

UNIVERSIDAD DEL VALLE DE GUATEMALA

Facultad de Ingeniería



Evaluación de la relación área/volumen y apertura del sustrato sobre
el crecimiento del hongo *Pleurotus ostreatus* a nivel laboratorio

Trabajo de graduación presentado por
Natalia Tais Pardo Carrillo para optar al grado académico de
Licenciada en Ingeniería Química Industrial

Guatemala,

2025

UNIVERSIDAD DEL VALLE DE GUATEMALA

Facultad de Ingeniería



Evaluación de la relación área/volumen y apertura del sustrato sobre
el crecimiento del hongo *Pleurotus ostreatus* a nivel laboratorio

Trabajo de graduación presentado por
Natalia Tais Pardo Carrillo para optar al grado académico de
Licenciada en Ingeniería Química Industrial

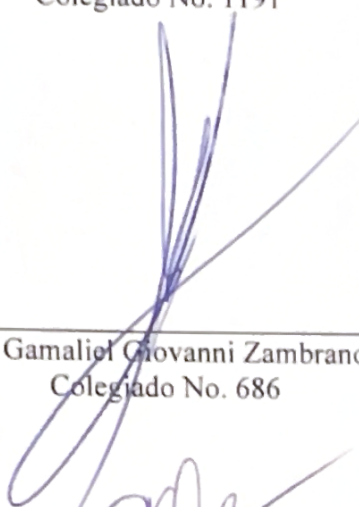
Guatemala,

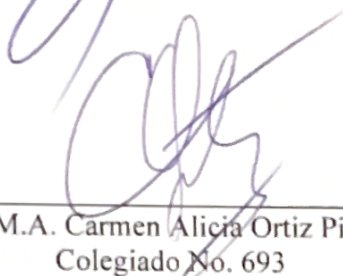
2025

Vo.Bo.:

(f) 
MSc. Ing. Luis Ernesto Núñez González
Asesor
Colegiado No. 1191

Tribunal Examinador:

(f) 
MSc. Ing. Gamaliel Giovanni Zambrano Ruano
Colegiado No. 686

(f) 
Ing. M.A. Carmen Alicia Ortiz Pineda
Colegiado No. 693

(f) 
MSc. Ing. Luis Ernesto Núñez González
Colegiado No. 1191

Fecha de aprobación: Guatemala, 12 de diciembre del 2025

PREFACIO

El presente trabajo representa la culminación de seis años de dedicación, esfuerzo y perseverancia en mi formación profesional como Ingeniera Química Industrial. Ha sido un camino lleno de aprendizajes, desafíos y logros que han marcado profundamente mi vida personal y académica.

Quiero agradecer infinitamente a mi mamá, cuyo sacrificio, amor incondicional y ejemplo de vida han sido el motor que me impulsó a no rendirme y a luchar siempre por mis sueños. A mi hermano Dennis, por acompañarme en los momentos más importantes de mi vida, y a mi novio Luis Diego por su apoyo constante y por motivarme a ser la mejor versión de mí misma. A María por estar siempre presente. También agradezco a mis mascotas Effy y Hush, por su amor y compañía.

A mis amigos de la universidad, quienes hicieron de este recorrido una experiencia inolvidable: Paz, Astrid, Mary, Ale, Gaby, Diego y Santiago. Gracias por compartir incontables desvelos, trabajos en grupo, risas, viajes y lágrimas, y por llenar de alegría estos años de formación. Agradezco además a mis mejores amigas Mariana, Valeria y Daniella por acompañarme y apoyarme en las diferentes etapas de mi vida.

Extiendo mi gratitud a la Universidad del Valle de Guatemala por brindarme la oportunidad y el apoyo financiero que hicieron posible mis estudios. De manera especial, agradezco al Ing. Luis Núñez, por su guía, paciencia y acompañamiento durante los últimos años de mi carrera y en la elaboración de este trabajo de graduación. Asimismo, al Ing. Gamaliel Zambrano, por su apoyo y aprecio, y a todos los catedráticos del Departamento de Ingeniería Química, quienes con su ejemplo e inspiración me brindaron las herramientas necesarias para crecer y formarme como profesional.

Finalmente, agradezco a todas las personas que, de una u otra manera, han sido parte de este recorrido, y a Dios, por las oportunidades que me han permitido llegar hasta aquí.

ÍNDICE

I. Introducción.....	1
II. Objetivos.....	4
III. Justificación.....	5
IV. Marco teórico.....	7
A. Reino Fungi	7
1. Función en la naturaleza	8
2. Reproducción de los hongos.....	10
B. Hongo ostra.....	10
1. Propiedades nutricionales y medicinales.....	11
2. Taxonomía	12
3. Morfología	13
4. Hábitat natural	14
5. Crecimiento	14
6. Fase vegetativa o de incubación	15
7. Fase reproductiva o de fructificación	16
8. Balance de masa	17
9. Reproducción.....	18
10. Fases del crecimiento.....	21
11. Velocidad de crecimiento	22
12. Medición del crecimiento	24
13. Eficiencia biológica	25

14. Sustratos.....	25
15. Esterilización	29
16. Tratamiento con agua caliente.....	30
17. Pasteurización.....	30
18. Inoculación	31
19. Métodos de cultivo	32
20. Contaminantes y pestes	35
21. Cinética.....	36
C. Diseño experimental y análisis estadístico	37
1. Diseño factorial completo.....	37
2. Análisis de varianza ANOVA	38
V. Antecedentes.....	40
VI. Metodología.....	44
A. Revisión bibliográfica y definición de parámetros clave	44
B. Cultivo de <i>Pleurotus ostreatus</i>	44
C. Análisis de crecimiento micelial.....	51
D. Análisis costo-beneficio	55
VII. Resultados.....	57
A. Metodología para cuantificar el crecimiento de <i>Pleurotus ostreatus</i>	57
B. Rendimiento biológico y producción de basidiocarpos de <i>Pleurotus ostreatus</i>	62
C. Análisis de crecimiento micelial.....	75
D. Análisis costo-beneficio de la producción de basidiocarpos a escala laboratorio	82
VIII.Discusión	83
IX. Conclusiones.....	94
X. Recomendaciones	96

XI. Bibliografía.....	97
XII. Anexos	105
A. Datos originales	105
B. Datos calculados	121
C. Cálculos de muestra.....	141
D. Análisis de error.....	160
E. Balance de masa	163
F. Datos de equipo	164
G. Evidencia fotográfica.....	166
XIII. Glosario	172

LISTA DE CUADROS

Cuadro 1. Clasificación taxonómica del género <i>Pleurotus</i>	12
Cuadro 2. Prueba de normalidad de Shapiro-Wilk aplicada a las variables de estudio	67
Cuadro 3. Análisis de varianza de dos factores (ANOVA) de la eficiencia biológica de <i>Pleurotus ostreatus</i>	67
Cuadro 4. Análisis de varianza de dos factores (ANOVA) de la masa total de basidiocarpos de <i>Pleurotus ostreatus</i>	68
Cuadro 5. Análisis de varianza de dos factores (ANOVA) de la cantidad de basidiocarpos de <i>Pleurotus ostreatus</i>	69
Cuadro 6. Análisis de varianza de dos factores (ANOVA) del diámetro del sombrero del basidiocarpo de <i>Pleurotus ostreatus</i>	69
Cuadro 7. Análisis de varianza de dos factores (ANOVA) del largo completo del basidiocarpo de <i>Pleurotus ostreatus</i>	70
Cuadro 8. Análisis de varianza de dos factores (ANOVA) del largo del estípite del basidiocarpo de <i>Pleurotus ostreatus</i>	71
Cuadro 9. Comparaciones múltiples de Tukey entre relaciones área/volumen (A/V) para la eficiencia biológica	71
Cuadro 10. Comparaciones múltiples de Tukey entre relaciones área/volumen (A/V) para la masa total de basidiocarpos	72
Cuadro 11. Comparaciones múltiples de Tukey entre configuración de apertura de la bolsa para la cantidad de basidiocarpos	72
Cuadro 12. Comparaciones múltiples de Tukey entre la interacción de la relación área/volumen (A/V) y la configuración de apertura de la bolsa para el diámetro del sombrero	73

Cuadro 13. Comparaciones múltiples de Tukey entre la interacción de la relación área/volumen (A/V) y la configuración de apertura de la bolsa para el largo del estípite ...	74
Cuadro 14. Parámetros cinéticos obtenidos del modelo matemático que describe el crecimiento micelial del hongo <i>Pleurotus ostreatus</i> a diferentes relaciones de área/volumen (cm^{-1})	78
Cuadro 15. Análisis costo-beneficio de la producción de <i>Pleurotus ostreatus</i> según la relación área/volumen y apertura de la bolsa de sustrato	82
Cuadro 16. Masas de sustrato y micelio y humedad inicial del sustrato por muestra	105
Cuadro 17. Dimensiones de cada bolsa para el cálculo de la relación área-volumen	107
Cuadro 18. Masa y parámetros de fructificación por tratamiento	108
Cuadro 19. Mediciones morfológicas por basidiocarpo de <i>Pleurotus ostreatus</i> según tratamiento	110
Cuadro 20. Masas de sustrato y micelio y humedad inicial del sustrato por muestra para el análisis de crecimiento micelial.....	118
Cuadro 21. Dimensiones de cada bolsa para el cálculo de la relación área-volumen para el análisis micelial	119
Cuadro 22. Masas de sustrato, micelio con su humedad final post incubación	120
Cuadro 23. Cálculo de proporción de sustrato y relación área/volumen por tratamiento ..	121
Cuadro 24. Parámetros productivos y eficiencia biológica de <i>Pleurotus ostreatus</i> según tratamiento	123
Cuadro 25. Promedio de mediciones morfológicas por basidiocarpo de <i>Pleurotus ostreatus</i> según tratamiento.....	124
Cuadro 26. Prueba de homogeneidad de varianzas de Levene aplicada a las variables de estudio.....	126
Cuadro 27. Parámetros productivos promedio de <i>Pleurotus ostreatus</i> en función de la relación área/volumen y la configuración de apertura de bolsa	126

Cuadro 28. Parámetros morfológicos promedio de los basidiocarpos de <i>Pleurotus ostreatus</i> en función de la relación área/volumen y la configuración de apertura de bolsa.....	127
Cuadro 29. Tiempos de formación de primordios y primera cosecha, y cantidad de basidiocarpos de <i>Pleurotus ostreatus</i> promedio en función de la relación área/volumen y la configuración de apertura de bolsa.....	128
Cuadro 30. Cálculo de proporción de sustrato y relación área/volumen por tratamiento de análisis micelial	129
Cuadro 31. Crecimiento micelial y consumo de sustrato determinados en aperturas semanales (Relación $A/V = 0.45$).....	130
Cuadro 32. Crecimiento micelial y consumo de sustrato determinados en aperturas semanales (Relación $A/V = 0.40$).....	131
Cuadro 33. Crecimiento micelial y consumo de sustrato determinados en aperturas semanales (Relación $A/V = 0.35$).....	132
Cuadro 34. Valores experimentales de micelio y sustrato totales comparados con los datos calculados con Berkley Madonna para la relación $A/V = 0.45 \text{ cm}^{-1}$	133
Cuadro 35. Valores experimentales de micelio y sustrato totales comparados con los datos calculados con Berkley Madonna para la relación $A/V = 0.40 \text{ cm}^{-1}$	135
Cuadro 36. Valores experimentales de micelio y sustrato totales comparados con los datos calculados con Berkley Madonna para la relación $A/V = 0.35 \text{ cm}^{-1}$	136
Cuadro 37. Coeficientes del modelo cinético en función de A/V	138
Cuadro 38. Masa de basidiocarpos y beneficio calculado por tratamiento	138
Cuadro 39. Resumen de costos directos por tratamiento (Q/bloque)	139
Cuadro 40. Razón beneficio costo	140
Cuadro 41. Balance de masa del bloque de cultivo de <i>Pleurotus ostreatus</i>	163
Cuadro 42. Autoclave de laboratorio empleada para esterilización de sustrato	164
Cuadro 43. Balanza de humedad empleada para las muestras de sustrato y bloques postcosecha	164

Cuadro 44. Báscula de mesa para el pesaje de materia prima antes de remojo.....	164
Cuadro 45. Campana de flujo de laminar de laboratorio empleada para la inoculación del sustrato.....	165
Cuadro 46. Selladora térmica empleada para el sellado de las bolsas de cultivo de polipropileno.....	165
Cuadro 47. Medidor de pH empleado para verificar condiciones de sustrato.....	165

LISTA DE FIGURAS

Figura 1. Partes del hongo ostra, 1. Sombrero y tallo; 2. Láminas; 3. Esporas; 4. Racimo de basidiocarpos; 5. Huella de esporas.....	13
Figura 2. Balance de masa durante el cultivo de hongo ostra	18
Figura 3. Ciclo de vida de <i>Pleurotus</i> en la naturaleza	19
Figura 4. Ciclo de vida de <i>Pleurotus</i> a partir de cultivo artificial.....	20
Figura 5. Métodos y etapas del cultivo de <i>Pleurotus</i>	33
Figura 6. Eficiencia biológica (media $\pm$ DE) de <i>Pleurotus ostreatus</i> en función de la relación área/volumen y el tipo de apertura de bolsa	62
Figura 7. Masa de basidiocarpos de <i>Pleurotus ostreatus</i> (media $\pm$ DE) en función de la relación área/volumen y el tipo de apertura de bolsa	63
Figura 8. Tiempo de formación de primordios y primera cosecha en días de <i>Pleurotus ostreatus</i> (media $\pm$ DE) en función de la relación área/volumen y el tipo de apertura de bolsa.....	64
Figura 9. Cantidad de basidiocarpos de <i>Pleurotus ostreatus</i> (media $\pm$ DE) en función de la relación área/volumen y la configuración de apertura de bolsa	65
Figura 10. Dimensiones de los basidiocarpos de <i>Pleurotus ostreatus</i> en función de la relación área/volumen y la configuración de apertura de bolsa	66
Figura 11. Crecimiento micelial de <i>Pleurotus ostreatus</i> y decaimiento del sustrato para la relación área/volumen de 0.35 c m^{-1}	75
Figura 12. Crecimiento micelial de <i>Pleurotus ostreatus</i> y decaimiento del sustrato para la relación área/volumen de 0.40 c m^{-1}	76
Figura 13. Crecimiento micelial de <i>Pleurotus ostreatus</i> y decaimiento del sustrato para la relación área/volumen de 0.45 c m^{-1}	77
Figura 14. Ajuste del modelo de Monod modificado utilizando datos experimentales del crecimiento micelial de <i>Pleurotus ostreatus</i> a una relación de área/volumen de 0.35 cm^{-1} . 79	

Figura 15. Ajuste del modelo de Monod modificado utilizando datos experimentales del crecimiento micelial de <i>Pleurotus ostreatus</i> a una relación de área/volumen de 0.40 cm^{-1} .	80
Figura 16. Ajuste del modelo de Monod modificado utilizando datos experimentales del crecimiento micelial de <i>Pleurotus ostreatus</i> a una relación de área/volumen de 0.45 cm^{-1} .	81
Figura 17. Corte para inducir fructificación	166
Figura 18. Formación de primordios	166
Figura 19. Día dos de fructificación.	167
Figura 20. Triplicado de configuración de apertura superior (AS)	167
Figura 21. Triplicado de configuraciones de apertura DA, AS y AL.....	168
Figura 22. Pretratamiento de materia prima	168
Figura 23. Tratamiento de $A/V = 0.40 \text{ cm}^{-1}$ completamente colonizado	169
Figura 24. Aparición de primordios en tratamiento 50DA.....	169
Figura 25. Fructificación de tratamiento 40DA.....	170
Figura 26. Fructificación de triplicado de tratamiento 40DA.	170
Figura 27. Muestras para determinación de humedad en análisis micelial	171
Figura 28. Cosecha de hongos.....	171

LISTA DE ECUACIONES

Ecuación 1. Balance de materia en fermentaciones de estado sólido.....	18
Ecuación 2. Velocidad de crecimiento	23
Ecuación 3. Ecuación de la recta en coordenadas semilogarítmicas.....	23
Ecuación 4. Crecimiento colonial.....	23
Ecuación 5. Eficiencia biológica	25
Ecuación 6. Ecuación de Monod	37
Ecuación 7. Análisis de varianza ANOVA	38
Ecuación 8. Modelo matemático que describe la tasa de crecimiento específica del micelio	77
Ecuación 9. Modelo matemático que describe el crecimiento del micelio respecto al tiempo	78
Ecuación 10. Modelo matemático que describe el consumo de sustrato respecto al tiempo.....	78
Ecuación 11. Proporción de paja a partir de pesos húmedos.....	141
Ecuación 12. Área superficial del bloque de cultivo (A)	141
Ecuación 13. Volumen del bloque (V)	142
Ecuación 14. Relación área–volumen del bloque (A/V)	143
Ecuación 15. Concentración de micelio húmedo p/p (%)	144
Ecuación 16. Concentración de micelio p/p (%)	144
Ecuación 17. Beneficio unitario por basidiocarpo (Q/cuerpo).....	146
Ecuación 18. Costo del inóculo (micelio) (Q).....	147
Ecuación 19. Costo de energía eléctrica – balanza de humedad (Q).....	148
Ecuación 20. Margen bruto del bloque (Q)	149
Ecuación 21. Relación beneficio–costo (B/C).....	149

Ecuación 22. Promedio aritmético.....	160
Ecuación 23. Desviación estándar	160
Ecuación 24. Coeficiente de variación	161
Ecuación 25. Incertidumbre de sumas y restas.....	162

LISTA DE CÁLCULOS

Cálculo 1. Proporción de paja y olote en bloque de sustrato.....	141
Cálculo 2. Área superficial del bloque de cultivo	141
Cálculo 3. Volumen del bloque.	142
Cálculo 4. Aseguramiento de relación área/volumen del bloque	143
Cálculo 5. Eficiencia biológica.....	143
Cálculo 6. Concentración p/p (%) de micelio en base húmeda	144
Cálculo 7. Concentración aparente de micelio p/p (%)	144
Cálculo 8. Tasa específica de crecimiento del micelio.....	145
Cálculo 9. Consumo de sustrato respecto al tiempo	146
Cálculo 10. Beneficio	146
Cálculo 11. Costo materia prima.	147
Cálculo 12. Costo estimado de uso de equipos.	148
Cálculo 13. Margen bruto.....	149
Cálculo 14. Beneficio/costo.....	149
Cálculo 15. Análisis de varianza de dos factores y ajuste de Tukey para las dimensiones de basidiocarpos utilizando R.....	150
Cálculo 16. Análisis de varianza de dos factores y ajuste de Tukey para eficiencia biológica, masa total y cantidad de basidiocarpos utilizando R.....	154
Cálculo 17. Promedio de las mediciones de basidiocarpos	160
Cálculo 18. Desviación estándar de masa de basidiocarpos.....	160
Cálculo 19. Coeficiente de variación de masa de basidiocarpos.....	161
Cálculo 20. Incertidumbre de sumas y restas.	162

RESUMEN

Pleurotus ostreatus es un hongo comestible de rápida colonización y amplia adaptabilidad que convierte residuos lignocelulósicos en biomasa de alto valor nutricional, económico y biotecnológico. La productividad de su cultivo depende tanto de las condiciones ambientales y del sustrato empleado como de los factores físicos que definen el microambiente interno del bloque. En el presente trabajo de graduación se evaluaron tres relaciones área/volumen (0.40, 0.45 y 0.50 cm⁻¹) y tres configuraciones de apertura posterior a la incubación del sustrato (doble apertura, apertura lateral y apertura superior) utilizado en la producción del hongo *Pleurotus ostreatus* para conocer su efecto sobre el crecimiento. Para ello, se desarrolló una metodología para cuantificar la producción de basidiocarpos y el crecimiento micelial. Se determinó que la relación área/volumen tuvo un efecto significativo en el rendimiento biológico y la masa de basidiocarpos, donde A/V = 0.45 cm⁻¹ alcanzó los mejores resultados (EB = 71.02 ± 14.22 %; masa = 173.33 ± 7.57 g). La apertura de la bolsa solo influyó significativamente en la cantidad de basidiocarpos, con la doble apertura (DA) obteniendo el mayor número (48 ± 16). En cuanto a dimensiones, la interacción A/V×Apertura mostró que DA con A/V de 0.40–0.45 favoreció sombreros amplios (6.5–7.0 cm) y estípites más cortos (3.0–3.5 cm). Además, se desarrolló un modelo cinético tipo Monod que describió adecuadamente la dinámica micelio–sustrato (R² > 0.90), evidenciando que la A/V afecta principalmente a $\mu_{\max}$ (0.352 d⁻¹ para 0.45; 0.412 d⁻¹ para 0.40; 0.231 d⁻¹ para 0.35 cm⁻¹), mientras que K_s (41–46 g L⁻¹) y Y_{x/s} (0.88–0.89 g g⁻¹) permanecieron estables. Finalmente, el análisis costo-beneficio identificó como más favorable el tratamiento con A/V = 0.45 cm⁻¹ y DA, alcanzando la mejor relación Beneficio/Costo (1.2606).

ABSTRACT

Pleurotus ostreatus is a rapidly colonizing, highly adaptable edible mushroom that converts lignocellulosic residues into biomass of high nutritional, economic, and biotechnological value. The productivity of its cultivation depends on environmental conditions, the substrate used, and the physical factors that define the block's internal microenvironment. In this study, three area-to-volume ratios ($A/V = 0.40, 0.45, \text{ and } 0.50 \text{ cm}^{-1}$) and three post-incubation bag-opening configurations (double opening, lateral opening, and top opening) were evaluated in the production of *P. ostreatus* to determine their effect on growth. A methodology was developed to quantify basidiocarp (fruiting body) production and mycelial growth. The A/V ratio had a significant effect on biological efficiency (BE) and basidiocarp mass, with $A/V = 0.45 \text{ cm}^{-1}$ yielding the best results ($BE = 71.02 \pm 14.22 \%$; $\text{mass} = 173.33 \pm 7.57 \text{ g}$). Bag opening only significantly affected the number of basidiocarps, with double opening (DA) producing the highest counts (48 ± 16). Regarding dimensions, the $A/V \times \text{Opening}$ interaction showed that DA with A/V of $0.40\text{--}0.45$ favored wider caps ($6.5\text{--}7.0 \text{ cm}$) and shorter stipes ($3.0\text{--}3.5 \text{ cm}$). In addition, a Monod-type kinetic model adequately described the mycelium–substrate dynamics ($R^2 > 0.90$), indicating that A/V primarily affected μ_{max} (0.352 d^{-1} for 0.45 ; 0.412 d^{-1} for 0.40 ; 0.231 d^{-1} for 0.35 cm^{-1}), while K_s ($41\text{--}46 \text{ g L}^{-1}$) and $Y_{X/s}$ ($0.88\text{--}0.89 \text{ g g}^{-1}$) remained stable. Finally, the cost–benefit analysis identified the treatment with $A/V = 0.45 \text{ cm}^{-1}$ and DA as the most favorable, achieving the highest Benefit/Cost ratio (1.2606).

I. Introducción

El mercado global de hongos comestibles se mantiene en ascenso: pasó de US\$ 34.1 mil millones en 2015 a US\$ 69.3 mil millones para finales de 2024, impulsado por sus beneficios nutricionales, culinarios y para la salud (Valverde et al., 2015). En términos de volumen, el consumo del mercado global fue de 14.35 millones de toneladas en 2020 y se espera que alcance 24.05 millones de toneladas para 2028, con una tasa de crecimiento anual compuesta (CAGR) estimada de 6.74% (Fortune Business Insights, 2022).

Los macrohongos, organismos eucariotas del reino Fungi, se caracterizan por una nutrición heterótrofa por absorción, paredes celulares con quitina y glucanos y un talo de hifas que conforma el micelio; se reproducen por esporas y actúan como descomponedores clave en los ecosistemas, lo que explica su capacidad para colonizar matrices sólidas y transformar residuos lignocelulósicos (Webster & Weber, 2007; Carris et al., 2012). Adicionalmente, estos se distinguen por desarrollar un cuerpo fructífero visible a simple vista y apto para su recolección manual, y, tras la levadura, su cultivo se considera una de las tecnologías microbianas de mayor relevancia económica (Niazi & Ghafoor, 2021).

El hongo ostra (*Pleurotus ostreatus*) es uno de los tipos de hongos cultivados más comunes a nivel mundial y ocupa el segundo lugar en producción comercial después de *Agaricus bisporus*, con amplia presencia en el Sudeste Asiático, India, Europa y África (Jarial et al., 2024). Su cultivo presenta varias ventajas frente a otros hongos comestibles: crece con rapidez en un amplio rango de temperatura (10–30 °C) y de pH (6–8); secreta enzimas capaces de degradar biomasa lignocelulósica; exige pocos controles ambientales; no necesita el compostaje del sustrato; puede colonizar los sustratos en periodos cortos de tiempo; y posee alto potencial de rendimiento (Ejigu et al., 2022; Jarial et al., 2024).

Nutricionalmente, los hongos *Pleurotus* aportan proteínas, fibra dietaria, aminoácidos esenciales, carbohidratos, vitaminas hidrosolubles y minerales, y concentran moléculas

bioactivas con potencial efecto beneficioso para la salud (Raman et al., 2020). A ello se suma que sus cuerpos fructíferos rara vez son atacados por plagas y enfermedades, por lo que pueden cultivarse con técnicas sencillas y de bajo costo (Ejigu et al., 2022).

Las biomasas ricas en carbohidratos complejos como celulosa, hemicelulosas y ligninas constituyen los sustratos más adecuados para su producción, prospera especialmente en residuos agrícolas como paja de trigo, paja de arroz, desechos de algodón, pulpa de café y bagazo de caña (entre otros) (Hassan, et al., 2011). Esta capacidad convierte al cultivo de *P. ostreatus* en una vía eficaz de valorización de residuos agroindustriales: el micelio transforma subproductos de bajo costo en alimento de alto valor, y el sustrato agotado que queda tras la cosecha, entrelazado con innumerables hifas (micelio) puede reincorporarse como mejorador de suelos o insumo para nuevas aplicaciones, contribuyendo a modelos de economía circular (Alice & Kustudia, 2004; Niazi & Ghafoor, 2021).

El cultivo de hongo ostra sigue seis etapas: preparación del sustrato, inoculación, incubación, iniciación, fructificación y cosecha. El sustrato se acondiciona con métodos de pasteurización y humedad adecuadas, se inocula con *spawn* o inóculo y se incuba hasta la colonización completa, manteniendo el ambiente cerca de 21 °C y por debajo de 27 °C, ya que el interior de las bolsas puede calentarse 5–8 °C adicionales por el calor metabólico del micelio (en el caso de bolsas mayores de 2.27 kg). Una vez colonizado, se inicia la fructificación reduciendo temperatura y aumentando oxígeno; en *Pleurotus*, esto se logra cortando la bolsa para exponer áreas del bloque al aire rico en O₂, dirigiendo la energía del micelio hacia esos puntos de fructificación. La cosecha se realiza cuando el borde del sombrero aún está curvado. (Cornell CALS, 2022). Posteriormente, para medir la productividad, la métrica estándar es la eficiencia biológica (EB), definida como el cociente entre el peso fresco total de basidiocarpos cosechados y el peso seco del sustrato empleado, multiplicado por 100 % (Stamets, 2000).

Más allá de la composición del sustrato y del manejo ambiental, la física del sistema sólido determina el microambiente interno del bloque: el tamaño, la profundidad y el patrón de perforaciones o apertura modifican la aireación local y, con ella, los gradientes de temperatura, humedad y gases que condicionan la colonización micelial y la formación de basidiocarpos (Cornell CALS, 2022). Con base en lo anterior, el presente trabajo se centra

en dos variables físicas —la relación área/volumen y la configuración de apertura del bloque al inducir la fructificación— para evaluar su efecto sobre el crecimiento del cultivo.

II. Objetivos

A. General

Evaluar la relación área/volumen y la configuración de apertura posterior a la incubación del sustrato utilizado en la producción del hongo *Pleurotus ostreatus* para conocer su efecto sobre el crecimiento.

B. Específicos

1. Desarrollar una metodología para cuantificar el crecimiento de *Pleurotus ostreatus*, mediante el establecimiento de parámetros experimentales clave.
2. Calcular el rendimiento biológico y la producción de basidiocarpos de *Pleurotus ostreatus* para comparar el efecto de tres relaciones área/volumen y tres configuraciones de apertura del sustrato.
3. Analizar el crecimiento micelial en función del tiempo, con el fin de proponer un modelo cinético representativo de la colonización en fermentaciones en estado sólido.
4. Realizar un análisis costo beneficio de la producción de basidiocarpos para determinar la relación área/volumen y configuración de apertura del sustrato que resulte más favorable en términos económicos a escala laboratorio.

III. Justificación

El mercado global de hongos fue valorado en 50.3 billones de dólares en 2021, de acuerdo con Grand View Research, y se proyecta que para 2030 alcance los 115.8 billones de dólares, con una tasa de crecimiento anual compuesta o CAGR del 9.7% entre 2022 y 2030. Las especies con mayor presencia en el mercado son el champiñón, el shiitake y el hongo ostra, siendo este último el que se espera registre el mayor crecimiento en ingresos, con un CAGR de 11.3% en el periodo de análisis.

