearse solo como una comparación de eficiencias, se desenvuelve como una propuesta de evaluación integral de sistemas de cultivo en zonas rurales, que consideró variables de colonización micelial, estabilidad sanitaria, supervivencia, eficiencia biológica y productividad temporal. Este enfoque permite identificar combinaciones sustrato–tratamiento con mejor desempeño bajo condiciones locales. De esta manera, el estudio busca aportar una estrategia metodológica replicable para la evaluación y adaptación de cultivos de hongos comestibles en contextos rurales amazónicos, utilizando residuos agroindustriales disponibles en la zona y criterios comparativos aplicables a futuras especies, formulaciones o ecorregiones.

II. Pregunta de Investigación

¿Cómo influyen las formulaciones de sustratos agroindustriales locales y los tratamientos de acondicionamiento sobre la colonización micelial, estabilidad sanitaria, eficiencia biológica y productividad de *Pleurotus ostreatus* en Cocachimba, Amazonas?

III. Hipótesis

Si se emplean diferentes formulaciones mixtas de sustratos agroindustriales locales y tratamientos de acondicionamiento térmicos o alcalinos; entonces se observarán diferencias en la colonización micelial, la estabilidad sanitaria, la eficiencia biológica y la productividad de *Pleurotus ostreatus* en Cocachimba, Amazonas.

IV. Objetivos

4.1. Objetivo general

Evaluar el efecto de cuatro diferentes formulaciones de sustratos agroindustriales locales y tres tratamientos de acondicionamiento sobre la colonización micelial, estabilidad sanitaria, eficiencia biológica y productividad de *Pleurotus ostreatus* en Cocachimba, Amazonas.

4.2. Objetivos específicos

4.2.1. Comparar la colonización micelial de *Pleurotus ostreatus* entre formulaciones de sustratos agroindustriales locales y tratamientos de acondicionamiento.

4.2.2. Evaluar la incidencia de contaminación y la supervivencia de las unidades experimentales según tratamiento de acondicionamiento y formulación de sustrato.

4.2.3. Comparar la eficiencia biológica (BE%) productiva y operativa de *Pleurotus ostreatus* entre sustratos, tratamientos y grupos experimentales.

4.2.4. Evaluar la tasa de productividad de *Pleurotus ostreatus* como indicador de eficiencia temporal del sistema productivo.

4.2.5. Identificar las combinaciones sustrato–tratamiento con mejor desempeño integral, considerando colonización, estabilidad sanitaria, eficiencia biológica y productividad.

V. Materiales y métodos

5.1. Materiales

Los materiales, equipos y programas empleados en el estudio se detallan en las Tablas 1 a 5.

5.1.1. Sustratos y suplementos

Tabla 1. Listado de sustratos y suplementos

Material / Insumo	Proveedor / Fuente	Uso / Aplicación
Pulpa de café	Productor local	Sustrato. Componente lignocelulósico de las formulaciones A1 y A2.
Cascarilla de arroz	Productor local	Sustrato. Componente estructurante; favorece aireación y reduce compactación en las formulaciones A1, A3 y A4.
Bagazo de caña de azúcar	Productor local	Sustrato. Componente lignocelulósico y energético de las formulaciones A2 y A3.
Paja de trigo	Productor local	Sustrato. Componente lignocelulósico de la formulación A4.
Yeso ($CaSO_4 \cdot 2H_2O$) 1–3%	Proveedor agroindustrial	Suplemento. Acondicionador físico; contribuye a la estructura del sustrato y reduce apelmazamiento.
Carbonato de calcio (cal agrícola) ($CaCO_3$) 0.5–1.5%	Proveedor agroindustrial	Suplemento. Buffer de pH (6–7.5)
Agua (potable / tratada)	Gocta Lab	Humectación a 60–65% (base húmeda)

5.1.2. Inóculo

Tabla 2. Inóculo *(grain spawn)*

Material / Insumo	Proveedor / Fuente	Uso / Aplicación
Cepa *Pleurotus ostreatus* PO_COL_FI01	Fungi Innova	Inóculo. Cepa secuenciada empleada para la producción del inóculo en grano (*spawn*)
Grano estéril para expansión	Local	Preparación de *spawn* propio

5.1.3. Materiales de laboratorio

Tabla 3. Listado de materiales de laboratorio

Material	Proveedor / Fuente	Uso / Aplicación
Bolsas de PP para autoclavado con filtro (0.2–0.5 μm)	Gocta Lab	Envasado de sustrato y fructificación
Medidor de pH (tiras)	Gocta Lab	Ajuste de pH del sustrato/agua
Balanza analítica (0.1 mg) y gramera (0.1 g)	Gocta Lab	Pesaje de insumos y suplementos
Tamices (5–10 mm) y tijeras de poda	Gocta Lab	Homogenización/partición de fibras
Cubetas, baldes grado alimentario (20–60 L)	Gocta Lab	Mezcla y humectación
Alcohol etílico 70% / hipoclorito 2–5% / H_2O_2	Gocta Lab	Desinfección de superficies
Guantes de nitrilo, mascarillas, toallas sin pelusa	Gocta Lab	Bioseguridad e higiene
Pulverizador manual / regadera fina	Gocta Lab	Humectación fina y limpieza
Cuchillos/espátulas, pinzas	Gocta Lab	Preparación y muestreo

5.1.4. Equipos de laboratorio

Tabla 4. Listado de equipos

Equipo	Uso / Aplicación
Olla a presión/autoclave (≥ 20 L)	Esterilización de instrumentos/ensayos control
Tambor/tina para pasteurización térmica (60–80 °C)	Tratamiento de sustratos a escala piloto
Termómetro + higrómetro (data logger)	Registro en incubación/fructificación. Control fino de temperatura en pasteurización
Selladora térmica	Sellado de bolsas
Cámara/bodega de incubación (22–28 °C) con estantería	Colonización; control T y ventilación mínima
Cámara de fructificación (carpa/módulo)	Control de RH (85–95%), ventilación, luz difusa
Humidificador + temporizador	Control de humedad en fructificación
Ventiladores/extractores + filtros	Renovación de aire / manejo de CO_2
Luxómetro	Verificación de iluminación en fructificación
Cámara fotográfica	Registro de colonización y cosecha
Computador	Registro de datos y análisis

5.1.5. Programas informáticos

Tabla 5. Listado de programas informáticos

Programa	Uso / Aplicación
Microsoft Excel / Google Sheets	Registro, organización, depuración y codificación de la base de datos experimental.
IBM SPSS Statistics v. 27	Análisis estadístico descriptivo e inferencial; pruebas de chi-cuadrado, Fisher-Freeman-Halton, Kruskal-Wallis y comparaciones por pares con corrección de Bonferroni.
RStudio v. 2025.09	Elaboración y edición de gráficos finales para la presentación de resultados.
Adobe Photoshop	Edición y ajuste de imágenes o figuras para presentación final.

5.2. Métodos

5.2.1. Área de estudio: Cocachimba, Amazonas

El estudio se llevó a cabo en la localidad de Cocachimba, distrito de Valera, provincia de Bongará, región Amazonas, Perú (Fig 1 y Anexo 1). La zona se caracteriza por un clima tropical húmedo, a una altitud de 1800 msnm, con temperaturas medias anuales entre 18–24 °C y una marcada estacionalidad. Los experimentos se realizaron a inicios del año 2026, donde se presenta la mayor cantidad de precipitaciones y humedad[42], lo cual resulta beneficioso para la planificación de cultivo y desarrollo de *Pleurotus ostreatus*. El proyecto se ejecutó en las instalaciones de la empresa Gocta Lab E.I.RL (RUC 20606495715), un ecolodge que, a través de su iniciativa Pirqapata Lab, busca abrir una línea de investigación y desarrollo en productos naturales, con énfasis en el cultivo de hongos comestibles como estrategia de innovación biotecnológica en la Amazonía y el mercado general.

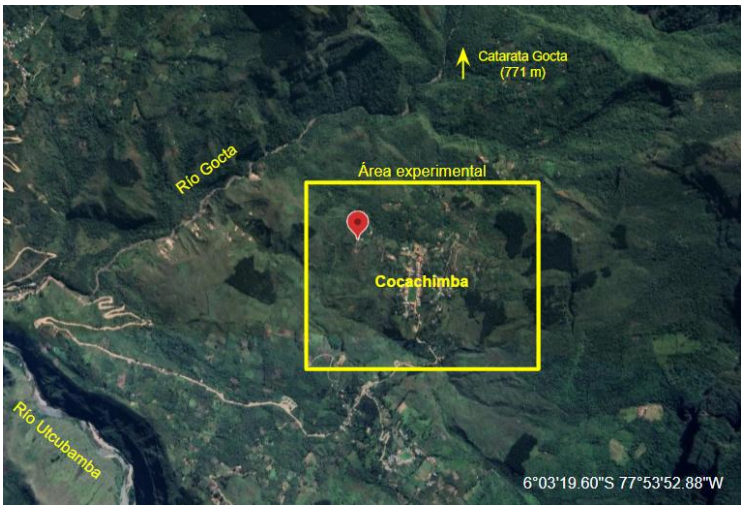


Fig 1. Mapa del área experimental en Cocachimba, distrito de Valera, provincia de Bongará, Amazonas, Perú. Fuente: Elaboración propia

5.2.2. Preparación y tratamiento de sustratos

Los residuos agroindustriales seleccionados — pulpa de café, bagazo de caña de azúcar, cascarilla de arroz y paja de trigo **(**Anexo 2)— fueron preparados bajo el siguiente procedimiento: secados, combinados en peso seco y rehidratados según cuatro formulaciones experimentales: A1 = pulpa de café + cascarilla de arroz (70:30), A2 = bagazo de caña de azúcar + pulpa de café (70:30), A3 = cascarilla de arroz + bagazo de caña de azúcar (70:30) y A4 = paja de trigo + cascarilla de arroz (70:30) (Tabla 6, Anexo 3). Los materiales fueron fragmentados y homogenizados hasta alcanzar un tamaño de partícula aproximado de 1–3 cm, según la naturaleza de cada residuo. Posteriormente, del peso en seco total del sustrato, se incorporaron 2% yeso agrícola ($CaSO_4 \cdot 2H_2O$) y 0.5% carbonato de calcio ($CaCO_3$) como acondicionadores del sustrato. El yeso agrícola fue empleado para mejorar la estructura física del sustrato, reducir la compactación y favorecer la aireación, mientras que el carbonato de calcio fue utilizado como agente regulador del pH, con el fin de mantener condiciones favorables para la colonización micelial.[10,13] El contenido de humedad se ajustó al rango aproximado de 60–65% en base húmeda, verificado mediante balanza y prueba manual de "puño", a fin de garantizar una adecuada hidratación sin comprometer la aireación del sustrato.

Las formulaciones fueron sometidas a tres tratamientos de acondicionamiento, correspondientes a esterilización (ES), pasteurización térmica (PT) y pasteurización en frío con cal (CF) (Tabla 6). ES se realizó en olla a presión a 15 PSI durante 1.5 horas. PT consistió en la exposición del sustrato a 60–80 °C durante 2 horas. CF se realizó mediante inmersión del sustrato en una solución alcalina de cal durante 18 horas (5 g de cal/ 1 L de agua) (Tabla 1). Tras cada tratamiento, los sustratos fueron escurridos, enfriados cuando correspondió y envasados en bolsas de polipropileno con filtro de aire.

Tabla 6. Tratamientos de acondicionamiento y composición de las formulaciones de sustrato

Factor	Nivel	Condiciones/Proporciones
Tratamiento	ES	± 120° C, 15 PSI; 1.5 horas
Tratamiento	PT	± 60-80°C; 2 horas
Tratamiento	CF	Sumersión en cal (T ambiente); 18 horas
Sustrato	A1	Pulpa de café + cascarilla de arroz (70:30)
Sustrato	A2	Bagazo de caña de azúcar + pulpa de café (70:30)
Sustrato	A3	Cascarilla de arroz + bagazo de caña de azúcar (70:30)
Sustrato	A4	Paja de trigo + cascarilla de arroz (70:30)

Cada combinación sustrato–tratamiento contó con 4 unidades experimentales, siguiendo un diseño factorial 4 × 3, con un total de 48 bolsas experimentales (Tabla 7). Cada réplica contenía aproximadamente 500 g de sustrato en peso húmedo. Todas las unidades fueron inoculadas con una proporción de 10% de inóculo en grano (*spawn*) respecto al peso húmedo del sustrato, manteniendo el mismo criterio de inoculación entre tratamientos y formulaciones, mitigando así cualquier riesgo de condiciones desiguales.

Tabla 7. Diseño experimental factorial 4x3

		Tratamientos		
		ES	**PT**	**CF**
Sustratos	**A1**	A1_ES	A1_PT	A1_CF
	A2	A2_ES	A2_PT	A2_CF
	A3	A3_ES	A3_PT	A3_CF
	A4	A4_ES	A4_PT	A4_CF
		Por grupo = 4 unidades		**n=48**

Nota. Cada combinación cuenta con 4 bolsas (réplicas), totalizando n = 48. Factor A: A1: Pulpa de café + cascarilla de arroz (70:30); A2: Bagazo de caña de azúcar + pulpa de café (70:30); A3: Cascarilla de arroz + bagazo de caña de azúcar (70:30); A4: Paja de trigo + cascarilla de arroz (70:30). Factor B: ES = Esterilización (15 PSI por 1.5 horas); PT = pasteurización térmica (60-80° C por 2 horas); CF = pasteurización en frío (baño en cal por 18 horas).

5.2.3. Inoculación (*spawn*) y condiciones de incubación

El *spawn* de *Pleurotus ostreatus* fue producido a partir de la cepa PO_COL_FI01, cepa secuenciada otorgada por la empresa FUNGI INNOVA (RUC 20606460032). La expansión del inóculo se realizó en grano de cebada, utilizando 20 bolsas de aproximadamente 200 g cada una, en las instalaciones del Laboratorio de Cultivo de Vegetales In Vitro, ubicado en el edificio de Laboratorios de Investigación y Desarrollo (LID 012) de la Universidad Peruana Cayetano Heredia (UPCH), Lima, Perú. Esta cantidad fue suficiente para inocular las unidades experimentales previstas y contar con un margen de seguridad ante posibles pérdidas. El material fue incubado hasta alcanzar una colonización micelial completa y homogénea. Posteriormente, una vez alcanzada la colonización completa, el *spawn* fue enviado por encomienda a las instalaciones de Gocta Lab E.I.R.L., en Cocachimba, Amazonas, para su utilización en los ensayos experimentales. La producción previa del inóculo en Lima permitió optimizar los tiempos de trabajo en campo, de modo que, al momento de llegar a la zona de estudio, pudiera iniciarse directamente la inoculación de los sustratos experimentales.