El hongo ostra (*Pleurotus spp.*) es el segundo hongo comestible más cultivado a nivel mundial, solo detrás del champiñón blanco (*Agaricus bisporus*), con una producción creciente que supera los 1.5 millones de toneladas anuales. Este cultivo se encuentra ampliamente distribuido y ha adquirido gran relevancia no solo por su notable capacidad de adaptación a diferentes condiciones climáticas, sino también por la facilidad y rapidez relativa de su cultivo en comparación con otras especies de hongos. Asimismo, los hongos ostra son reconocidos por su valor gastronómico y nutricional, destacando por su alto contenido de proteínas, vitaminas, minerales y fibra dietética, y con bajo contenido de sodio y grasas insaturadas (Jarial et al., 2024). Además, se le atribuyen propiedades medicinales, ya que contiene compuestos bioactivos como glucanos y terpenoides (Suarez, 2012; Shah et al., 2014).

El cultivo de *Pleurotus ostreatus* representa una alternativa sostenible para valorizar los residuos agroindustriales, ya que este hongo tiene la capacidad de degradar eficientemente una amplia gama de materiales lignocelulósicos que habitualmente se consideran desechos. Esta característica no solo reduce los costos de producción al sustituir insumos convencionales por subproductos orgánicos de bajo costo, sino que también impulsa modelos de producción más sostenibles (Wan et al., 2020). En un enfoque de economía circular, los residuos agrícolas se transforman en un alimento de alto valor nutricional, mientras que el remanente del cultivo fúngico puede reincorporarse al ciclo agrícola como mejoradores de

suelo o como fuente de forraje para animales (Ivarsson et al., 2021). De esta manera, el hongo ostra promueve una bioeconomía local más sostenible.

En 2022, Guatemala reportó un volumen exportado de 135,586 kg de "Setas y demás hongos y trufas, preparados o conservados sin vinagre ni ácido acético", con una tasa de crecimiento de volumen exportado del 3%, siendo los países de El Salvador, Honduras y Costa Rica los principales importadores (UN Comtrade, 2023). Este dato refleja el creciente interés por los hongos comestibles en la región centroamericana, lo que presenta una oportunidad comercial significativa para el país.

En este contexto, el incremento en la demanda de la seta ostra y la necesidad de fortalecer su cultivo hacen fundamental estudiar los factores que afectan su rendimiento. Aunque existen múltiples investigaciones que evalúan su crecimiento en múltiples sustratos, no se encontraron estudios precedentes realizados en Guatemala, que planteen cómo variables físicas, como la relación área/volumen de los bloques y la configuración de apertura del bloque cultivado, influyen en la productividad y el desarrollo micelial del cultivo.

Asimismo, se identifica una limitación metodológica relacionada con la evaluación del crecimiento micelial en bloques sólidos, ya que, en fermentaciones en estado sólido, el micelio se entrelaza con la matriz del sustrato, lo que dificulta su separación y cuantificación directa. Por ello, en este trabajo de graduación se plantea el desarrollo de una metodología que permita caracterizar el crecimiento micelial en condiciones sólidas, y a partir de ello, proponer un modelo cinético representativo de la colonización del sustrato.

Por estas razones, esta investigación busca generar conocimiento científico sobre la relación entre las condiciones físicas de los bloques de sustrato en el cultivo de *Pleurotus ostreatus*, con el propósito de aportar al desarrollo de alternativas productivas más sostenibles, económicas y competitivas.

IV. Marco teórico

A. Reino Fungi

Los hongos constituyen un reino biológico independiente, denominado Fungi, distintivo de las plantas, los animales y las bacterias. El término *fungi* (plural en latín de *fungus*, que significa “hongo”) se emplea para describir a un conjunto de organismos eucariotas, es decir, que poseen núcleos definidos en sus células y se caracterizan por ser aclorofílicos, por lo que carecen de la capacidad de realizar fotosíntesis y obtener energía directamente de la luz solar. Por lo que su nutrición es estrictamente heterótrofa (Alexopoulos et al., 1996). Comparten con los animales la capacidad de secretar enzimas hidrolíticas que degradan biopolímeros en compuestos más simples, los cuales son luego absorbidos como fuente de nutrición. A diferencia de los animales, no requieren un sistema digestivo interno, ya que habitan directamente sobre su fuente de alimento, realizando una digestión extracelular y expandiendo su crecimiento hacia zonas nuevas conforme el entorno se empobrece de nutrientes (Griffin, 1994).

Las estructuras de los hongos, en la mayoría de los casos, se componen por filamentos llamados hifas, los cuales se ramifican formando una red conocida como micelio. El crecimiento de este sólo se da en las puntas, formando así masas algodonosas o afelpadas de forma radial. Las hifas suelen estar rodeadas por paredes celulares compuestas principalmente por quitina, celulosa y glucanos, lo que les proporciona rigidez. Se reproducen tanto sexual como asexualmente a través de esporas, lo que les permite una alta capacidad de dispersión y adaptación (Alexopoulos et al., 1996).

Aunque la mayoría de los hongos presentan morfología filamentosa, existen excepciones que no siguen este patrón estructural. Las levaduras son un ejemplo de especie que crece como células unicelulares, mientras que grupos más primitivos, como los quitridiomycetos, se desarrollan como células redondeadas individuales o cadenas dicotómicas de células con rizoides que les permiten fijarse al sustrato (Kavanagh, 2005).

1. Función en la naturaleza

Los hongos desempeñan un papel fundamental en los ecosistemas, ya que participan activamente en la descomposición de materia orgánica y en el ciclo biogeoquímico de elementos esenciales. Ecológicamente pueden clasificarse en tres grupos: saprófitos, parásitos y micorrízicos.

a. Hongos micorrízicos

Este tipo de hongos establece una relación simbiótica beneficiosa con las raíces de plantas hospedadoras, desde árboles hasta pastos. A través del micelio, pueden formar estructuras alrededor (ectomicorrízicos) o dentro de las raíces (endomicorrízicos), mejorando la absorción de agua, compuestos nitrogenados y nutrientes como el fósforo, del suelo. Esta asociación es clave en ecosistemas naturales al acelerar el crecimiento de las plantas (Stamets, 2000).

b. Hongos parásitos

Estos hongos se desarrollan a expensas de un organismo hospedero, afectando negativamente su salud en el proceso. *Cordyceps sinensis* son uno de los hongos más conocidos de este tipo. Crecen sobre el cuerpo de orugas y otros insectos, reemplazando progresivamente los tejidos del hospedero por los del hongo. Aunque históricamente se han considerado dañinos, también desempeñan funciones ecológicas importantes al crear hábitats para otras especies. Un ejemplo es *Armillaria mellea* o también conocido como hongo de miel, que provoca pudrición de raíces en diversas especies vegetales, puede alcanzar enormes dimensiones y sobrevivir durante siglos (Stamets, 2000).

También existen formas facultativas que adoptan un comportamiento parasitario solo bajo condiciones favorables, como *Pleurotus ostreatus*, que suele desarrollarse en árboles debilitados como el álamo, aliso y arce. Muchos hongos parásitos son microscópicos y pueden causar enfermedades visibles como canchales o tizones, las cuales suelen ser indicios de desequilibrios ecológicos más amplios, como contaminación o pérdida de hábitat. Una vez muere el hospedero, los hongos saprófitos retoman su papel descomponedor (Stamets, 2000).

c. Hongos saprófitos

Son los principales descomponedores del ecosistema, al degradar materia orgánica muerta como madera y residuos vegetales. A través de su micelio secretan enzimas que rompen compuestos complejos, permitiendo el reciclaje de nutrientes fundamentales como el carbono y nitrógeno. Entre los hongos saprófitos cultivables más conocidos y empleados en la producción alimentaria y biorremediación se encuentran *Pleurotus ostreatus*, *Lentinula edodes* y *Stropharia rugoso-annulata* (Stamets, 2000). Como descomponedores, estos hongos pueden dividirse en tres grupos clave, aunque algunas especies cruzan de una categoría a otra dependiendo de las condiciones ambientales.

- 1) Descomponedores primarios: son hongos que colonizan rápidamente materiales vegetales como madera, hojas o pasto, iniciando la descomposición del tejido mediante enzimas especializadas en romper lignina y celulosa. Predominan en ambientes forestales y entre ellos destacan especies como *Pleurotus spp.* (*hongo ostra*), *Lentinula edodes* (shiitake) y *Stropharia rugoso-annulata* (rey estrofaría). Su acción inicial de degradación de lignocelulosa facilita que otros hongos continúen degradando el sustrato (Stamets, 2000).
- 2) Descomponedores secundarios: este tipo de hongos saprófitos, dependen de la acción previa de otros microorganismos, aprovechando sustratos previamente transformados por bacterias, actinomicetos y hongos primarios, como ocurre en el compostaje. Se desarrollan cuando el material vegetal ya ha sido parcialmente degradado y estabilizado. Ejemplos notables incluyen *Agaricus brunnescens* (champiñón blanco) y *Stropharia ambigua*, que se colonizan en compost maduro o camas previamente colonizadas (Stamets, 2000).
- 3) Descomponedores terciarios: este tipo de hongos viven en sustratos altamente degradados, en ambientes formados por la acción prolongada de los descomponedores primarios y secundarios. Por lo que se trata de hongos del suelo, adaptados a condiciones poco favorables para otras especies. Algunos ejemplos son *Aleuria aurantia*, *Panaeolus subbalteatus*, y especies de *Conocybe* y *Agrocybe* (Stamets, 2000).

2. Reproducción de los hongos

Los hongos pueden reproducirse de forma asexual o sexual. La reproducción asexual, también conocida como vegetativa, no implica la fusión de núcleos y es muy utilizada para la multiplicación de hongos comestibles en laboratorio, ya que permite mantener las características genéticas de la cepa cultivada. Esta puede ocurrir por fragmentación del micelio, el cual, bajo condiciones adecuadas de humedad, temperatura y sustrato, genera un nuevo individuo (Herrera y Ulloa, 1990). Por otro lado, algunos hongos producen esporas asexuales mediante división mitótica, las cuales reciben distintos nombres según la estructura que las produce, como artrosporas, conidiosporas o esporangiosporas. Estas esporas permiten una propagación rápida en corto tiempo, aunque no son tan comunes en hongos comestibles (Hawksworth et al., 1983).

La reproducción sexual en hongos, por su parte, implica varios procesos: la unión de hifas (somatogamia), la fusión de núcleos (cariogamia) y la formación de gametos por meiosis. En los hongos comestibles, las hifas que forman el micelio actúan como gametos, y solo aquellas genéticamente compatibles se fusionan para formar por somatogamia un comportamiento hifal, con dos tipos de núcleos diferentes. La cariogamia generalmente se presenta tiempo después de la somatogamia, por lo que el micelio puede multiplicarse y mantenerse durante un tiempo antes de que ocurra la fusión de núcleos, que únicamente sucede en la basidia, donde se originan por meiosis las esporas sexuales (basidiosporas). La reproducción sexual, aunque más lenta, favorece la variación genética y mejora la capacidad de adaptación a nuevos nichos o condiciones adversas. Muchos hongos alternan entre la reproducción asexual y sexual a lo largo de su ciclo de vida. (Alexopoulos et al., 1996); Herrera y Ulloa, 1990).

B. Hongo ostra

Pleurotus ostreatus es comúnmente conocido como hongo ostra debido a que el epíteto específico *ostreatus* hace referencia a su apariencia semejante a la de una concha de ostra. También se le suele conocer como ostra de árbol, hongo de paja y *Hiratake*, que en japonés significa “hongo plano”. El nombre *Pleurotus* proviene del término griego *pleuro*, que significa “formado lateralmente” o “en una posición lateral”, haciendo referencia a que el

tallo se ubica hacia un costado del sombrero, y no en el centro como en otras especies (Staments y Chilton, 1983).

Las especies de *Pleurotus* se encuentran en la naturaleza principalmente como saprófitos creciendo sobre troncos de madera y tienen la habilidad de descomponer residuos naturales lignocelulósicos. Por lo que son capaces de adaptarse a una amplia variedad de sustratos de diferentes orígenes como paja de cereales, aserrín, bloques de madera, pulpa de café, hojas de té y subproductos agrícolas como mazorcas de maíz, hojas de banano, residuos de algodón, bagazo de caña de azúcar, entre otros materiales (Rajarathnam et al., 1987).

El cultivo del hongo ostra tiene una larga trayectoria que se remonta a 1917, cuando Flack, en Alemania, experimentó por primera vez su producción sobre tocones y troncos de madera. Posteriormente, investigadores como Block, Taso y Hou continuaron el desarrollo de estas técnicas en Estados Unidos. En India, el cultivo de distintas especies del género *Pleurotus* inició en la década de 1960, alcanzando una escala comercial a mediados de los años setenta (Jarial, & Bhatia, 2024).

En la actualidad, los hongos del género *Pleurotus* son los segundos más cultivados a nivel mundial, después del *Agaricus bisporus* o comúnmente conocido como champiñón. Su popularidad puede atribuirse no solo a su amplia distribución y notable adaptabilidad, sino también a que su cultivo es relativamente sencillo y rápido en contraste con otras especies de hongos, que requieren controles ambientales más rigurosos y tienen un ciclo de crecimiento más prolongado. Asimismo, la disponibilidad de distintas especies de *Pleurotus* permite su producción durante todo el año, al adaptarse a diferentes condiciones climáticas (Chang y Miles, 2004). Los hongos ostra son además reconocidos por su valor gastronómico y nutricional, destacado por su alto contenido de proteínas, lípidos, vitaminas, carbohidratos, aminoácidos, minerales y fibra. Al mismo tiempo, presenta niveles muy bajos de calorías, grasas, colesterol y sodio, lo que lo convierte en un alimento ideal para dietas saludables (Jarial, Jarial, & Bhatia, 2024).

1. Propiedades nutricionales y medicinales

La composición nutricional de *Pleurotus ostreatus* incluye proteínas estimadas mediante el factor Nx4.38 en un rango de 10.5 % a 30.4 %, carbohidratos totales entre 57.6 % y 81.8 %, grasas del 1.6 % al 2.2 % y fibra entre 7.5 % y 8.7 % (Chang y Miles, 2004). Además,

constituye una fuente relevante de aminoácidos esenciales como leucina, isoleucina, valina, triptófano, lisina, treonina, fenilalanina, metionina, histidina y arginina. También aporta vitaminas del complejo B como tiamina (B1), niacina y riboflavina, así como ácido ascórbico, y minerales esenciales como calcio (Ca), fósforo (P), potasio (K), hierro (Fe) y sodio (Na) (Bobek et al., 1995).

Desde el punto de vista medicinal, *Pleurotus ostreatus* contiene compuestos bioactivos como la 3-hidroxi-3-metilglutaril-coenzima A reductasa, la proteína ubiquitina específica del género y el β -glucano conocido como pleurán. Estos compuestos han sido relacionados con múltiples beneficios terapéuticos, entre los que destacan su actividad antibacterial, antiviral, antiinflamatoria, reguladora de la presión arterial y del colesterol, así como su acción cardioprotectora, neurotrófica y fortalecedora del sistema inmunológico. Estudios recientes han demostrado que *P. ostreatus* produce de forma natural una forma de lovastatina (3-hidroxi-3-metilglutaril-CoA reductasa), un agente hipocolesterolémico aprobado por la FDA en 1987 para el tratamiento del colesterol elevado en sangre (Stamets, 2002).

2. Taxonomía

Dentro del género *Pleurotus* se encuentran diversas especies que pueden cultivarse bajo condiciones ambientales variables, entre las que se incluyen *Pleurotus ostreatus* (hongo ostra), *Pleurotus eryngii* (hongo ostra rey), *Pleurotus djamor* (hongo ostra rosado), *Pleurotus citrinopileatus* (hongo ostra amarillo), *Pleurotus ostreatus* var. *florida* (hongo ostra blanco) y *Pleurotus pulmonarius* (ostra india u ostra fénix) (Padamini et al., 2024).

Cuadro 1. Clasificación taxonómica del género *Pleurotus*

Taxonomía del género <i>Pleurotus</i>	
Reino	Fungi
Filo	Basidiomycota
Clase	Agaricomycetes
Orden	Agaricales
Familia	Pleurotaceae

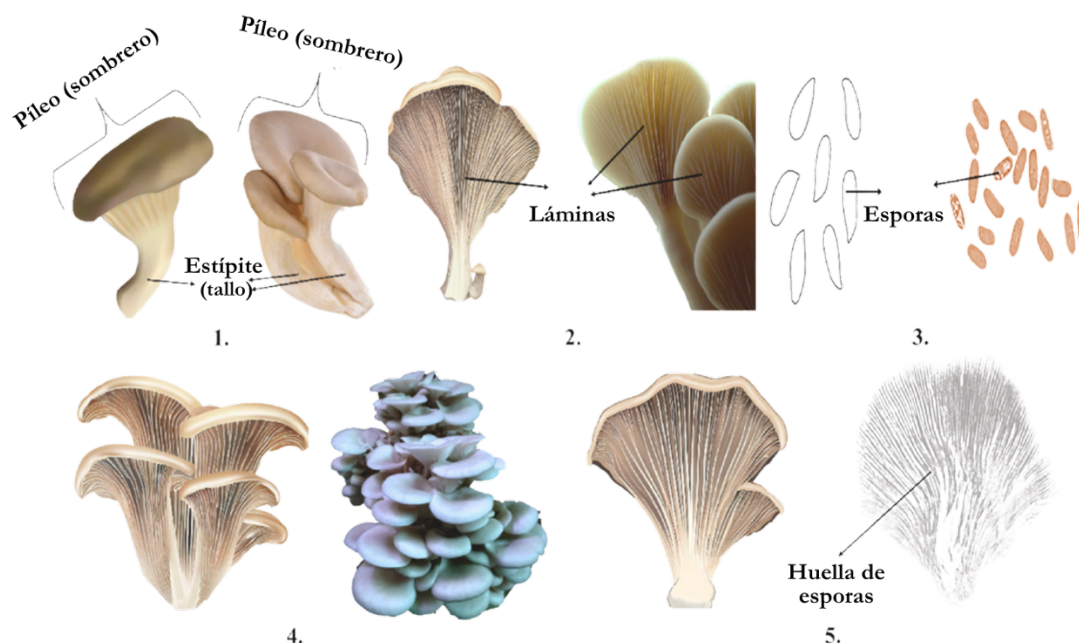
Género	Pleurotus
--------	-----------

Nota. Padamini et al., 2024.

3. Morfología

El sombrero es convexo en sus primeras etapas de desarrollo, expandiéndose hasta adquirir una forma ampliamente convexa y, con el tiempo, volviéndose plano o incluso con los bordes levantados. Su diámetro mide entre 5 y 25 cm. Mientras que su carne es por lo general, delgada. Su color varía según la cepa, iluminación y temperatura, desde blanco al amarillo, pasando por tonalidades grisáceas, marrón claro, e incluso tonos lilas o rosados. Mientras que las láminas son de color blanco a crema y se extienden hacia abajo a lo largo del tallo. El tallo o estípite típicamente se inserta de forma lateral o excéntrica respecto al sombrero. A nivel microscópico, las esporas son de color blanco a gris lila, liberadas desde las láminas como parte del proceso reproductivo. Sus dimensiones son de 7.5–9.5 x 3–4 μm (Staments, 2000).

Figura 1. Partes del hongo ostra, 1. Sombrero y tallo; 2. Láminas; 3. Esporas; 4. Racimo de basidiocarpos; 5. Huella de esporas



Nota. Traducción propia de la figura de Jarial et al., 2024.

4. Hábitat natural

P. ostreatus se encuentra comúnmente sobre maderas duras de árboles como álamos, robles, alisos, arces, fresnos, hayas, abedules, olmos y sauces. Se distribuye tanto en bosques templados como tropicales. Además, se ha registrado su crecimiento en pacas de paja en proceso de compostaje y sobre residuos de pulpa de café (Stamets, 2000).

5. Crecimiento

Las dos fases fundamentales en el crecimiento y desarrollo de los hongos son la fase vegetativa y la fase reproductiva. La fase vegetativa, conocida en la práctica como fase de expansión o colonización del micelio, corresponde al periodo en que el micelio invade y coloniza el sustrato. Por el otro lado, la fase reproductiva se refiere a la formación y desarrollo de los cuerpos fructíferos, es decir, la fase de fructificación. Estas etapas marcan la transición del crecimiento micelial a la formación de estructuras morfogénicas especializadas en los hongos (Chang y Miles, 2004).

Durante la colonización micelial del sustrato, el micelio secreta enzimas extracelulares que degradan los componentes lignocelulósicos del material, transformándolos en compuestos orgánicos más simples y solubles. Estos compuestos son absorbidos por las hifas y utilizados para cubrir las necesidades metabólicas del hongo. El crecimiento del micelio ocasiona la fusión entre hifas y a una estrecha asociación de estas con el sustrato. Además, proporciona el soporte físico requerido para el desarrollo de los cuerpos fructíferos (Chang y Miles, 2004).

Cuando se alcanza este estado de desarrollo, se considera que el micelio está completamente establecido y listo para pasar de la fase vegetativa a la fase reproductiva. Ciertos factores ambientales como la temperatura, luz y variaciones en la concentración de los gases atmosféricos pueden desencadenar esta transición, y el cultivador de hongos puede aplicar técnicas de manejo ambiental para inducirla. (Chang y Miles, 2004).

6. Fase vegetativa o de incubación

Una vez realizada la inoculación, los recipientes o lechos que contienen el sustrato se sellan adecuadamente para conservar niveles óptimos de humedad y minimizar el riesgo de contaminación. Según el método de inoculación empleado (mezclado, en capas o en la superficie), el sustrato se mantiene en reposo, sin perturbaciones, para asegurar el crecimiento micelial. La colonización completa del sustrato se lleva a cabo durante la incubación bajo condiciones controladas y específicas de temperatura, humedad, ventilación y luz (Padamini et al., 2024).

Durante esta fase, el micelio establece una red sólida a lo largo del sustrato, lo que maximiza la absorción de nutrientes y prepara el sustrato para la fase de fructificación. El tiempo que tarda esta fase varía según la especie y depende de diferentes factores como el tamaño de la bolsa, la cantidad de inóculo, la cepa utilizada y las condiciones. Un sustrato completamente colonizado presenta una mayor probabilidad de generar cuerpos fructíferos saludables y en abundancia en la fase de fructificación (Staments, 2000).

Condiciones ambientales durante la incubación:

- a. Temperatura: la temperatura óptima para la incubación de hongos ostra se encuentra generalmente entre 20 y 28 °C. Este rango térmico favorece el crecimiento micelial sin propiciar la contaminación ni generar una actividad metabólica excesiva (Chang & Miles, 2004).
- b. Humedad: durante la incubación, mantener niveles elevados de humedad relativa, entre el 80% y 90%, es esencial para prevenir la deshidratación del sustrato y favorecer el desarrollo del micelio (Padamini et al., 2024). El porcentaje de humedad se determina comparando la diferencia entre el peso inicial de una muestra antes del secado y su peso final una vez eliminada toda el agua. Esta diferencia se relaciona con la cantidad de agua presente en la muestra y se expresa como un porcentaje respecto al peso seco del material.
- c. Ventilación: según Staments (2000), la ventilación adecuada es un factor clave para asegurar un suministro de aire fresco, necesario para la respiración del micelio, y evitar la acumulación de dióxido de carbono. Por ello, los recipientes o bloques suelen

cubrirse de manera holgada o se perforan con pequeños orificios para permitir el intercambio de gases, sin comprometer la humedad.

Se realizan de 20 a 40 perforaciones distribuidas de manera uniforme en las bolsas de polietileno con una aguja o navaja estéril y de preferencia sin tocar al sustrato. Esta práctica es necesaria porque, en las primeras etapas de crecimiento, se requiere una alta concentración de dióxido de carbono (hasta un 25%) para estimular el desarrollo inicial del micelio; sin embargo, una vez alcanzados estos niveles, el exceso de CO₂ comienza a inhibir el crecimiento, por lo que es indispensable facilitar el intercambio de gases con aire fresco. Por estas perforaciones se lleva a cabo la futura formación y brote de los cuerpos fructíferos o basidiocarpos (Sánchez y Royse, 2001).

- d. Requerimientos de luz: durante la fase de incubación, los hongos ostra no requieren exposición a la luz. Se recomienda mantenerlos en completa oscuridad para simular las condiciones naturales en donde el micelio coloniza el sustrato en ambientes sombreados (Padamini et al., 2024).

7. Fase reproductiva o de fructificación

La fase reproductiva en el cultivo de hongos ostra corresponde al periodo en el que los primordios se desarrollan hasta convertirse en cuerpos fructíferos maduros, listos para cosechar (Padamini et al., 2024).

Condiciones ambientales para la fructificación:

- a. Temperatura: los hongos ostra generalmente presentan un mejor rendimiento durante la fructificación cuando se mantienen temperaturas ligeramente inferiores a las utilizadas durante la incubación, aproximadamente entre 18 y 22 °C. Este rango térmico favorece la formación de primordios y promueve el desarrollo saludable de los cuerpos fructíferos (Chang y Miles, 2004).
- b. Humedad: durante la fase de fructificación, es fundamental mantener una humedad relativa elevada, entre el 85% y el 95%, para garantizar la formación y crecimiento

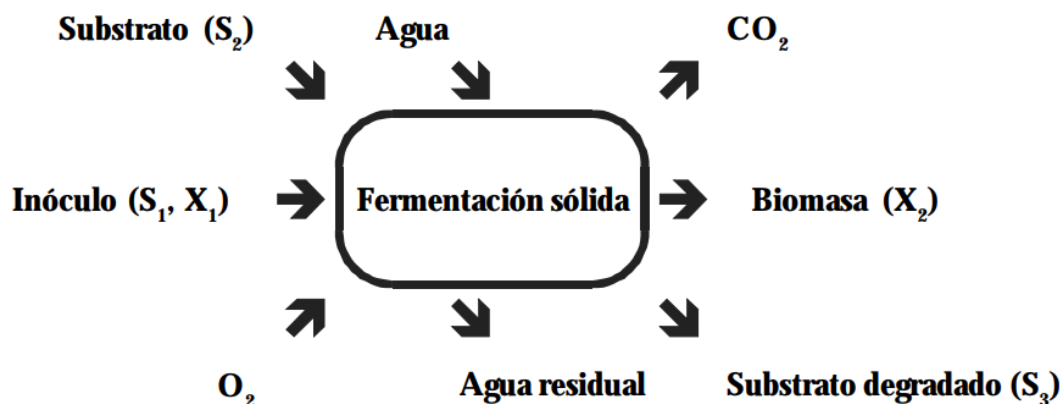
saludable de los cuerpos fructíferos. Estos niveles de humedad suelen mantenerse mediante el uso de humidificadores, especialmente en ambientes con baja humedad natural (Stamets, 2000).

- c. Luz: los hongos ostra son organismos fototrópicos, lo que quiere decir que responden a la luz. La exposición a luz indirecta natural y luz artificial (fluorescente o LED) con un espectro similar al de la luz diurna, durante aproximadamente 12 horas al día, estimula la fructificación y favorece patrones de crecimiento normales (Padamini et al., 2024). La formación de primordios requiere una exposición lumínica mínima de 200 lux durante al menos 12 horas. Mientras que el desarrollo de los cuerpos fructíferos necesita una intensidad de luz entre 50 y 500 lux. Además, la intensidad lumínica influye directamente en la coloración del sombrero; si la iluminación es baja, el color tiende a ser más pálido (Chang y Miles, 2004).
- d. Intercambio de aire fresco: aunque el micelio de *Pleurotus* tiene la capacidad de tolerar concentraciones elevadas de dióxido de carbono (CO₂), los cuerpos fructíferos del hongo ostra no soportan altos niveles de este gas. Cuando la concentración de CO₂ en la sala de cultivo o dentro de las bolsas supera las 600 ppm (0.06%), se produce un alargamiento excesivo del estípite (tallo) y se inhibe el desarrollo de los píleos (sombreros) (Kurtzman et al., 1982; Zadrazil, 1974). Por lo que durante esta fase se requiere un intercambio adecuado de aire para eliminar el dióxido de carbono acumulado y mantener niveles óptimos de oxígeno. Esto puede lograrse mediante una ventilación controlada (Royse, 2000).

8. Balance de masa

El balance de masa permite describir la transformación del sustrato inicial en biomasa fúngica, liberando subproductos como dióxido de carbono, agua residual y sustrato no aprovechado. Este proceso puede representarse a través del siguiente esquema:

Figura 2. Balance de masa durante el cultivo de hongo ostra



Nota. Sánchez y Royse, 2001.