Una vez tratados, escurridos y enfriados los sustratos, estos fueron inoculados con *spawn* en una proporción de 10% respecto al peso húmedo del sustrato, manteniendo el mismo porcentaje de inoculación en todas las formulaciones y tratamientos. La inoculación se llevó a cabo bajo condiciones asépticas, mediante la desinfección del área de trabajo, superficies e instrumentos empleados. Cada combinación experimental estuvo constituida por cuatro bolsas inoculadas, correspondientes a las réplicas del diseño factorial 4 × 3, totalizando 48 unidades experimentales en el estudio. Cada bolsa contenía aproximadamente 500 g de sustrato en peso húmedo, salvo casos ajustados a 400 o 450 g (ej. A4: Paja de trigo + cascarilla de arroz [70:30]) debido a limitaciones de volumen de las diferentes formulaciones dentro de las bolsas. Finalmente, las bolsas inoculadas fueron incubadas en condiciones controladas de oscuridad, a 23–25 °C y 70% de humedad relativa (HR), con ventilación mínima, hasta alcanzar la colonización completa del sustrato o hasta registrar la aparición de contaminación u otros eventos que impidieran la continuidad del ciclo experimental (Anexo 4).[3]

5.2.4. Evaluación de colonización micelial, supervivencia e incidencia de contaminación

El crecimiento micelial fue evaluado mediante observaciones periódicas, separadas en días post-inoculación (DPI), se registró el avance de colonización en cada unidad experimental durante las siguientes fases: 5, 7, 14, 21 y 28 DPI (Anexo 5). Para cada bolsa, se registró el alcance de colonización completa del sustrato (T100), definido como el momento en que la unidad presentó colonización visible completa por micelio de *Pleurotus ostreatus.*[21] Estas dinámicas permitieron comparar la dinámica de colonización entre las distintas formulaciones de sustrato-tratamiento. De forma paralela, se realizó monitoreos de contaminación visible en las unidades experimentales, registrando la presencia de microorganismos competidores (ej.: hongos filamentosos y/o bacterias) o signos de deterioro del sustrato (ej.: exceso de humedad, cambios de color, putrefacción), descripciones incompatibles con el desarrollo normal de *P. ostreatus*, y se registró la condición de contaminación y continuidad experimental para cada bolsa.

La variable “T100 alcanzado” permitió evaluar la supervivencia de los cultivos, diferenciando a las unidades que lograron completar la colonización de aquellas que no. La ratio de contaminación y unidades que alcanzaron T100 fueron expresadas como frecuencias y porcentajes según tratamiento, sustrato y grupo experimental. Esto permitió relacionar los tratamientos y los sustratos con la estabilidad sanitaria y viabilidad de las unidades experimentales. La incidencia de contaminación se consideró un indicador de estabilidad sanitaria del sistema, debido a que la presencia de microorganismos competidores puede ocasionar la pérdida de unidades experimentales y limitar la continuidad del ciclo productivo.

5.2.5. Fructificación, cosecha y evaluación del desempeño productivo

Las bolsas fueron trasladadas a la sala de fructificación (23-25 °C, 85-95% humedad relativa) al momento de completarse la colonización (Anexo 6). Se realizaron aperturas parciales en las bolsas (perforación en “x”), exposición a luz indirecta (200–500 lux aproximadamente) y se mantuvo ventilación; con el fin de inducir la formación de primordios. La cosecha se realizó al punto de madurez comercial, definido como el momento previo a la expansión completa del píleo y esporulación. Finalmente, se registró el peso en fresco (g) de setas de las 2 primeras oleadas de fructificación (*flushes*) por bolsa, lo cual se sumó posteriormente para calcular el rendimiento acumulado total al final de todo el ciclo (Anexo 7).

La eficiencia biológica (BE) se calculó usando la siguiente fórmula[3]:

$$\boldsymbol{BE}\ (\%) = \frac{Peso\ de\ setas\ frescas\ (g)}{Peso\ de\ sustrato\ seco\ (g)} \times 100$$

De BE (%), se hizo la distinción de dos aproximaciones: BE productiva y BE operativa. La BE productiva consideró exclusivamente las unidades que presentaron una producción real (BE > 0). Por otro lado, la BE operativa consideró el total de unidades experimentales, incluyendo como BE = 0 a toda bolsa que no presentó una producción real, sean sus principales motivos: contaminaciones, interrupción del ciclo, entre otros. Esta distinción permitió separar el rendimiento de las unidades exitosas del desempeño global real.

Finalmente, se calculó la tasa de productividad (TP) como un indicador de eficiencia temporal. TP relaciona la eficiencia biológica (BE%) con la duración del ciclo de cultivo (CC) en días (viéndose desde la fecha del inóculo hasta el día de la última cosecha), lo que permitió evaluar qué tan eficiente fue dicha producción en función del tiempo. Así como en BE%, este cálculo consideró únicamente unidades con producción real y ciclos productivos completos, excluyendo casos sin fructificación o con ciclos truncados.

El cálculo de BE% y TP permitió comparar el desempeño productivo de las diferentes combinaciones de sustratos y tratamientos de acondicionamiento. Asimismo, al tratarse de indicadores empleados en fungicultura, los resultados permiten contrastar el desempeño de las formulaciones evaluadas con estudios previos y valorar su aplicabilidad en sistemas productivos adaptados a contextos rurales.[17,22,23,44]

5.2.6. Análisis estadístico

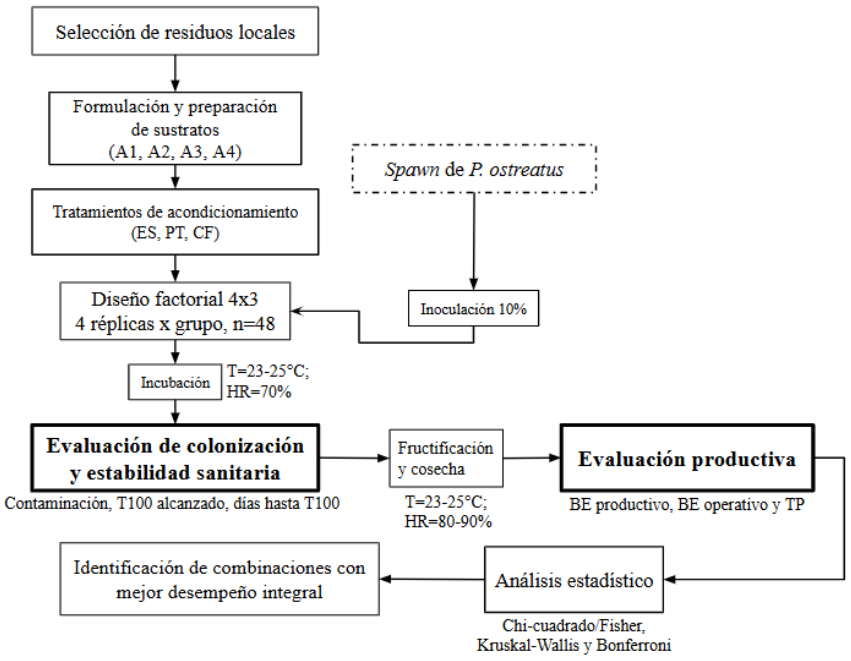
El experimento mantuvo un diseño factorial 4 × 3, correspondiente a cuatro formulaciones de sustratos (Factor A: A1 = pulpa de café + cascarilla de arroz [70:30], A2 = bagazo de caña de azúcar + pulpa de café [70:30], A3 = cascarilla de arroz + bagazo de caña de azúcar [70:30] y A4 = paja de trigo + cascarilla de arroz [70:30]) y tres modalidades de tratamiento (Factor B: esterilización [ES], pasteurización térmica [PT] y pasteurización en frío con cal [CF]). Cada combinación A×B contó con cuatro unidades experimentales independientes, totalizando 48 bolsas en el estudio (Tabla 7). Debido al reducido número de réplicas por combinación, las comparaciones inferenciales se realizaron principalmente a nivel de los factores sustrato y tratamiento, mientras que los grupos experimentales se analizaron de forma descriptiva.

Las variables categóricas, como la incidencia de contaminación, el alcance de colonización completa (T100) y la presencia de producción real, fueron analizadas mediante tablas de contingencia y prueba de chi-cuadrado de Pearson. En los casos en que no se cumplieron los supuestos de frecuencia esperada mínima, se consideró la prueba exacta de Fisher. Las variables cuantitativas, como el tiempo hasta la colonización completa (días hasta T100), la eficiencia biológica (BE%) y la tasa de productividad (TP), fueron evaluadas mediante

análisis descriptivos y pruebas no paramétricas de Kruskal-Wallis, debido al tamaño muestral reducido por grupo y a la posible falta de normalidad en la distribución de los datos. Por ello, las comparaciones inferenciales se realizaron principalmente por factor de estudio, es decir, por tratamiento de acondicionamiento y por formulación de sustrato. También se describieron resultados por grupo experimental (combinación sustrato–tratamiento), con el fin de identificar patrones integrales de desempeño.

Los resultados fueron vistos como frecuencias y porcentajes para variables categóricas, y como medidas de tendencia central y dispersión para variables cuantitativas. Se consideró un nivel de significancia de $p < 0.05$ e intervalos de confianza del 95%. Todos los análisis se realizaron utilizando IBM SPSS Statistics (IBM Corp.; Armonk, NY, EE.UU.; versión 27) y, de manera complementaria, el software RStudio (RStudio, PBC; Boston, MA, EE.UU.; versión 2025.09).

5.2.7. Flujo metodológico del estudio



VI. Resultados

6.1. Colonización micelial

La colonización micelial fue evaluada mediante el tiempo requerido para alcanzar T100, definido como el momento en que el sustrato presentó colonización completa visible por el micelio de *P. ostreatus*. Esta variable permitió comparar la velocidad de establecimiento del micelio entre tratamientos y sustratos, considerando únicamente las unidades experimentales que alcanzaron colonización completa. De esta manera, el análisis de días hasta T100 permitió evaluar la dinámica de colonización entre unidades viables, sin incluir aquellas que fueron descartadas o no completaron el proceso.

6.1.1. Días hasta colonización completa (T100) por tratamiento

Tabla 8. Días hasta colonización completa (T100) según tratamiento aplicado.

Tratamiento	n	Media ± DE	Mediana	Mín–Máx	Rango promedio
ES	16	20.81 ± 0.54	21.00	19–21	18.09
PT	15	20.67 ± 2.35	21.00	15–22	23.40
CF	5	16.60 ± 1.34	16.00	16–19	5.10

ES = esterilización; PT = pasteurización térmica; CF = pasteurización en frío con cal.

Se comparó el tiempo requerido para alcanzar la colonización completa del sustrato (T100) entre tratamientos, considerando únicamente las unidades experimentales que alcanzaron T100. Se observaron diferencias descriptivas entre tratamientos: CF presentó el menor tiempo promedio hasta T100 (16.60 ± 1.34 días; n = 5), seguido de PT (20.67 ± 2.35 días; n = 15) y ES (20.81 ± 0.54 días; n = 16). ES mostró el comportamiento más homogéneo entre réplicas, mientras que PT presentó mayor variabilidad en los tiempos de colonización. (Tabla 8, Fig. 2A)

La prueba de Kruskal-Wallis evidenció diferencias significativas en los días hasta T100 entre tratamientos ($H = 13.848$; $gl = 2$; $p < 0.001$). Las comparaciones por pares con corrección de Bonferroni mostraron diferencias significativas entre CF y ES ($p = 0.024$), así como entre CF y PT ($p = 0.001$). En contraste, no se observaron diferencias

significativas entre ES y PT (p = 0.365). Estos resultados indican que, entre las unidades que completaron la colonización, CF presentó un menor tiempo hasta T100 respecto a ES y PT. Sin embargo, este resultado debe interpretarse con cautela debido al reducido número de unidades CF que alcanzaron T100.

6.1.2. Días hasta colonización completa (T100) por sustrato

Tabla 9. Días hasta colonización completa (T100) según formulación de sustrato.

Sustrato	n	Media ± DE	Mediana	Mín–Máx	Rango promedio
A1	9	20.78 ± 0.67	21.00	19–21	18.17
A2	12	18.08 ± 2.61	17.50	15–21	9.63
A3	7	21.43 ± 0.54	21.00	21–22	25.29
A4	8	21.50 ± 0.54	21.50	21–22	26.25

A1 = pulpa de café + cascarilla de arroz (70:30), A2 = bagazo de caña de azúcar + pulpa de café (70:30), A3 = cascarilla de arroz + bagazo de caña de azúcar (70:30) y A4 = paja de trigo + cascarilla de arroz (70:30).

Se realizó comparaciones entre formulaciones de sustrato (A1-4), del tiempo requerido (en días) para alcanzar T100, considerando únicamente las unidades que alcanzaron dicho estado. A2 presentó el menor tiempo promedio hasta T100 (18.08 ± 2.61 días; n = 12), seguido de A1 (20.78 ± 0.67 días; n = 9). En contraste, A3 y A4 presentaron los mayores tiempos promedio, con 21.43 ± 0.54 días (n = 7) y 21.50 ± 0.54 días (n = 8), respectivamente. (Tabla 9, Fig. 2B)

La prueba de Kruskal-Wallis evidenció diferencias estadísticamente significativas en los días hasta T100 entre sustratos ($H = 19.214$; $gl = 3$; $p < 0.001$). Se demostraron diferencias significativas entre A2 y A3 (p = 0.003), y entre A2 y A4 (p = 0.001) por medio de comparaciones por pares con corrección de Bonferroni. No se observaron diferencias significativas entre A2 y A1 (p = 0.254), A1 y A3 (p = 0.832), A1 y A4 (p = 0.487), ni entre A3 y A4 (p = 1.000). Estos resultados indican que A2 presentó una colonización más rápida principalmente en comparación con A3 y A4.

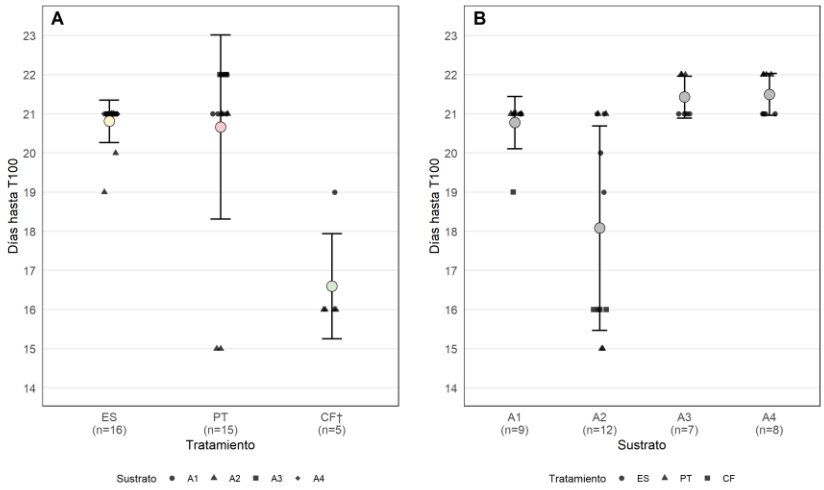


Fig. 2. Tiempo requerido en días para alcanzar la colonización completa del sustrato (T100), según factor experimental. **A)** Días hasta T100 por tratamiento. **B)** Días hasta T100 por sustrato. Los puntos negros representan unidades experimentales individuales; los puntos centrales indican la media y las barras verticales representan ± desviación estándar. † Grupo con tamaño muestral reducido.