El balance de materia se define como:

Ecuación 1. Balance de materia en fermentaciones de estado sólido

$$X_i + Y(S_1) + Y(S_2) = X_t, \quad \text{en donde:}$$

S_1 = Sustrato en el inóculo (g)

S_2 = Sustrato para fructificación (g)

X_i = Biomasa del inóculo (g)

X_t = Biomasa total producida (g)

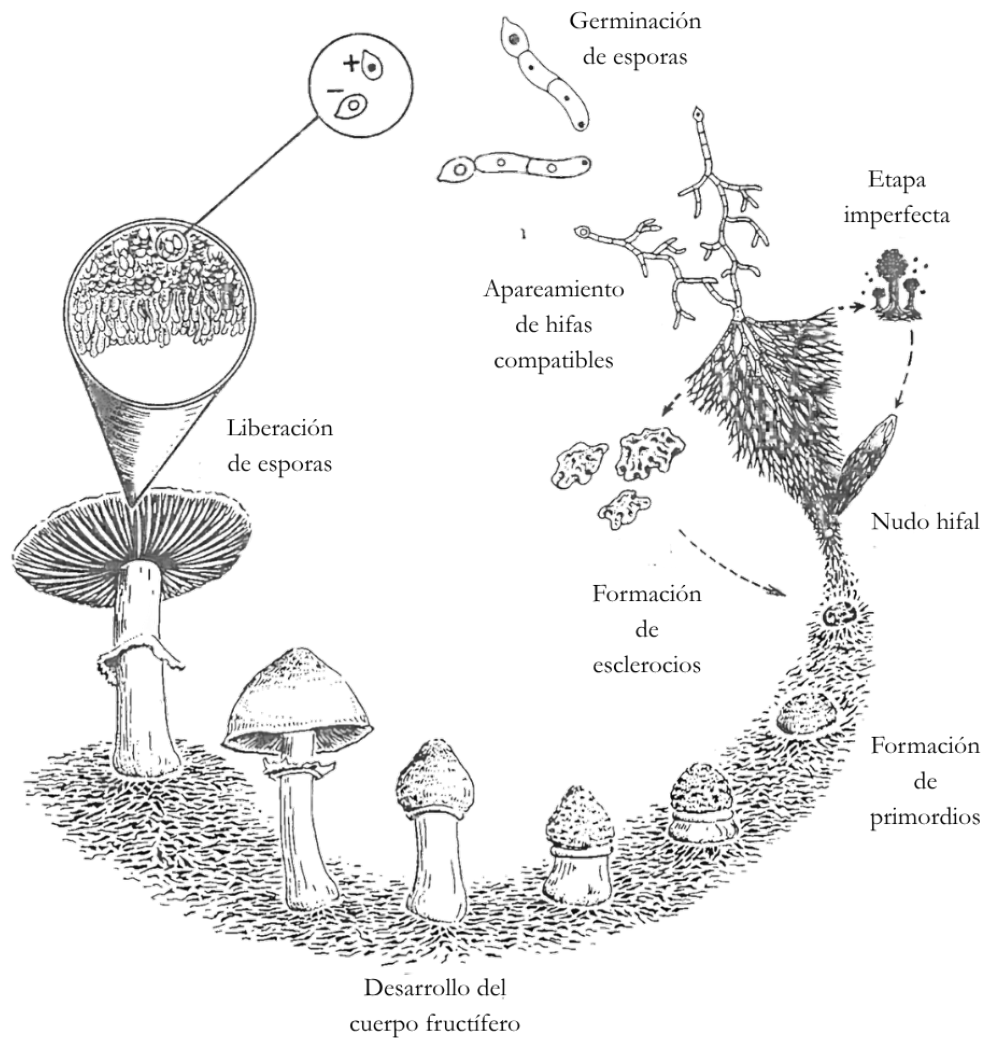
Y = Rendimiento

9. Reproducción

El ciclo de vida de *Pleurotus*, conocido como etapa de espora a espora, es similar al de cualquier basidiomiceto con sombrero. En la naturaleza, el cuerpo fructífero produce esporas uninucleadas que, al depositarse sobre un medio adecuado—como madera húmeda en

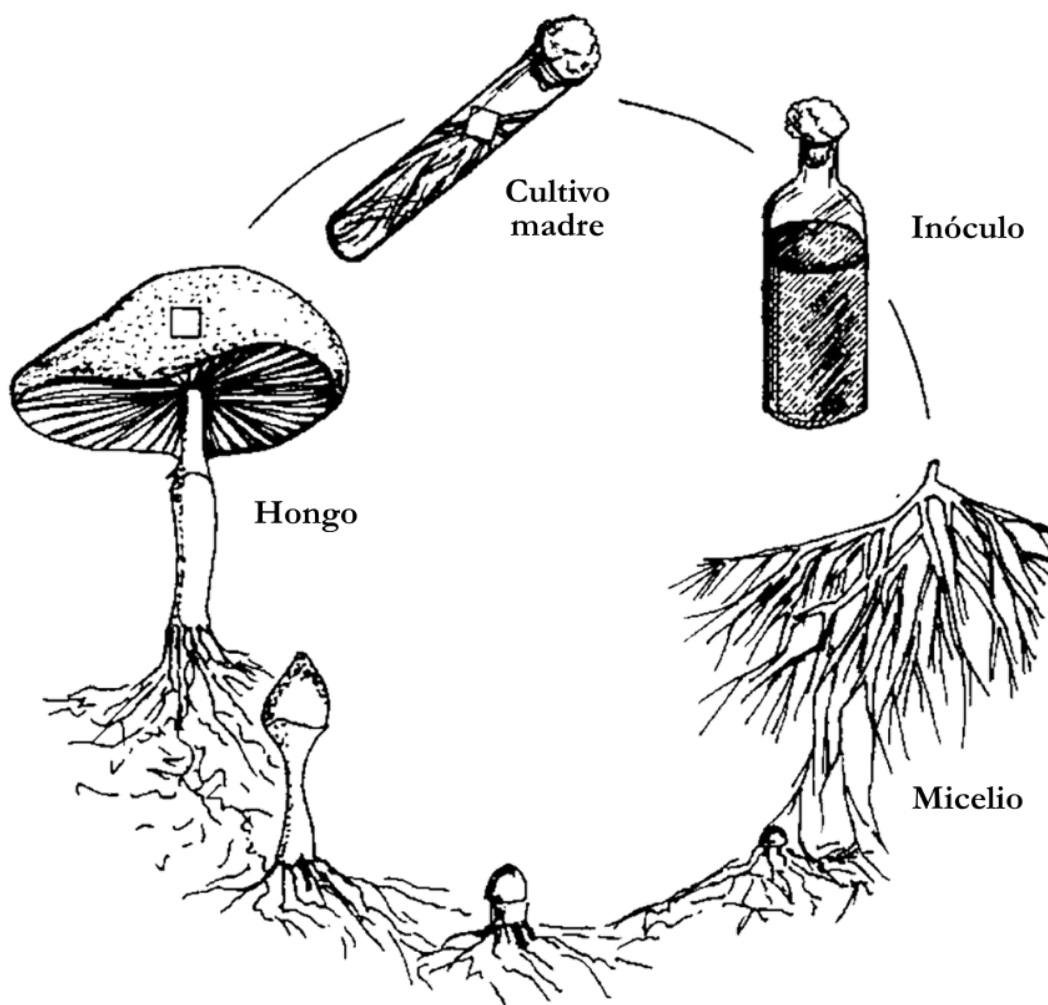
descomposición, preferentemente en zonas sombreadas—, germinan y se fusionan, dando origen a un micelio dicariótico. Este micelio dicariótico, con su vigor genético, crece y coloniza el sustrato, formando primordios que, bajo condiciones climáticas favorables, se convierten en cuerpos fructíferos de mayor tamaño. Durante este crecimiento, se produce la formación y liberación de nuevas basidiosporas, completando así el ciclo de vida (Rajarithnam et al., 1987).

Figura 3. Ciclo de vida de *Pleurotus* en la naturaleza



Nota. Traducción propia de la figura de Stamets, 2000.

Figura 4. Ciclo de vida de *Pleurotus* a partir de cultivo artificial



Nota. Traducción propia de la figura de Oei, 2005.

En el cultivo artificial de *Pleurotus*, este ciclo se adapta mediante técnicas de cultivo controladas. A partir de las basidiosporas o fragmentos de tejido del cuerpo fructífero (esporóforo), se inicia un cultivo aséptico en medios nutritivos como agar de malta o agar de avena, lo que permite obtener un crecimiento abundante del micelio (Rajaratnam et al., 1987).

Posteriormente, este micelio se inocula en condiciones asépticas sobre un sustrato adecuado, como granos cocidos de trigo, sorgo o paja de cereales (por ejemplo, paja de avena). Este proceso genera el material de siembra conocido como "spawn" o inóculo. La

inoculación del sustrato húmedo con el spawn marca el inicio del cultivo productivo (Rajarathnam et al., 1987).

10. Fases del crecimiento

El crecimiento de un hongo varía dependiendo del tipo de medio en el que se desarrolle, ya sea líquido o sólido. En un medio líquido o también denominado sumergido, en reposo, el micelio suele crecer únicamente sobre la superficie; sin embargo, si el medio se mantiene en agitación constante, el crecimiento puede extenderse a todo el volumen. Bajo estas condiciones, el hongo puede crecer de forma dispersa o como pellets esféricos compuestos por hifas agregadas.

En medio líquido agitado, los hongos suelen seguir un patrón de desarrollo característico, similar al de otros microorganismos, compuesto por las fases de latencia, crecimiento exponencial, declinación, fase estacionaria y muerte. Cuando el crecimiento de un hongo se da en un medio sólido en lugar de fase exponencial se presenta una fase de crecimiento más o menos lineal (Lilly y Barnett, 1951). Si se trata de un basidiomiceto, además puede presentarse, según las condiciones, una etapa de fructificación (Sánchez y Royse, 2001).

a. Fase de latencia

La fase de latencia se inicia inmediatamente después de la inoculación del hongo en un medio adecuado para su desarrollo. Durante esta etapa no se observa crecimiento visible, ya que el organismo se encuentra en un proceso de adaptación en el que sintetiza los componentes celulares necesarios para comenzar la elongación. Si el micelio fue dañado durante la siembra, también se encarga de regenerar su pared celular y establecer nuevos puntos de crecimiento. La duración de esta fase puede variar considerablemente, dependiendo tanto del tipo y estado fisiológico del hongo como del sustrato utilizado y las condiciones de cultivo. (Sánchez y Royse, 2001).

b. Fase exponencial

La fase exponencial se presenta una vez que el hongo se ha adaptado al medio de cultivo líquido y puede aprovechar de forma óptima sus condiciones. En esta etapa, el organismo alcanza su tasa máxima de crecimiento, determinada por la disponibilidad de

nutrientes del sustrato (Sánchez y Royse, 2001). Según Koch (1975), los hongos filamentosos cultivados en medio sólido, en contraste, no atraviesan una fase exponencial prolongada (o no la mantienen por largo tiempo), sino que tienden a crecer de manera lineal a lo largo del tiempo.

c. Fase de declinación

La fase de declinación ocurre cuando los productos del metabolismo fúngico se acumulan hasta niveles que inhiben el crecimiento, o bien cuando uno o más nutrientes esenciales se vuelven limitantes o se agotan por completo. Bajo estas condiciones, la tasa de crecimiento máxima ya no puede sostenerse y comienza a disminuir progresivamente. La magnitud de esta reducción depende de la gravedad del desequilibrio: tanto por la escasez de nutrientes críticos como por la acumulación de compuestos tóxicos o inhibidores en el medio de cultivo (Sánchez y Royse, 2001).

d. Fase estacionaria y fase de muerte

La fase estacionaria marca el punto en el cual cesa el crecimiento celular, aunque el metabolismo de mantenimiento permanece activo. Durante esta etapa, el hongo continúa consumiendo glucosa y otros nutrientes residuales, aunque ya no se observa un aumento neto en biomasa. En estas condiciones, el hongo aún conserva la capacidad de reanudar el crecimiento si se transfiere a un nuevo medio adecuado, aunque experimentará un período de latencia cuya duración dependerá del estado fisiológico del organismo y del entorno de cultivo.

A medida que se prolonga la fase estacionaria, comienzan a sintetizarse enzimas autolíticas —como quitinasas y glucanasas— que degradan las propias estructuras celulares, lo cual conduce eventualmente a la muerte del hongo (Sánchez y Royse, 2001).

11. Velocidad de crecimiento

En condiciones óptimas, el crecimiento de un hongo se produce de modo constante, y su incremento es proporcional a la biomasa existente en el medio. Esto puede expresarse como:

Ecuación 2. Velocidad de crecimiento

$$\frac{dx}{dt} = \mu x$$

Donde:

- x es la biomasa,
- μ es la tasa específica de crecimiento.

Al integrar esta ecuación, se obtiene:

Ecuación 3. Ecuación de la recta en coordenadas semilogarítmicas

$$\ln x = \ln x_0 + \mu t$$

que representa la ecuación de una recta en coordenadas logarítmicas.

Esta expresión corresponde a una recta en un sistema de coordenadas semilogarítmicas, lo que permite determinar experimentalmente la tasa de crecimiento durante la fase exponencial.

Por otra parte, en el caso de hongos filamentosos, Trinci (1974) propuso que, aunque las hifas individuales crecen a una velocidad lineal constante, el micelio en su conjunto puede mostrar un crecimiento exponencial. Para describir el crecimiento colonial, introdujo la siguiente relación:

Ecuación 4. Crecimiento colonial

$$K_r = \mu w$$

Donde:

- K_r es la tasa radial de crecimiento colonial,

- μ es la tasa específica de crecimiento,
- w es el ancho de la zona activa de crecimiento (zona periférica).

Esta ecuación indica que el crecimiento radial del micelio está directamente relacionado con la tasa de crecimiento específica, siempre y cuando w se mantenga constante. Dado que K_r es la tasa radial de crecimiento colonial, puede determinarse fácilmente mediante la medición del incremento radial de la colonia, se utiliza frecuentemente como un indicador indirecto de μ . No obstante, es esencial asegurarse de que w permanezca constante bajo las condiciones experimentales para que esta relación sea válida (Sánchez y Royse, 2001).

12. Medición del crecimiento

Existen diversas formas de medir el crecimiento de un organismo, como el incremento de masa, el cambio en la concentración de componentes celulares específicos, o la producción de CO_2 . La elección del método depende principalmente del objetivo del estudio. En investigaciones relacionadas con el cultivo de hongos, uno de los aspectos más relevantes es evaluar la velocidad de colonización del sustrato, por lo que es frecuente el análisis del crecimiento micelial mediante el incremento radial de la colonia. La técnica consiste en realizar mediciones periódicas del diámetro o radio de la colonia en placas de Petri y graficar estos valores en función del tiempo para obtener la pendiente de la recta, que representa la velocidad de crecimiento radial (Sánchez y Royse, 2001).

Este método, simple y ampliamente utilizado, permite estudiar el efecto de variables como la temperatura, el pH o la composición química del medio de cultivo sobre el crecimiento del micelio. Sin embargo, presenta limitaciones importantes: ha demostrado ser poco útil para predecir la formación de cuerpos fructíferos o la productividad final del cultivo (Brancato y Golding, 1953).

13. Eficiencia biológica

La eficiencia biológica es un término empleado en la industria del cultivo de hongos para cuantificar qué tan eficientemente el hongo aprovecha el sustrato en su crecimiento y desarrollo. Este indicador, expresado como porcentaje, representa la proporción de sustrato húmedo que se convierte en cuerpos fructíferos

La tasa de conversión se calcula mediante la siguiente ecuación:

Ecuación 5. Eficiencia biológica

$$EB = \frac{\text{Peso fresco total del cultivo (g)}}{\text{Peso total del sustrato en base seca (g)}} \times 100\%$$

Nota. Stamets, 2000.

14. Sustratos

Una característica distintiva de *Pleurotus* es su capacidad para colonizar residuos vegetales con bajo contenido de nitrógeno y producir cuerpos fructíferos con un alto contenido de este nutriente (Jandaik, 1976). Estudios han demostrado el éxito en el crecimiento y rendimiento de *Pleurotus* en sustratos como: paja de arroz, paja de trigo, pseudotallo de plátano, paja de ragi, residuos de algodón, cascarillas de semilla de algodón y lóculos de cápsulas de algodón, papel reciclado, hojas de té, aserrín, paja de arroz, mazorcas de maíz, maderas, lodos de molinos de pulpa, orujo de manzana, compost de aliso agotado, pulpa de café y bagazo de citronela. (Rajarathnam et al., 1987; Sardara et al., 2017; Saardar et al., 2016).

Sin embargo, para cultivos a escala comercial, se ha comprobado que los sustratos más rentables son la paja de arroz, la paja de trigo, las mazorcas de maíz, los residuos de algodón y los lóculos de cápsulas de algodón (Rajarathnam et al., 1987).

a. Contenido de agua

Antes de la inoculación, el sustrato debe remojar en agua hasta alcanzar un contenido de humedad inicial entre el 70% y 75%, debido a que la humedad es un factor

clave para el crecimiento y rendimiento de los hongos *Pleurotus*. Además, el tamaño de partícula del sustrato influye directamente en este equilibrio ya que se requiere un adecuado balance entre agua y espacio de aire. Si las partículas son demasiado pequeñas, se pierde la aireación necesaria, y si la paja se deja entera, el exceso de espacio entre los tallos provoca desecación rápida. Asimismo, niveles de humedad superiores al 80 % en paja troceada favorecen la proliferación de bacterias y contaminaciones fúngicas secundarias, como *Coprinus* y *Pluteus*, que afectan el desarrollo del micelio (Rajaratnam et al., 1987).

Para lograr una adecuada humectación del sustrato, enfocándose en la paja, se pueden emplear distintos métodos según el tipo y la escala de producción. A pequeña escala, una técnica efectiva consiste en sumergir completamente la paja en agua durante aproximadamente 48 horas, utilizando recipientes cuyo tamaño sea acorde al volumen de material a tratar. Posteriormente, se elimina el exceso de agua por el drenaje, lo cual también permite arrastrar compuestos solubles que, de permanecer, podrían favorecer el desarrollo de microorganismos competidores no deseados (Sánchez y Royse, 2001).

b. Reducción del tamaño de partícula

Durante la preparación del sustrato para el cultivo de *Pleurotus*, se requiere, por lo general, reducir el tamaño de partícula de los materiales base (como pajas, hojas o tallos) mediante procesos de trituración, molienda o picado, especialmente cuando están secos. Es fundamental que las materias primas estén en buen estado, ya que su calidad influye en la prevención de contaminaciones (Sánchez y Royse, 2001).

En cuanto a la elección del tamaño de partícula y el contenido de humedad, se recomienda que este sea de 2-5cm y 70–75%, respectivamente, debido a que, como se mencionó con anterioridad, las partículas demasiado grandes dificultan la hidratación, y partículas muy finas pueden provocar una compactación excesiva, afectando negativamente el proceso de cultivo (Sánchez y Royse, 2001).

c. pH

El pH óptimo del sustrato para el cultivo *Pleurotus ostreatus* se encuentra entre y el rango de 5.5 y 7.0. Algunos investigadores han comprobado que es posible corregir un pH elevado en sustratos mediante la adición de carbonato de calcio (Staments, 2000).

De acuerdo con Rajarathnam y colaboradores (1987), durante la colonización del sustrato por el micelio, este puede volverse más ácido debido a la secreción de ácido oxálico; dicho ácido ayuda a controlar parcialmente los contaminantes naturales presentes en el sustrato durante el cultivo.

d. Paja de avena

La avena (*Avena sativa* L.) es un cereal ampliamente cultivado a nivel mundial, con una superficie total de siembra estimada de 9.6 millones de hectáreas. Su producción global ha mostrado un incremento sostenido durante la última década, alcanzando aproximadamente 26.4 millones de toneladas métricas en 2022 (FAOSTAT, 2022).

Esta planta anual prospera en climas templados y puede sembrarse tanto en invierno —para cosecharse a finales del verano— como en primavera, con cosecha a inicios del otoño. Durante su recolección se generan grandes volúmenes de residuos agrícolas, entre los que destaca la paja de avena, compuesta principalmente por tallos y hojas, y que representa cerca del 50% del peso total de la planta. Este subproducto se emplea tradicionalmente como forraje para el ganado, aunque también posee un alto potencial como materia prima lignocelulósica.

La paja de avena tiene una relación de C:N aproximada de 70:1 y está conformada por aproximadamente 34% de celulosa, 26% de hemicelulosa y 13% de lignina en base seca, lo que le confiere resistencia a la degradación y la convierte en un insumo prometedor para la producción de biocombustibles, biomateriales o como sustrato en cultivos de hongos (Rencoret et al., 2023).

e. Olote

El olote es el residuo principal de la industria de procesamiento del maíz. Este subproducto agrícola se genera en grandes cantidades en el proceso de separación del grano de la mazorca y se estima que por cada tonelada de maíz se obtienen 170 kg de olote (CIMMYT, 1995). Según FAOSTAT (2023), la producción mundial de maíz en el 2023 fue de 1218 millones de toneladas), lo que permitiría estimar una generación anual de alrededor de 207 millones de toneladas de olote.

Como sustrato, el olote es altamente prometedor debido a su disponibilidad como residuo agrícola, su capacidad para favorecer el crecimiento del hongo ostra y su alta capacidad de retención de agua (Dhakal et al., 2020). Es rico en materia orgánica soluble y posee una notable capacidad para suministrar carbono de manera continua. Además, su superficie presenta una rugosidad elevada, lo que facilita la adherencia de microorganismos. Su composición elemental incluye: Carbono (C) 49.95 %, Oxígeno (O) 46.30 %, Potasio (K) 0.64 %, Nitrógeno(N) 2.04 %, Azufre (S) 0.06 % y Silicio (Si) 1.01 (de los Santos y Sánchez, 2023).

En cuanto a su composición química, el olote presenta una fracción de hemicelulosa del 39% en peso seco (compuesta por pentosas, principalmente xilosas), una fracción celulósica del 34% (formada por unidades de β -glucosa) y un 23% de lignina (Rivas et al., 2004; de los Santos y Sánchez, 2023). Maramba y colaboradores (1978), reportaron una relación C:N de 49.9:1.

f. Relación C:N

La relación carbono-nitrógeno (C:N) es la proporción entre la masa de carbono y la masa de nitrógeno en una sustancia; por ejemplo, una relación C:N de 10:1 indica que hay diez unidades de carbono por cada unidad de nitrógeno (USDA, 2011). Esta relación es clave en procesos como la descomposición de residuos orgánicos y el ciclo de nutrientes, y en el caso del cultivo de hongos, también influye en la selección del sustrato. Las especies del género *Pleurotus* presentan una notable tolerancia en cuanto a esta proporción, ya que pueden crecer en medios con una relación C/N que varía ampliamente

entre 30 y 300. No obstante, aunque no requieren una selectividad química estricta, sí necesitan una selectividad biológica: la microbiota presente en el sustrato debe favorecer su desarrollo y no competir con él. Esta versatilidad permite utilizar una gran diversidad de subproductos vegetales —o combinaciones de estos— como sustrato para su cultivo (Sánchez y Royse, 2001)

g. Suplementos

La suplementación del sustrato consiste en agregar nutrientes para mejorar tanto el rendimiento como la calidad del cultivo de hongos. Esta práctica permite potenciar sustratos básicos como la paja o el aserrín, los cuales suelen ser pobres en nitrógeno, favoreciendo así el crecimiento del micelio. Entre los suplementos más comunes se encuentran el salvado de trigo o arroz (10–20% en peso), la harina de soya (5–10%), el yeso o sulfato de calcio (2–5%), y el salvado de avena, maíz molido, subproductos cerveceros, aceites vegetales y levadura nutricional (Stamets, 2000). También puede utilizarse estiércol compostado, que aporta nutrientes esenciales, aunque es necesario asegurar su adecuada fermentación para evitar patógenos y exceso de amoníaco (Rajkumari et al., 2024). Sin embargo, es importante destacar que al añadir suplementos nitrogenados se pierde cierta semiselectividad del sustrato, lo que incrementa el riesgo de contaminación. Por ello, se requiere una higiene estricta y un buen diseño del flujo de trabajo dentro de las salas de cultivo para asegurar el éxito del proceso (Stamets, 2000).

h. Pretratamientos del sustrato

Se emplean diferentes métodos para eliminar o reducir los contaminantes presentes en el sustrato, que podrían competir con el crecimiento del hongo. La elección de estos dependerá de los fines de cultivo, bien sean científicos o comerciales.

15. Esterilización

La esterilización es un proceso térmico que elimina por completo cualquier forma de vida microbiana (bacterias, hongos, esporas) presente en el sustrato, creando así un ambiente completamente aséptico para el cultivo del hongo. Generalmente, consiste en calentar el

sustrato en un autoclave a 121 °C y 15 psi durante 1 a 2 horas, y luego dejarlo enfriar hasta alcanzar la temperatura ambiente antes de la inoculación. También puede emplearse una olla de presión en producciones a pequeña escala. Este tratamiento se aplica tras preparar el sustrato —picado, hidratado y homogeneizado— y colocarlo en contenedores adecuados, como bolsas o frascos. Aunque es un método muy eficaz, su uso está limitado en aplicaciones comerciales debido a su elevado costo y baja viabilidad para grandes volúmenes; por ello, es más común en pequeña escala, en trabajos de laboratorio o investigaciones donde se requiere un control estricto de las condiciones del cultivo (Chang y Miles, 2004; Sánchez y Royse, 2001).

16. Tratamiento con agua caliente

Este tratamiento, propuesto por Kurtzman (1979) consiste en sumergir la paja picada en agua limpia a 70–80 °C durante 15 minutos, seguido de varios lavados con agua caliente hasta que el líquido salga claro. Este método humedece y pasteuriza simultáneamente sin requerir vapor, siendo práctico para producciones artesanales. Los lavados arrastran grandes cantidades de materiales solubles que favorecen el crecimiento de microorganismos contaminantes. Tras enfriarse a 25 °C, la paja puede inocularse y envasarse, ofreciendo un rendimiento aceptable a pesar de su alto consumo de agua.

17. Pasteurización

La pasteurización es un método de preparación del sustrato ampliamente utilizado en el cultivo de hongos a nivel comercial. Tras su acondicionamiento, el material se coloca en cámaras especiales donde se somete a un tratamiento térmico aeróbico con vapor, alcanzando temperaturas entre 60 y 80 °C durante 6 a 12 horas. Este procedimiento, desarrollado inicialmente por Zadrazil y Schneiderei (1972) permite reducir significativamente la carga microbiana sin esterilizar completamente el sustrato. Sin embargo, al no eliminar completamente los microorganismos, como *Trichoderma spp.*, se ha vuelto común complementar el proceso con la aplicación de fungicidas como Benlate (Sánchez y Royse, 2001).

Además del tratamiento con vapor en cámaras, existen otras variantes de pasteurización. La pasteurización con agua caliente implica remojar el sustrato, como la paja, en agua a 65–70 °C durante 1–2 horas, siendo eficaz para materiales fibrosos (Stamets, 2000). También se puede aplicar vapor en contenedores cerrados como barriles a 60–65 °C durante 1–2 horas, siendo este un método adecuado para volúmenes medianos. Por otro lado, el baño de cal es una alternativa no térmica, conocida como “pasteurización en frío” donde el sustrato se sumerge en agua con cal hidratada por 12–18 horas, elevando el pH y limitando el desarrollo de microorganismos indeseados (Gaitán-Hernández et al., 2006).

18. Inoculación

a. Inoculación madre

El inóculo o semilla madre es el cultivo puro del hongo, utilizado como material de siembra para la producción. Este proviene directamente del micelio del hongo cultivado sobre un medio a base de agar. Su preparación consiste en inocular el cultivo puro sobre residuos lignocelulósicos naturales esterilizados y humedecidos, o bien, sobre materiales ricos en almidón, como los granos de sorgo o trigo, bajo condiciones asépticas. El inóculo producido en residuos lignocelulósicos naturales requiere mayor tiempo para alcanzar el rendimiento óptimo (entre 50 y 60 días almacenado entre 20 y 30°C); no obstante, presenta una vida útil significativamente más larga, de hasta seis meses. Por el contrario, el inóculo preparado sobre bases amiláceas alcanza su rendimiento óptimo en un período más corto, de entre 20 y 25 días, aunque su vida útil se limita a un mes ((Sánchez y Royse, 2001; Rajarathnam et al., 1987).

b. Siembra

El proceso mediante el cual se introduce la semilla madre en el sustrato se conoce como siembra o *spawning*. Antes de realizar la siembra, se deben enfriar los sustratos previamente tratados hasta alcanzar una temperatura entre 20 y 25 °C. La siembra consiste en mezclar el spawn de grano en proporciones entre el 2 % y el 10 % del peso del sustrato húmedo. La siembra se lleva a cabo mezclando el spawn de grano (en una proporción del 2 al 5% del peso del sustrato húmedo) o el spawn multiplicado (hasta el 10% del peso del sustrato húmedo). Una mezcla homogénea del spawn con el sustrato húmedo y troceado garantiza una

distribución uniforme de los puntos de crecimiento, lo que permite una colonización más rápida del sustrato y, a su vez, reduce la probabilidad o frecuencia de contaminación (Rajarathnam et al., 1987).