6.1.3. Días hasta colonización completa (T100) por grupo experimental

Tabla 10. Días hasta colonización completa (T100) según grupo experimental.

Grupo	n T100/total	Media ± DE (días)	Mediana	Mín–Máx
A1_ES	4/4	21.00 ± 0.00	21.00	21–21
A1_PT	4/4	21.00 ± 0.00	21.00	21–21
A1_CF†	1/4	19.00†	19.00	19–19
A2_ES	4/4	20.25 ± 0.96	20.50	19–21
A2_PT	4/4	18.00 ± 3.46	18.00	15–21
A2_CF	4/4	16.00 ± 0.00	16.00	16–16
A3_ES	4/4	21.00 ± 0.00	21.00	21–21
A3_PT	3/4	22.00 ± 0.00	22.00	22–22
A3_CF	0/4	—	—	—
A4_ES	4/4	21.00 ± 0.00	21.00	21–21
A4_PT	4/4	22.00 ± 0.00	22.00	22–22
A4_CF	0/4	—	—	—

Nota. El análisis considera únicamente las unidades que alcanzaron colonización completa (T100). n T100/total indica el número de unidades que alcanzaron T100 respecto al total de unidades de cada combinación sustrato–tratamiento (n = 4 por grupo). Los guiones (—) indican grupos sin unidades que alcanzaran T100. †: Para A1_CF, la desviación estándar no fue calculable debido a que solo una unidad alcanzó T100 (n = 1). El análisis por grupo tiene fines descriptivos.

El análisis descriptivo por grupo experimental permitió observar la distribución de los tiempos hasta T100 dentro de cada combinación sustrato–tratamiento. En A1, las unidades de A1_ES y A1_PT alcanzaron T100 en 21 días, mientras que en A1_CF únicamente una de cuatro unidades completó la colonización, a los 19 días. En A2, las tres combinaciones presentaron unidades que alcanzaron T100: A2_ES registró un promedio de 20.25 ± 0.96 días, A2_PT de 18.00 ± 3.46 días y A2_CF de 16.00 ± 0.00 días, siendo esta última la combinación con menor tiempo promedio de colonización. En A3, A3_ES alcanzó T100 en 21.00 ± 0.00 días y A3_PT en 22.00 ± 0.00 días, con 4/4 y 3/4 unidades colonizadas, respectivamente; ninguna unidad de A3_CF alcanzó T100. Un patrón similar se observó en A4, donde A4_ES y A4_PT alcanzaron la colonización completa en 21.00 ± 0.00 y 22.00 ± 0.00 días, respectivamente, mientras que A4_CF no presentó unidades que alcanzaran T100. En conjunto, el menor tiempo observado descriptivamente en CF se concentró principalmente en A2_CF, mientras que A3_CF y A4_CF no aportaron unidades al análisis de días hasta T100. Por ello, la comparación por grupo permite contextualizar el menor tiempo promedio previamente observado para CF, considerando el reducido número y la distribución de las unidades supervivientes (Tabla 10).

6.2. Estabilidad sanitaria y supervivencia

La contaminación fue evaluada como una variable categórica, registrando la presencia o ausencia de contaminación visible en cada unidad experimental durante el proceso de incubación y desarrollo del cultivo. Se analizaron las diferencias en la incidencia de contaminación según tratamiento y según formulación de sustrato.

6.2.1. Contaminación por tratamiento

Tabla 11. Incidencia de contaminación según tratamiento aplicado.

Tratamiento	No contaminado	Contaminado	Total	Contaminación (%)
ES	14	2	16	12.5
PT	12	4	16	25.0
CF	4	12	16	75.0
Total	30	18	48	37.5

ES = esterilización; PT = pasteurización térmica; CF = pasteurización en frío con cal.

Se evaluó la relación entre el tratamiento aplicado al sustrato y la incidencia de contaminación de las unidades experimentales. La prueba de chi-cuadrado de Pearson evidenció una asociación estadísticamente significativa entre ambas variables (χ^2 = 14.933; gl = 2; $p < 0.001$). El tratamiento CF presentó la mayor proporción de unidades contaminadas (12/16; 75.0%), mientras que ES registró la menor incidencia de contaminación (2/16; 12.5%). Por su parte, PT presentó una incidencia intermedia (4/16; 25.0%) (Tabla 11, Fig. 3A). En conjunto, estos resultados muestran que la frecuencia de contaminación varió marcadamente según el tratamiento aplicado. Ninguna celda presentó recuentos esperados menores de 5, por lo que se cumplió el supuesto de frecuencia esperada mínima para la aplicación de la prueba de chi-cuadrado.

6.2.2. Contaminación por sustrato

Tabla 12. Incidencia de contaminación según sustrato.

Sustrato	No contaminado	Contaminado	Total	Contaminación (%)
A1	8	4	12	33.3
A2	10	2	12	16.7
A3	6	6	12	50.0
A4	6	6	12	50.0
Total	30	18	48	37.5

A1 = pulpa de café + cascarilla de arroz (70:30), A2 = bagazo de caña de azúcar + pulpa de café (70:30), A3 = cascarilla de arroz + bagazo de caña de azúcar (70:30) y A4 = paja de trigo + cascarilla de arroz (70:30).

Se observaron diferencias descriptivas entre tipos de sustrato y la incidencia de contaminación: Siendo así, el sustrato A2 presentó la menor proporción de unidades contaminadas (2/12; 16.7%), seguido de A1 (4/12; 33.3%). Por otro lado, los sustratos A3 y A4 registraron las mayores incidencias de contaminación, con 6 de 12 unidades contaminadas en cada caso (50.0%) (Tabla 12, Fig. 3B). La prueba de chi-cuadrado de Pearson no mostró asociación significativa ($\chi^2 = 3.911$; gl = 3; p = 0.271). Como el 50.0% de las casillas presentó recuentos esperados menores de 5, se priorizó la prueba exacta de Fisher-Freeman-Halton, lo que confirmó la ausencia de asociación significativa (p = 0.274). Estos resultados indican que la incidencia de contaminación no varió significativamente según el tipo de sustrato.

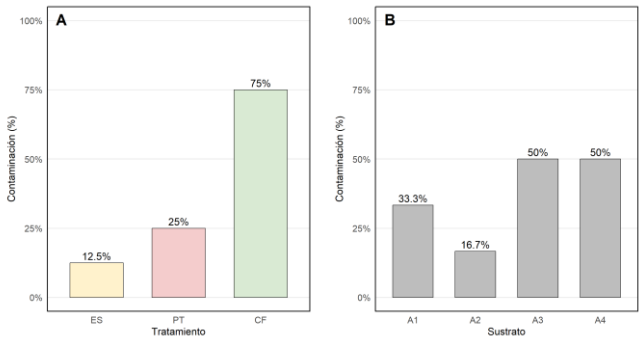


Fig 3. Incidencia de contaminación según factor experimental. A) Porcentaje de unidades contaminadas por tratamiento. **B)** Porcentaje de unidades contaminadas por formulación de sustrato. Para el análisis por tratamiento, se consideraron 16 unidades por grupo de tratamiento; para el análisis por sustrato, 12 unidades por formulación. ES = esterilización; PT = pasteurización térmica; CF = pasteurización en frío.

6.2.3. Contaminación por grupo experimental

Tabla 13. Incidencia de contaminación según grupo experimental.

Sustrato	ES	PT	CF	Total por sustrato
A1	0/4 (0%)	0/4 (0%)	4/4 (100%)	**4/12 (33.3%)**
A2	0/4 (0%)	2/4 (50%)	0/4 (0%)	**2/12 (16.7%)**
A3	1/4 (25%)	1/4 (25%)	4/4 (100%)	**6/12 (50.0%)**
A4	1/4 (25%)	1/4 (25%)	4/4 (100%)	**6/12 (50.0%)**
Total por tratamiento	**2/16 (12.5%)**	**4/16 (25.0%)**	**12/16 (75.0%)**	**18/48 (37.5%)**

Nota. Los valores corresponden al número de unidades contaminadas respecto al total de unidades de cada combinación sustrato–tratamiento (n = 4 unidades por grupo). ES = esterilización; PT = pasteurización térmica; CF = pasteurización en frío con cal. A1 = pulpa de café + cascarilla de arroz (70:30); A2 = bagazo de caña de azúcar + pulpa de café (70:30); A3 = cascarilla de arroz + bagazo de caña de azúcar (70:30); A4 = paja de trigo + cascarilla de arroz (70:30). El análisis por grupo se presenta con fines descriptivos.

El análisis descriptivo por grupo experimental permitió identificar la distribución de las unidades contaminadas entre las diferentes combinaciones sustrato–tratamiento. En los grupos sometidos a ES, la contaminación se observó únicamente en A3_ES y A4_ES, con 1/4 unidades contaminadas en cada caso (25.0%), mientras que A1_ES y A2_ES no presentaron contaminación. En PT, A1_PT no presentó unidades contaminadas, mientras que A2_PT registró 2/4 unidades contaminadas (50.0%) y A3_PT y A4_PT presentaron 1/4 unidad contaminada cada uno (25.0%) (Tabla 13).

En CF se observó la mayor incidencia de contaminación entre los grupos experimentales. A1_CF, A3_CF y A4_CF presentaron contaminación en la totalidad de sus unidades (4/4; 100%), mientras que A2_CF no presentó unidades contaminadas (0/4; 0%). En conjunto, este desglose muestra que las 12 unidades contaminadas del tratamiento CF se concentraron en tres de las cuatro formulaciones evaluadas, mientras que A2 mantuvo ausencia de contaminación bajo este tratamiento. El análisis por grupo se presenta con fines descriptivos debido al reducido número de unidades por combinación experimental (Tabla 13).

6.2.4. Supervivencia y viabilidad

Se evaluó la supervivencia y viabilidad del cultivo mediante la variable "T100 alcanzado". A diferencia del análisis de "días hasta T100", descrita en la sección 6.1, esta variable permitió incorporar a las unidades que no completaron la colonización, lo que genera un indicador de viabilidad del sistema; estimando la proporción de unidades viables según tratamiento y/o sustrato, así como identificar posibles pérdidas asociadas a contaminación (ej.: signos macroscópicos comparables con *Trichoderma* y/o *Mucor/*Rhizopus) o demás fallas durante el periodo de incubación (ej.: posibles competencias con brotes germinativos).

Tabla 14. Alcance de colonización completa (T100) según grupo experimental.

Sustrato	ES	PT	CF	**Total por sustrato**
A1	4/4 (100%)	4/4 (100%)	1/4 (25%)	**9/12 (75.0%)**
A2	4/4 (100%)	4/4 (100%)	4/4 (100%)	**12/12 (100.0%)**
A3	4/4 (100%)	3/4 (75%)	0/4 (0%)	**7/12 (58.3%)**
A4	4/4 (100%)	4/4 (100%)	0/4 (0%)	**8/12 (66.7%)**
Total por tratamiento	**16/16 (100.0%)**	**15/16 (93.8%)**	**5/16 (31.3%)**	**36/48 (75.0%)**

Nota. Los valores corresponden al número de unidades que alcanzaron colonización completa (T100) respecto al total de unidades de cada combinación sustrato–tratamiento (n = 4 unidades por grupo). ES = esterilización; PT = pasteurización térmica; CF = pasteurización en frío con cal. A1 = pulpa de café + cascarilla de arroz (70:30); A2 = bagazo de caña de azúcar + pulpa de café (70:30); A3 = cascarilla de arroz + bagazo de caña de azúcar (70:30); A4 = paja de trigo + cascarilla de arroz (70:30).

La proporción de unidades que alcanzaron colonización completa varió significativamente según el tratamiento aplicado. La mayor proporción de unidades que alcanzaron T100 fue vista en ES (16/16; 100.0%), seguido de PT (15/16; 93.8%), mientras que CF presentó la menor supervivencia (5/16; 31.3%). La prueba de chi-cuadrado evidenció una asociación estadísticamente significativa entre el tratamiento y el alcance de T100 ($\chi^2 = 24.667$; gl = 2; $p < 0.001$), y confirmado mediante la prueba exacta de Fisher-Freeman-Halton ($p < 0.001$) (Tabla 14).

A nivel de sustrato, A2 presentó la mayor proporción de unidades que alcanzaron T100 (12/12; 100.0%), seguido de A1 (9/12; 75.0%), A4 (8/12; 66.7%) y A3 (7/12;

58.3%). Visto por grupo experimental, ES mantuvo 100% de unidades con T100 en las cuatro formulaciones, mientras que PT presentó una reducción únicamente en A3_PT (3/4; 75%). Por otro lado, la supervivencia en CF dependió marcadamente de la formulación: A2_CF alcanzó T100 en las cuatro unidades, A1_CF en una de cuatro y no hubo unidades que alcanzaran T100 en A3_CF y A4_CF (Tabla 14).

6.3. Eficiencia biológica (BE%)

Como se describió anteriormente, se realizó 2 distinciones en eficiencia biológica: BE productiva y BE operativa. BE productiva consideró únicamente a las unidades con producción real, y BE operativa incorporó el total de unidades.

6.3.1. BE productiva por tratamiento

Tabla 15. Eficiencia biológica productiva (BE%) según tratamiento.

Tratamiento	n	Media ± DE (%)	Mediana (%)	Mín–Máx (%)
ES	16	46.83 ± 19.04	44.61	20.82–76.27
PT	14	47.57 ± 18.81	46.38	26.12–82.67
CF	4	55.47 ± 15.36	56.53	36.27–72.53

ES = esterilización; PT = pasteurización térmica; CF = pasteurización en frío con cal.

El tratamiento PT presentó el mayor BE productiva (47.57 ± 18.81%; n = 14), seguido de ES (46.83 ± 19.04%; n = 16) (Tabla 15, Fig. 4A). Si bien el mayor valor promedio fue observado en CF (55.47 ± 15.36%; n = 4), esta interpretación debe considerar al reducido número de unidades productivas en este tratamiento. No se evidenció diferencias significativas en la BE productiva entre tratamientos ($H = 0.758$; $gl = 2$; $p = 0.684$). Esto sugiere que, entre las unidades que lograron producir, la eficiencia biológica no varió significativamente según el tratamiento aplicado.

6.3.2. BE productiva por sustrato

Tabla 16. Eficiencia biológica productiva (BE%) según formulación de sustrato.