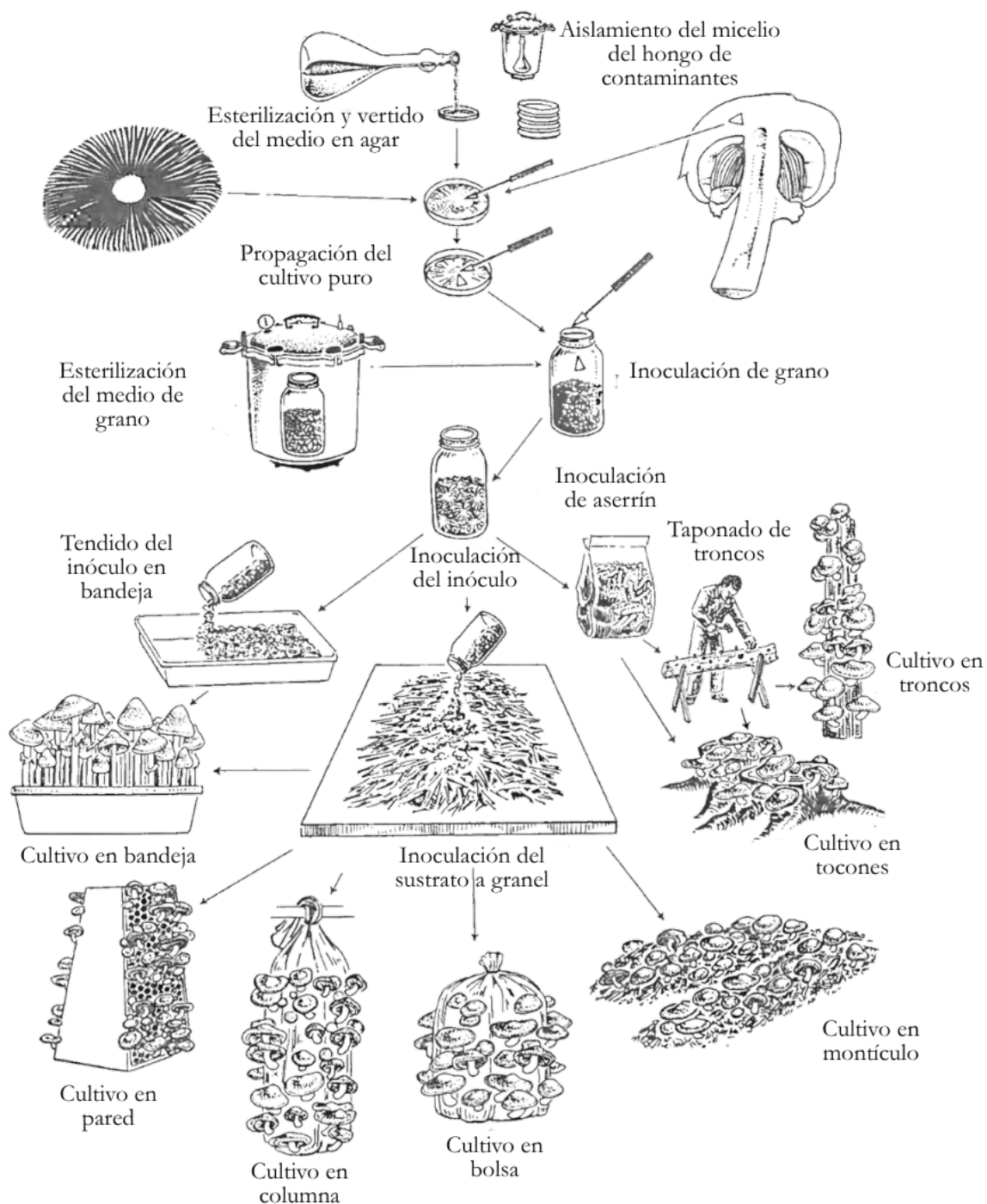
También se puede emplear micelio cultivado en medios líquidos para la siembra; sin embargo, este método suele ser más costoso. Es fundamental asegurarse de que las células miceliales se encuentren en un estado fisiológico activo, ya que su uso tardío puede provocar su envejecimiento, disminuyendo su capacidad de división celular, dificultando la colonización rápida del sustrato y aumentando la probabilidad de contaminación (Rajarathnam et al., 1987).

19. Métodos de cultivo

El cultivo de *Pleurotus* puede realizarse mediante diversos métodos, como el uso de bolsas en estanterías, bolsas colgadas con cuerdas, botellas, columnas, bloques, entre otros. La elección del método depende de las condiciones y preferencias de cada productor, considerando factores como el espacio disponible, los recursos materiales y la inversión que estén dispuestos a destinar al cultivo (Rajarathnam et al., 1987).

El rendimiento y el tamaño de los cuerpos fructíferos dependen de múltiples factores, entre los cuales se encuentra el tamaño del bloque, la superficie expuesta y las condiciones ambientales (Zadrazil, 1974; Rajarathnam et al., 1987).

Figura 5. Métodos y etapas del cultivo de *Pleurotus*



Nota. Traducción propia de la figura de Stamets, 2000.

a. Bolsas de polipropileno

Las bolsas de polipropileno son ampliamente utilizadas como recipientes en la producción de hongos, debido a que facilitan el transporte y el manejo del inóculo. Además, al ser desechables eliminan la necesidad de lavado simplificando el proceso.

Algunas bolsas están diseñadas específicamente para este fin, ya que incluyen un parche con filtro para el intercambio gaseoso. En este caso, los productores que las utilizan doblan la parte alta de la bolsa y la aseguran con un clip antes de la esterilización, y posteriormente la sellan con una máquina térmica después de la inoculación (Sánchez y Royse, 2001).

Rajaratnam y sus colaboradores (1987) destacan las bolsas como una opción adecuada y preferida, ya que no requieren riego durante la fase de colonización, y al ser cortadas, permiten exponer el bloque, maximizando la superficie disponible para el desarrollo de los cuerpos fructíferos. Adicionalmente, la cantidad limitada de perforaciones en las bolsas permiten un crecimiento más controlado y eficiente de los cuerpos fructíferos, a diferencia de bandejas o recipientes abiertos (como tinas plásticas), donde suele formarse un exceso de primordios que no logran alcanzar su tamaño óptimo.

b. Frascos de vidrio

Los recipientes de vidrio, como botellas de leche, frascos de boca ancha o botellas de glucosa, se emplean para la producción de inóculo debido a su resistencia al calor y su fácil manipulación aséptica. En el caso de las botellas de glucosa, comunes en hospitales, estas son ideales ya que cuentan con tapones de hule con salidas de aire que pueden sellarse con algodón. Estos frascos son reutilizables tras un adecuado lavado y pueden ser flameados con una lámpara de alcohol durante la inoculación, reduciendo el riesgo de contaminación.

Sin embargo, su principal desventaja es su fragilidad durante el transporte, lo que requiere precaución en su manejo. El tamaño del recipiente depende de la preferencia del productor y su disponibilidad, siendo comunes los de ½, 1, 2, 4 y hasta 10 litros; no obstante, los recipientes muy grandes pueden ser difíciles de esterilizar y limitar el intercambio gaseoso, afectando el crecimiento del micelio (Rajaratnam et al., 1987).

c. Estructuras verticales

Este método es similar al cultivo en bolsas, pero adaptado a una mayor escala mediante el uso de estructuras verticales de soporte, elaboradas de hierro o bambú. Sobre una base de malla metálica o bambú, se coloca una chimenea vertical acanalada, fabricada de bambú o cemento, con perforaciones de aproximadamente 1 cm de diámetro. Alrededor de esta chimenea se colocan láminas perforadas de polietileno, adaptadas al diámetro de la estructura, y el espacio entre ambas se rellena con el sustrato previamente inoculado. Estas estructuras verticales solucionan problemas frecuentes de ventilación e iluminación que presentan las estructuras horizontales (Kurtzman, 1979)

d. Método de túnel

El método de túnel consiste en la colonización masiva del sustrato mediante estructuras especiales tipo túnel, las cuales están equipadas con sistemas de recirculación de aire.

Este sistema permite excluir la mayoría de los microorganismos aeróbicos competidores, facilitando así una colonización rápida del sustrato. Una vez completada esta etapa, el sustrato puede trasladarse a recipientes más pequeños para iniciar la etapa de fructificación (Zadrazil, 1974).

e. Cultivo en bloques prensados

En este método, el sustrato inoculado se coloca en láminas plásticas que luego se prensan formando bloques rectangulares. Luego de la etapa de colonización, los bloques se abren por los laterales y la superficie superior, permitiendo que la fructificación ocurra en esas áreas expuestas.

20. Contaminantes y pestes

El cultivo de hongos ostra, al desarrollarse en condiciones controladas y espacios cerrados, puede ser vulnerable a diversas enfermedades y plagas que comprometen seriamente la productividad y calidad del cultivo (Barh et al., 2020).

a. Moho verde

Uno de los contaminantes más comunes es el moho verde, causado por especies del género *Trichoderma* (como *T. asperellum*, *T. atroviride*, *T. citrinoviride*, entre otras). Este hongo competidor invade el sustrato, compitiendo por espacio y nutrientes con el micelio de *Pleurotus*, y puede provocar pérdidas de hasta el 100 % si el sustrato no se pasteuriza adecuadamente. Se manifiesta por la aparición de parches verdes y la pérdida de vigor del micelio, que termina tornándose verde por la esporulación del contaminante (Barh et al., 2020).

b. Telaraña

Otra enfermedad relevante es el "cobweb" o telaraña, ocasionada por *Cladobotryum spp.*. Se caracteriza por un crecimiento algodonoso sobre los cuerpos fructíferos, formación de micelio en el sombrero y pie del hongo, palidez de los cuerpos y olor desagradable. El control se basa en evitar el exceso de humedad y mantener la higiene en la sala de cultivo (Barh et al., 2020)

c. Amarillamiento

Principalmente de origen bacteriano (*Pseudomonas agarici* y *P. reactans*), se manifiesta por parches amarillos, zonas acuosas y mal olor. Su control requiere reducir la humedad relativa, ventilar adecuadamente, aplicar cal al suelo y desinfectar con soluciones como hipoclorito (Barh et al., 2020)

d. Moscas

Las moscas de los hongos representan una de las plagas más frecuentes. Estos insectos depositan huevos en el sustrato y las larvas se alimentan del micelio o de los cuerpos fructíferos, afectando directamente su calidad comercial. Para su manejo se recomienda iniciar el control desde el comienzo del cultivo, utilizando trampas luminosas o trampas adhesivas amarillas (Barh et al., 2020)

21. Cinética

La ecuación de Monod, citada por Stafford (1986), describe cómo la velocidad de crecimiento celular depende de la concentración de un sustrato limitante:

Ecuación 6. Ecuación de Monod

$$\mu = \mu_{\max} \cdot \frac{[S]}{K_s + [S]}$$

En donde:

- μ es la tasa específica de crecimiento,
- $\mu_{\max}$ la tasa máxima de crecimiento,
- S es la concentración del sustrato,
- K_s es la constante de afinidad del sustrato.

En hongos, esta relación indica que, dentro de ciertos límites, su velocidad de crecimiento es proporcional a la concentración del sustrato disponible. La constante K_s , conocida como constante de afinidad, permite comparar diferentes especies de hongos según su afinidad por uno o más sustratos. No obstante, para medios sólidos no se han determinado aún los requerimientos mínimos específicos para el crecimiento y fructificación de especies del género *Pleurotus*. Los conocimientos actuales provienen principalmente de estudios en medios líquidos, los cuales han demostrado que los requerimientos nutricionales varían según el tipo y concentración de nutrientes presentes, así como por condiciones externas como temperatura o pH, especialmente si estas no son óptimas (Sánchez y Royse, 2001).

C. Diseño experimental y análisis estadístico

1. Diseño factorial completo

El diseño factorial completo evalúa el efecto de todos los factores y sus posibles interacciones sobre una o más variables de respuesta. En este contexto, se denomina factor al parámetro que el investigador desea evaluar experimentalmente, y un nivel corresponde al valor que dicho factor puede asumir. Una forma común del diseño factorial completo es cuando todos los factores se evalúan en dos niveles, usualmente codificados como +1 (alto) y -1 (bajo). Si se tienen k factores, cada uno con 2 niveles, el diseño factorial completo requiere un total de 2^k corridas experimentales. Este tipo de diseño pertenece a la clase de

diseños ortogonales, lo que significa que los efectos de los factores se pueden estimar de manera independiente entre sí.

Cuando el número de factores es mayor a cinco, la cantidad de combinaciones necesarias puede volverse excesiva, lo cual limita su aplicabilidad por cuestiones logísticas o de recursos. En este caso, se opta por alternativas como el diseño factorial fraccional o el diseño de Plackett-Burman, que permiten reducir el número de tratamientos evaluando solo una fracción representativa de las combinaciones posibles. El diseño factorial completo puede ser simétrico, cuando todos los factores tienen el mismo número de niveles, o asimétrico, cuando cada factor tiene un número distinto de niveles. (Zar, 2010).

2. Análisis de varianza ANOVA

El análisis de varianza (ANOVA) es una herramienta estadística ampliamente utilizada para determinar si existen diferencias significativas entre las medias de tres o más grupos. Permite evaluar tanto los efectos principales (efectos individuales de cada factor) como las interacciones entre múltiples factores sobre una variable de respuesta. Este análisis funciona descomponiendo la variabilidad total observada en los datos en componentes atribuibles a cada factor, sus interacciones y el error experimental. Esta partición permite identificar cuáles factores influyen de manera significativa en el resultado y cómo se relacionan entre ellos (Zar, 2010). Matemáticamente, el valor de ANOVA se expresa como una razón F entre la media de los cuadrados debida al tratamiento (MST) y la media de los cuadrados del error (MSE):

Ecuación 7. Análisis de varianza ANOVA

$$F = \frac{MST}{MSE}$$

Donde:

F = coeficiente de ANOVA

MST = media de los cuadrados debido al tratamiento

MSE = media de los cuadrados debido al error

Para que el análisis sea válido, se asume que los datos están distribuidos normalmente y que las varianzas entre los grupos son homogéneas (Zar, 2010).

V. Antecedentes

La selección y combinación de sustratos agrícolas es un factor determinante en la productividad de *Pleurotus ostreatus*. Chukwurah et al. (2013) evaluaron ocho tratamientos en un diseño completamente aleatorizado, utilizando mezclas de diferentes tipos de residuo como sustrato, así como un único residuo. Los resultados mostraron que los sustratos conformados por la mezcla de dos residuos distintos promovieron un mayor crecimiento, reflejado en mayores valores de longitud del estípite, diámetro del píleo y grosor del estípite, en comparación con aquellos obtenidos en sustratos de un solo residuo. Además, el mayor rendimiento biológico (97.9 %) se alcanzó en el tratamiento compuesto por olote de maíz y torta de palma, lo que evidencia no solo el potencial de estos residuos, sino también cómo las mezclas de dos subproductos favorecen una mejor absorción de nutrientes y un incremento en el rendimiento (Chukwurah et al., 2013).

En investigaciones recientes, Al-Jbouri, Alsaady y Abdulrazzaq (2025) evaluaron el uso de paja de trigo, olote de maíz suplementados con melaza, y residuos de frijol caupí de manera individual, como diferentes combinaciones entre ellos para evaluar su efecto en el crecimiento y la productividad de hongos ostra (*Pleurotus ostreatus*, *P. florida* y *P. sapidus*). Los autores concluyeron que la combinación de paja de trigo y olote suplementados con caupí mejoró significativamente tanto el crecimiento como el rendimiento productivo y la eficiencia biológica de los hongos ostra.

De manera similar, en otra investigación de Chikwendu et al., (2021), en donde evaluaron el crecimiento y rendimiento de *Pleurotus ostreatus* utilizando cinco tratamientos: aserrín de Gmelina arborea, aserrín de Garcinia kola, olote de maíz, paja de arroz y una mezcla compuesta. Los resultados mostraron que los basidiocarpos cultivados en olote y paja de arroz presentaron un mejor desempeño productivo en comparación con los demás tratamientos, destacando en parámetros como el diámetro del píleo, número de cuerpos fructíferos y eficiencia biológica (12.8 % y 13.5 %, respectivamente).

En el contexto guatemalteco, algunos productores que comercializan *Pleurotus ostreatus* utilizan formulaciones específicas de sustrato basadas en residuos agrícolas

disponibles localmente. Uno de ellos recomienda la combinación de 70 % paja de avena y 30 % olote de maíz, mientras que otro emplea una formulación más diversificada compuesta por 30 % conacaste (*Enterolobium cyclocarpum*), 30 % olote, 30 % paja de *Lolium multiflorum*, 6 % avena y 3 % maíz en forma de almidón.

Múltiples autores han documentado metodologías estandarizadas para el cultivo de *Pleurotus ostreatus*, estableciendo parámetros experimentales clave, con el fin de evaluar el crecimiento y rendimiento en diferentes residuos lignocelulósicos. Aunque la naturaleza de los residuos utilizados difiera entre estudios, todos comparten etapas comunes en la metodología; pretratamiento del material, esterilización/pasteurización, inoculación en condiciones asépticas, incubación y la inducción a la fructificación. De manera que estos procedimientos permiten comparar de manera consistente indicadores como el rendimiento total, eficiencia biológica, tiempo de colonización y la morfología de los basidiocarpos.

Paudel y Dhakal (2020) evaluaron el desempeño de *Pleurotus ostreatus* en paja de arroz, tusa de maíz, hojas de banano, cascarilla de mijo y mezclas de paja de arroz con vainas de frijol negro. En su estudio los sustratos fueron troceados en fragmentos de 3–5 cm, remojados en agua durante la noche y sometidos a esterilización al vapor en tambores metálicos a 90 °C por 15–20 minutos. Posteriormente, se enfriaron, ajustaron a 60 % de humedad y se empacaron en bolsas de polietileno, en donde se empleó inóculo de trigo a razón del 10% con respecto al peso seco del sustrato.

De manera similar, Shah, Ashraf y Ch (2004) llevaron a cabo un estudio comparativo sobre el cultivo de *Pleurotus ostreatus* utilizando aserrín, paja de trigo y hojas, tanto de manera individual como en mezclas con diferentes proporciones. Los sustratos fueron pretratados mediante inmersión en agua durante 24 horas, seguidos de escurrido en pisos de cemento inclinados hasta ajustar la humedad a un rango de 65–75 %. Posteriormente, se sometieron a esterilización en autoclave a 121 °C y 15–20 psi. La inoculación se realizó con inóculo en grano a una tasa de 5 % respecto al peso seco del sustrato, y las bolsas fueron incubadas en condiciones de oscuridad y temperatura controlada de 25 °C hasta completar la colonización micelial.

Por su parte, Mihai y colaboradores (2022), en su estudio de evaluación emplearon residuos de aserrín de pino, fibra de coco y papel de desecho, los cuales fueron triturados en

pellets de 2–5 cm de longitud, sumergidos en agua a 60 °C durante 24 horas y suplementados con 10 % de salvado de trigo y 2 % de yeso (sulfato de calcio). Tras ajustar la humedad al 75 % y pasteurizar durante 6 horas, los sustratos fueron inoculados con inóculo de grano de avena y incubados durante 28 días a 25 °C. La fructificación se indujo mediante la aspersión de agua dos a tres veces al día, garantizando la humedad superficial necesaria para la formación de primordios y el desarrollo de los basidiocarpos.

Hoa, Wang y Wang (2015) investigaron siete fórmulas de sustrato basadas en aserrín, olote de maíz y bagazo de caña en forma individual como en proporciones de 80:20 y 50:50, tanto en *Pleurotus ostreatus* como en *Pleurotus cystidiosus*. Cada tratamiento se empacó en bolsas de polietileno con una masa aproximada de 1 kg de sustrato y se esterilizó en autoclave a 121 °C durante 5 horas. La incubación se llevó a cabo en oscuridad a 28 °C y 60–70 % de humedad relativa, mientras que la etapa de fructificación se desarrolló a 24 °C y con una humedad superior al 90%. Durante este proceso se obtuvieron hasta seis cosechas por bolsa en *P. ostreatus*, registrándose el diámetro del píleo, grosor del estípite, número de cuerpos fructíferos, rendimiento y eficiencia biológica.

Krupodorova y colaboradores (2023) evaluaron el crecimiento micelial de distintas cepas de *Pleurotus ostreatus* en medios sólidos y líquidos, utilizando formulaciones convencionales como agar papa dextrosa, agar extracto de malta y agar Czapek-Dox, entre otros, donde la tasa de crecimiento se registró en mm/día a partir del diámetro de la colonia. Para los ensayos en medio líquido se emplearon residuos agroindustriales como torta de amaranto, germen de trigo, salvado y pasta quebrada, comparados con un medio control de glucosa-peptona-levadura. La biomasa micelial se determinó mediante el peso seco absoluto, tras filtración, lavado y secado a 105 °C hasta alcanzar peso constante. Esta metodología permitió identificar variaciones en la velocidad de colonización y en la producción de biomasa entre cepa

Martínez y colaboradores (2015) evaluaron el crecimiento micelial de tres cepas de *Pleurotus ostreatus* y una de *Agrocybe aegerita* sobre orujos de pera provenientes de la industria jugera. Los ensayos se realizaron en cajas de Petri utilizando medio extracto de malta como testigo y orujos de pera con y sin pretratamiento enzimático, esterilizados a 120 °C por 20 minutos. El crecimiento se midió cada 24–48 h mediante el registro de diámetros

en distintos ángulos, y los datos se ajustaron a un modelo logístico para estimar parámetros cinéticos. Las cepas de *P. ostreatus* mostraron velocidades máximas de crecimiento entre 2.6 y 3.8 mm/día, con tiempos de latencia de 5 a 8 días, alcanzando los valores más altos en orujos pretratados enzimáticamente.

A diferencia de los ensayos convencionales en placas Petri, Hu y colaboradores (2023) evaluaron el crecimiento micelial de *Pleurotus ostreatus* en bolsas de polipropileno de 18 × 36 cm × 0.004 cm, rellenas con cascarilla de semilla de algodón esterilizada, bajo ocho temperaturas de incubación (15, 18, 20, 22, 25, 28, 30 y 32 °C). El diseño delgado de estas bolsas permitió medir el avance micelial de manera lineal a lo largo del eje de la bolsa. Los resultados evidenciaron que la mayor velocidad lineal se registró a 28 °C (0.65 cm/día), aunque el análisis integral de parámetros agronómicos determinó que 22 °C representó la condición más adecuada, al combinar un crecimiento estable (0.56 cm/día), un desarrollo micelial más uniforme y una eficiencia biológica de 99.53 %. En contraste, temperaturas bajas (15–18 °C) prolongaron la colonización, mientras que las altas (30–32 °C) redujeron la calidad del desarrollo, produciendo micelios menos densos y con bordes irregulares.

Upamanya, Brahma, Sarma, Sharma y Das (2021) evaluaron el efecto de diferentes métodos de apertura de bolsas en la productividad de *Pleurotus ostreatus*, empleando un diseño de bloques completos al azar con cuatro tratamientos y diez repeticiones. Los autores utilizaron bolsas de polietileno de 60 × 60 cm cargadas con 2 kg de paja de arroz pasteurizada y 10 % de inóculo en grano, distribuidos en seis capas alternadas de sustrato e inóculo. Los tratamientos consistieron en: T1, apertura superior e inferior de la bolsa; T2, retención completa con 6-8 orificios de ventilación; T3, apertura únicamente de la parte superior; y T4, remoción total de la bolsa después del crecimiento micelial. Los parámetros evaluados fueron días hasta la formación de primordios, rendimiento en tres cosechas, eficiencia biológica y relación beneficio-costos. Los resultados evidenciaron que la retención de la bolsa con perforaciones (T2) alcanzó el mejor desempeño productivo, con un rendimiento de 1644.61 g/cama, una eficiencia biológica del 82.23 % y un BCR de 4.39. En orden descendente le siguieron T3 (1536.62 g/cama; 76.83 %; BCR 4.09) y T1 (1468.82 g/cama; 73.44 %; BCR 3.96), mientras que la remoción completa de la bolsa (T4) presentó los valores más bajos, reduciendo el rendimiento a 1111.19 g/cama, la eficiencia biológica a 55.56 % y la rentabilidad a un BCR de 2.98.

VI. Metodología

A. Revisión bibliográfica y definición de parámetros clave

Realizar una revisión bibliográfica en bases de datos académicas, libros especializados, reportes técnicos y manuales con el fin de recopilar información sobre la producción de *Pleurotus ostreatus*, incluyendo tipos de sustratos lignocelulósicos utilizados, condiciones de operación en incubación y fructificación, materiales y equipos empleados, así como prácticas de esterilización y buenas prácticas de laboratorio. Complementar esta revisión con entrevistas y consultas a productores locales de hongos, con el propósito de contrastar la información bibliográfica con la experiencia práctica.

B. Cultivo de *Pleurotus ostreatus*

Diseño experimental

Se implementó un diseño factorial completamente aleatorizado con tres réplicas y nueve tratamientos con un total de 27 muestras. Los factores evaluados fueron la relación área/volumen del sustrato (tres niveles: 0.40, 0.45 y 0.50) y el tipo de apertura de la bolsa durante la fructificación (tres niveles: doble apertura lateral, apertura lateral y apertura superior). Las variables de respuesta incluyeron el rendimiento biológico, número total de basidiocarpos, medidas morfológicas de los mismos, tiempo de formación de primordios y tiempo para la primera cosecha. Este diseño permitió evaluar tanto los efectos principales como la posible interacción entre los factores sobre la producción de *Pleurotus ostreatus*.

1. Obtención del sustrato y micelio de hongo ostra

- a. Adquirir una bolsa de 3 lb de inóculo (micelio en grano) de hongo ostra proveniente de un laboratorio tecnificado.
- b. Obtener 11.5 lbs (5230 g) de paja de avena cortada y 5 lbs (2255 g) de olote seco triturado de empresa local dedicada a la producción de hongos

2. Preparación del sustrato

Material y equipo:

- 11.5 lbs de paja de avena
- 5 lbs de olote de maíz
- 6 cubetas plásticas de 40 litros con tapadera
- 6 bolsas plásticas de polietileno de alta resistencia (tipo basura)
- Balanza de humedad marca OHAUS modelo MB120
- Báscula de mesa marca OHAUS modelo Defender 3000
- Agua
- Tijera
- Hoja de cálculo de Microsoft Excel

Procedimiento:

1. Pesar una cubeta de 40 litros en la báscula de mesa, tarar, agregar la paja de avena hasta alcanzar $\frac{3}{4}$ de su volumen y registrar el peso en hoja de cálculo de Microsoft Excel.
2. Agregar agua hasta cubrir completamente la paja, y colocar la tapadera de la cubeta.
3. Repetir el procedimiento anterior para preparar un total de cuatro cubetas de paja y dos cubetas de olote.
4. Dejar el material en remojo durante 24 horas.
5. Transcurrido este tiempo, retirar las tapaderas y escurrir el exceso de agua.
6. Transferir el material a bolsa plásticas, cerrarlas y perforarlas con tijera.
7. Comprimir manualmente las bolsas para facilitar la salida de agua no absorbida por el material a través de los orificios.
8. Una vez cese el drenaje, abrir las bolsas y realizar la prueba del puño: tomar una muestra de sustrato, comprimirla firmemente con la mano y verificar la cantidad de agua liberada.
 - a. Si el agua escurre en exceso, continuar el procedimiento de escurrido.
 - b. El nivel adecuado corresponde a la liberación de no más de 3-5 gotas al presionar.

9. Seleccionar una muestra representativa (1-3 g por bolsa) y determinar el contenido de humedad en la balanza de humedad.
10. Asegurar que el sustrato alcance un nivel de humedad entre 65-75%
11. En caso de que la humedad se encuentre por debajo de este rango, agregar agua y repetir los pasos de escurrido y verificación (pasos 5-10)

3. Esterilización del sustrato y bolsas de polipropileno

Material y equipo:

- Autoclave Tuttanuer Precisa modelo 5075ELV
- 20 bolsas de polipropileno grandes de 8 x 5 x 20 pulgadas con parche de intercambio gaseoso de 0.2 μm
- 27 bolsas de polipropileno medianas de 6 x 5 x 20 pulgadas con parche de intercambio gaseoso de 0.2 μm
- 1 rollo de cinta testigo de $\frac{3}{4}$ de pulgada de grosor (60 yardas)
- 1 rollo de papel aluminio
- Sustratos húmedos (paja de avena y olote)

Procedimiento:

1. Llenar las bolsas grandes de polipropileno con el sustrato húmedo hasta aproximadamente $\frac{3}{4}$ de su capacidad. Doblar la parte superior de la bolsa sin sellar, de modo que el pliegue quede ajustado alrededor de la bolsa y dirigido hacia abajo, asegurando el cierre temporal de la apertura.
2. Preparar las bolsas de paja de avena y olote por separado.
3. Colocar cinta testigo en cada bolsa para verificar la exposición al ciclo de esterilización.
4. Ubicar las bolsas con sustrato dentro del autoclave, asegurando una adecuada distribución para permitir la circulación del vapor.
5. Empacar 27 bolsas de polipropileno medianas (vacías) sin abrir en papel aluminio, sellar con cinta testigo y colocarlas en la autoclave junto con las bolsas de sustrato.
6. Esterilizar en autoclave a 121 °C y 15 psi durante 15-20 minutos.

7. Al finalizar el ciclo, retirar las bolsas y dejarlas enfriar a temperatura ambiente (20-25 °C) durante un par de horas antes de continuar con el proceso de inoculación.

4. Inoculación del sustrato

Material y equipo:

- Balanza de humedad marca OHAUS modelo MB45
- Campana de flujo laminar marca SerProma modelo CFLH600
- Bolsa de inóculo de hongo ostra
- Balanza de precisión marca OHAUS
- Alcohol isopropílico al 70%
- Selladora térmica de bolsas marca SUNNING
- 27 bolsas de polipropileno medianas de 6 x 5 x 20 pulgadas con parche de intercambio gaseoso de 0.2 μm previamente esterilizada en autoclave
- 20 bolsas de polipropileno grandes con sustrato esterilizado y enfriado a temperatura ambiente
- Cinta adhesiva (tape)
- Lapicero
- Hoja de cálculo Microsoft Excel
- Medidor de pH marca Fisher Scientific modelo AB15 Plus
- Beaker de 100 mL

Procedimiento:

1. Desinfectar la superficie de trabajo y el material a utilizar aplicando alcohol isopropílico al 70 %.
2. Encender la lámpara UV de la campana de flujo laminar durante 15 minutos previos a la inoculación.
3. Colocarse guantes estériles y mascarilla.
4. Desinfectar las manos con alcohol isopropílico al 70 %.

5. Transportar las bolsas de sustrato esterilizadas hacia la campana de flujo laminar.
6. Conectar y verificar el funcionamiento de la balanza y la selladora térmica.
7. Etiquetar cada bolsa con cinta adhesiva, indicando fecha de inoculación, tratamiento y número de muestra.
8. Pesar cada bolsa vacía y registrar los datos en la hoja de cálculo de Microsoft Excel.
9. Homogeneizar el inóculo agitando y desmenuzando la bolsa hasta obtener las semillas sueltas.
10. Determinar el porcentaje de humedad de muestras representativas de paja y olote (proporción 70:30) utilizando la balanza de humedad, y registrar los valores en la hoja de cálculo.
11. Determinar el pH del sustrato en una suspensión 1:10 (sustrato:agua) y confirmar que se encuentre dentro de 5.5-7 haciendo uso de un beaker de 100mL y el medidor de pH.
12. Emplear la hoja de cálculo para calcular la cantidad exacta de paja, olote e inóculo a adicionar, garantizando la proporción de 70 % paja, 30 % olote y un 10 % de micelio respecto al peso seco del sustrato.
13. Pesar y transferir el sustrato y el inóculo a las bolsas correspondientes siguiendo la proporción calculada, evitando el contacto de las manos con las paredes internas de las bolsas para prevenir contaminación.
14. Cerrar herméticamente las bolsas empleando la selladora térmica.
15. Verificar el sellado aplicando presión suave sobre la bolsa y asegurando la ausencia de fugas.
16. Mezclar los contenidos de cada bolsa agitando cuidadosamente, con el fin de lograr una distribución homogénea del inóculo en el sustrato.

5. Aseguramiento de relación área/volumen

Material y equipo:

- Cinta adhesiva transparente

- Regla

Procedimiento:

1. Seleccionar y separar nueve muestras para cada una de las relaciones área/volumen establecidas.
2. Para la relación área/volumen de 0.50, compactar manualmente el bloque de sustrato inoculado hasta ajustarlo al ancho de la bolsa y reducir la profundidad en 5 cm utilizando cinta adhesiva, asegurando que el doblez de la bolsa no contenga sustrato en su interior.
3. Para la relación área/volumen de 0.45, compactar el bloque respetando el ancho y la profundidad originales de la bolsa, obteniendo un prisma rectangular con dimensiones aproximadas de 15.24cm de ancho y 12.7 cm de profundidad.
4. Para la relación área/volumen de 0.40, modificar la geometría del bloque dando forma cilíndrica al sustrato mediante la reducción del ancho de la bolsa con cinta adhesiva, de modo que la altura del bloque de sustrato inoculado sea aproximadamente de 22cm.
5. Registrar con regla las dimensiones finales de profundidad, ancho y altura de cada bloque, y anotar los valores en una hoja de cálculo de Microsoft Excel para asegurar la homogeneidad de las nueve muestras por relación área/volumen.

6. Incubación

Material y equipo:

- Higrómetro
- Estantería metálica

Procedimiento:

1. Colocar las bolsas de sustrato al azar en la estantería previamente desinfectada, dentro de un cuarto oscuro con condiciones ambientales de humedad relativa entre 40–60 % y temperatura de 22–25 °C.

2. Ubicar los bloques con una separación mínima de 10 cm, evitando que entren en contacto entre sí.
3. Realizar inspecciones diarias en el cuarto de incubación para verificar las condiciones ambientales y descartar la presencia de contaminaciones.

7. Fructificación y cosecha

Material y equipo:

- Atomizador de agua
- Bisturí o cuchilla
- Cinta adhesiva transparente
- Higrómetro
- Estantería metálica
- Mechero de gas

Procedimiento:

1. Tras un período de 4 semanas, una vez completada la colonización del sustrato, trasladar los bloques a un ambiente distinto al de incubación para inducir la fructificación.
2. Colocar los bloques en estantería dentro de un cuarto con iluminación indirecta, manteniendo una separación mínima de 10 cm entre ellos.
3. Ajustar las bolsas alrededor de los bloques y fijarlas con cinta adhesiva para compactar el material y reducir el aire interno.
4. Sellar bolsa pegada al bloque con cinta adhesiva para compactarlo y eliminar espacios de aire.
5. Esterilizar el bisturí pasando la hoja por la llama del mechero, y realizar las aperturas correspondientes según el tratamiento asignado (doble apertura lateral, apertura superior o apertura lateral), exponiendo el micelio a la luz y al aire.

6. Humidificar dos veces al día mediante tres aspersiones de agua en las zonas de apertura, manteniendo una humedad relativa cercana al 70 %, temperatura entre 22–27 °C y una iluminación aproximada de 200 lux.
7. Monitorear diariamente la formación de primordios, registrando la fecha de su primera aparición.
8. Cosechar los cuerpos fructíferos maduros cuando el sombrero comience a curvarse hacia arriba, extrayéndolos cuidadosamente mediante un giro suave en la base para evitar dañar el sustrato.

8. Mediciones de basidiocarpos

Material y equipo:

- Balanza de cocina
- Regla de 30 cm

Procedimiento:

1. Pesar la totalidad de los basidiocarpos cosechados en cada muestra utilizando la balanza de cocina y registrar la masa obtenida.
2. Seleccionar seis basidiocarpos representativos de cada muestra, procurando abarcar la variabilidad de tamaños presentes en la cosecha.
3. Medir en cada basidiocarpo el diámetro del sombrero, la longitud del estípite y la longitud total, registrando los valores en la hoja de datos correspondiente.

C. Análisis de crecimiento micelial

Para complementar el diseño experimental principal y con el propósito de modelar el crecimiento micelial en condiciones de fermentación en estado sólido, se implementó un

ensayo con 18 muestras distribuidas en tres relaciones área/volumen del sustrato (0.35, 0.40 y 0.45), cada una con seis réplicas. Durante cuatro semanas se abrió una réplica de cada tratamiento de forma secuencial, lo que permitió cuantificar la masa de biomasa fúngica y la fracción remanente de sustrato, mientras que las dos réplicas restantes de cada tratamiento se destinaron a la estimación de la variabilidad experimental. Este procedimiento facilitó la caracterización de la dinámica de colonización del sustrato y constituyó una metodología adicional para sustentar el análisis cinético del crecimiento de *Pleurotus ostreatus*.

1. Cultivo de *Pleurotus ostreatus*

El procedimiento de cultivo de *Pleurotus ostreatus* se realizó siguiendo la misma metodología descrita en la Sección B, que incluyó: 1. Obtención del sustrato y micelio, 2. Preparación del sustrato, 3. Esterilización del sustrato y bolsas de polipropileno, 4. Inoculación del sustrato, 5. Aseguramiento de la relación área/volumen, y 6. Incubación. La diferencia respecto al diseño experimental principal radicó en que, para este análisis, se trabajó con un total de 18 muestras, distribuidas en tres tratamientos correspondientes a diferentes relaciones área/volumen (0.35, 0.40 y 0.45), con seis réplicas cada uno.

2. Análisis semanal de crecimiento micelial

Material y equipo:

- Balanza de humedad marca OHAUS modelo MB45
- Balanza de precisión marca OHAUS
- Hoja de cálculo Microsoft Excel
- Tijeras
- Microsoft Excel

Procedimiento:

1. Transcurrida una semana de incubación, seleccionar al azar una réplica por tratamiento para su apertura. En el caso de los triplicados destinados a estimar

la variabilidad, se escogieron en semanas distintas para cada tratamiento, con el fin de obtener un patrón de variación más representativo.

2. Tomar fotografías de cada bloque antes de su apertura, como registro visual del estado de colonización.
3. Pesar cada bloque completo incluyendo la bolsa y registrar el valor.
4. Abrir la bolsa con tijeras estériles, retirar el material plástico y separar cuidadosamente la fracción de sustrato de la capa de micelio. Considerar como micelio toda la porción de sustrato cubierta o compactada por una red micelial densa (“telaraña”). Pesar ambas fracciones en estado húmedo y registrar los valores.
5. Seleccionar muestras representativas de micelio y de sustrato por separado, y determinar su porcentaje de humedad mediante la balanza de humedad.
6. Repetir los pasos 1 a 5 semanalmente durante un total de cuatro semanas, hasta completar la apertura de las 18 unidades experimentales.

3. Determinación del modelo matemático que describe el crecimiento micelial y el consumo de sustrato

Material y equipo:

- Software Berkeley Madonna
- Microsoft Excel

Procedimiento:

1. Establecer en una hoja de cálculo los días de fermentación y la concentración de sustrato (p/p húmedo).
2. Guardar el archivo en formato .CSV.
3. Repetir el procedimiento para la concentración de micelio (p/p húmedo), generando un segundo archivo .CSV.
4. Abrir el software Berkeley Madonna y definir el intervalo de simulación con STARTTIME = 0, STOPTIME = 28 y DT = 1.

5. Establecer las ecuaciones diferenciales del modelo de Monod, relacionando la velocidad de consumo de sustrato con la velocidad de crecimiento celular:

METHOD RK4

STARTTIME = 0

STOPTIME = 28

DT = 1

$\mu = N \cdot (S - 26) / ((S - 26) + K_s)$

$R_1 = \mu \cdot X$

$R_2 = \mu \cdot X / Y_{xs} \cdot (1 + a) + b \cdot X$

$N = 0.351532$

$K_s = 41$

$Y_{xs} = 0.88$

$b = 0.001$

$a = -0.13$

Init S = 97.11

Init X = 2.89

$d/dt(X) = R_1$

$d/dt(S) = -R_2$

6. Definir sliders para los parámetros cinéticos ($\mu_{\max}$, K_s , Y_{xs} , α).

7. Ajustar iterativamente dichos parámetros hasta lograr la mejor concordancia entre las curvas simuladas y los datos experimentales de biomasa y sustrato.
8. Exportar la tabla de resultados generada por Berkeley Madonna y copiarla en un nuevo archivo de Excel.
9. Calcular el coeficiente de determinación (R^2) entre los datos experimentales y simulados de concentración de sustrato y micelio.

D. Análisis costo-beneficio

Material y equipo:

- Microsoft Excel

Procedimiento:

1. Estructurar el modelo de costos mediante la elaboración de un inventario de todos los recursos empleados y asociados con el proceso (insumos, servicios, equipos, infraestructura y actividades).
2. Organizar el inventario en una estructura de costeo con base en:
 - a. Naturaleza del costo: fijos y variables.
 - b. Trazabilidad respecto a la unidad experimental: directos e indirectos.
 - c. Medibilidad: tangibles e intangibles.
3. Clasificar y listar los costos por categoría, según la anterior estructura:
 - a. Costos variables directos (tangibles):
 - i. Paja
 - ii. Olote
 - iii. Inóculo en grano
 - iv. Bolsas de polipropileno con parche de intercambio gaseoso
 - v. Consumibles asociados al proceso: cinta testigo y papel aluminio.
 - b. Costos variables indirectos (intangibles):
 - i. Energía eléctrica asociada a la operación de equipos por etapa: autoclave, cabina de flujo laminar, balanza de humedad.

- c. Costos fijos (tangibles):
 - i. Mano de obra
 - ii. Depreciación del equipo
 - iii. Mantenimiento y calibración de equipo
 - iv. Uso de instalaciones y servicios generales del laboratorio
 - d. Costos intangibles:
 - i. Riesgo de contaminación y pérdida de lotes
 - ii. Variabilidad de precios de venta
 - iii. Curva de aprendizaje
 - iv. Disponibilidad de equipos.
4. Delimitar y depurar el alcance del análisis para considerar únicamente los costos variables tangibles (directos e indirectos) medibles y asignables por tratamiento a escala laboratorio, y dejar documentados como no monetizados la mano de obra, los costos fijos y los intangibles por no contar con una base objetiva de valoración en este contexto.
 5. Cuantificar y valorar los costos variables directos por unidad experimental al registrar las cantidades consumidas de materia prima y materiales auxiliares por bloque (masa seca de paja y olote, porcentaje de inóculo base seca, bolsa de polipropileno y consumibles), asignar el consumo según la formulación y masa seca de cada unidad, y calcular el costo unitario a partir de precios de adquisición.
 6. Cuantificar y valorar los costos variables indirectos de energía al registrar la potencia nominal (kW) de cada equipo (autoclave, cabina de flujo laminar, balanza de humedad) y el tiempo efectivo de operación (h) por etapa, estimar el consumo energético y multiplicar por la tarifa eléctrica de referencia (Q1.419/kWh).
 7. Calcular y documentar los ingresos potenciales por tratamiento al estimar la masa total de basidiocarpos obtenida y aplicar un precio de venta de referencia del hongo ostra fresco (Q/g), y registrar la fuente del precio utilizado.
 8. Calcular los indicadores de decisión económica al sumar los costos variables directos e indirectos para obtener el costo total variable por tratamiento.
 9. Determinar el beneficio estimado, y calcular la relación beneficio/costo mediante

$$B/C = \frac{\text{Ingresos}}{\text{Costo total variable}} \cdot$$

VII. Resultados

A. Metodología para cuantificar el crecimiento de *Pleurotus ostreatus*

Método para la cuantificación del crecimiento de *Pleurotus ostreatus* en medio sólido

Propuesto por Natalia Pardo, Universidad del Valle de Guatemala, septiembre 2025,
Guatemala, Guatemala

1. Alcance

- 1.1. Este método establece una metodología reproducible para el cultivo de *Pleurotus ostreatus* y la cuantificación de su crecimiento en condiciones de laboratorio, mediante parámetros experimentales clave como la colonización micelial, el tiempo de formación de primordios, el tiempo a la primera cosecha, el rendimiento biológico y las dimensiones de los basidiocarpos.
- 1.2. El procedimiento contempla dos modalidades de evaluación:
 - 1.2.1. Fructificación: cuantificación del crecimiento a través de la producción de cuerpos fructíferos, considerando tiempos de aparición de primordios, cosecha y parámetros morfológicos.
 - 1.2.2. Análisis destructivo: cuantificación del crecimiento micelial mediante la apertura secuencial de bloques, separación de micelio y sustrato, y determinación gravimétrica de biomasa, sin obtener cuerpos fructíferos.
- 1.3. Este método es aplicable a estudios de fermentación en estado sólido de hongos

comestibles cultivados en sustratos lignocelulósicos empacados en bolsas de polipropileno.

2. Terminología

- 2.1. Micelio: masa vegetativa de hifas que coloniza el sustrato.
- 2.2. Colonización: proceso mediante el cual el micelio se extiende y cubre progresivamente el sustrato.
- 2.3. Primordio: estructura inicial macroscópica a partir de la cual se forma el basidiocarpo.
- 2.4. Basidiocarpo: cuerpo fructífero comestible de *Pleurotus ostreatus*, conformado por sombrero y estípite.
- 2.5. Eficiencia biológica (EB): cociente entre la masa fresca de basidiocarpos cosechados y la masa seca inicial del sustrato, expresado en porcentaje.

3. Resumen del método

- 3.1. Se prepara y esteriliza el sustrato lignocelulósico adecuado, se inocula con micelio de *Pleurotus ostreatus* y se empaca en bolsas de polipropileno con filtro de intercambio gaseoso.
- 3.2. Los bloques se incuban bajo condiciones controladas de temperatura y humedad hasta completar la colonización micelial.

3.3. El crecimiento puede evaluarse mediante dos enfoques:

3.3.1. Inducción de fructificación, en donde se registran la aparición de primordios y la producción de basidiocarpos. Los cuerpos cosechados se pesan y se realizan mediciones morfológicas representativas.

3.3.2. Análisis destructivo, en el cual los bloques se abren en intervalos definidos para separar micelio y sustrato, determinando gravimétricamente la biomasa fúngica acumulada, cuantificando el crecimiento sin necesidad de llegar a la fase de fructificación.

4. Importancia y su uso

4.1. Este método permite cuantificar el crecimiento de *Pleurotus ostreatus* en fermentación en estado sólido, permitiendo evaluar diferentes sustratos y/o variables físicas del sistema sobre la colonización y el desarrollo micelial.

4.2. El procedimiento puede aplicarse tanto a la producción de cuerpos fructíferos como a la estimación de la biomasa micelial mediante análisis destructivos, proporcionando resultados útiles para estudios de cinética, productividad y caracterización de condiciones de cultivo.

5. Interferencias

5.1. Presencia de plagas o contaminación por otros hongos o bacterias.

5.2. Condiciones ambientales inestables (temperatura, humedad relativa, iluminación, oxígeno).

6. Aparatos

6.1. Autoclave.

6.2. Cabina de flujo laminar

6.3. Balanza de precisión (± 0.01 g)

6.4. Balanza de humedad (± 0.05 %)

6.5. Higrómetro y termómetro

6.6. Selladora térmica

6.7. Medidor de pH

6.8. Regla

7. Reactivos y materiales

7.1. Material lignocelulósico o residuo local (paja de cereales, residuos de maíz, bagazo de caña, pulpa de café o aserrín de maderas blandas).

7.2. Agua.

7.3. Inóculo de *Pleurotus ostreatus* en grano.

7.4. Bolsas de polipropileno con parche de intercambio gaseoso.

7.5. Cinta adhesiva

7.6. Cinta testigo

7.7. Tijeras o bisturí

7.8. Alcohol isopropílico al 70 %

7.9. Papel aluminio

7.10. Cristalería:

7.10.1. Beaker de 100mL

8. Preparación de las muestras

8.1. Asegurar que el tamaño de partícula del sustrato lignocelulósico se encuentre en un rango aproximado de 1–5 cm.

8.2. Remojar sustrato en agua potable o destilada y escurrir hasta alcanzar un contenido de humedad de (65–75) %, verificando con balanza de humedad.

8.3. Determinar el pH del sustrato en una suspensión 1:10 y confirmar que se encuentre dentro del rango de 5.5-7.0

8.4. Empacar el sustrato acondicionado en bolsas de polipropileno autoclavables y colocar cinta testigo.

- 8.5. Colocar bolsas de polipropileno con filtro de intercambio gaseoso en papel aluminio dentro del autoclave.
- 8.6. Esterilizar en autoclave a 121 °C y 15 psi durante 15 minutos.
- 8.7. Dejar enfriar a temperatura ambiente antes de proceder a la inoculación.
- 8.8. Cada bolsa preparada constituye un espécimen de ensayo.

9. Procedimiento

9.1. Inoculación:

- 9.1.1. Todas las operaciones deben realizarse en condiciones estériles, preferiblemente dentro de una cabina de flujo laminar, utilizando guantes y desinfectando superficies con alcohol al 70 %.
- 9.1.2. Pesar el sustrato o las fracciones de sustratos seleccionados, de acuerdo con la proporción definida para el ensayo, y transferirlos a las bolsas estériles de polipropileno.
- 9.1.3. Tomar muestra del sustrato y determinar el porcentaje de humedad con la balanza de humedad.
- 9.1.4. Inocular cada bolsa con una proporción de micelio respecto al peso seco del sustrato, en un rango de 5 % a 15 %, asegurando una distribución homogénea.
- 9.1.5. Sellar herméticamente las bolsas con la selladora térmica y verificar la ausencia de fugas.
- 9.1.6. Mezclar el contenido de cada bolsa para lograr una distribución uniforme del inóculo en el sustrato.

9.2. Incubación

- 9.2.1. Colocar las bolsas de sustrato en estantería previamente desinfectada, dentro de un cuarto oscuro.
- 9.2.2. Mantener condiciones ambientales controladas con temperatura en el rango de 22–25 °C y humedad relativa entre 40–60 %.
- 9.2.3. Ubicar los bloques con una separación mínima de 10 cm.
- 9.2.4. Inspeccionar diariamente para verificar las condiciones ambientales y descartar la presencia de contaminaciones visibles.
- 9.2.5. La incubación debe mantenerse hasta alcanzar la colonización completa del sustrato. En estudios comparativos, puede establecerse un período mínimo uniforme de tres semanas para todas las muestras, a fin de fijar esta variable y permitir una evaluación consistente de la fructificación.

9.3. Fructificación

- 9.3.1. Tras la colonización, transferir los especímenes a un ambiente de fructificación con humedad relativa cercana al 70 %, temperatura entre 22–27 °C e iluminación indirecta aproximada de 200 lux.
- 9.3.2. Realizar aperturas en la superficie de las bolsas para exponer el micelio, de acuerdo con el diseño experimental definido.
- 9.3.3. Mantener la humedad mediante aspersiones periódicas de agua.
- 9.3.4. Registrar el tiempo de aparición de primordios como indicador inicial de fructificación.

- 9.3.5. Cosechar los basidiocarpos cuando el sombrero muestre inicio de curvatura ascendente

9.4. Cosecha

- 9.4.1. Retirar los cuerpos fructíferos completos, aplicando torsión suave en la base para evitar daños al sustrato.
- 9.4.2. Registrar la masa fresca total por espécimen y los parámetros morfológicos definidos (diámetro de sombrero, longitud de estípite, longitud total) de una muestra representativa.
- 9.4.3. Los datos obtenidos se utilizan para el cálculo de la eficiencia biológica y la caracterización del crecimiento en fructificación.
- 9.4.4. Bajo condiciones ambientales controladas, los especímenes pueden presentar una a dos ciclos de fructificación adicionales. Para su obtención, el sustrato debe mantenerse en estado fisiológicamente activo mediante la conservación de humedad adecuada, ventilación y temperatura estable.

10. Análisis micelial

- 10.1. El análisis destructivo constituye una alternativa al procedimiento de fructificación, en la cual los especímenes se abren en intervalos de tiempo definidos con el propósito de cuantificar directamente la biomasa micelial.
- 10.2. A los intervalos establecidos (por ejemplo, semanalmente), seleccionar al menos un espécimen por condición experimental del cuarto de incubación.
- 10.3. Pesar el espécimen completo incluyendo la bolsa y registrar la masa.

- 10.4. Retirar la bolsa del bloque de crecimiento.

- 10.5. Separar cuidadosamente la fracción de micelio de la fracción de sustrato no colonizado. Se considera micelio toda porción de sustrato cubierta o compactada por una red hifal visible (ver figura 1).

- 10.6. Determinar el contenido de humedad de cada fracción por separado con la balanza de humedad y registrar los valores.

- 10.7. Los datos obtenidos se utilizan para realizar el balance de masa del sistema y construir curvas cinéticas de crecimiento.

11. Palabras clave

- 11.1. *Pleurotus ostreatus*, fermentación en estado sólido, crecimiento micelial, fructificación

12. Referencias

- Barh, A., Annepu, S. K., Sharma, V. P., & Upadhyay, R. C. (2020). *Growing oyster mushrooms: A technical guide*.
- Oei, P. (2005). *Small-scale mushroom cultivation* (Agrodok-series No. 40). Agromisa Foundation.
- Stamets, P. (2000). *Growing gourmet and medicinal mushrooms*. Ten Speed Press.

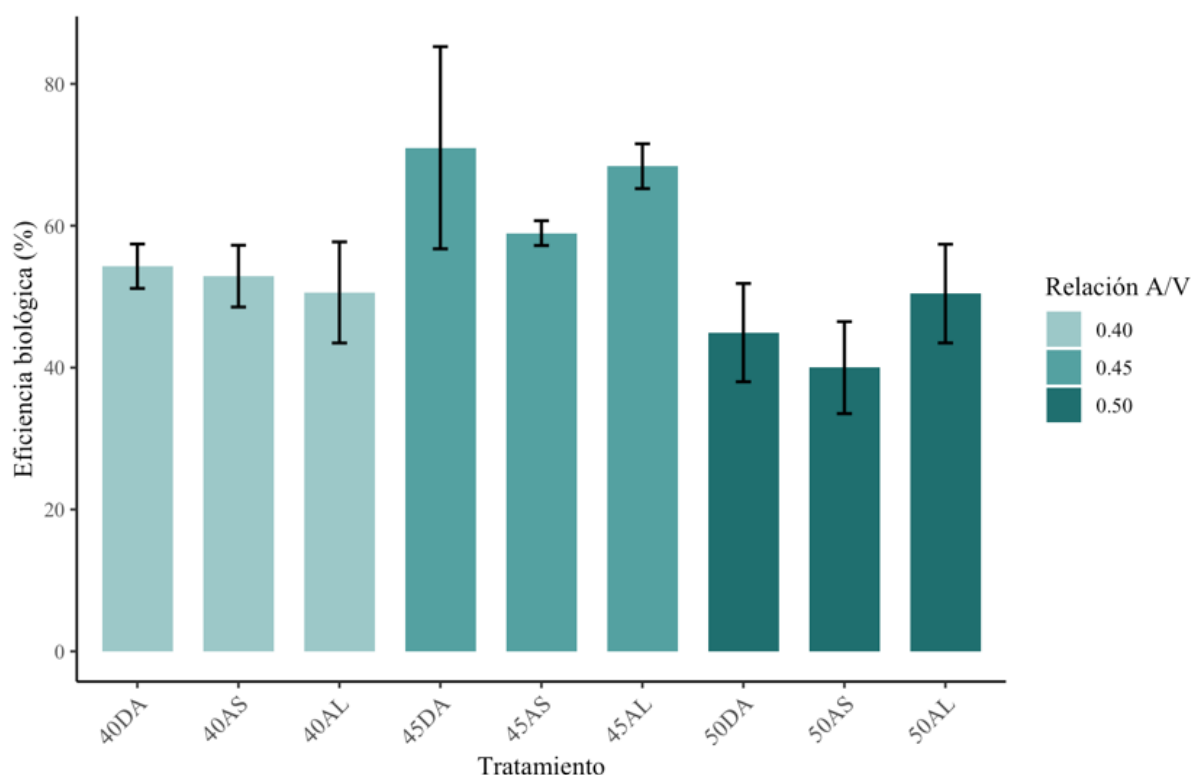
13. Anexos

Figura 1. Separación de micelio y sustrato sin colonizar en análisis micelial



B. Rendimiento biológico y producción de basidiocarpos de *Pleurotus ostreatus*

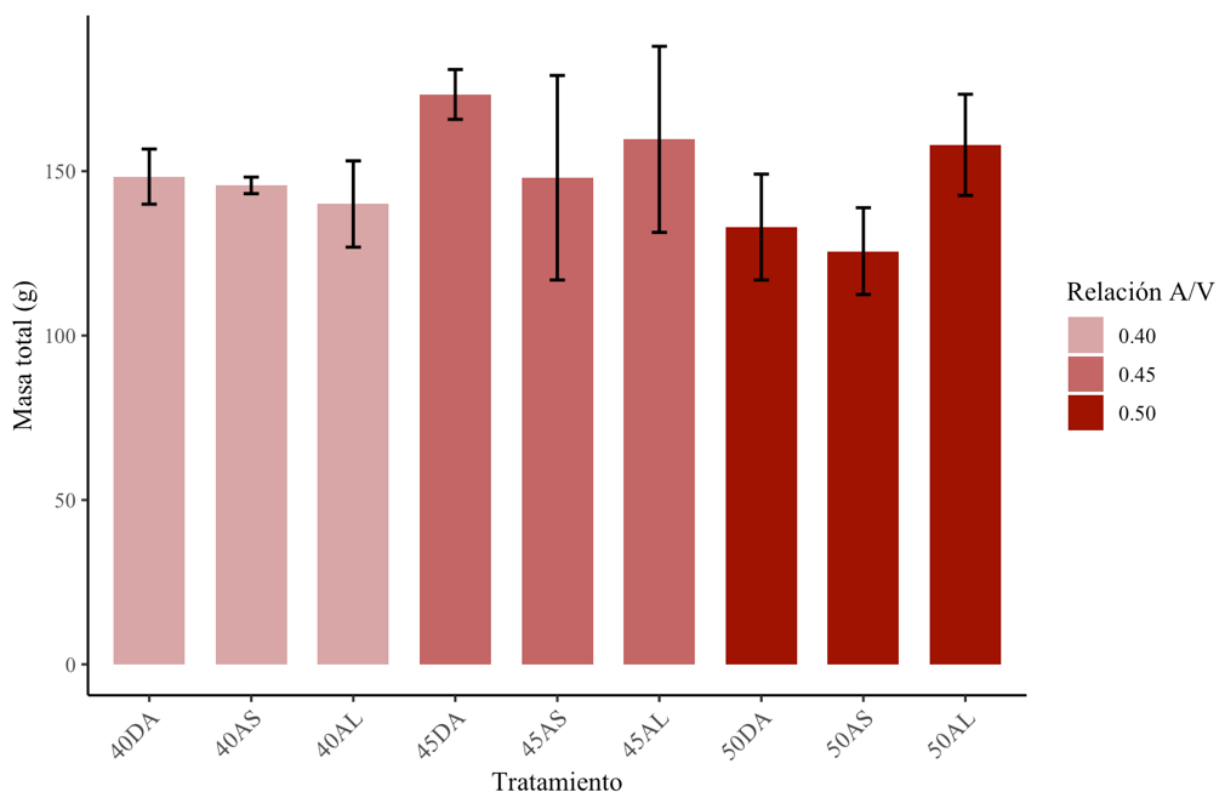
Figura 6. Eficiencia biológica (media $\pm$ DE) de *Pleurotus ostreatus* en función de la relación área/volumen y el tipo de apertura de bolsa



Nota. Elaboración propia.

Se muestran los valores promedio de la eficiencia biológica de *Pleurotus ostreatus* cultivado en paja de avena y olote (70:30). La eficiencia biológica se calculó siguiendo la Ecuación 5 expresada en porcentaje masa/masa. Se evaluaron nueve tratamientos en triplicado que consideraron tres relaciones área/volumen (0.40, 0.45, 0.50) cm^{-1} y tres configuraciones de apertura de bolsa durante la fructificación: doble apertura (DA), apertura superior (AS) y apertura lateral (AL). Los resultados de los promedios junto con su desviación estándar y coeficiente de variación se calcularon a partir de los valores mostrados en el Cuadro 24 y se encuentran en el Cuadro 27.