Sustrato	n	Media ± DE (%)	Mediana (%)	Mín–Máx (%)	Rango promedio
A1	8	30.56 ± 9.78	27.76	20.82–52.24	7.38
A2	12	64.71 ± 14.86	67.74	36.27–82.67	26.08
A3	7	42.91 ± 11.82	46.71	26.97–55.26	15.29
A4	7	45.09 ± 13.10	42.50	28.13–66.88	16.57

A1 = pulpa de café + cascarilla de arroz (70:30), A2 = bagazo de caña de azúcar + pulpa de café (70:30), A3 = cascarilla de arroz + bagazo de caña de azúcar (70:30) y A4 = paja de trigo + cascarilla de arroz (70:30).

La formulación A2 presentó el mayor BE promedio (64.71 ± 14.86%; n = 12), seguido de A4 (45.09 ± 13.10%; n = 7) y A3 (42.91 ± 11.82%; n = 7). En contraste, A1 presentó el menor BE promedio (30.56 ± 9.78%; n = 8) (Tabla 16, Fig. 4B). Se evidenció diferencias significativas en la BE productiva entre sustratos ($H = 17.592$; $gl = 3$; $p < 0.001$), y las comparaciones por pares con corrección de Bonferroni confirmaron diferencias significativas entre A1 y A2 ($p < 0.001$). No se observaron diferencias significativas entre A1 y A3 ($p = 0.749$), A1 y A4 ($p = 0.446$), A2 y A3 ($p = 0.136$), A2 y A4 ($p = 0.268$), ni entre A3 y A4 ($p = 1.000$). Esto sugiere que el sustrato influyó significativamente en la eficiencia biológica productiva, destacando A2 como la formulación con mayor eficiencia.

6.3.3. BE productiva por grupo experimental

Tabla 17. Eficiencia biológica productiva (BE%) según grupo experimental.

Grupo	n válido/total	Media ± DE (%)	Mediana (%)	Mín–Máx (%)
A1_ES	4/4	25.61 ± 4.39	25.31	20.82–31.02
A1_PT	4/4	35.51 ± 11.78	31.84	26.12–52.24
A1_CF	0/4	—	—	—
A2_ES	4/4	71.34 ± 5.27	72.54	64.00–76.27
A2_PT	4/4	67.33 ± 19.09	72.27	42.13–82.67
A2_CF	4/4	55.47 ± 15.36	56.53	36.27–72.53
A3_ES	4/4	44.57 ± 12.03	49.34	26.97–52.63
A3_PT	3/4	40.70 ± 13.77	38.95	27.89–55.26
A3_CF	0/4	—	—	—
A4_ES	4/4	45.78 ± 14.54	41.25	33.75–66.88
A4_PT	3/4	44.17 ± 13.98	50.63	28.13–53.75
A4_CF	0/4	—	—	—

Nota. El BE productivo incluyó únicamente unidades con producción real. Los guiones (—) indican grupos sin unidades productivas válidas. En A3_PT y A4_PT, una unidad por grupo no presentó producción real.

Los grupos asociados al sustrato A2 presentaron los mayores valores de BE productiva, destacando A2_ES (71.34 ± 5.27%; n = 4) y A2_PT (67.33 ± 19.09%; n = 4), seguidos de A2_CF (55.47 ± 15.36%; n = 4). En contraste, los grupos asociados a A1 presentaron los menores valores, especialmente A1_ES (25.61 ± 4.39%; n = 4) y A1_PT (35.51 ± 11.78%; n = 4) (Tabla 17, Fig. 4C). Los grupos asociados a A3 y A4: A3_ES, A3_PT, A4_ES y A4_PT, mostraron valores intermedios de BE productiva, con medias entre 40.70% y 45.78%. El análisis por grupo refuerza el patrón visto en BE por sustrato, donde A2 concentró los mayores rendimientos, mientras que A1 los menores.

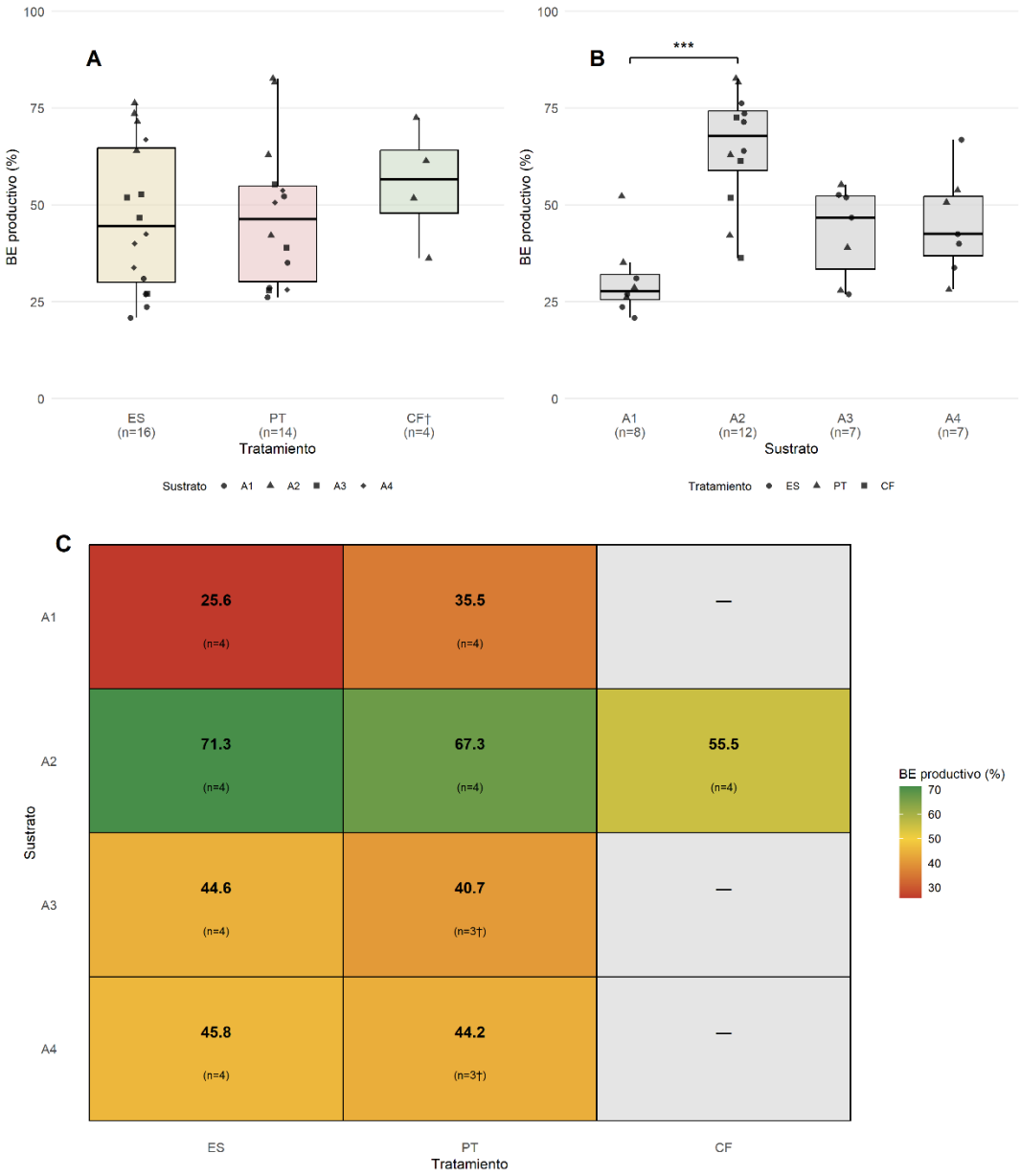


Fig 4. Eficiencia biológica productivo (BE%) según tratamiento, sustrato y grupo experimental. **A)** Distribución de la BE productiva según tratamiento. **B)** Distribución de la BE productiva según formulación de sustrato. **C)** Eficiencia biológica productiva promedio por grupo experimental; las celdas grises indican combinaciones sin unidades productivas. *** p ajustada < 0.001. † Tamaño muestral reducido; interpretar con cautela. Celdas grises = sin unidades productivas.

6.3.4. BE operativa como indicador de desempeño global

Tabla 18. Comparación entre BE productiva y BE operativa según tratamientos y sustratos.

Factor	Nivel	n total	n productivo	BE productiva medio (%)	BE operativa medio (%)	Diferencia operativo - productivo
Tratamiento	ES	16	16	46.83	46.83	0.00
Tratamiento	PT	16	14	47.57	41.62	-5.95
Tratamiento	CF	16	4	55.47	13.87	-41.60
Sustrato	A1	12	8	30.56	20.37	-10.19
Sustrato	A2	12	12	64.71	64.71	0.00
Sustrato	A3	12	7	42.91	25.03	-17.88
Sustrato	A4	12	7	45.09	26.30	-18.79

La BE operativa consideró el total de unidades experimentales, asignando BE = 0 a las unidades sin producción. La diferencia operativo-productivo expresa el cambio del rendimiento medio al incorporar las pérdidas del sistema; los valores negativos indican una reducción de la BE operativa respecto al BE productiva. ES = esterilización; PT = pasteurización térmica; CF = pasteurización en frío con cal. A1 = pulpa de café + cascarilla de arroz (70:30), A2 = bagazo de caña de azúcar + pulpa de café (70:30), A3 = cascarilla de arroz + bagazo de caña de azúcar (70:30) y A4 = paja de trigo + cascarilla de arroz (70:30).

El grupo CF presentó la mayor diferencia entre BE productiva y BE operativa. Aunque este tratamiento mostró un BE productiva promedio de 55.47% entre las unidades que lograron producir, su BE operativa disminuyó a 13.87% al considerar el total de unidades experimentales. Esta reducción se explica por el bajo número de unidades productivas en CF (4/16). En contraste, ES mantuvo el mismo valor bajo ambos criterios (46.83%), debido a que todas sus unidades fueron productivas. PT mostró una reducción moderada, pasando de 47.57% en BE productiva a 41.62% en BE operativa (Tabla 18, Fig. 5).

A nivel de sustrato, A2 mantuvo el mayor desempeño bajo ambos criterios, con un BE productiva y operativo promedio de 64.71%. Esta coincidencia se debe a que todas las unidades A2 presentaron producción real (12/12). En cambio, A1, A3 y A4 mostraron reducciones al pasar de la BE productiva al BE operativa. A1 disminuyó de 30.56% a 20.37%, A3 de 42.91% a 25.03% y A4 de 45.09% a 26.30%.

En conjunto, la BE operativa permitió integrar la eficiencia biológica con las pérdidas del sistema experimental. Bajo este criterio, CF mostró un desempeño global bajo a

pesar de su rendimiento productivo entre las pocas unidades fructificadas, mientras que A2 mantuvo un desempeño consistente tanto en términos productivos como operativos.

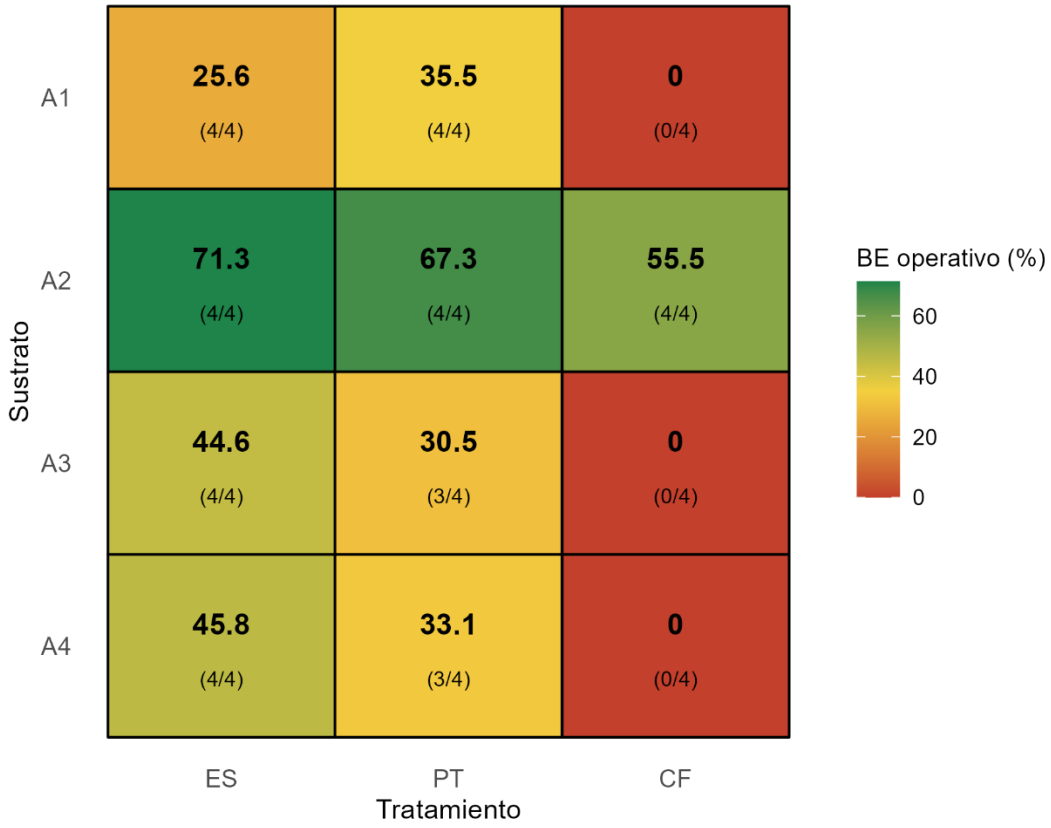


Fig 5. Eficiencia biológica operativa según grupo experimental. El color representa la BE operativa promedio de cada grupo experimental, calculado considerando el total de unidades del grupo y asignando un valor de 0 a las unidades sin producción. El valor dentro de cada celda corresponde al BE operativa promedio; debajo se indica el número de unidades productivas respecto al total del grupo.

6.4. Tasa de productividad (TP)

La tasa de productividad (TP) fue empleada como un indicador complementario para evaluar la eficiencia productiva en función del tiempo.[17] Para este análisis se consideraron únicamente unidades con producción real y/o CC completos.

6.4.1. TP por tratamiento

Tabla 19. Tasa de productividad (TP) según tratamiento.

Tratamiento	n	Media TP ± DE	Mediana	Mín–Máx
ES	14	0.955 ± 0.382	0.968	0.408–1.495
PT	13	0.949 ± 0.382	1.013	0.512–1.621
CF	4	1.156 ± 0.319	1.178	0.756–1.511

El análisis incluyó únicamente unidades con producción real y ciclos productivos completos. ES = esterilización; PT = pasteurización térmica; CF = pasteurización en frío con cal.

CF presentó el mayor valor promedio de TP (1.156 ± 0.319; n = 4), seguido de ES (0.955 ± 0.382; n = 14) y PT (0.949 ± 0.382; n = 13). Sin embargo, las distribuciones mostraron un amplio solapamiento entre tratamientos, especialmente entre ES y PT (Tabla 19, Fig 6A).

No se evidenció diferencias estadísticamente significativas en la TP entre tratamientos (H = 1.389; gl = 2; p = 0.499) por medio de Kruskal-Wallis. Por ello, no se realizaron comparaciones múltiples posteriores. Esto quiere decir que, entre las unidades incluidas en el análisis, la productividad temporal no varió significativamente según el tratamiento. El mayor valor promedio observado en CF debe interpretarse con cautela debido al reducido número de casos válidos en este tratamiento.

6.4.2. TP por sustrato

Tabla 20. Tasa de productividad (TP) según sustrato empleado.

Sustrato	n	Media TP ± DE	Mediana	Mín–Máx
A1	8	0.599 ± 0.192	0.544	0.408–1.024
A2	11	1.334 ± 0.254	1.401	0.756–1.621
A3	6	0.902 ± 0.203	0.968	0.558–1.105
A4	6	0.910 ± 0.278	0.923	0.563–1.311

El análisis incluyó únicamente unidades con producción real y ciclos productivos completos. A1 = pulpa de café + cascarilla de arroz (70:30), A2 = bagazo de caña de azúcar + pulpa de café (70:30), A3 = cascarilla de arroz + bagazo de caña de azúcar (70:30) y A4 = paja de trigo + cascarilla de arroz (70:30).

Se comparó la tasa de productividad (TP) entre sustratos, considerando únicamente las unidades experimentales con producción real y ciclos productivos completos. A2 presentó el mayor valor promedio de TP (1.334 ± 0.254; n = 11), seguido de A4 (0.910 ± 0.278; n = 6) y A3 (0.902 ± 0.203; n = 6). En contraste, A1 presentó el menor valor promedio de TP (0.599 ± 0.192; n = 8) (Tabla 20, Fig 6B).

La prueba de Kruskal-Wallis evidenció diferencias estadísticamente significativas en la TP entre sustratos ($H = 19.221$; $gl = 3$; $p < 0.001$). Las comparaciones por pares con corrección de Bonferroni mostraron una diferencia significativa entre A1 y A2 ($p < 0.001$). No se observaron diferencias significativas entre A1 y A3 ($p = 0.630$), A1 y A4 ($p = 0.548$), A2 y A3 ($p = 0.153$), A2 y A4 ($p = 0.184$), ni entre A3 y A4 ($p = 1.000$). Los resultados apuntan a que el sustrato influyó significativamente en la productividad temporal, destacando A2 como la formulación con mayor TP y A1 como la de menor desempeño.

6.4.3. TP por grupo experimental

Tabla 21. Tasa de productividad (TP) según grupo experimental.

Grupo	n válido/total	Media TP ± DE	Mediana	Mín–Máx
A1_ES	4/4	0.502 ± 0.086	0.496	0.408–0.608
A1_PT	4/4	0.696 ± 0.231	0.624	0.512–1.024
A1_CF	0/4	—	—	—
A2_ES	4/4	1.399 ± 0.103	1.422	1.255–1.495
A2_PT	3/4	1.485 ± 0.218	1.600	1.234–1.621
A2_CF	4/4	1.156 ± 0.319	1.178	0.756–1.511
A3_ES	3/4	0.989 ± 0.064	1.019	0.916–1.032
A3_PT	3/4	0.814 ± 0.276	0.779	0.558–1.105
A3_CF	0/4	—	—	—
A4_ES	3/4	0.935 ± 0.336	0.833	0.662–1.311
A4_PT	3/4	0.884 ± 0.279	1.013	0.563–1.075
A4_CF	0/4	—	—	—

Nota. La TP se calculó únicamente para unidades con producción real y ciclos de cultivo completos. Los guiones (—) indican grupos sin unidades válidas para el cálculo. Las diferencias entre el número total y el número válido corresponden a unidades sin producción real o con ciclos productivos incompletos.

Los grupos asociados al sustrato A2 presentaron los mayores valores de TP, destacando A2_PT (1.485 ± 0.218; n = 3) y A2_ES (1.399 ± 0.103; n = 4), seguidos de A2_CF (1.156 ± 0.319; n = 4). En contraste, los grupos asociados a A1 mostraron los valores más bajos, especialmente A1_ES (0.502 ± 0.086; n = 4) y A1_PT (0.696 ± 0.231; n = 4) (Tabla 21, Fig 6C). Los grupos asociados a A3 y A4; A3_ES, A3_PT, A4_ES y A4_PT, presentaron valores intermedios, con medias entre 0.814-0.989. Lo observado en el análisis por grupo refuerza el patrón visto en las eficiencias biológicas, donde A2 concentró los mayores valores y A1 los menores.

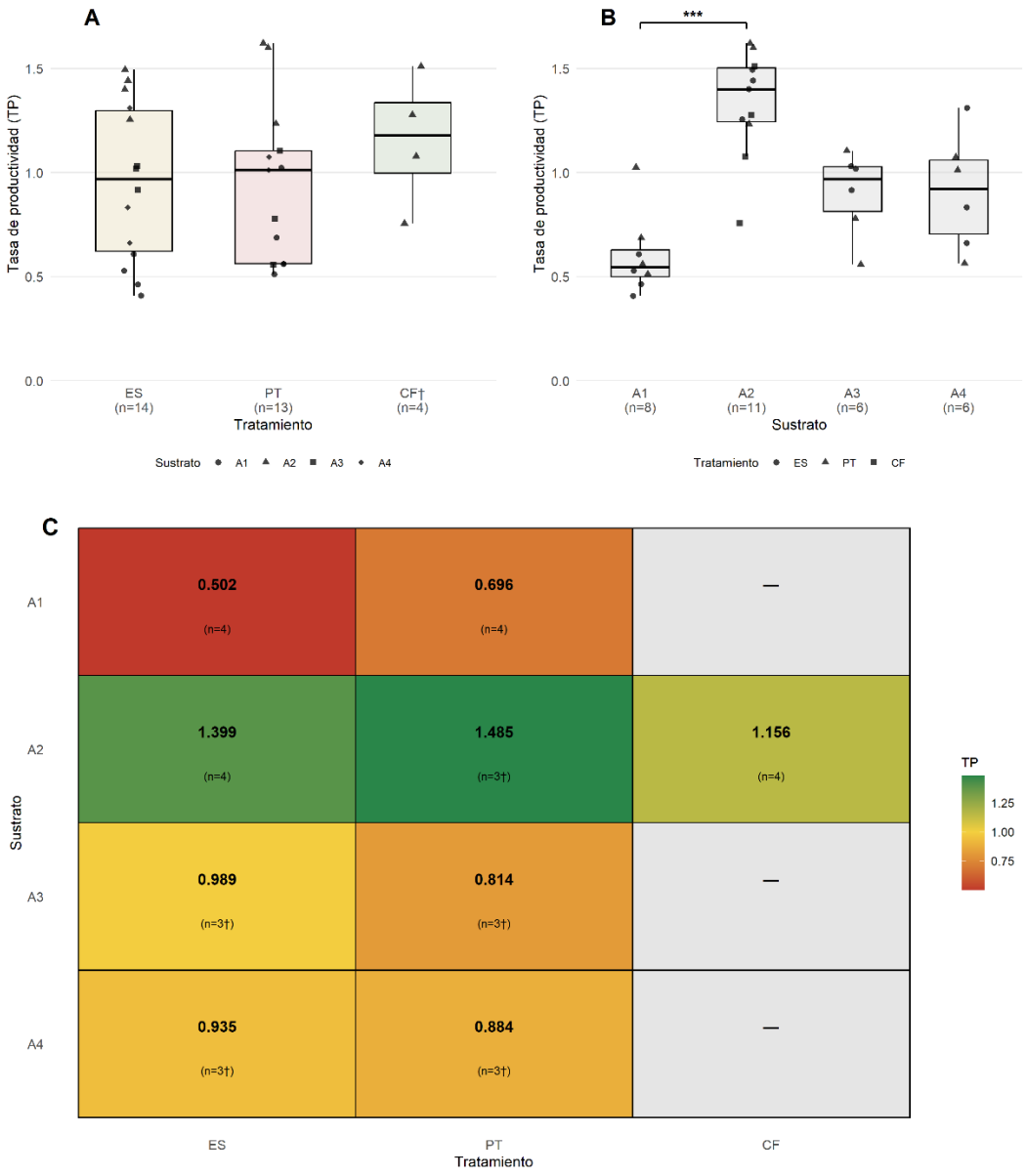


Fig 6. Tasa de productividad (TP) según tratamiento, sustrato y grupo experimental. A) Distribución de la TP según tratamiento. **B)** Distribución de la TP según formulación de sustrato. **C)** TP promedio por grupo experimental. *** p ajustada < 0.001. † Tamaño muestral reducido; interpretar con cautela. Celdas grises = sin unidades válidas para TP.

6.5. Desempeño integral de las combinaciones sustrato-tratamiento

La evaluación conjunta de los indicadores de colonización, estabilidad sanitaria y desempeño productivo permitió identificar patrones integrales entre las combinaciones experimentales. La formulación A2 presentó el desempeño más consistente entre los sustratos evaluados. Todas las unidades correspondientes a dicha formulación, en todos los tratamientos, alcanzaron T100 y presentaron una producción real. Asimismo, A2 presentó los menores tiempos promedio hasta T100 y los mayores valores de BE productiva y TP. Estos resultados indican que el desempeño favorable de A2 no estuvo restringido a un único indicador, sino que se mantuvo a través de distintas etapas del ciclo de cultivo.

Los grupos A2_ES y A2_PT fueron las combinaciones que mostraron los mejores desempeños integrales y consistentes bajo las condiciones evaluadas. A2_ES presentó un BE productiva promedio de 71.34% y una TP promedio de 1.399, mientras que A2_PT alcanzó un BE productiva promedio de 67.33% y la mayor TP media observada (1.485). A2_CF también presentó valores favorables de BE productiva y TP entre sus unidades productivas; sin embargo, su interpretación debe considerar el bajo desempeño sanitario general del tratamiento CF (elevada incidencia de contaminación y menor supervivencia). Por otro lado, las combinaciones asociadas a A1 presentaron los menores valores de BE y TP, mientras que aquellas correspondientes a A3 y A4 mostraron desempeños intermedios.

VII. Discusión

7.1. Efecto del sustrato en la dinámica de colonización

El tipo de sustrato no mostró una asociación estadísticamente significativa con la incidencia de contaminación, a diferencia de lo que se vio en el factor tratamiento. Sin embargo, sí se observaron diferencias importantes en la dinámica de colonización micelial, particularmente en el tiempo requerido para alcanzar T100. Esto sugiere que, bajo las condiciones de este estudio, el sustrato influyó más sobre la velocidad de colonización del micelio que en la incidencia de contaminación**.**

El sustrato A2 (bagazo de caña de azúcar + pulpa de café [70:30]) presentó el menor tiempo promedio de colonización y la supervivencia en todas sus unidades experimentales (12/12), distribuidas entre los tratamientos ES, PT y CF. Esta formulación combina un componente fibroso y estructural, aportado principalmente por el bagazo de caña de azúcar, con la materia orgánica presente en la pulpa de café, lo que podría haber generado condiciones favorables para el establecimiento del micelio. En el cultivo de *Pleurotus*, parámetros como la composición lignocelulósica, la relación carbono/nitrógeno (C/N), el pH, la porosidad, la granulometría y la humedad pueden influir en el crecimiento micelial y en el desempeño productivo posterior.[24,45,46] De forma similar, se ha reportado que formulaciones mixtas de residuos agrícolas pueden favorecer una colonización más rápida y mayores rendimientos en *Pleurotus ostreatus* frente al uso de residuos individuales.[20] Sin embargo, dado que en este estudio no se realizó una caracterización fisicoquímica detallada de cada formulación, estas relaciones deben interpretarse como posibles mecanismos asociados al patrón observado. Aún con ello, el patrón observado sugiere que la combinación de ambos residuos favoreció una colonización más rápida y homogénea respecto a las otras formulaciones.

Por otro lado, el sustrato A1 (pulpa de café + cascarilla de arroz [70:30]) mostró una velocidad de colonización intermedia, con tiempos menores que los vistos en A3 y A4, pero sin alcanzar la rapidez observada en A2. La pulpa de café constituye una

fracción potencialmente aprovechable por el micelio, mientras que la cascarilla de arroz, gracias a su rigidez, puede contribuir en la aireación y reducir la compactación del sustrato. Sin embargo, la combinación de ambos componentes no generó las condiciones más favorables para la colonización y el desempeño productivo posterior. Esto sugiere que la disponibilidad potencial de nutrientes no actúa de manera aislada, sino en conjunto con características como la estructura física, aireación, retención de humedad, compactación y accesibilidad del material para el micelio.[25,46,47] En este sentido, A1 pudo haber ofrecido condiciones suficientes para permitir la colonización, pero no necesariamente óptimas para sostener un desempeño productivo elevado, como se discutirá posteriormente.

Por último, los sustratos A3 (cascarilla de arroz + bagazo de caña de azúcar [70:30]) y A4 (paja de trigo + cascarilla de arroz [70:30]) presentaron los mayores tiempos promedio hasta T100. La cascarilla de arroz puede favorecer la aireación del sustrato debido a su estructura rígida, pero, al mismo tiempo, pudo reducir la disponibilidad efectiva de nutrientes si su proporción limita el contacto entre el micelio y fracciones más degradables del material. Además, la paja de trigo y el bagazo de caña pueden comportarse de manera distinta según su grado de fragmentación, hidratación y compactación dentro de la bolsa. Todo ello pudo directa o indirectamente modificar la velocidad en la que el micelio ocupa el sustrato, aun si la formulación sea adecuada, visto desde la lignocelulosa.[24,36,47]

Al analizar los factores por separado, la contaminación mostró una asociación más clara con el tratamiento de acondicionamiento, mientras que la velocidad de colonización evidenció diferencias significativas entre formulaciones de sustrato. El análisis por grupo experimental mostró, además, que estas diferencias se expresaron de manera distinta según la combinación sustrato–tratamiento. Esto sugiere que la formulación del sustrato puede no modificar significativamente la probabilidad de contaminación, pero sí influir en la rapidez y homogeneidad con la que el micelio coloniza el material disponible.