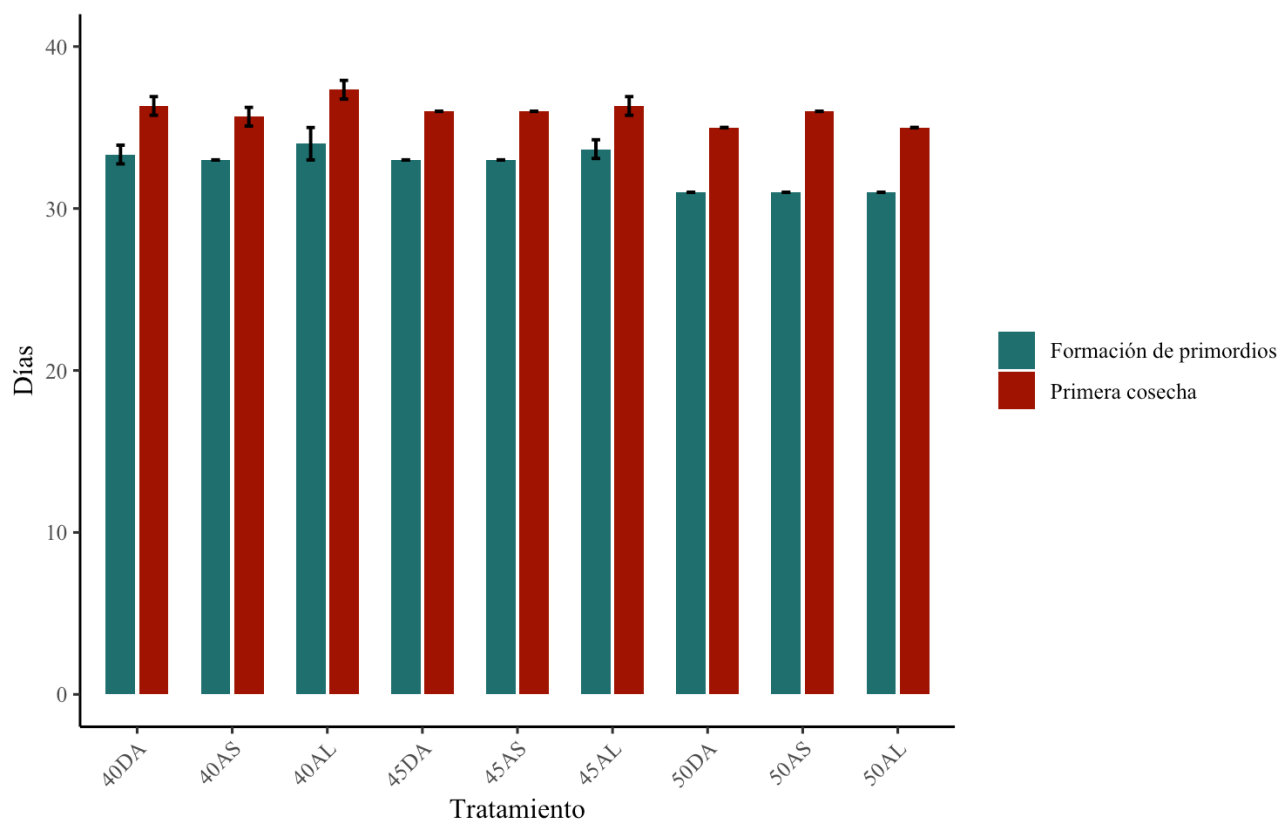
Figura 7. Masa de basidiocarpos de *Pleurotus ostreatus* (media $\pm$ DE) en función de la relación área/volumen y el tipo de apertura de bolsa



Nota. Elaboración propia.

Se muestran los valores promedio de la masa obtenida de basidiocarpos de *Pleurotus ostreatus* cultivado en paja de avena y olote (70:30) para los nueve tratamientos en triplicado que consideraron tres relaciones área/volumen (0.40, 0.45, 0.50) cm^{-1} y tres configuraciones de apertura de bolsa durante la fructificación: doble apertura (DA), apertura superior (AS) y apertura lateral (AL). Los resultados de los promedios junto con su desviación estándar y coeficiente de variación se calcularon a partir de los valores mostrados en el Cuadro 22 y se encuentran en el Cuadro 27.

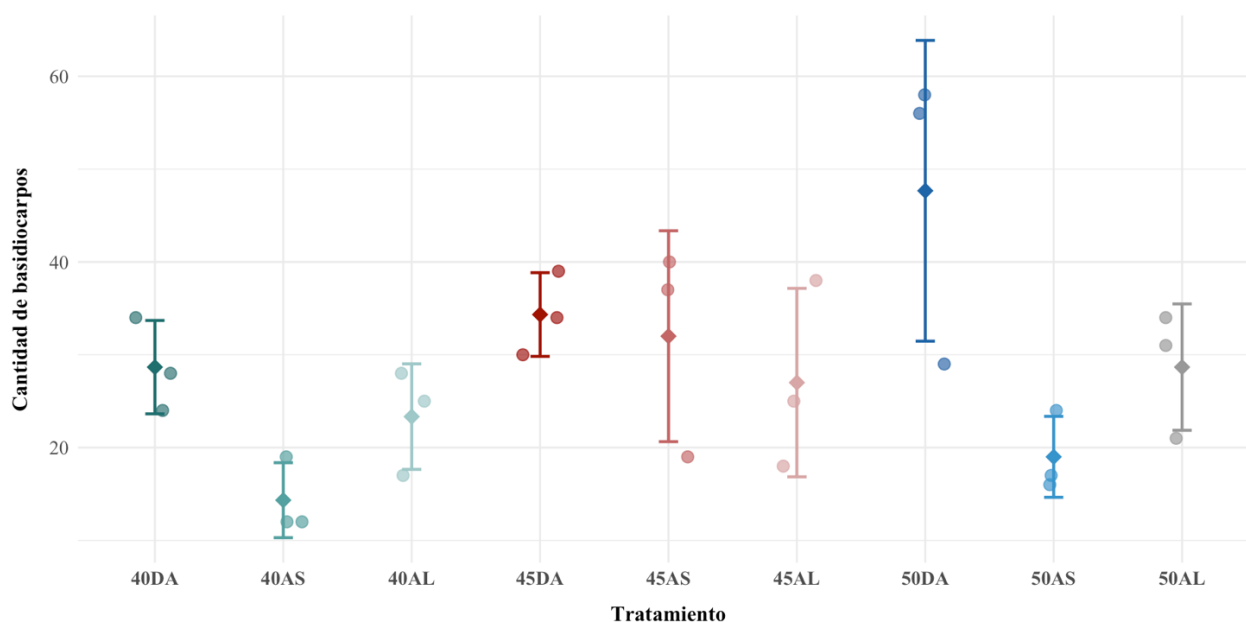
Figura 8. Tiempo de formación de primordios y primera cosecha en días de *Pleurotus ostreatus* (media $\pm$ DE) en función de la relación área/volumen y el tipo de apertura de bolsa



Nota. Elaboración propia.

Se muestran los valores promedio de días requeridos para la formación de primordios y la obtención de la primera cosecha de los nueve tratamientos de *Pleurotus ostreatus* evaluados. En todos los casos, se consideró un periodo fijo de incubación de 28 días, el cual está incluido dentro del conteo reportado. Los valores empleados para el cálculo del promedio de días se encuentran en el Cuadro 18.

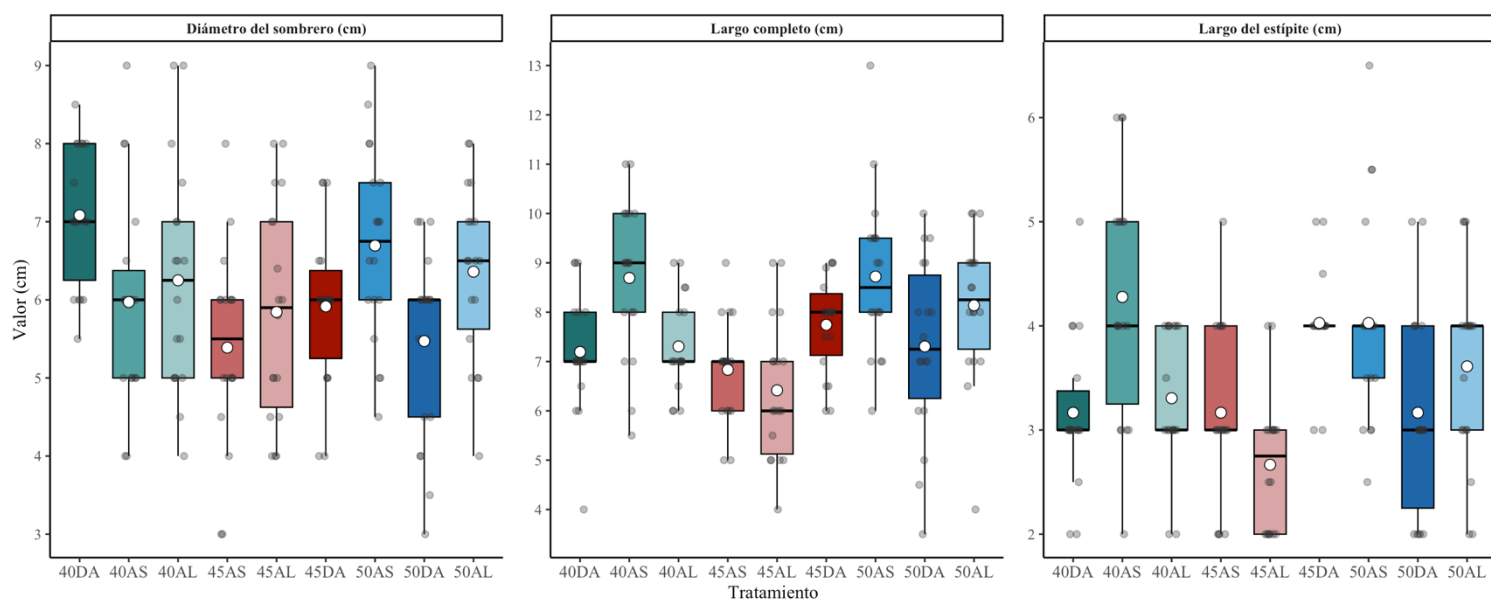
Figura 9. Cantidad de basidiocarpos de *Pleurotus ostreatus* (media $\pm$ DE) en función de la relación área/volumen y la configuración de apertura de bolsa



Nota. Elaboración propia.

Se muestran los valores promedio de la cantidad de basidiocarpos de *Pleurotus ostreatus* de la primera cosecha cultivado en paja de avena y olote (70:30). Los resultados corresponden a nueve tratamientos en triplicado definidos por tres relaciones área/volumen (0.40, 0.45, 0.50) cm^{-1} y tres configuraciones de apertura de bolsa durante la fructificación: doble apertura (DA), apertura superior (AS) y apertura lateral (AL). Los resultados de los conteos promedios junto con su desviación estándar y coeficiente de variación se encuentran en el Cuadro 29.

Figura 10. Dimensiones de los basidiocarpos de *Pleurotus ostreatus* en función de la relación área/volumen y la configuración de apertura de bolsa



Nota. Elaboración propia.

Se muestran los valores de las dimensiones morfológicas de los basidiocarpos de *Pleurotus ostreatus* obtenidos en la primera cosecha. Los resultados corresponden a seis mediciones por cada una de las muestras de los triplicados por tratamiento definidos por tres relaciones área/volumen (0.40, 0.45, 0.50) cm^{-1} y tres configuraciones de apertura de bolsa durante la fructificación: doble apertura (DA), apertura superior (AS) y apertura lateral (AL). Las mediciones realizadas se encuentran en el Cuadro 19 y los promedios junto con su desviación estándar y coeficiente de variación en el Cuadro 25.

Cuadro 2. Prueba de normalidad de Shapiro-Wilk aplicada a las variables de estudio

Variable	Estadístico W	Valor p
Eficiencia biológica	0.953	0.26
Masa de basidiocarpos	0.983	0.919
Cantidad de basidiocarpos	0.956	0.298
Diámetro sombrero	0.9653	0.4829
Largo completo	0.9646	0.4679
Largo estípite	0.9769	0.7864

Nota. Elaboración propia.

Se muestran los resultados de la prueba de Shapiro-Wilk, utilizada para evaluar el supuesto de normalidad en las variables consideradas en el análisis. Esta prueba contrasta la distribución de los datos observados con una distribución normal teórica, siendo W el estadístico de contraste y p la probabilidad asociada.

Cuadro 3. Análisis de varianza de dos factores (ANOVA) de la eficiencia biológica de *Pleurotus ostreatus*

Fuente de variación	Suma de cuadrados	Grados de libertad	Cuadrados medios	Valor F	Valor p	Valor η^2 parcial
A/V	2039.3	2	1019.7	21.139	<0.001 ***	0.7
Apertura	215.5	2	107.8	2.234	0.136 ns	0.2
A/V $\times$ Apertura	209.4	4	52.4	1.085	0.393 ns	0.19
Residual	868.2	18	48.2	---	---	---

Nota. Elaboración propia.

Se muestran los resultados del análisis de varianza realizado para evaluar el efecto de la relación área/volumen (A/V) y la configuración de apertura de la bolsa— así como la interacción entre ambos sobre la eficiencia biológica. La notación empleada para los niveles de significancia corresponde a: *** $p < 0.001$, ** $p < 0.01$, * $p < 0.05$, + diferencia cercana al umbral de significancia y ns para diferencias no significativas.

Cuadro 4. Análisis de varianza de dos factores (ANOVA) de la masa total de basidiocarpos de *Pleurotus ostreatus*

Fuente de variación	Suma de cuadrados	Grados de libertad	Cuadrados medios	Valor F	Valor p	Valor η^2 parcial
A/V	2216	2	1108	3.635	0.047 *	0.29
Apertura	909	2	454.5	1.491	0.252 ns	0.14
A/V $\times$ Apertura	1889	4	472.1	1.549	0.231 ns	0.26
Residual	5487	18	304.9	---	---	---

Nota. Elaboración propia.

Se muestran los resultados del análisis de varianza realizado para evaluar el efecto de la relación área/volumen (A/V) y la configuración de apertura de la bolsa— así como la interacción entre ambos sobre la masa total de basidiocarpos. La notación empleada para los niveles de significancia corresponde a: *** $p < 0.001$, ** $p < 0.01$, * $p < 0.05$, + diferencia cercana al umbral de significancia y ns para diferencias no significativas.

Cuadro 5. Análisis de varianza de dos factores (ANOVA) de la cantidad de basidiocarpos de *Pleurotus ostreatus*

Fuente de variación	Suma de cuadrados	Grados de libertad	Cuadrados medios	Valor F	Valor p	Valor η^2 parcial
A/V	524.7	2	262.3	3.61	0.048 *	0.29
Apertura	1081.6	2	540.8	7.442	0.004 **	0.45
A/V $\times$ Apertura	593.8	4	148.4	2.043	0.131 ns	0.31
Residual	1308	18	72.7	---	---	---

Nota. Elaboración propia.

Se muestran los resultados del análisis de varianza realizado para evaluar el efecto de la relación área/volumen (A/V) y la configuración de apertura de la bolsa— así como la interacción entre ambos sobre la cantidad de basidiocarpos en la primera cosecha. La notación empleada para los niveles de significancia corresponde a: *** $p < 0.001$, ** $p < 0.01$, * $p < 0.05$, + diferencia cercana al umbral de significancia y ns para diferencias no significativas.

Cuadro 6. Análisis de varianza de dos factores (ANOVA) del diámetro del sombrero del basidiocarpo de *Pleurotus ostreatus*

Fuente de variación	Suma de cuadrados	Grados de libertad	Cuadrados medios	Valor F	Valor p	Valor η^2 parcial
A/V	2.383	2	1.1916	2.952	0.078 +	0.25
Apertura	0.111	2	0.0556	0.138	0.872 ns	0.02
A/V $\times$ Apertura	4.781	4	1.1953	2.961	0.048*	0.4
Residual	7.266	18	0.4036	---	---	---

Nota. Elaboración propia.

Se muestran los resultados del análisis de varianza realizado para evaluar el efecto de la relación área/volumen (A/V) y la configuración de apertura de la bolsa— así como la interacción entre ambos sobre el diámetro del sombrero. La notación empleada para los niveles de significancia corresponde a: *** $p < 0.001$, ** $p < 0.01$, * $p < 0.05$, + diferencia cercana al umbral de significancia y ns para diferencias no significativas.

Cuadro 7. Análisis de varianza de dos factores (ANOVA) del largo completo del basidiocarpio de *Pleurotus ostreatus*

Fuente de variación	Suma de cuadrados	Grados de libertad	Cuadrados medios	Valor F	Valor p	Valor η^2 parcial
A/V	5.283	2	2.641	3.327	0.059 +	0.27
Apertura	3.292	2	1.646	2.073	0.155 ns	0.19
A/V $\times$ Apertura	6.708	4	1.677	2.112	0.121 ns	0.32
Residual	14.292	18	0.794			

Nota. Elaboración propia.

Se muestran los resultados del análisis de varianza realizado para evaluar el efecto de la relación área/volumen (A/V) y la configuración de apertura de la bolsa— así como la interacción entre ambos sobre el largo completo. La notación empleada para los niveles de significancia corresponde a: *** $p < 0.001$, ** $p < 0.01$, * $p < 0.05$, + diferencia cercana al umbral de significancia y ns para diferencias no significativas.

Cuadro 8. Análisis de varianza de dos factores (ANOVA) del largo del estípite del basidiocarpo de *Pleurotus ostreatus*

Fuente de variación	Suma de cuadrados	Grados de libertad	Cuadrados medios	Valor F	Valor p	Valor η^2 parcial
A/V	0.562	2	0.2809	0.966	0.399 ns	0.1
Apertura	1.802	2	0.9012	3.101	0.070 +	0.26
A/V $\times$ Apertura	4.353	4	1.0883	3.745	0.022*	0.45
Residual	5.231	18	0.2906			

Nota. Elaboración propia.

Se muestran los resultados del análisis de varianza realizado para evaluar el efecto de la relación área/volumen (A/V) y la configuración de apertura de la bolsa— así como la interacción entre ambos sobre el largo del estípite. La notación empleada para los niveles de significancia corresponde a: *** $p < 0.001$, ** $p < 0.01$, * $p < 0.05$, + diferencia cercana al umbral de significancia y ns para diferencias no significativas.

Cuadro 9. Comparaciones múltiples de Tukey entre relaciones área/volumen (A/V) para la eficiencia biológica

Condición	Comparación	Diferencia media	IC95%	p-ajustada	Significancia
Relación área-volumen	0.45 – 0.40 cm^{-1}	13.52	5.17 – 21.88	0.0017	**
	0.50 – 0.40 cm^{-1}	-7.48	-15.83 – 0.88	0.084	+
	0.50 – 0.45 cm^{-1}	-21	-29.36 – -12.64	0.000014	***

Nota. Elaboración propia.

Se muestran los resultados de la prueba de comparaciones múltiples de Tukey aplicada como análisis post hoc a la fuente de variación significativa identificada en el ANOVA de la eficiencia biológica. La notación empleada para los niveles de significancia

corresponde a: *** $p < 0.001$, ** $p < 0.01$, * $p < 0.05$, + diferencia cercana al umbral de significancia y ns para diferencias no significativas.

Cuadro 10. Comparaciones múltiples de Tukey entre relaciones área/volumen (A/V) para la masa total de basidiocarpos

Condición	Comparación	Diferencia media	IC95%	p-ajustada	Significancia
Relación área-volumen	0.45 – 0.40 cm ⁻¹	15.67	-5.34 – 36.67	0.166	ns
	0.50 – 0.40 cm ⁻¹	-5.78	-26.78 – 15.23	0.765	ns
	0.50 – 0.45 cm ⁻¹	-21.44	-42.45 – -0.44	0.045	*

Nota. Elaboración propia.

Se muestran los resultados de la prueba de comparaciones múltiples de Tukey aplicada como análisis post hoc a la fuente de variación significativa identificada en el ANOVA de la masa total de basidiocarpos. La notación empleada para los niveles de significancia corresponde a: *** $p < 0.001$, ** $p < 0.01$, * $p < 0.05$, + diferencia cercana al umbral de significancia y ns para diferencias no significativas.

Cuadro 11. Comparaciones múltiples de Tukey entre configuración de apertura de la bolsa para la cantidad de basidiocarpos

Condición	Comparación	Diferencia media	IC95%	p-ajustada	Significancia
Apertura	DA – AL	10.56	0.30 – 20.81	0.043	*
	DA – AS	15.11	4.86 – 25.37	0.0039	**
	AS – AL	-4.56	-14.81 – 5.70	0.506	ns

Nota. Elaboración propia.

Se muestran los resultados de la prueba de comparaciones múltiples de Tukey aplicada como análisis post hoc a la fuente de variación significativa identificada en el ANOVA de la cantidad total de basidiocarpos. La notación empleada para los niveles de significancia corresponde a: *** $p < 0.001$, ** $p < 0.01$, * $p < 0.05$, + diferencia cercana al umbral de significancia y ns para diferencias no significativas.

Cuadro 12. Comparaciones múltiples de Tukey entre la interacción de la relación área/volumen (A/V) y la configuración de apertura de la bolsa para el diámetro del sombrero

Condición	Comparación	Diferencia media (cm)	IC95%	p-ajustada	Significancia
Doble apertura (DA)	0.40 - 0.45 cm ⁻¹	1.17	-0.16 – 2.49	0.0897	+
	0.40 - 0.50 cm ⁻¹	1.61	0.29 – 2.94	0.016	*
	0.45 - 0.50 cm ⁻¹	0.44	-0.88 – 1.77	0.6735	ns
Apertura lateral (AL)	0.40 - 0.45 cm ⁻¹	0.41	-0.92 – 1.73	0.7186	ns
	0.40 - 0.50 cm ⁻¹	-0.11	-1.44 – 1.21	0.9751	ns
	0.45 - 0.50 cm ⁻¹	-0.52	-1.84 – 0.81	0.5887	ns
Apertura superior (AS)	0.40 - 0.45 cm ⁻¹	0.58	-0.74 – 1.91	0.5118	ns
	0.40 - 0.50 cm ⁻¹	-0.72	-2.05 – 0.60	0.3657	ns
	0.45 - 0.50 cm ⁻¹	-1.31	-2.63 – 0.02	0.0536	+

Nota. Elaboración propia.

Se muestran los resultados de la prueba de comparaciones múltiples de Tukey aplicada como análisis post hoc a la fuente de variación significativa identificada en el ANOVA del diámetro del sombrero del basidiocarpo. La notación empleada para los niveles de significancia corresponde a: *** $p < 0.001$, ** $p < 0.01$, * $p < 0.05$, + diferencia cercana al umbral de significancia y ns para diferencias no significativas.

Cuadro 13. Comparaciones múltiples de Tukey entre la interacción de la relación área/volumen (A/V) y la configuración de apertura de la bolsa para el largo del estípite

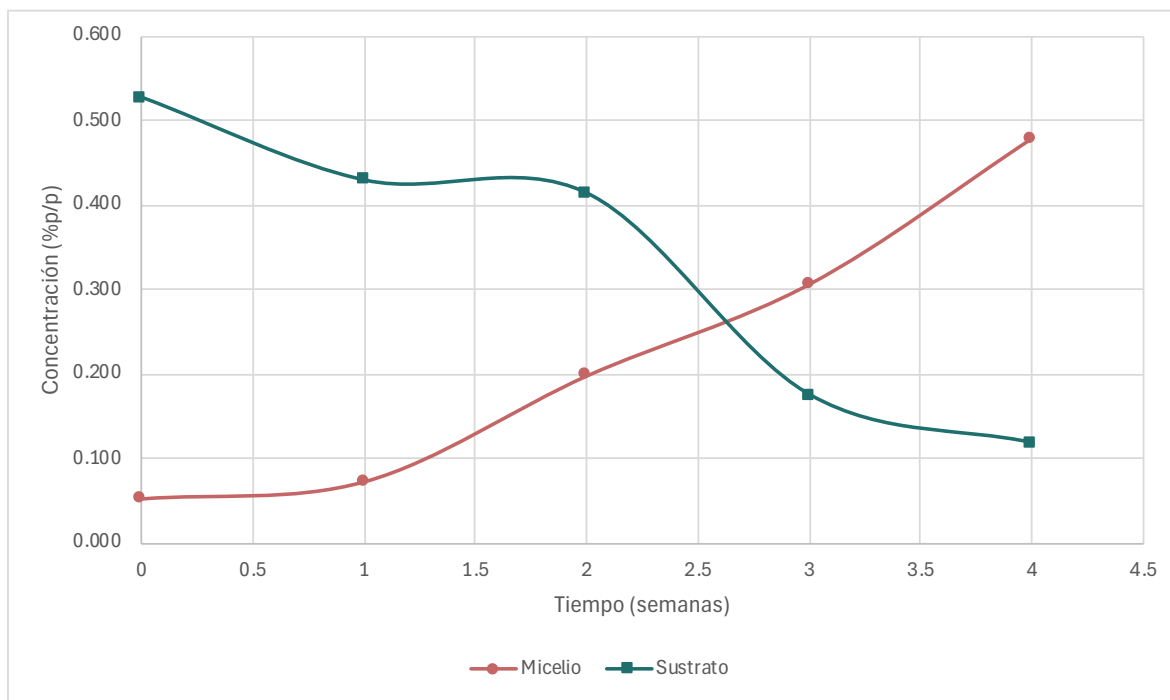
Condición	Comparación	Diferencia media (cm)	IC95%	p-ajustada	Significancia
Doble apertura (DA)	0.40 - 0.45 cm ⁻¹	-0.86	-1.98 – 0.26	0.152	ns
	0.40 - 0.50 cm ⁻¹	0	-1.12 – 1.12	1	ns
	0.45 - 0.50 cm ⁻¹	0.86	-0.26 – 1.99	0.152	ns
Apertura lateral (AL)	0.40 - 0.45 cm ⁻¹	0.64	-0.48 – 1.76	0.3369	ns
	0.40 - 0.50 cm ⁻¹	-0.31	-1.43 – 0.82	0.7699	ns
	0.45 - 0.50 cm ⁻¹	-0.94	-2.07 – 0.18	0.1086	+
Apertura superior (AS)	0.40 - 0.45 cm ⁻¹	1.11	-0.01 – 2.24	0.0528	+
	0.40 - 0.50 cm ⁻¹	0.25	-0.87 – 1.37	0.8386	ns
	0.45 - 0.50 cm ⁻¹	-0.86	-1.98 – 0.26	0.152	ns

Nota. Elaboración propia.

Se muestran los resultados de la prueba de comparaciones múltiples de Tukey aplicada como análisis post hoc a la fuente de variación significativa identificada en el ANOVA del largo del estípite del basidiocarpo. La notación empleada para los niveles de significancia corresponde a: *** $p < 0.001$, ** $p < 0.01$, * $p < 0.05$, + diferencia cercana al umbral de significancia y ns para diferencias no significativas.

C. Análisis de crecimiento micelial

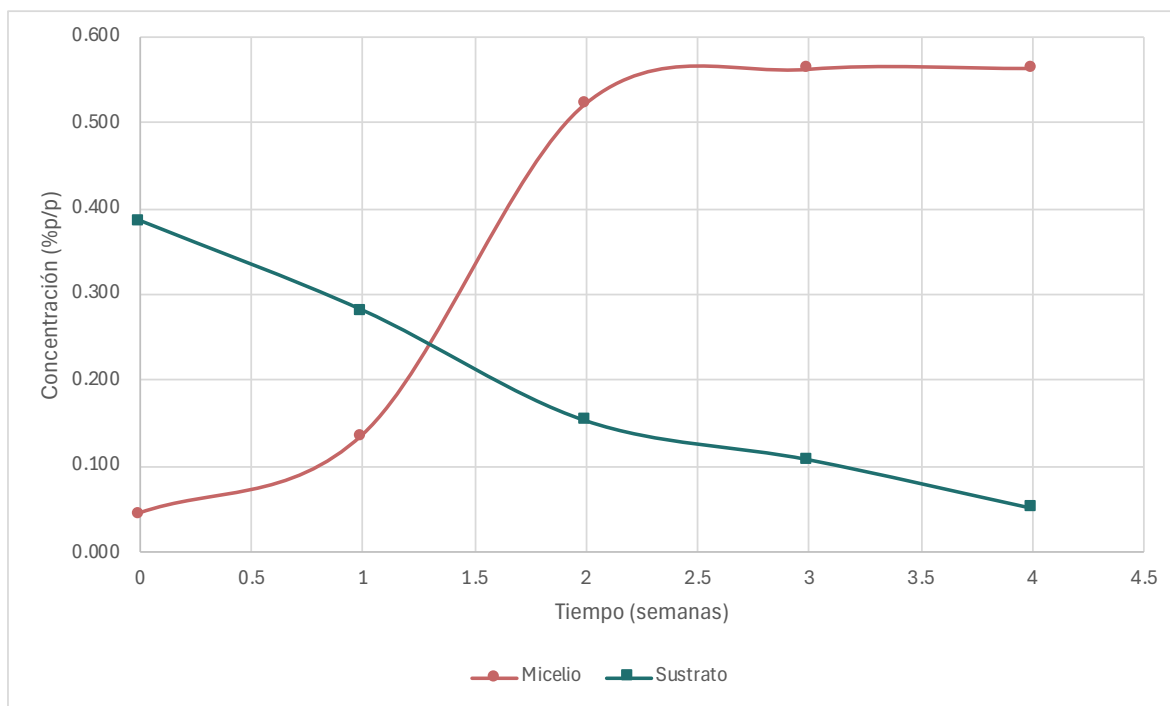
Figura 11. Crecimiento micelial de *Pleurotus ostreatus* y decaimiento del sustrato para la relación área/volumen de 0.35c m^{-1} .