Desde la perspectiva productiva, una colonización más rápida puede reducir el periodo de vulnerabilidad del sustrato frente a organismos competidores y acelerar el paso hacia la etapa de fructificación. Esto coincide, además, con estudios donde formulaciones de sustrato que favorecieron una colonización más rápida también redujeron los tiempos de formación de primordios y primera cosecha en *P. ostreatus*.[20] Por ello, el comportamiento de A2 no solo resulta relevante por su menor tiempo promedio hasta T100, sino también porque este patrón se asoció posteriormente con mejores indicadores de eficiencia biológica y productividad. En conjunto, lo visto en este estudio posiciona a A2 como la formulación con mejor desempeño durante la fase de colonización, y sugiere que en cuanto a la selección del sustrato no solo se debe considerar su disponibilidad local, sino además considerar estructura física, capacidad de hidratación y su posible balance nutricional; aspectos estrechamente relacionados con la productividad y eficiencia biológica de *P. ostreatus* en mezclas de residuos agrícolas.[45]

7.2. Efecto del tratamiento en la estabilidad sanitaria

El factor de tratamiento de acondicionamiento tuvo un efecto importante sobre la estabilidad sanitaria del sistema de cultivo. La incidencia de contaminación varió significativamente entre tratamientos, siendo la pasteurización en frío con cal (CF) el tratamiento con mayor frecuencia de contaminación; la esterilización (ES) y la pasteurización térmica (PT), presentaron menores niveles de contaminación, comparables entre sí. Este patrón se reflejó también en la proporción de unidades que alcanzaron la colonización completa (T100): ES presentó la mayor supervivencia, seguido de PT, mientras que CF mostró una reducción marcada en el número de unidades capaces de completar la colonización. En conjunto, estos resultados sugieren que, bajo las condiciones experimentales empleadas, los tratamientos basados en calor ofrecieron una mayor estabilidad sanitaria que el tratamiento alcalino, en concordancia con estudios comparativos donde métodos térmicos como vapor o agua caliente presentaron mejor desempeño frente a algunos tratamientos químicos o alternativos.[28,29]

La menor incidencia de contaminación en ES era esperable, dado que la esterilización (±120 °C, 15 PSI) reduce de manera casi total la carga microbiana presente en el sustrato. No obstante, su aplicación requiere mayor infraestructura, control operativo y consumo energético, cuyos factores limitan su factibilidad en sistemas rurales y/o de baja escala.[28,29] PT mostró un desempeño sanitario ligeramente menor a ES, sin embargo favorable, lo que resulta relevante desde lo aplicativo, ya que la pasteurización térmica suele considerarse una alternativa accesible para reducir microorganismos competidores sin requerir de condiciones completamente estériles.[23,24] En sistemas de pequeña y mediana escala, PT ofrece una ventaja operativa adicional: permite tratar mayores volúmenes de sustrato por tanda en comparación a ES, que depende de equipos como ollas a presión o autoclaves que usualmente presentan menor capacidad, lo que puede traducirse en una mayor cantidad de unidades productivas por jornada de trabajo. Este hallazgo coincide con la necesidad de seleccionar métodos de desinfección considerando además de su eficacia sanitaria, aspectos igual de relevantes como costo, accesibilidad y adecuación a los residuos empleados.[26]

Por otro lado, CF, presentó la mayor incidencia de contaminación, lo que sugiere que la pasteurización en frío, si bien suele proponerse como una alternativa de bajo costo y bajo requerimiento energético, puede ser altamente sensible a condiciones de ambiente y/o ejecución y no lograr controlar la competencia biológica de forma adecuada. Factores como la concentración efectiva de cal, el tiempo de inmersión, la homogeneidad del contacto entre la solución alcalina y el sustrato, el escurrido posterior, la humedad residual e incluso la carga microbiana inicial del material pueden ejercer un rol en la eficacia del tratamiento especialmente considerando que la eficiencia de métodos alcalinos puede variar según las características del residuo agronómico utilizado.[26] Sin embargo, en este tipo de tratamiento la competencia inicial no parece depender únicamente de la carga microbiana del sustrato. Durante el ensayo, algunas unidades de los sustratos A3 y A4 mostraron brotes germinativos provenientes de restos de semillas presentes en los materiales, particularmente arroz

y trigo. Estos brotes no fueron considerados contaminantes en sentido estricto; sin embargo, es posible que al modificar físicamente el microambiente dentro de las bolsas, por ejemplo, al desplazar el material conforme al crecimiento de los brotes o incluso la competencia de nutrientes, haya podido afectar negativamente en la integridad física del sistema. Posteriormente, estas unidades presentaron desarrollo de hongos filamentosos, visualmente compatibles con géneros como *Rhizopus* o *Mucor* (moho negro).

Se observaron diferencias descriptivas en la proporción de unidades que lograron alcanzar T100 (supervivencia) entre las formulaciones de sustrato. A2 destacó en la supervivencia total de sus unidades experimentales, A1 presentó un comportamiento intermedio, mientras que A3 y A4 mostraron menores proporciones de unidades viables y comparables entre sí. La estabilidad observada en A2 podría estar relacionada con un balance favorable entre estructura física, hidratación, disponibilidad de nutrientes y condiciones del microambiente, que habría permitido al micelio establecerse de forma más homogénea antes del inicio de la fructificación. Por el contrario, las menores proporciones de supervivencia observadas en A3 y A4 sugieren que la composición y propiedades físicas del sustrato pueden modular la respuesta del cultivo aun cuando no exista una asociación estadísticamente demostrable con la contaminación.

Estos resultados, vistos en diferentes aspectos, son coherentes con la importancia atribuida al pretratamiento del sustrato como etapa crítica en la fungicultura. La reducción de microorganismos competidores antes de la inoculación permite favorecer el establecimiento del micelio del hongo de interés y disminuir pérdidas productivas posteriores.[46] En el caso de *P. ostreatus*, una especie de rápido crecimiento y alta capacidad de colonización, una adecuada preparación del sustrato permite sistemas productivos relativamente simples; no obstante, si las condiciones sanitarias iniciales y ambientales no son controladas de forma suficiente, hongos competidores y/o bacterias oportunistas pueden desplazar al micelio y/o impedir la colonización completa del sustrato.[24,46] En ese sentido, la estabilidad sanitaria no

depende únicamente del tratamiento aplicado, sino también de factores internos del sustrato,[26,30] como la carga biológica inicial, retención de humedad y estructura física naturales del sustrato, presencia de semillas viables o capacidad de compactarse, así como de factores externos vinculados al ambiente de trabajo, vectores de contaminación e infraestructura disponible[14,24]; factores cuya evaluación directa pueden verse en siguientes fases de este estudio basal, permitiendo relacionar con mayor precisión las características del sustrato con la estabilidad sanitaria observada.

En conjunto, la supervivencia hasta T100 funcionó como un indicador integrador de la estabilidad del sistema experimental. ES presentó el comportamiento sanitario más consistente, mientras que PT mantuvo una respuesta favorable y potencialmente más transferible a sistemas de pequeña y mediana escala. CF, por su parte, visto en el contexto amazónico y rural del estudio, requiere considerar factores operativos adicionales en su evaluación y práctica antes de ser recomendado como estrategia confiable de acondicionamiento. A nivel de sustrato, A2 mostró la mayor consistencia al alcanzar T100 en todas sus unidades, aunque las diferencias en contaminación entre formulaciones no fueron estadísticamente significativas. De esta manera, la evaluación conjunta de contaminación y supervivencia permitió determinar no solo qué tratamientos redujeron las pérdidas sanitarias, sino también cuántas unidades lograron superar esta etapa inicial y continuar hacia la fase productiva.

7.3. Determinantes de la eficiencia biológica (BE%)

Visto desde las unidades que lograron producir cuerpos fructíferos, la eficiencia biológica (BE%) de *P. ostreatus* estuvo más asociado a la formulación del sustrato que al tratamiento de acondicionamiento. A nivel tratamiento, no se observaron diferencias significativas entre ES, PT y CF; lo que sugiere, una vez superada la etapa de colonización, el tratamiento aplicado al sustrato no determina de forma clara el rendimiento posterior en las unidades productivas. Es necesario resaltar la diferencia del efecto sanitario del tratamiento a su efecto productivo. Señalado previamente, ES

y PT fueron más eficientes que CF en términos de sanidad y supervivencia; pese a ello, los valores de BE por tratamiento fueron comparables entre las unidades que lograron fructificar.

Siendo así, el tratamiento de acondicionamiento pareció influir principalmente en qué tan probable una unidad alcance la fase productiva. No obstante, entre las unidades que sí produjeron, parece no haber indicios de que el tratamiento influya en la BE productiva. El caso de CF ilustra con claridad dicha observación. Aunque este tratamiento presentó una BE productiva promedio competitivo entre sus pocas unidades fructificadas, su interpretación debe realizarse bajo el reducido número de bolsas productivas (n = 4, correspondientes únicamente al grupo A2_CF); esto indica que CF no ha sido globalmente favorable, pese a que las unidades que lograron colonizar completamente, pudieron alcanzar rendimientos comparables a los observados en los tratamientos ES y PT. Por ello, la evaluación de BE productiva por sí sola, puede sobreestimar el desempeño de tratamientos con baja supervivencia si no es interpretada junto a indicadores sanitarios y/o operativos.

En contraste con lo visto en tratamientos, la BE productiva sí mostró una influencia significativa por el factor sustrato. A2 presentó los mayores valores de BE, mientras que A1, sorprendentemente, fue el sustrato que mostró el menor desempeño. La combinación de bagazo de caña de azúcar y pulpa de café en A2 pudo haber ofrecido un balance más favorable, tomando en cuenta los factores (internos y ambientales) mencionados, favoreciendo además de la colonización, en su capacidad para generar fructificaciones, en concordancia con estudios que reportan mayores rendimientos y eficiencia biológica en *P. ostreatus* cuando se emplean mezclas de residuos agrícolas con balances fisicoquímicos adecuados.[20,45] Durante el ensayo se observaron además, casos puntuales donde la colonización micelial de *P. ostreatus*, en sustratos A2, logró recuperarse frente a contaminaciones compatibles con *Trichoderma*, e inclusive, llegar a producir basidiocarpos; esto último, señala un mayor vigor competitivo del micelio en esta formulación. Esta observación, por tanto, debe interpretarse de forma exploratoria, dado que la identificación de contaminantes fue macroscópica; sin

embargo, refuerza la idea de que un sustrato adecuado puede favorecer no solo la producción, sino también la capacidad del micelio para sostenerse frente a presiones biológicas dentro de la bolsa.

Retomando la eficiencia biológica, el bajo BE observado en A1 resulta particularmente importante, debido a que esta formulación contenía pulpa de café, un material que se considera potencialmente nutritivo y aprovechable en el cultivo de *Pleurotus*.[43,47] Sin embargo, dado que en este estudio no se realizó una caracterización nutricional ni fisicoquímica detallada del sustrato, no es posible atribuir directamente este comportamiento a su composición nutricional. El menor desempeño de A1 podría estar relacionado con características físicas de la formulación, como la relación volumen-masa del sustrato, el grado de compactación y la capacidad del mismo para retener humedad; factores también altamente influyentes en crecimiento y la eficiencia biológica de *P. ostreatus*.[48] Por ejemplo, la pulpa de café pudo haber generado zonas más compactas o con menor retención de humedad efectiva, y con ello, limitar en alguna forma el desarrollo de biomasa de cuerpos fructíferos en cuanto a sustrato en peso seco (eficiencia biológica), pese a permitir inicialmente, una colonización relativamente aceptable (días hasta T100). Con todo, es pertinente mencionar que un sustrato puede permitir una colonización aceptable y, aun así, no sostener un rendimiento productivo elevado, como también se ha observó en evaluaciones donde el crecimiento micelial inicial no se correlacionó directamente con la producción posterior.[47]

Los sustratos A3 y A4 mostraron valores intermedios de BE productivo bajo ES y PT, con medias entre 40.70% y 45.78%. A3_CF y A4_CF, por otro lado, no presentaron unidades productivas, por lo que no hubo BE productiva que registrar. Un detalle a mencionar, es que se observaron contaminaciones tardías en algunas unidades cuyos sustratos presentaban cascarilla de arroz, que incluso llegaron a interrumpir del ciclo de cultivo (CC) después de una o más oleadas de fructificación, y pudiendo afectar el rendimiento acumulado final. Esta resolución intermedia de ambos sustratos, A3 y A4, resalta la necesidad de evaluar al sustrato como un sistema físico-biológico

integrado, y no únicamente como la mezcla de residuos lignocelulósicos necesariamente más disponibles; considerando que, tanto la preparación como la propia naturaleza del sustrato pueden modificar su eficiencia biológica.[24]

La distinción entre BE productiva y BE operativa permitió afinar esta interpretación: por ejemplo, cuando se calcula la BE operativa en CF, se ve una caída marcada con respecto a su BE productiva (Tabla 18), evidenciando un desempeño global bajo al momento de considerar el total de unidades. A nivel de sustrato, A2 mantuvo valores altos tanto en BE productiva como en BE operativa, indicando que su rendimiento no dependió de un pequeño subconjunto de unidades exitosas, sino de un comportamiento consistente del sistema. Por un lado, la BE productiva permite evaluar el potencial de producción de las unidades que completan el ciclo; y por otro, la BE operativa permite estimar el desempeño real del sistema bajo condiciones experimentales, incorporando pérdidas por contaminación, ausencia de fructificación y/o interrupción del ciclo. Esta distinción fue clave para evitar interpretaciones parciales, identificar a A2 como la formulación con mejor desempeño productivo global, evidenciar las limitaciones del tratamiento CF o el bajo rendimiento relativo del sustrato A1.

7.4. Productividad integral del sistema (TP)

Como fue descrito anteriormente, mientras que el BE% expresa la cantidad de biomasa fresca obtenida en relación con el peso seco del sustrato, la TP permite evaluar qué tan eficiente fue dicha producción en función del tiempo requerido para completar el ciclo.[17,36] Este indicador resulta útil para comparar combinaciones sustrato–tratamiento no solo por cuántas setas en peso fresco producen, sino también por la rapidez con la que transforman la biomasa en cuerpos fructíferos, criterio que también ha sido incorporado en evaluaciones previas de *P. ostreatus* mediante tasas de producción asociadas al desempeño en distintas mezclas de residuos agrícolas.[45,48]

Al analizar el factor tratamiento por separado, la TP no mostró diferencias significativas entre ES, PT y CF. ES y PT presentaron valores promedio similares, mientras que CF mostró un valor ligeramente mayor; sin embargo, este último resultado debe interpretarse con cautela debido al reducido número de unidades válidas y a que estas correspondieron únicamente a la combinación A2_CF. En consecuencia, al igual que ocurrió con la BE productiva, el valor de CF representa el desempeño de un subconjunto pequeño de unidades supervivientes, no el comportamiento operativo general del tratamiento. Siendo así, Este patrón sugiere que el tratamiento estuvo más claramente asociado con la estabilidad sanitaria y la supervivencia que con la productividad temporal de las unidades que completaron el ciclo.

Por otro lado, sí se encontró diferencias significativas en TP según sustrato. En términos generales, visto en los 3 tipos de tratamiento, A2 presentó los mayores valores de productividad, mientras que A1 mostró los menores. Patrón que coincide con lo observado en BE productiva y refuerza la idea de que A2, además de obtener una mayor eficiencia biológica, permitió una conversión más eficiente del sustrato a biomasa fructífera en función del tiempo. La combinación de bagazo de caña de azúcar + pulpa de café (70:30) (A2) pudo haber favorecido en conjunto: una colonización micelial más rápida, mayor estabilidad sanitaria durante la incubación y mejor producción acumulada, lo que explica su desempeño superior en TP, en concordancia con estudios de formulaciones mixtas en cultivos de *P. ostreatus*.[20,45] Además, el bajo valor de TP observado en A1 resulta consistente con su menor eficiencia biológica. Aunque esta formulación permitió una colonización intermedia en cantidad de días, su desempeño productivo fue limitado, lo que redujo en consecuencia su eficiencia temporal. Esto refuerza la idea de que una colonización aceptable no representa necesariamente una mayor producción si el sustrato en sí no puede sostener la formación de basidiocarpos, punto también observado en evaluaciones donde el crecimiento micelial no se relacionó directamente la producción posterior.[47] A3 y A4 mostraron valores intermedios de TP en las

combinaciones con ES y PT, mientras que A3_CF y A4_CF no presentaron unidades válidas para este indicador.

Dicho patrón puede verse a mejor detalle si se enfatiza en el análisis por grupo experimental. Las combinaciones asociadas a A2 presentaron las tasas más altas, destacando A2_PT y A2_ES, seguidas de A2_CF. Lo observado en TP fue consistente con el patrón encontrado para la eficiencia biológica, ya que las diferencias entre formulaciones de sustrato fueron más marcadas que las diferencias entre tratamientos entre las unidades viables. Desde lo netamente operativo, una mayor TP en A2 sugiere un uso más eficiente del tiempo de ciclo de cultivo, aspecto relevante para la planificación de tandas y rotación de unidades productivas en sistemas de pequeña o mediana escala.

7.5. Desempeño integral del sistema experimental

El cultivo de hongos comestibles debe verse como un sistema complejo de filtros sucesivos y respuestas productivas. Bajo las condiciones de este estudio, el factor tratamiento funcionó como un filtro sanitario, porque condicionó la proporción de unidades durante la incubación y colonización completa.[26,29] Asimismo, la formulación del sustrato actuó como un motor productivo, porque influyó en la velocidad de colonización, la eficiencia biológica y la productividad entre unidades.[14]

Por otro lado, es importante resaltar que ambos factores vistos en este estudio no son totalmente determinantes. El tratamiento puede favorecer la estabilidad sanitaria sin incrementar el rendimiento productivo necesariamente; del mismo modo, un sustrato puede permitir una colonización aceptable sin traducirse en un alto desempeño productivo.[47] En este marco, la diferenciación entre BE productiva, BE operativa y TP permite construir una comprensión más completa del desempeño experimental. Esta aproximación multivariable dialoga con estudios productivos de *Pleurotus* que integran indicadores como eficiencia biológica, tasas productivas y demás variables temporales para caracterizar el desempeño del cultivo de manera más

completa.[20,26,36,45] Esta integración constituye uno de los principales aportes metodológicos del estudio, ya que permite valorar los sistemas de cultivo de hongos comestibles no solo por su rendimiento final, sino por la consistencia con la que las unidades sobreviven, colonizan, producen y aprovechan el tiempo de cultivo. Así, la evaluación integral propuesta ofrece una base útil para comparar formulaciones y tratamientos en futuros ensayos adaptados a distintos contextos locales. Siendo así, es el sustrato A2 el cual se consolida como la formulación de mejor desempeño integral al combinar: colonización más rápida (días hasta T100), alta tasa de supervivencia (T100 alcanzado), mayores eficiencias biológicas (BE), y mayores tasas de productividad (TP).

VIII. Implicancias aplicadas

Los resultados de este estudio tienen implicancias relevantes para el diseño de sistemas de cultivo de hongos comestibles en contextos rurales amazónicos. El sustrato A2 (bagazo de caña de azúcar + pulpa de café [70:30]), destacó como la alternativa con mejor desempeño integral: alta supervivencia, menor tiempo de colonización, mayor eficiencia biológica, y mayor tasa de productividad. Este resultado es sumamente relevante debido a que ambos materiales se encuentran entre los residuos agroindustriales más disponibles y accesibles acorde a la zona de estudio, Cocachimba, Amazonas; lo que favorece su potencial aplicación productiva que va, además, en concordancia con la disponibilidad nacional de biomasa lignocelulósica proveniente de residuos agrícolas y/o subproductos forestales y su potencial de valorización sostenible.[43]

Desde lo territorial, la selección de sustratos no debería basarse únicamente en su valor nutricional potencial, sino, en un balance entre su disponibilidad real, facilidad de acopio, estabilidad física, capacidad de hidratación, riesgo sanitario y desempeño operativo. Siendo así, la superioridad integral en A2 sugiere que una formulación adecuada no depende exclusivamente de combinar materiales lignocelulósicos, sino de lograr un equilibrio funcional. Esto resulta útil para adaptar el cultivo de *P. ostreatus* y otras especies de hongos a diferentes zonas potencialmente productivas, empleando un mapeo de residuos locales

como punto de partida, tal como se ha planteado en evaluaciones amazónicas de *Pleurotus spp* cultivado sobre residuos agrícolas regionales.[18,32,36,38,39]

En relación con los tratamientos, PT demostró un desempeño sanitario favorable y una aplicabilidad potencial importante para sistemas de pequeña y mediana escala. Aunque ES presentó un ligero mayor control sanitario, la implementación del mismo demanda una mayor infraestructura, control operativo y consumo energético. PT, además, permite tratar mayores volúmenes de sustrato por tanda, lo que puede traducirse en una mayor cantidad de unidades productivas por jornada de trabajo. Por ello, PT podría representar una alternativa técnica más transferible para emprendimientos rurales o laboratorios piloto.

Es importante, por otro lado, mencionar que CF no debería descartarse de manera absoluta, sino que requiere de ajustes antes de ser recomendada como tratamiento confiable bajo condiciones similares. Los datos sugieren la necesidad de optimizar factores como concentración de cal agrícola, tiempo de inmersión, escurrido, humedad residual; así como también tipo de sustrato empleado y control de semillas viables y/o fracciones biológicamente activas dentro del material (por el caso particular de brotes germinativos). Asimismo, considerando que el tipo de residuo puede afectar la eficiencia de los métodos de desinfección, la aplicación de CF podría ser más adecuada para formulaciones específicas y no necesariamente para todos los residuos disponibles.[26]

Otro punto importante, es que el monitoreo sanitario no debe entenderse netamente como una variable de resultado, sino como una herramienta de diagnóstico del sistema. La aparición de contaminaciones durante el ensayo permitió reconocer puntos críticos asociados a la infraestructura y/o prácticas operativas. Evaluar conjuntamente la contaminación, supervivencia y desempeño operativo permite tomar decisiones concretas para mejorar elementos importantes dentro de un espacio de cultivo de hongos, como pueden serlo la higiene, el flujo de materiales, la ventilación, almacenamiento, prácticas de manipulación, entre otros. Esto resulta pertinente en un contexto nacional donde se ha reconoce la necesidad de fortalecer el conocimiento aplicado para el desarrollo del sector de hongos comestibles.[34]

La integración de variables de estabilidad sanitaria, colonización y desempeño productivo permiten comparar qué tan estable, viable y eficiente resulta el sistema productivo en

cuestión. Este aporte es sumamente útil en contextos locales donde la disponibilidad de residuos agrícolas, la misma infraestructura, la carga microbiana ambiental y capacidad operativa condicionan que tan exitosa será la producción. En vista con perspectivas latinoamericanas emergentes que vinculan la producción de hongos comestibles a la soberanía alimentaria, la revalorización de saberes locales y bioeconomías circulares[41], el aporte principal de este estudio no es señalar al sustrato A2 como la formulación más prometedora, sino el plantear un esquema de evaluación que permita adaptarse al cultivo de hongos comestibles en condiciones rurales amazónicas. De esta forma, el estudio busca un aporte al desarrollo de una fungicultura territorialmente ajustada, técnicamente evaluable y orientada al aprovechamiento sostenible de biomasa local en el contexto nacional peruano.

IX. Conclusiones

1. La colonización micelial de *Pleurotus ostreatus* se vio influenciada principalmente por la formulación de sustrato. La formulación A2 presentó el menor tiempo promedio hasta T100 y una colonización significativamente más rápida que A3 y A4.

2. La estabilidad sanitaria y la supervivencia estuvieron principalmente asociadas al tratamiento de acondicionamiento. CF presentó la mayor incidencia de contaminación y la menor proporción de supervivencia, mientras que ES y PT mostraron mayor estabilidad. En contraste, no se evidenció una asociación estadísticamente significativa entre las formulaciones del sustrato

3. La eficiencia biológica estuvo más asociada a la formulación del sustrato que al tratamiento de acondicionamiento. A2 presentó la mayor BE productiva y mantuvo este desempeño al considerar la BE operativa, mientras que no se observaron diferencias significativas de BE productiva entre tratamientos.

4. La tasa de productividad estuvo significativamente influenciada por la formulación del sustrato, pero no por el tratamiento de acondicionamiento. A2 presentó la mayor productividad temporal, mientras que A1 mostró los valores más bajos, evidenciando que el sustrato influyó no solo en la magnitud del rendimiento, sino también en la eficiencia con que este fue alcanzado durante el ciclo de cultivo.

5. La evaluación integrada de colonización, estabilidad sanitaria, eficiencia biológica y productividad identificó a A2 —bagazo de caña de azúcar + pulpa de café (70:30)— como la formulación de mejor desempeño global. Dentro de esta formulación, A2_ES y A2_PT mostraron las respuestas más consistentes al integrar los distintos indicadores evaluados. Estos resultados respaldan el uso de una evaluación multivariable para seleccionar combinaciones sustrato–tratamiento adaptadas a sistemas de cultivo de hongos comestibles en contextos rurales amazónicos.

X. Recomendaciones

Se recomienda continuar evaluando la formulación A2 (bagazo de caña de azúcar + pulpa de café) mediante distintas proporciones entre ambos residuos, con el fin de determinar si el arreglo 70:30 empleado en este estudio corresponde a la condición de mejor desempeño. Asimismo, sería pertinente incrementar el número de réplicas en las combinaciones A2_ES y A2_PT, que mostraron los resultados más consistentes, para fortalecer su evaluación a nivel de grupo experimental. Futuros estudios deberían incorporar una caracterización fisicoquímica detallada de los sustratos, considerando parámetros como relación C/N, pH, porosidad y capacidad de retención de agua, de modo que puedan relacionarse directamente con la colonización y productividad observadas. También se recomienda evaluar ajustes en los tratamientos de acondicionamiento y validar la respuesta de A2 utilizando otras cepas de *Pleurotus ostreatus* y otras especies de hongos comestibles, a fin de ampliar la aplicabilidad del esquema propuesto en sistemas productivos rurales amazónicos.

XI. Referencias bibliográficas

1. Lakhnarayan Kumar Bhagarathi, Gomathinayagam Subramanian, Phillip N. B. DaSilva. A review of mushroom cultivation and production, benefits and therapeutic potentials. World Journal of Biology Pharmacy and Health Sciences 2023;15:01–056. https://doi.org/10.30574/WJBPHS.2023.15.2.0333.

2. Gupta S, Summuna B, Gupta M, et al. Edible Mushrooms: Cultivation, Bioactive Molecules, and Health Benefits. Bioactive Molecules in Food, 2018, p. 1–33. https://doi.org/10.1007/978-3-319-54528-8_86-1.

3. Stamets P. Growing Gourmet and Medicinal Mushrooms. 3rd ed Berkeley. 2000.

4. Saldanha A, Gomes LC, Pinela J, et al. Sustainable Cultivation of Edible Mushrooms: Preserving Biodiversity and Ensuring Product Quality, MDPI AG; 2023, p. 6. https://doi.org/10.3390/iecag2023-14981.

5. Zhang Y, Geng W, Shen Y, et al. Edible mushroom cultivation for food security and rural development in China: Bio-innovation, technological dissemination and marketing. Sustainability (Switzerland) 2014;6:2961–73. https://doi.org/10.3390/su6052961.

6. Kumar K, Mehra R, Guiné RPF, et al. Edible Mushrooms: A Comprehensive Review on Bioactive Compounds with Health Benefits and Processing Aspects. Foods 2021, Vol 10, Page 2996 2021;10:2996. https://doi.org/10.3390/FOODS10122996.

7. Royse DJ, Baars J, Tan Q. Current overview of mushroom production in the world. Edible and Medicinal Mushrooms: Technology and Applications 2017:5–13. https://doi.org/https://doi.org/10.1002/9781119149446.ch2.

8. Sánchez C. Cultivation of Pleurotus ostreatus and other edible mushrooms. Appl Microbiol Biotechnol 2010;85:1321–37. https://doi.org/10.1007/s00253-009-2343-7.

9. Silva M, Ramos AC, Lidon FJ, et al. Pre- and Postharvest Strategies for Pleurotus ostreatus Mushroom in a Circular Economy Approach. Foods 2024;13. https://doi.org/10.3390/foods13101464.

10. Aditya, Neeraj, Jarial RS, et al. Comprehensive review on oyster mushroom species (Agaricomycetes): Morphology, nutrition, cultivation and future aspects. Heliyon 2024;10:e26539. https://doi.org/10.1016/J.HELIYON.2024.E26539/ASSET/B0834820-F8B3-4F55-BADA-61E1A8794A4E/MAIN.ASSETS/GR3.JPG.

11. Zhang X, Ma H, Guo X, et al. Cultivation and utilization of edible mushrooms: From extraction of active components to effective substrate utilization. Journal of Food Composition and Analysis 2025;140:107224. https://doi.org/10.1016/J.JFCA.2025.107224.

12. Vargas N, Gutierrez C, Restrepo S, et al. Oyster Mushroom Cultivation as an Economic and Nutritive Alternative for Rural Low-Income Women in Villapinzón (Colombia) 2020:561–87. https://doi.org/10.1007/978-3-030-11866-2_24.

13. Onyeka EU, Okehie MA. Effect of substrate media on growth, yield and nutritional composition of domestically grown oyster mushroom (*Pleurotus ostreatus*). African Journal of Plant Science 2018;12:141–7. https://doi.org/10.5897/AJPS2016.1445.

14. Bellettini MB, Fiorda FA, Maieves HA, et al. Factors affecting mushroom Pleurotus spp. Saudi J Biol Sci 2019;26:633–46. https://doi.org/10.1016/J.SJBS.2016.12.005.

15. Morales G, Cirenio N, Tinoco E, et al. Fortalecimiento de una unidad de producción familiar dedicada al cultivo de hongo seta (*Pleurotus ostreatus*) / Strengthening of a family production unit dedicated to the cultivation of mushroom (*Pleurotus ostreatus*). Universidad & Ciencia 2021;10:117–32. https://revistas.unica.cu/index.php/uciencia/article/view/1944.