Nota. Elaboración propia.

Se muestra el comportamiento de las concentraciones de micelio de *Pleurotus ostreatus* y sustrato de paja de avena y olote (70:30) en un periodo de cuatro semanas. Los puntos corresponden a los datos experimentales, los cuales se presentan en el Cuadro 33, mientras que la regresión es la tendencia suavizada generada con Microsoft Excel.

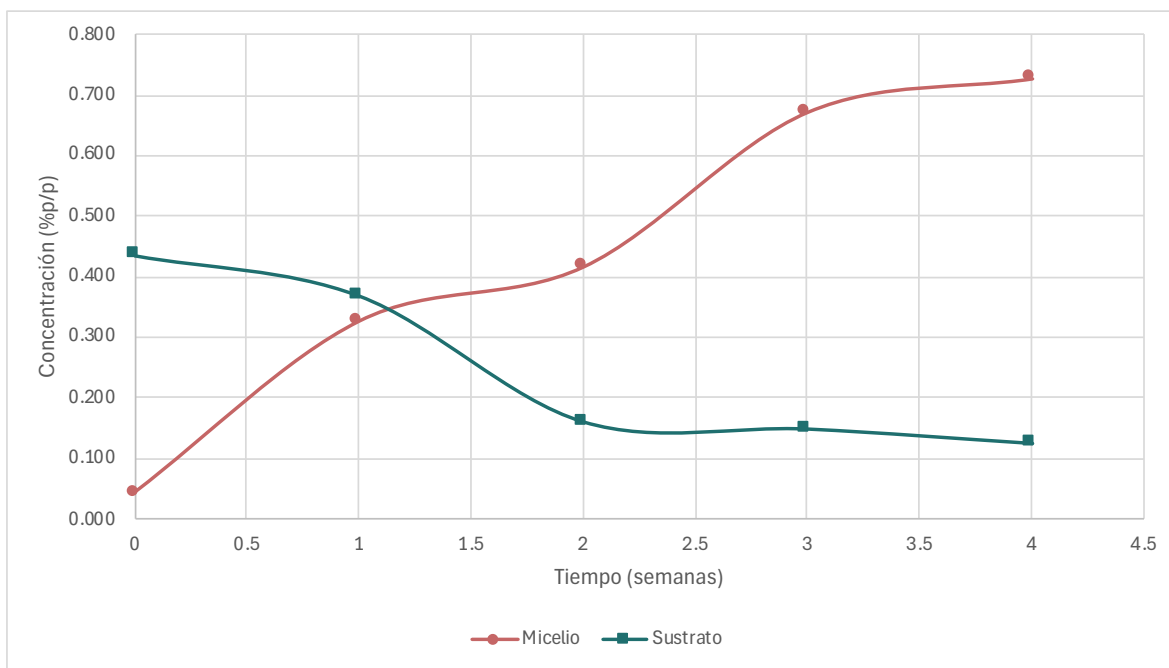
Figura 12. Crecimiento micelial de *Pleurotus ostreatus* y decaimiento del sustrato para la relación área/volumen de 0.40 c m^{-1} .



Nota. Elaboración propia.

Se muestra el comportamiento de las concentraciones de micelio de *Pleurotus ostreatus* y sustrato de paja de avena y olote (70:30) en un periodo de cuatro semanas. Los puntos corresponden a los datos experimentales, los cuales se presentan en el Cuadro 32, mientras que la regresión es la tendencia suavizada generada con Microsoft Excel.

Figura 13. Crecimiento micelial de *Pleurotus ostreatus* y decaimiento del sustrato para la relación área/volumen de 0.45 c m⁻¹.



Nota. Elaboración propia.

Se muestra el comportamiento de las concentraciones de micelio de *Pleurotus ostreatus* y sustrato de paja de avena y olote (70:30) en un periodo de cuatro semanas. Los valores empleados para la gráfica se presentan en el Cuadro 31.

Ecuación 8. Modelo matemático que describe la tasa de crecimiento específica del micelio

$$\mu = \frac{\mu_{\max} (S - S_f)}{K_s + (S - S_f)}$$

En donde:

- μ es la tasa específica de crecimiento del micelio (d⁻¹),
- $\mu_{\max}$ la tasa máxima de crecimiento (d⁻¹),
- S es la concentración de sustrato disponible (% p/p)
- S_f ajuste empírico aplicado a la concentración de sustrato
- K_s es la constante de afinidad del sustrato (% p/p).

Ecuación 9. Modelo matemático que describe el crecimiento del micelio respecto al tiempo

$$\frac{dX}{dt} = \mu X$$

Ecuación 10. Modelo matemático que describe el consumo de sustrato respecto al tiempo

$$\frac{dS}{dt} = \frac{\mu X(1 + a)}{Y_{x/s}} + bX$$

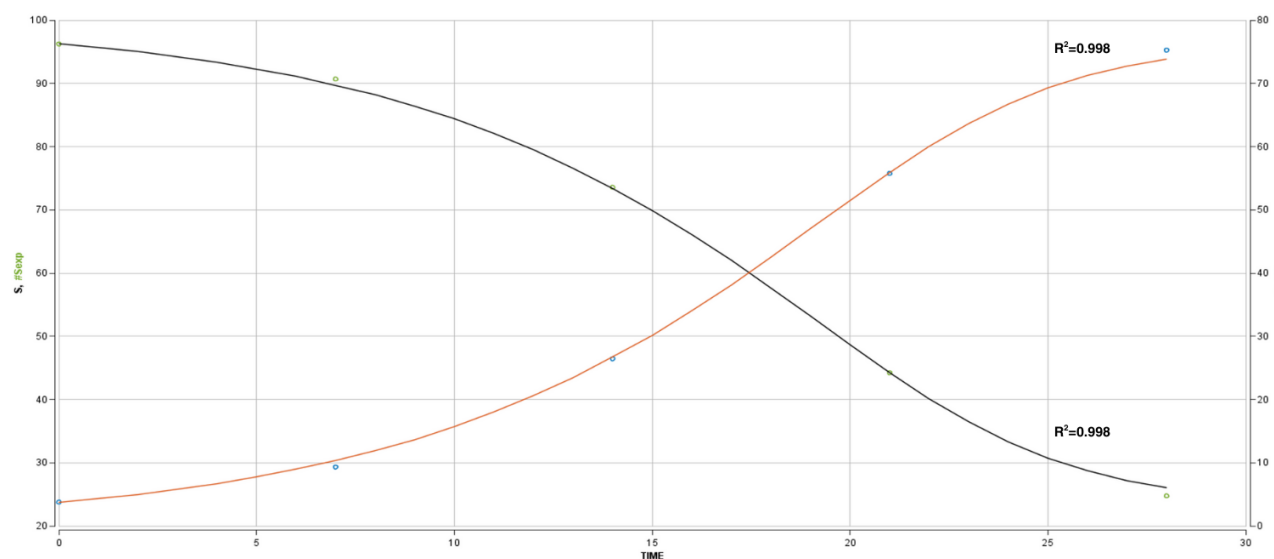
Cuadro 14. Parámetros cinéticos obtenidos del modelo matemático que describe el crecimiento micelial del hongo *Pleurotus ostreatus* a diferentes relaciones de área/volumen (cm⁻¹)

Parámetro cinético	Definición	0.45 (A/V)	0.40 (A/V)	0.35 (A/V)	Unidades
μ_{max}	Velocidad máxima de crecimiento celular	0.352	0.412	0.231	día ⁻¹
Ks	Constante de afinidad al sustrato	41	46	41	g/L
$Y_{x/s}$	Rendimiento de biomasa respecto al sustrato	0.88	0.89	0.88	g/g

Nota. Elaboración propia.

Se muestran los parámetros cinéticos obtenidos del ajuste de los datos experimentales del crecimiento micelial realizado en el software Berkley Madonna.

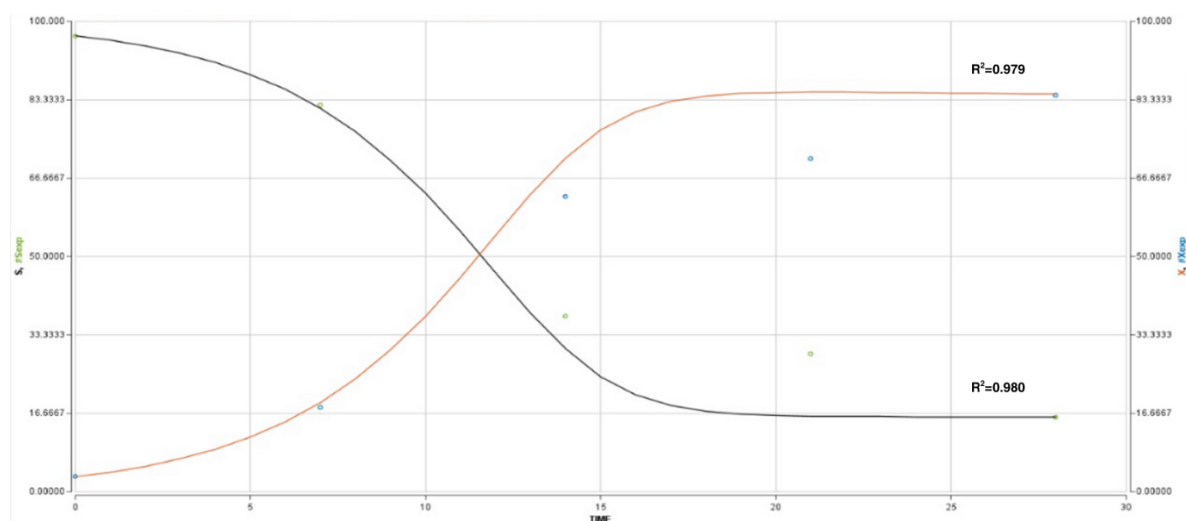
Figura 14. Ajuste del modelo de Monod modificado utilizando datos experimentales del crecimiento micelial de *Pleurotus ostreatus* a una relación de área/volumen de 0.35 cm^{-1} .



Nota. Elaboración propia.

Se muestra el comportamiento de las concentraciones de micelio de *Pleurotus ostreatus* y sustrato de paja de avena y olote (70:30) en un periodo de cuatro semanas, junto con el ajuste del modelo de Monod realizado en el software Berkeley Madonna. Los puntos azules y verdes corresponden a los datos experimentales de la concentración de micelio y sustrato respectivamente. Mientras que la curva naranja y negra corresponden al modelo de ajuste de la producción de biomasa (micelio) y consumo de sustrato en el tiempo. Los coeficientes de determinación (R^2) se indican en la gráfica como referencia del grado de ajuste. Los datos empleados para la construcción de la figura se detallan en el Cuadro 36.

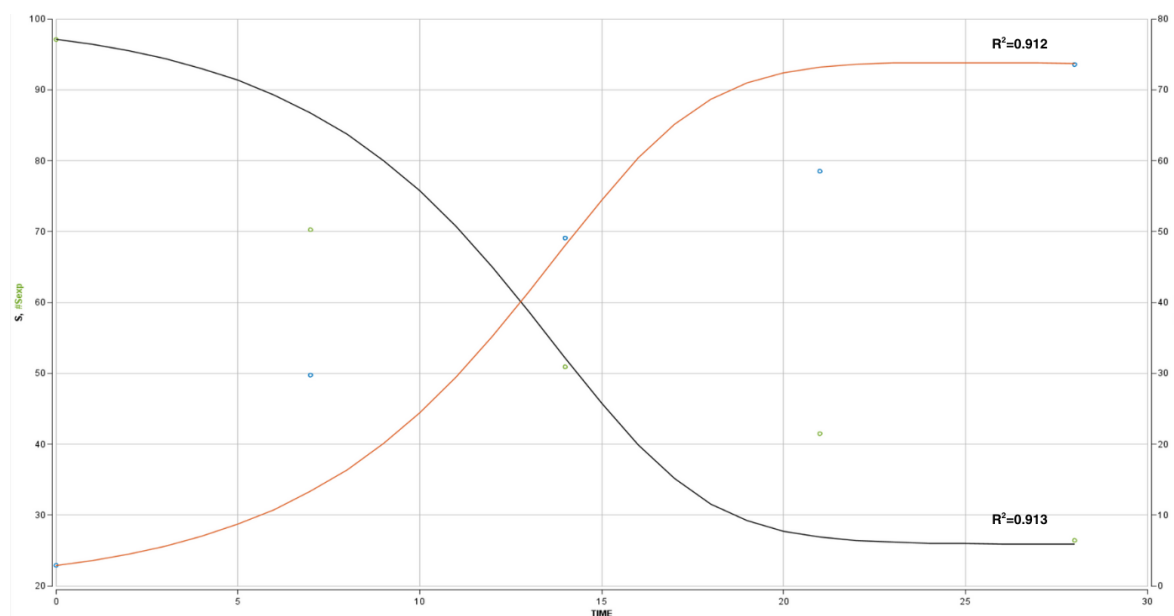
Figura 15. Ajuste del modelo de Monod modificado utilizando datos experimentales del crecimiento micelial de *Pleurotus ostreatus* a una relación de área/volumen de 0.40 cm^{-1} .



Nota. Elaboración propia.

Se muestra el comportamiento de las concentraciones de micelio de *Pleurotus ostreatus* y sustrato de paja de avena y olote (70:30) en un periodo de cuatro semanas, junto con el ajuste del modelo de Monod realizado en el software Berkeley Madonna. Los puntos azules y verdes corresponden a los datos experimentales de la concentración de micelio y sustrato respectivamente. Mientras que la curva naranja y negra corresponden al modelo de ajuste de la producción de biomasa (micelio) y consumo de sustrato en el tiempo. Los coeficientes de determinación (R^2) se indican en la gráfica como referencia del grado de ajuste. Los datos empleados para la construcción de la figura se detallan en el Cuadro 35.

Figura 16. Ajuste del modelo de Monod modificado utilizando datos experimentales del crecimiento micelial de *Pleurotus ostreatus* a una relación de área/volumen de 0.45 cm^{-1} .



Nota. Elaboración propia.

Se muestra el comportamiento de las concentraciones de micelio de *Pleurotus ostreatus* y sustrato de paja de avena y olote (70:30) en un periodo de cuatro semanas, junto con el ajuste del modelo de Monod realizado en el software Berkeley Madonna. Los puntos azules y verdes corresponden a los datos experimentales de la concentración de micelio y sustrato respectivamente. Mientras que la curva naranja y negra corresponden al modelo de ajuste de la producción de biomasa (micelio) y consumo de sustrato en el tiempo. Los coeficientes de determinación (R^2) se indican en la gráfica como referencia del grado de ajuste. Los datos empleados para la construcción de la figura se detallan en el Cuadro 34.

D. Análisis costo-beneficio de la producción de basidiocarpos a escala laboratorio

Cuadro 15. Análisis costo-beneficio de la producción de *Pleurotus ostreatus* según la relación área/volumen y apertura de la bolsa de sustrato

Tratamiento	Beneficio por cuerpos fructíferos (Q)	Costo total (Q)	Beneficio/costo
50DA	Q17.72	Q18.98	0.9337
50AS	Q16.74	Q19.24	0.8701
50AL	Q21.05	Q19.23	1.0947
45DA	Q23.09	Q18.32	1.2606
45AS	Q19.72	Q18.33	1.0760
45AL	Q21.27	Q18.09	1.1757
40DA	Q19.76	Q18.64	1.0603
40AS	Q19.41	Q18.69	1.0387
40AL	Q18.65	Q18.71	0.9970

Nota. Elaboración propia.

Se muestra el análisis comparativo entre los beneficios de la producción de *Pleurotus ostreatus* y el costo total, que incluye los costos variables de materia prima, consumibles y energía, para cada combinación experimental. El beneficio se estimó a partir de la masa total producida y un precio de venta de referencia.

VIII. Discusión

Como objetivo principal del presente trabajo de graduación se planteó evaluar la relación área/volumen y la configuración de apertura de la bolsa posterior a la incubación en la producción del hongo *Pleurotus ostreatus* para conocer su efecto sobre el crecimiento. Este se logró a través del desarrollo de una metodología para cuantificar el crecimiento tanto del cuerpo fructífero como del micelio, el cálculo de rendimiento biológico y la producción de basidiocarpos, el análisis del crecimiento micelial en el tiempo para sustentar un modelo cinético y un análisis costo-beneficio para identificar la combinación de relación área/volumen y configuración de apertura más favorable en términos económicos.

En cuanto a los niveles evaluados, las relaciones área/volumen se definieron tomando como referencia las dimensiones de bloque que se emplean comúnmente en el cultivo y comercialización de *Pleurotus ostreatus* a pequeña y mediana escala, ya que estos formatos facilitan la manipulación y apilamiento durante la incubación. A partir de ello, se seleccionaron tres geometrías que generan un rango contrastante de área expuesta por unidad de volumen, con el fin de capturar diferencias en el desarrollo del micelio y basidiocarpo bajo condiciones representativas de producción. De manera consistente, las configuraciones de apertura se establecieron siguiendo aperturas sugeridas o utilizadas por productores para inducir fructificación, integrándolas a un diseño experimental controlado que permitiera comparar su efecto de forma aislada.

El método propuesto se muestra en la sección A de resultados, el cual integra el procedimiento de inoculación e incubación bajo condiciones clave y, posteriormente, las etapas de fructificación y cosecha. Estas dos últimas se emplean para cuantificar el crecimiento mediante la producción de cuerpos fructíferos, estimando la productividad a través del tiempo de formación de primordios, tiempo a la primera cosecha, rendimiento biológico y morfología de los basidiocarpos. Estos parámetros son congruentes con los indicadores principales de productividad de estudios previos en donde evaluaron el desempeño productivo de *Pleurotus ostreatus* (Chukwurah et al., 2013; Chikwendu et al.,

2021; Hoa, Wang y Wang, 2015). Asimismo, el rango de inoculación sugerido de 5–15% del peso seco del sustrato se definió a partir de valores reportados por Shah et al. (2014) y se seleccionó por ser un intervalo ampliamente utilizado en sustratos lignocelulósicos, ya que permite asegurar un arranque consistente del cultivo y una colonización suficientemente rápida del bloque, reduciendo posibles efectos asociados a cargas excesivas, como compactación local o acumulación de calor metabólico. Adicionalmente, mantener el inóculo dentro de este rango evita sobredosificaciones que incrementen el costo del proceso sin una mejora proporcional del desempeño. Mientras que las demás condiciones operativas (temperatura, humedad relativa, distancia entre bloques, tiempos de incubación, entre otras) se ajustaron a partir de la integración de diferentes antecedentes experimentales de cultivo de *P. ostreatus*. En particular, se adoptó una incubación en oscuridad bajo temperatura controlada como práctica estándar para favorecer una colonización uniforme del sustrato, consistente con estudios que incuban bolsas a aproximadamente 25°C hasta completar la colonización micelial (Shah, Ashraf y Ch, 2004). Asimismo, para la etapa de fructificación se consideró el control de un microambiente más húmedo, ya que se ha reportado que el desarrollo de primordios y basidiocarpos requiere humedades relativas elevadas y temperaturas ligeramente menores; por ejemplo, Hoa, Wang y Wang (2015) incubaron a 28°C con 60% de HR, y posteriormente desarrollaron la fructificación a 24°C con HR superior al 90 %. Por ello, en esta fase se empleó un atomizador de agua para mantener la humedad superficial del bloque de forma controlada y evitar el resecamiento.

Para la cuantificación del crecimiento micelial, el método plantea un análisis destructivo mediante la apertura secuencial de bloques para separar el micelio y el sustrato y cuantificarlo gravimétricamente. Esta salida biológica complementa la evaluación por basidiocarpos, ya que permite describir la dinámica de colonización que antecede a la fructificación; además, al estar asociada al intercambio de gases y humedad, hace sentido la sensibilidad a cambios físicos del bloque como la relación área/volumen. Dado que el micelio crece entrelazado con el sustrato en un sistema sólido, su cuantificación directa y, especialmente, repetida sobre un mismo bloque es limitada sin alterar el microambiente del cultivo (humedad, intercambio gaseoso y condiciones de esterilidad), lo que puede introducir sesgos en el crecimiento registrado. Por esta razón, se optó por un muestreo destructivo mediante la apertura secuencial de bloques independientes en diferentes tiempos (en este

caso, semanas), lo que permite reconstruir la dinámica de colonización sin modificar el desempeño del bloque evaluado. En contraste, enfoques no destructivos como la inspección visual o el análisis de imágenes suelen representar principalmente la colonización superficial, mientras que alternativas más específicas como mediciones de respiración (CO_2/O_2) requieren equipamiento adicional y, por lo general, proporcionan estimaciones indirectas del crecimiento micelial.

El documento incluye el alcance, terminología, resumen del método, importancia y su uso, interferencias, aparatos, reactivos y materiales y la preparación de las muestras, a fin de asegurar su reproducibilidad a escala de laboratorio. El método, al emplear variables de respuesta consistentes y comparables, permite aislar el efecto de variables físicas del bloque —como la relación área/volumen y la configuración de apertura— sobre el desempeño del cultivo. Asimismo, la flexibilidad del diseño permite la evaluación de distintas condiciones de cultivo, como la exploración del uso de diferentes residuos lignocelulósicos como sustrato. Cabe mencionar que, en el análisis destructivo de los bloques, la separación micelio-sustrato se realizó por un criterio visual, lo que la hace susceptible de sesgo. No obstante, los resultados constituyen estimaciones operativas útiles y comparables entre tratamientos.

Se comparó el efecto de tres relaciones área/volumen ($0.40, 0.45, 0.50 \text{ cm}^{-1}$) y tres configuraciones de apertura de bolsa durante la fructificación (doble apertura (DA), apertura superior (AS) y apertura lateral (AL)) sobre el cultivo de *Pleurotus ostreatus*. La evaluación se realizó con indicadores de producción: eficiencia biológica, masa total, tiempo de formación de primordios y primera cosecha, cantidad de basidiocarpos, y dimensiones morfológicas (diámetro de sombrero, largo de estípite y largo completo).

En la Figura 6 se presentan las eficiencias biológicas (media $\pm$ DE) de los nueve tratamientos trabajados en triplicado, considerando únicamente la primera cosecha. Este indicador expresa el rendimiento de conversión del sustrato seco en masa fresca de basidiocarpos. Se observó que la relación A/V de 0.45 cm^{-1} alcanzó los valores más altos en los tres tipos de apertura, seguida de 0.40 cm^{-1} con valores muy similares entre sí y 0.50 cm^{-1} con los valores más bajos. La eficiencia biológica promedio máxima alcanzada para A/V=0.45 fue de $71.02 \pm 14.22 \%$ (DA), $58.95 \pm 1.79 \%$ (AS) y $68.43 \pm 3.16 \%$ para (AL).

Previo al análisis inferencial, se verificó el supuesto de normalidad para aplicar el análisis de varianza bifactorial. La prueba de Shapiro–Wilk (Cuadro 2) sobre la eficiencia biológica arrojó $W = 0.953$, $p = 0.26$, por lo que no se rechaza la normalidad. De igual manera, las demás variables de respuesta presentaron $p > 0.05$: masa de basidiocarpos ($p = 0.919$), cantidad de basidiocarpos ($p = 0.298$), diámetro de sombrero ($p = 0.4829$), largo completo ($p = 0.4679$) y largo de estípite ($p = 0.7864$); lo cual valida que el ANOVA empleado es pertinente bajo los supuestos del modelo.

De acuerdo con los resultados del ANOVA bifactorial del Cuadro 3 la relación A/V explica la mayor parte de la variación en el rendimiento ($F=21.139$, $p < 0.001$), mientras que ni el patrón de aperturas ni la interacción A/V x Apertura resultaron significativas ($p=0.136$ y $p=0.393$). La prueba post hoc de Tukey (Cuadro 9) evidenció un orden de rendimiento definido: 0.45 cm^{-1} superó a 0.40 cm^{-1} en +13.52 puntos porcentuales ($p=0.0017$) y a 0.50 cm^{-1} en +21.0 puntos porcentuales ($p<0.001$), mientras que 0.40 vs. 0.50 no presentó diferencia estadísticamente significativa al 5% ($p = 0.084$).

En la Figura 7 se observa la masa total promedio de basidiocarpos, la cual siguió el mismo patrón observado en la eficiencia biológica, los tratamientos con A/V de 0.45 cm^{-1} presentan mayores valores de masa, con $173.33 \pm 7.57 \text{ g}$ (DA), $148.00 \pm 31.10 \text{ g}$ (AS) y $159.67 \pm 28.29 \text{ g}$ para (AL). Mientras que 0.40 cm^{-1} queda en un nivel intermedio y 0.50 cm^{-1} es el más bajo. La alineación entre indicadores (masa y EB) sugiere que el contenido de agua en los basidiocarpos no difirió de forma relevante entre tratamientos. Por su parte, el ANOVA de dos vías (Cuadro 4) mostró que el efecto de la relación A/V es significativo ($F = 3.635$; $p = 0.047$; $\eta^2_p = 0.29$), mientras que la apertura y la interacción no resultaron significativas obteniendo valores de p de 0.252 y 0.231 respectivamente. La prueba post hoc de Tukey (Cuadro 10) evidenció que únicamente la diferencia $0.45 > 0.50$ fue significativa por 21.44 p.p ($p = 0.045$), mientras que 0.45 vs 0.40 y 0.50 vs 0.40 no difirieron al 5%.

La Figura 8 resume los tiempos promedio de formación de primordios y de la primera cosecha, se consideró un periodo fijo de incubación de 28 días para todos los tratamientos, a fin de aislar el efecto de A/V y de la apertura. Los primordios aparecieron a los 31 días totales (3 días luego de la apertura de las bolsas), en todos los tratamientos con A/V de 0.50 cm^{-1} . Mientras que en $A/V = 0.45-0.40$ surgieron a los 5-6 días post-incubación. La cosecha se

obtuvo, en general, a los 36 días (8 días post incubación), con un máximo de 37 días para 40AL y un mínimo de 35 días para 50DA y 50AL. El intervalo de días entre primordios y cosecha fue de 2 a 5 días (lo más común, 3-4); los extremos fueron 45AL (2 días) y 50AS (5 días). Las diferentes configuraciones de apertura movieron como máximo ± 1 día en cada relación A/V.

En cuanto a la cantidad de basidiocarpos, en la Figura 9 se aprecian variaciones marcadas entre tratamientos. Sobresalió 50DA con el mayor promedio (48 ± 16.2), seguido de 45DA (34 ± 4.5) y 45AS (32 ± 11.4); en el extremo inferior se ubicaron 40AS (14 ± 4.0) y 50AS (19 ± 4.4). Por lo que dentro de cada relación A/V, la doble apertura (DA) tendió a producir más cuerpos que AS o AL. No obstante, es importante notar que la dispersión fue heterogénea, con coeficientes de variación del 13% en 45DA (mayor consistencia entre réplicas) hasta de 38% en 45AL, lo que evidencia mayor dispersión intra-tratamiento. El ANOVA del Cuadro 5 de dos vías evidenció efecto de A/V sobre el número de basidiocarpos ($F = 3.61$; $p = 0.048$; $\eta^2_p = 0.29$) y un efecto aún más marcado por la apertura ($F = 7.44$; $p = 0.004$; $\eta^2_p = 0.45$), sin interacción significativa ($p = 0.131$). Las comparaciones múltiples de Tukey (Cuadro 11) confirmaron que DA genera más basidiocarpos que AL, con una diferencia media de 10.56 p.p ($p = 0.043$, IC95% [0.30, 20.81]) y que AS por 15.11 p.p ($p = 0.0039$, IC95% [4.86, 25.37]), mientras que AS vs AL no difirió ($p = 0.506$).

Las dimensiones de los cuerpos fructíferos —en particular el diámetro del sombrero (pileo) y la longitud del estípite— son un indicador clave en el cultivo de *Pleurotus ostreatus* debido a que determinan su aceptación comercial. Según Hoa y colaboradores (2015), los cuerpos mejor valorados por el mercado son lo que tienen sombreros más grandes y estípites más cortos. Como referencia técnica, la norma PNS/BAFS para hongos ostra establece que el tamaño puede clasificarse con base en el diámetro del sombrero conforme a prácticas comerciales, y sugiere rangos guía de clasificación (pequeño < 3 cm, mediano 3–5 cm, grande 5–7 cm y extragrande > 7 cm); esto respalda el uso del diámetro como una variable morfológica directamente vinculada con la aceptación en el mercado (Bureau of Agriculture and Fisheries Standards, 2025).

Los diagramas de caja y bigotes (Figura 10) muestran la distribución por tratamiento del diámetro del sombrero, largo completo y largo del estípite en centímetros (seis

mediciones por réplica). Para el diámetro, las medianas se concentran mayoritariamente en un rango intermedio alto y se observan algunas diferencias por tratamiento. Los grupos con $A/V = 0.50$, especialmente 50DA y 50AL, tienden a presentar sombreros mayores, en promedio de 5.47 ± 0.46 cm y 6.36 ± 0.38 cm respectivamente. Aunque estos presentan un rango intercuartílico más amplio con algunos valores atípicos, indicando que los tamaños son dispersos. Mientras que dos de los tres tratamientos de $A/V = 0.45$ (45AS y 45DA) muestran cajas más compactas, señal de mayor consistencia, aunque con medianas ligeramente menores. Finalmente, en los tratamientos con $A/V = 0.40$ (40AS y 40AL), las medianas del diámetro se sitúan entre las observadas para 0.45 y 0.50, y los cuartiles (Q1-Q3) caen también en rangos intermedios. Las cajas y bigotes se superponen con los otros niveles, lo que sugiere que no desplazan el calibre hacia extremos, sino que ofrece un perfil de tamaño típico medio y una variabilidad moderada. No obstante, el tratamiento 40DA presentó, en promedio, sombreros más grandes, de 7.08 ± 0.36 cm.