16. Holgado Rojas ME, Chimey CA, Trutmann P, et al. Los hongos comestibles en el Perú. Lilloa 2025:203–21. https://doi.org/10.30550/J.LIL/1825.

17. Holgado-Rojas ME, Aranzabal Carrasco RL, Lazarte Lovaton R, et al. Cultivo de Pleurotus sp. y Lentinula edodes bajo condiciones artesanales en comunidades campesinas de la Región Cusco / Perú. Ecología Aplicada 2019;18:125–32. https://doi.org/10.21704/REA.V18I2.1331.

18. Farfan Lechuga SC, Garcia Roca MR. Evaluación de la producción de *Pleurotus ostreatoroseus* Singer usando residuos agroforestales en Tambopata - Madre de Dios. Universidad Nacional Amazónica de Madre de Dios, 2025. http://hdl.handle.net/20.500.14070/1280.

19. Yohannes B, Abraham M, Bikila G, et al. Selection of appropriate substrate for production of oyster mushroom (*Pleurotus ostreatus*). J Yeast Fungal Res 2020;11:15–25. https://doi.org/10.5897/JYFR2019.0187.

20. Gebru H, Belete T, Faye G. Growth and Yield Performance of *Pleurotus ostreatus* Cultivated on Agricultural Residues. Mycobiology 2024;52:388–97. https://doi.org/10.1080/12298093.2024.2399353.

21. Satpal S, Gopal S. Effect of different pH, Temperature and Media on Redial Growth of Oyster Mushrooms (*Pleurotus djamor*). BEPLS Vol 7 [11]. Bulletin of Environment, Pharmacology and Life Sciences 2018;7:73–7. https://www.researchgate.net/publication/340296717.

22. Chowdhury G, Sharma R, Sarkar U. Cultural Studies and Yield Attributes of Pink Oyster Mushroom (*Pleurotus djamor*) in West Bengal. Bioresources 2024;19:1696–706. https://doi.org/10.15376/biores.19.1.1696-1706.

23. Ali MA, Mehmood MI, Nawaz R, et al. Influence of substrate pasteurization methods on the yield of oyster mushroom (*Pleurotus species*). vol. 44. 2007. https://www.researchgate.net/publication/242696326.

24. De Mastro F, Traversa A, Matarrese F, et al. Influence of Growing Substrate Preparation on the Biological Efficiency of *Pleurotus ostreatus*. Horticulturae 2023, Vol 9, Page 439 2023;9:439. https://doi.org/10.3390/HORTICULTURAE9040439.

25. Macias González AA, Crespo Zafra LM, Bordons A, et al. Pasteurization of agricultural substrates for edible mushroom production. *Journal of Microbiology, Biotechnology and Food Sciences.* 2022;12. https://doi.org/10.55251/JMBFS.5729.

26. Caballero ENM, Zárate-Salazar JR, da Silva SA, et al. Evaluation of agronomic waste disinfection methods for oyster mushroom (*Pleurotus ostreatus* Jacq. P. Kumm) cultivation. Proceedings of the Indian National Science Academy 2024 91:1 2024;91:184–93. https://doi.org/10.1007/S43538-024-00327-5.

27. Siqueira FG de, Maciel WP, Martos ET, et al. Cultivation of *Pleurotus* mushrooms in substrates obtained by short composting and steam pasteurization. Afr J Biotechnol 2012;11:11630–5. https://doi.org/10.5897/AJB12.451.

28. Saritha B, Medicinal MP-IJ. Evaluation of Alternate Substrate Pasteurization Techniques for Culinary-Medicinal White Oyster Mushroom, *Pleurotus ostreatus* var. florida (Agaricomycetideae). DlBegellhouseComB Saritha, M Pandey International Journal of Medicinal Mushrooms 2010;12:309–16. https://doi.org/10.1615/INTJMEDMUSHR.V12.I3.100.

29. Shrestha S, Bhattarai S, Shrestha RK, et al. Effect of Different Substrate Sterilization Methods on Performance of Oyster Mushroom (*Pleurotus ostreatus*) . Journal of Agricultural Sciencie 2021:127–32. https://doi.org/10.15159/jas.21.03.

30. Grimm D, Sonntag E, Rahmann G. Evaluation of Different Pasteurization and Sterilization Methods for Oyster Mushroom Substrates. Journal of Microbiology,

Biotechnology and Food Sciences 2024;13:e10428–e10428. https://doi.org/10.55251/JMBFS.10428.

31. Ghimire A, Pandey KR, Joshi YR, et al. Major Fungal Contaminants of Mushrooms and Their Management. Int J Appl Sci Biotechnol 2021;9:80–93. https://doi.org/10.3126/ijasbt.v9i2.37513.

32. Ríos-Ruiz RA, Ruíz-Rengifo L. Aislamiento y Cultivo del Hongo Comestible *Pleurotus* afin ostreatus (jacq. ex Fr) Kumm en Tingo Maria. Folia Amazónica 1993;5:5–14. https://doi.org/10.24841/FA.V5I1-2.217.

33. Aminuzzaman FM, Shahi S, Thapa S, et al. Mushroom Diseases and Their Management: A Review. Recent Advances in Mushroom Cultivation Technology and Its Application 2022;2:1–28. https://doi.org/https://doi.org/10.22271/bs.book.48.

34. Ministerio de Desarrollo Agrario y Riego (MIDAGRI). Perfil de mercado: Hongos comestibles - AGROMERCADO. Lima (Perú): 2025. http://hdl.handle.net/20.500.13036/2038.

35. Valera López A. Rendimiento del hongo comestible *Pleurotus ostreatus* cultivado en diferentes sustratos a base de residuos agroindustriales de la ciudad de Tacna 2019. https://doi.org/10.33326/29585309.2023.1.2006.

36. Cayotopa-Torres JJ, Rodríguez-Cabrera EH, Olivera-Cayotopa DA, et al. Utilización de subproductos lignocelulósicos para el cultivo de *Pleurotus ostreatus* (Jacq.) P. Kumm. y P. djamor (Rumph. ex Fr.) Boedijn en San Martín, Perú: una evaluación productiva y nutricional. Rev Acad Colomb Cienc Exactas Fis Nat 2025;49 (193):748–61. https://doi.org/10.18257/raccefyn.3254.

37. Sales-Campos C, Pires DA, Barbosa SRL, et al. In vitro cultivation of *Pleurotus ostreatus* and *Lentinula edodes* in lignocellulosic residues from Amazon. Afr J Biotechnol 2013;12:6526–31. https://doi.org/10.5897/AJB2013.12854.

38. Aguiar LVB de, Gouvêa PR dos S, Júnior SD de O, et al. Production of commercial and Amazonian strains of Pleurotus ostreatus in plant waste / Produção de linhagens comerciais e amazônicas de *Pleurotus ostreatus* em resíduos de plantas. Brazilian Journal of Development 2022;8:47299–321. https://doi.org/10.34117/bjdv8n6-299.

39. Kirsch L de S, de Macedo AJP, Teixeira MFS. Production of mycelial biomass by the Amazonian edible mushroom *Pleurotus albidus*. Brazilian Journal of Microbiology 2016;47:658–64. https://doi.org/10.1016/J.BJM.2016.04.007.

40. Sales-Campos C, da Silva JF, do Nascimento LB de B, et al. Nutritional and Bioactive Properties of an Amazon Wild Oyster Culinary-Medicinal Mushroom, *Pleurotus ostreatus* (Agaricomycetes): Contributions to Functional Food and Human Health. Int J Med Mushrooms 2021;23:79–90. https://doi.org/10.1615/INTJMEDMUSHROOMS.2021038780.

41. Robledo GL, del Catania M V. Edible Mushrooms in Latin America: Traditional knowledge, Regulations, and Opportunities for Food Sovereignty and Inclusive Circular Economies. Lilloa 2025;62:1–13. https://doi.org/10.30550/j.lil/2219.

42. Quistán Bautista EN, Inuma Pizango UE. Desarrollo de estrategia comercial para el desarrollo económico de la asociación de productores de panela de Cocachimba, región Amazonas, año 2017. Universidad Nacional Toribio Rodríguez de Mendoza - UNTRM 2018. https://doi.org/https://hdl.handle.net/20.500.14077/1399.

43. Flores B, Barreda F, Quinayá P, et al. Energy Potential of Agricultural and Forestry By-Products in Peru. Journal of Renewable Energy and Environment 2023;10:1–8. https://doi.org/10.30501/JREE.2022.323731.1310.

44. Muswati C, Simango K, Tapfumaneyi L, et al. The Effects of Different Substrate Combinations on Growth and Yield of Oyster Mushroom (*Pleurotus ostreatus*). International Journal of Agronomy 2021;2021:9962285. https://doi.org/10.1155/2021/9962285.

45. Akhter K, Salahuddin M, Chowdhury M, et al. Effect of Different Substrates, Duration of Pasteurization and Size of Substrate Packet on Severity of Contamination in Substrate Packet. Bangladesh J Mushroom 2018;12(1 & 2):17–22. https://www.researchgate.net/publication/393158068.

46. Cueva MBR, Hernández A, Niño-Ruiz Z. Influence of C/N ratio on productivity and the protein contents of *Pleurotus ostreatus* grown in differents residue mixtures. Rev Fac Cienc Agrar 2017;49 (2):331–44. http://www.redalyc.org/articulo.oa?id=382853527023.

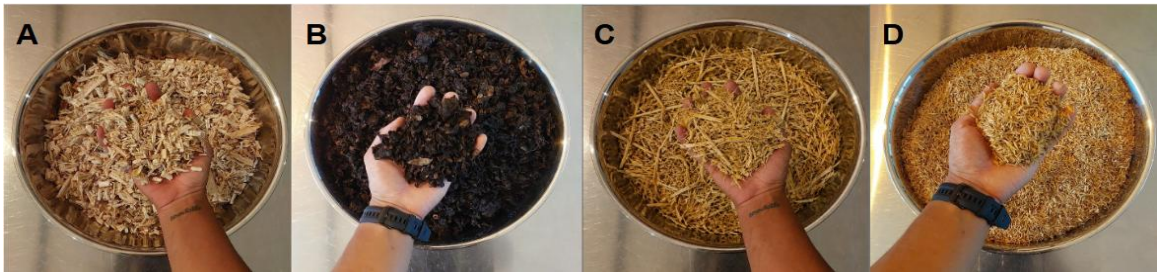
47. Delgado N, Miranda V, Barros J, et al. Explorando sustratos lignocelulósicos locales para la producción de hongos comestibles en el Noroeste de Argentina. Lilloa 2024;61:317–39. https://doi.org/10.30550/J.LIL/1973.

48. Zubairi SI, Zabidi NASM, Kasim ZM, et al. *Pleurotus ostreatus* Cultivation: Physico-Chemical Characteristics of a Robust Pre-Blocks Oyster Mushroom Substrate with Absorptive Starch Binders. Sains Malays 2022;51:329–43. https://doi.org/10.17576/JSM-2022-5102-01.

Anexos



Anexo 1. Foto panorámica de Cocachimba y catarata Gocta; Amazonas, Perú.



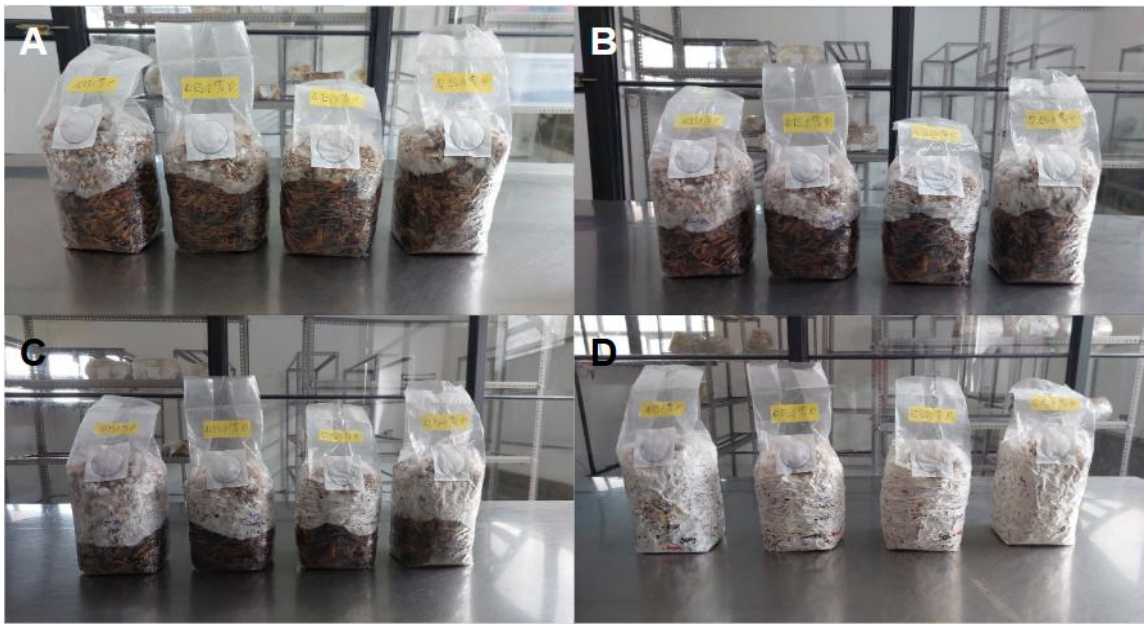
Anexo 2. Residuos agroindustriales recolectados y utilizados en el estudio. (A) Bagazo de caña de azúcar, (B) Pulpa de café, (C) Paja de trigo y (D) Cascarilla de arroz.



Anexo 3. Sustratos formulados y separados en costales. A1: Pulpa de café + cascarilla de arroz (70:30); A2: Bagazo de caña de azúcar + pulpa de café (70:30); A3: Cascarilla de arroz + bagazo de caña de azúcar (70:30); A4: Paja de trigo + cascarilla de arroz (70:30)



Anexo 4. Sustratos acondicionados e inoculados (*spawn* 10%). Sala de incubación, T: 23-25°C HR: 70%



Anexo 5. Registro fotográfico de alcance de colonización completa del sustrato (T100). Recopilación específicamente enfocada en grupo experimental A2_ES, a modo de ejemplo visual. (A) Colonización micelial a 5 días post-inoculación (DPI), (B) Colonización micelial a 7 DPI, (C) Colonización micelial a 14 DPI, (D) Colonización micelial a 21 DPI



Anexo 6. Sustratos completamente colonizados (T100) inducidos a fructificar. Sala de fructificación, T: 23-25 °C, HR: 85-95%



Anexo 7. Fructificaciones de *Pleurotus ostreatus*. Registro de primordios, puntos de cosecha, pesaje y cálculo de rendimientos biológicos (BE%) por unidad experimental.