El ANOVA de dos vías para el diámetro del sombrero (Cuadro 6) mostró que el diámetro no depende de un único factor por separado (A/V : $p = 0.078$; Apertura: $p = 0.872$), sino de su interacción ($A/V \times$ Apertura, $F = 2.961$; $p = 0.048$; $\eta^2_p = 0.40$: efecto grande). Lo cual significa que el impacto de la relación área/volumen depende de cómo se abra la bolsa de cultivo y viceversa. Por lo que no deberían interpretarse los efectos promedio de estos factores por separado. Las comparaciones múltiples de Tukey (Cuadro 12) indicaron que con doble apertura (DA), $A/V = 0.40$ se generan sombreros significativamente mayores que 0.50 con una diferencia media de 1.61 cm ($p = 0.016$) y tiende a superar a 0.45 por 1.17 cm ($p = 0.0897$). Mientras que con la apertura superior (AS) se insinúa el patrón opuesto ($0.50 > 0.45$, $\Delta = -1.31$; $p = 0.0536$) y con apertura lateral (AL) no hubo diferencias.

Para el largo completo se tomó la altura total del basidiocarpo, medida desde la base del estípite hasta el punto más alto del sombrero. En el gráfico de caja y bigotes, se observan muestras más altas en $A/V = 0.50$, nuevamente con mayor amplitud de la distribución de DA y AL y valores más uniformes en 45AS y 45DA; los de $A/V = 0.40$ se encuentran en un nivel intermedio. Para esta variable, el ANOVA de dos vías (Cuadro 7) no detectó efectos significativos de la apertura ($p = 0.155$) ni de la interacción $A/V \times$ Apertura ($p = 0.121$). En cambio, el efecto de A/V fue cercano al umbral de significancia ($F = 3.327$; $p = 0.059$),

coherente con los gráficos de caja y bigotes que sugieren piezas ligeramente más largas en $A/V = 0.50$; no obstante, la evidencia no alcanza el criterio ($\alpha = 0.05$).

Finalmente, el largo del estípite demostró ser la variable más sensible y con mayor dispersión. En la mayoría de los tratamientos de doble apertura (DA) y apertura lateral (AL) se observan medianas más altas con rangos intercuartílicos amplios y puntos atípicos hacia arriba, lo que evidencia que una fracción de los cuerpos fructíferos desarrolló estípites largos. En contraste con tratamientos de apertura superior (AS), en donde las medianas son menores y las cajas más estrechas, lo que indica estípites más cortos y homogéneos. Aunque cabe resaltar que el ANOVA (Cuadro 8), demostró una interacción $A/V \times \text{Apertura}$ significativa ($F = 3.745$; $p = 0.022$; $\eta^2_p = 0.45$, efecto grande), mientras que los efectos simples no lo fueron (A/V : $p = 0.399$; Apertura: $p = 0.070$, marginal). En las comparaciones múltiples de Tukey no se detectó contrastes al 5%, únicamente tendencias cercanas en AS $0.40 > 0.45$, con una diferencia media de 1.11 cm ($p = 0.053$, IC95% [-0.01, 2.24]) y en AL $0.45 < 0.50$ una diferencia media de -0.94 cm ($p = 0.109$, IC95% [-2.07, -0.18]).

En relación con el tercer objetivo, se realizó un análisis del crecimiento micelial en función del tiempo con la finalidad de proponer un modelo cinético representativo de la colonización en fermentaciones en estado sólido. Por lo que se implementó un muestreo destructivo semanal de *Pleurotus ostreatus* sobre sustrato de paja de avena/olote (70:30), en donde se separó y cuantificó la biomasa micelial (X) y el sustrato remanente (S) y se expresaron en base al agua del sistema (gramos de sólido seco por cantidad de agua total contenida en el lecho). Esta normalización con respecto al agua es coherente con la naturaleza de la fermentación en estado sólido, donde la actividad de agua y su disponibilidad condicionan la colonización y el transporte, y además preserva la dimensionalidad utilizada en el ajuste del modelo (unidades consistentes para X, S, K_s y $Y_{x/s}$).

En las Figura 11, 12 y 13 ($A/V = 0.35, 0.40$ y 0.45 cm^{-1} , respectivamente) se observa la dinámica de crecimiento del micelio de *Pleurotus ostreatus*, en el cual se observa el patrón esperado de colonización: una fase de latencia breve, seguida de un incremento acelerado de X controlado por la disponibilidad del sustrato y una desaceleración hacia meseta, es decir, hacia la fase final en la que el crecimiento deja de aumentar de forma apreciable. Mientras que el sustrato S desciende con una asíntota positiva que indica una fracción no biodisponible

del sustrato. Este comportamiento se repite en las tres series, con diferencias entre curvas, las cuales pueden atribuirse al efecto de A/V sobre el transporte de O_2/CO_2 y el estado hídrico del lecho.

Cabe destacar que el crecimiento de biomasa no inicia en cero al partir de un inóculo en grano equivalente al 10 % de la masa seca del sustrato, por lo que existe una biomasa inicial. Por otro lado, en medios sólidos, la “fase exponencial” suele manifestarse como un aumento casi lineal debido a que la tasa de crecimiento está limitada por la extensión del frente hifal sobre la matriz; lo cual suele ocurrir a velocidad casi constante (Lilly y Barnett, 1951), a diferencia del cultivo líquido en donde la mezcla y el mayor número de puntas activas favorecen un crecimiento más claramente exponencial. Finalmente, al tratarse de un basidiomiceto, la siguiente fase natural tras la colonización es la inducción de primordios y fructificación cuando se modifican las condiciones de cultivo (mayor intercambio gaseoso, luz y aporte de agua). En este análisis no se indujo ni evaluó esta etapa; por ello, en los gráficos de crecimiento micelial y decaimiento de sustrato se observa una meseta de colonización más que una fase estacionaria o de muerte: $X(t)$ se estabiliza porque el sustrato utilizable se vuelve limitante y permanece una fracción no biodisponible.

En la Figura 11 ($A/V = 0.35 \text{ cm}^{-1}$) el crecimiento presenta una latencia corta y una fase exponencial moderada: X aumenta de forma sostenida, pero alcanza la meseta más tarde, alrededor de la semana 3, cuando S ya ha descendido a valores comparables con K_s . El cruce $X \approx S$ ocurre cerca de 2.7 semanas y el remanente de S al final es notorio.

La Figura 12 ($A/V = 0.40 \text{ cm}^{-1}$) muestra el avance cinético más “limpio” de las tres series debido a que la ventana exponencial es más pronunciada y temprana, X se aproxima a su meseta alrededor de 2–2.5 semanas y S cae de forma casi lineal al inicio para luego amortiguarse al acercarse a K_s . El cruce $X \approx S$ ocurre antes que en 0.35 cm^{-1} , lo que sugiere una tasa específica mayor y un balance más favorable entre oxigenación y retención hídrica.

En la Figura 13 ($A/V = 0.45 \text{ cm}^{-1}$) el arranque es rápido y X alcanza el nivel final más alto del conjunto; sin embargo, la desaceleración hacia la meseta ocurre un poco después que en 0.40 cm^{-1} . S desciende con rapidez al inicio y se estabiliza en un valor residual similar a las otras condiciones, lo que indica que la fracción no biodisponible es comparable. En

términos cinéticos, 0.45 cm^{-1} favorece la extensión del micelio y el nivel final de X, mientras que 0.40 cm^{-1} maximiza la rapidez con que se alcanza la meseta.

En las Figura 14, 15 y 16, el crecimiento de X y el consumo de S se describieron con un modelo de Monod modificado que incorpora el término de sustrato residual (Ecuación 8). Se empleó Monod porque la tasa específica depende directamente de la disponibilidad de sustrato: al inicio, con S alto, la velocidad se acerca a μ_{max} y, conforme S cae hacia valores comparables con K_s , la tasa se desacelera hasta la meseta observada. El término de sustrato residual representa la fracción no utilizable que permanece al final y explica la asíntota positiva de S típica de las fermentaciones en estado sólido.

Se ajustaron los datos experimentales para X(t) y S(t), en donde se obtuvieron los coeficientes de determinación para las tres condiciones: para $A/V = 0.35 \text{ cm}^{-1}$: $R^2_X = 0.998$; $R^2_S = 0.998$, $A/V = 0.40 \text{ cm}^{-1}$: $R^2_X = 0.979$; $R^2_S = 0.998$ y $A/V = 0.45 \text{ cm}^{-1}$: $R^2_X = 0.912$; $R^2_S = 0.913$, los cuales respaldan un ajuste sólido.

A partir del Cuadro 14, la comparación entre A/V muestra que μ_{max} es el parámetro más sensible a la geometría del bloque: alcanzado su valor más alto de 0.412 día^{-1} en $A/V = 0.40 \text{ cm}^{-1}$, seguido de 0.45 cm^{-1} y más bajo en 0.35 cm^{-1} . Esta tendencia es coherente con lo observado gráficamente: en 0.40 cm^{-1} el ascenso de X ocurre antes y con mayor pendiente (indicando mayor tasa), mientras que en 0.35 cm^{-1} el cruce $X \approx S$ y la llegada a meseta son más tardíos. Con base en esto, 0.40 cm^{-1} parece dar el mejor balance entre oxigenación y retención de humedad (menores resistencias difusivas y menos desecación), 0.45 cm^{-1} añade superficie, pero puede incurrir en pérdidas locales de agua que moderan la tasa, y 0.35 cm^{-1} muestra un avance más lento coherente con limitaciones de transporte (mayor camino difusivo y salida de CO_2 menos eficiente). En contraste, K_s ($41\text{--}46 \text{ g}\cdot\text{L}^{-1}$) y $Y_{x/s}$ ($0.88\text{--}0.89 \text{ g}\cdot\text{g}^{-1}$) se mantienen prácticamente constantes entre condiciones, lo que sugiere que la disponibilidad efectiva del sustrato y la estequiometría X–S no cambian de forma relevante con la relación A/V en el rango evaluado. En términos prácticos, por cada gramo de sustrato consumido se genera casi la misma cantidad de micelio en todas las A/V. Por lo que la relación A/V del bloque no vuelve más eficiente la conversión, sino que modula la velocidad a la que ocurre.

El análisis costo–beneficio (Cuadro 15) mostró que el tratamiento con $A/V = 0.45$, especialmente en configuración de doble apertura (DA), fue el más rentable en condiciones de laboratorio, alcanzando la relación beneficio/costo más alto (1.2606) seguida por 45AL (1.1757) y 50AL (1.0947). Para este análisis se consideraron únicamente los costos variables directamente asociados al proceso, principalmente insumos y energía, ya que el propósito fue comparar de manera relativa la conveniencia económica entre las combinaciones de relación A/V y configuración de apertura bajo condiciones controladas de laboratorio. En este contexto, no se incorporaron costos fijos —como depreciación o costo de uso del equipo, mano de obra y uso de instalaciones— debido a la falta de una base objetiva para su valoración; por ello, el indicador beneficio/costo debe interpretarse como una medida comparativa a pequeña escala entre tratamientos. Para el escalamiento se recomienda integrar dichos costos fijos y otros componentes asociados a la operación. La rentabilidad por su parte, se explicó sobre todo por las diferencias de producción debido a que los costos fueron prácticamente iguales entre tratamientos porque se mantuvieron constantes los insumos y la energía de proceso; las pequeñas variaciones del costo total (Q18.1–19.2) provienen exclusivamente del costo de materia prima, calculado en función de la masa seca específica de cada bloque. Por el otro lado, los esquemas con $A/V = 0.40$ fueron marginalmente rentables (1.0387–1.0603), mientras que dos combinaciones con $A/V = 0.50$ quedaron por debajo de la unidad (50AS = 0.8701; 50DA = 0.9337) y 40AL quedó prácticamente al punto de equilibrio (0.9970).

La conveniencia de cada tratamiento depende directamente del mercado objetivo. Cuando la prioridad es maximizar la masa fresca total, como ocurre cuando el producto se procesa o se comercializa en trozos, el tratamiento con $A/V = 0.45$ es la mejor opción al combinar la mayor eficiencia biológica con altos rendimientos en masa. En cambio, si se busca aumentar la cantidad de cuerpos individuales —un criterio relevante en mercados que demandan setas enteras— las dimensiones morfológicas cobran mayor importancia, pues se prefieren sombreros de mayor tamaño y estípites más cortos; en este sentido, configuraciones como DA con A/V 0.40–0.45 favorecen este perfil. Este criterio cobra aún más relevancia si se considera que, en estándares de comercialización, la aceptación del producto está condicionada por el cumplimiento de requisitos mínimos de calidad (producto sano, limpio

y sin deterioro) y de la uniformidad de presentación del lote (United Nations Economic Commission for Europe, 2017).

En Guatemala, según productores locales, el hongo ostra suele comercializarse en bandejas de duroport con el sombrero y su estípite completo, lo que otorga un peso adicional a las características morfológicas sobre la cantidad de cuerpos producidos. La elección final del sistema de cultivo debe definirse estratégicamente según el modelo de negocio, ponderando el equilibrio entre rendimiento, cantidad de cuerpos fructíferos y calidad morfológica para garantizar competitividad en el mercado.

IX. Conclusiones

1. Se desarrolló una metodología reproducible para cuantificar el crecimiento de *Pleurotus ostreatus* mediante parámetros experimentales clave, integrando la evaluación del cuerpo fructífero (primordios, tiempo a cosecha, rendimiento biológico y morfología) y del crecimiento micelial en el tiempo mediante muestreo destructivo y cuantificación gravimétrica; asimismo, se documentan su alcance, importancia, interferencias y procedimiento a fin de que su aplicación sea reproducible.
2. Se determinó que la relación área/volumen tuvo un efecto significativo en el rendimiento biológico y la masa de basidiocarpos de *Pleurotus ostreatus*, $A/V = 0.45 \text{ cm}^{-1}$ alcanzó los mejores resultados, con una eficiencia biológica máxima de $71.02 \pm 14.22 \%$ y masas promedio de $173.33 \pm 7.57 \text{ g}$. La configuración de apertura mostró un efecto estadísticamente significativo únicamente en la cantidad de basidiocarpos, en donde la configuración de doble apertura (DA) obtuvo la mayor cantidad (48 ± 16).
3. Las dimensiones de diámetro del sombrero y largo del estípite del basidiocarpo evidenciaron efectos significativos y dependientes en la combinación de factores: $A/V \times \text{Apertura}$. Se obtuvo que la doble apertura (DA) con A/V 0.40 y 0.45 produjeron sombreros más amplios, alcanzando medianas cercanas a 6.5 y 7.0 cm, y estípites más cortos, alrededor de 3.0 y 3.5 cm.
4. Se desarrolló un modelo cinético, basado en el modelo de Monod, para describir el crecimiento micelial de *Pleurotus ostreatus* en fermentación en estado sólido. Los parámetros cinéticos por relación A/V obtenidos fueron 0.45 cm^{-1} : $\mu_{\text{max}} = 0.352 \text{ d}^{-1}$, $K_s = 41 \text{ g L}^{-1}$, $Y_{x/s} = 0.88 \text{ g g}^{-1}$; 0.40 cm^{-1} : $\mu_{\text{max}} = 0.412 \text{ d}^{-1}$, $K_s = 46 \text{ g L}^{-1}$, $Y_{x/s} = 0.89 \text{ g g}^{-1}$; 0.35 cm^{-1} : $\mu_{\text{max}} = 0.231 \text{ d}^{-1}$, $K_s = 41 \text{ g L}^{-1}$, $Y_{x/s} = 0.88 \text{ g g}^{-1}$. El ajuste capturó adecuadamente la dinámica micelio-sustrato, con coeficientes de determinación superiores a 0.90, y evidenció que la A/V impacta principalmente a μ_{max} mientras que K_s y $Y_{x/s}$ permanecen prácticamente invariantes.

5. El análisis costo-beneficio de la producción de basidiocarpos demostró que el tratamiento correspondiente a la relación A/V de 0.45 cm^{-1} y doble apertura resulta más favorable económicamente con una relación Beneficio/Costo de 1.2606.

X. Recomendaciones

1. Desarrollar protocolos de múltiples cosechas para cuantificar su impacto en el rendimiento acumulado y por cosecha, así como en la estabilidad morfológica de los basidiocarpos.
2. Evaluar la apertura completa del bloque por medio del retiro de la bolsa para cuantificar el efecto del intercambio gaseoso durante la fructificación en el rendimiento.
3. Caracterizar vida útil postcosecha bajo distintas relaciones A/V y aperturas del bloque de cultivo, para vincular condiciones de cultivo con calidad comercial y definir criterios de embalaje.
4. Ejecutar ensayos a mayor escala o en condiciones que simulen los procesos de la industria local para obtener un análisis costo–beneficio representativo y estimar costos operativos reales.
5. Explorar el efecto de la suplementación del sustrato con N, Ca^{2+} sobre la tasa de colonización y rendimiento del cultivo
6. Definir usos del sustrato agotado para cerrar el ciclo, reducir disposición final y agregar valor mediante subproductos comercializables.
7. Desarrollar un estudio cinético en fermentación sumergida para comparar la dinámica de crecimiento del micelio y el consumo del sustrato con la fermentación en estado sólido.
8. Comparar el uso de inóculo líquido y en grano en el cultivo de *Pleurotus ostreatus* para conocer el efecto en su crecimiento.
9. Replicar la metodología propuesta en otras especies del género *Pleurotus* (*P. pulmonarius*, *P. djamor*, *P. citrinopileatus*, *P. eryngii*) para comparar indicadores de productividad y costo.

XI. Bibliografia

- Alexopoulos, C. J., Mims, C. W., & Blackwell, M. (1996). *Introductory mycology* (4.^a ed.). John Wiley and Sons.
- Alice, B., & Kustudia, M. (2004). *Mushroom cultivation and marketing* (NCAT ATTRA, Publication No. IP087).
- Barh, A., Annepu, S. K., Sharma, V. P., & Upadhyay, R. C. (2020). *Growing oyster mushrooms: A technical guide*.
- Bobek, P., Ozdin, O., & Mikus, M. (1995). Dietary oyster mushroom (*Pleurotus ostreatus*) accelerates plasma cholesterol turnover in hypercholesterolaemic rat. *Nutrition*, 14(3), 282-286.
- Brancato, F. P., & Golding, N. S. (1953). The diameter of a mold colony as a reliable measure of growth. *Mycologia*, 45(6), 848-864.
- Bureau of Agriculture and Fisheries Standards. (2025). PNS/BAFS 409:2025: Oyster mushrooms—Product standard—Grading and classification. Department of Agriculture, Bureau of Agriculture and Fisheries Standards.
- Carris, L. M., Little, C. R., & Stiles, C. M. (2012). *Introduction to fungi*. APSnet Education Center.
- Cornell CALS. (2022). *Methods of commercial cultivation in the Northeastern United States*.
- Chang, S. T., & Miles, P. G. (2004). *Mushrooms: Cultivation, nutritional value, medicinal effect, and environmental impact*. CRC Press.

- Chikwendu, M. U., Ikwunegbo, U. S., Ogbonna, A. N., & Chukwuemeka, O. D. (2021). *Assessment on growth and yield performance of mushroom (Pleurotus ostreatus) from different bio-waste in Umudike, Abia State, Nigeria*. Journal of Research in Forestry, Wildlife and Environment, 13(1), 1–11.
- CIMMYT. (1995). *Manejo de los ensayos e informes de los datos para el Programa de Ensayos Internacionales de Maíz*. México, DF. ISBN: 970-648-045-5.
- de los Santos Ruiz, A. V., & Sánchez, M. G. (2023). Caracterización y evaluación de diferentes tipos de residuos agrícolas de Chiapas para ser utilizados como combustibles. *Química Hoy*, 12(2), 44-55.
- Dhakal, P., Pokhrel, A., Bista, A., Shah, K., Acharya, B., & Shrestha, J. (2020). Growth and yield performance of oyster mushroom (*Pleurotus ostreatus*) on different substrates. *Agriways*, 8(1). <https://doi.org/10.38112/agw.2020.v08i01.001>
- Ejigu, N., Sitotaw, B., Girmay, S., & Assaye, H. (2022). Evaluation of oyster mushroom (*Pleurotus ostreatus*) production using water hyacinth (*Eichhornia crassipes*) biomass supplemented with agricultural wastes. *International Journal of Food Science*, 2022(1), 9289043.
- FAO. (2022). Crops and livestock products: Oats production, 2022. *FAOSTAT*. Food and Agriculture Organization of the United Nations. <https://www.fao.org/faostat/en/#data/QCL>
- FAO. (2023). Crops and livestock products: Maize production, 2023. *FAOSTAT*. Food and Agriculture Organization of the United Nations. <https://www.fao.org/faostat/en/#data/QCL>
- Fortune Business Insights. (2022). *Mushroom market to reach 24.05 million tonnes by 2028; Growing health consciousness to boost nutritional food consumption and propel market growth*. <https://www.fortunebusinessinsights.com/press-release/mushroom-market-9301>

- Gaitán-Hernández, R., Esqueda, M., Gutiérrez, A., Sánchez, A., & Beltrán-García, M. J. (2006). Bioconversion of *Agave tequilana* Weber bagasse by *Pleurotus ostreatus*: Chemical composition and enzyme production. *Bioresource Technology*, 97(4), 483-491.
- Grand View Research. (2022). Mushroom market size, share & trends analysis report by product (Button, Shiitake, Oyster), by form, by distribution channel, by application (Food, Pharmaceuticals, Cosmetics), by region, and segment forecasts, 2022–2030 (Report ID: GVR-4-68039-362-8). <https://www.grandviewresearch.com/industry-analysis/mushroom-market>
- Griffin, D. (1993). *Fungal physiology* (2.^a ed.). Wiley-Liss.
- Hawksworth, D. L., Sutton, B. C., & Ainsworth, G. C. (1983). *Dictionary of the fungi (including the lichens)*. Commonwealth Mycological Institute.
- Herrera, T., & Ulloa, M. (1990). *El reino de los hongos. Micología básica aplicada*. UNAM/FCE.
- Hoa, H. T., Wang, C. L., & Wang, C. H. (2015). The effects of different substrates on the growth, yield, and nutritional composition of two oyster mushrooms (*Pleurotus ostreatus* and *Pleurotus cystidiosus*). *Mycobiology*, 43(4), 423–434. <https://doi.org/10.5941/MYCO.2015.43.4.423>
- Hu, Y., Xue, F., Chen, Y., Qi, Y., Zhu, W., Wang, F., & Shen, J. (2023). Effects and mechanism of the mycelial culture temperature on the growth and development of *Pleurotus ostreatus* (Jacq.) P. Kumm. *Horticulturae*, 9(1), 95. <https://doi.org/10.3390/horticulturae9010095>
- Ivarsson, E., Grudén, M., Södergren, J., & Hultberg, M. (2021). Use of faba bean (*Vicia faba* L.) hulls as substrate for *Pleurotus ostreatus* – Potential for combined mushroom and feed production. *Journal of Cleaner Production*, 313, 127969. <https://doi.org/10.1016/j.jclepro.2021.127969>

- Jandaik, C. L. (1976). Problems and prospects of *Pleurotus* cultivation. In *Proceedings of the 1st Symposium on Survey and Cultivation of Edible Mushrooms in India* (Vol. 2, p. 67).
- Jarial, R. S., Jarial, K., & Bhatia, J. N. (2024). Comprehensive review on oyster mushroom species (Agaricomycetes): Morphology, nutrition, cultivation and future aspects. *Heliyon*, 10(5). <https://doi.org/10.1016/j.heliyon.2024.eXXXXX>
- Kavanagh, K. (2005). *Fungi: Biology and applications*. Wiley.
- Koch, A. L. (1975). The kinetics of mycelial growth. *Journal of General Microbiology*, 89(2), 209-216.
- Krupodorova, T., Barshteyn, V., Tsygankova, V., Sevindik, M., & Blume, Y. (2024). Strain-specific features of *Pleurotus ostreatus* growth in vitro and some of its biological activities. *BMC Biotechnology*, 24(1), 9. <https://doi.org/10.1186/s12896-024-00793-0>
- Kumla, J., Suwannarach, N., Sujarit, K., Penkhrue, W., Kakumyan, P., Jatuwong, K., & Lumyong, S. (2020). Cultivation of mushrooms and their lignocellulolytic enzyme production through the utilization of agro-industrial waste. *Molecules*, 25(12), 2811. <https://doi.org/10.3390/molecules25122811>
- Kurtzman, R. H., Jr. (1979). A vertical tray system for the cultivation of edible fungi. *Mushroom Science*, 10(2), 429.
- Kurtzman, R. H., Jr. (1979). Metabolism and culture of *Pleurotus*, the oyster mushroom. *Taiwan Mushrooms*, 3(1), 1-13.
- Kurtzman, R. H., Jr., & Zadrzil, F. (1982). Physiological and taxonomic considerations for cultivation of *Pleurotus* mushrooms. In S. T. Chang & T. H. Quimio (Eds.), *Tropical mushrooms: Biological nature and cultivation methods* (pp. 299–348). Chinese University Press.

- Lilly, V. G., & Barnett, H. L. (1951). *Physiology of the fungi*. McGraw Hill.
- Maramba, F. D., Sr. (1978). *Biogas and waste recycling: The Philippine experience*.
- Martínez, D. A., Buglione, M. B., Filippi, M. V., Reynoso, L. D. C., Rodríguez, G. E., & Agüero, M. S. (2015). Evaluación del crecimiento micelial de *Pleurotus ostreatus* y *Agrocybe aegerita* sobre orujos de pera. *Anales de Biología*, 37, 83–90.
<https://doi.org/10.6018/analesbio.0.37.2015>
- Mihai, R. A., Melo Heras, E. J., Florescu, L. I., & Catana, R. D. (2022). The edible gray oyster fungi *Pleurotus ostreatus* (Jacq. ex Fr.) P. Kumm. — a potent waste consumer, a biofriendly species with antioxidant activity depending on the growth substrate. *Journal of Fungi*, 8(3), 274. <https://doi.org/10.3390/jof8030274>
- Niazi, A. R., & Ghafoor, A. (2021). Different ways to exploit mushrooms: A review. *All Life*, 14(1), 450–460. <https://doi.org/10.1080/26895293.2021.1919570>
- Oei, P. (2005). *Small-scale mushroom cultivation* (Agrodok-series No. 40). Agromisa Foundation.
- Padamini, R., Rathour, S. K., Dange, M. M., Ali, M. U., & Chavda, H. (2024). *Mushroom: The fascinating fungi*. Emerald Publishing House.
- Paudel, S., & Dhakal, D. (2020). Yield performance of oyster mushroom (*Pleurotus ostreatus*) on different substrate. *Archives of Agriculture and Environmental Science*, 5(2), 190–195. <https://doi.org/10.26832/24566632.2020.0502016>
- Rajaratnam, S., Bano, Z., & Miles, P. G. (1987). *Pleurotus* mushrooms. Part I. Morphology, life cycle, taxonomy, breeding, and cultivation. *Critical Reviews in Food Science & Nutrition*, 26(2), 157-223.
- Raman, J., et al. (2020). Cultivation and nutritional value of prominent *Pleurotus* spp. *Saudi Journal of Biological Sciences*, 27(8), 2185–2196.

- Rencoret, J., Marques, G., Rosado, M. J., Benito, J., Barro, F., Gutiérrez, A., & Del Rio, J. C. (2023). Variations in the composition and structure of the lignins of oat (*Avena sativa* L.) straws according to variety and planting season. *International Journal of Biological Macromolecules*, 242, 124811. <https://doi.org/10.1016/j.ijbiomac.2023.124811>
- Rivas, B., Moldes, A. B., Domínguez, J. M., & Parajó, J. C. (2004). Lactic acid production from corn cobs by simultaneous saccharification and fermentation: A mathematical interpretation. *Enzyme and Microbial Technology*, 34(5), 627–634.
- Royse, D. J. (1985). Effect of spawn run time and substrate nutrition on yield and size of the shiitake mushroom. *Mycologia*, 77(5), 756-762.
- Royse, D. J. (2000). A global perspective on the high five: *Agaricus*, *Pleurotus*, *Lentinula*, *Auricularia* & *Flammulina*. In *Proceedings of the 15th International Congress on the Science and Cultivation of Edible Fungi*.
- Sánchez, J., & Royse, D. (2001). *La biología y el cultivo de Pleurotus spp.* Grupo Noriega Editores.
- Sardar, H., Anjum, M. A., Nawaz, A., Ejaz, S., Ali, M. A., Khan, N. A., Nawaz, F., & Raheel, M. (2016). Impact of various agro-industrial wastes on yield and quality of *Pleurotus sajor-caju*. *Pakistan Journal of Phytopathology*, 28, 87–92.
- Sardara, H., Ali, M. A., Anjum, F. N., Hussain, S., Naz, S., & Karim, S. M. (2017). Agro-industrial residues influence mineral elements accumulation and nutritional composition of king oyster mushroom (*Pleurotus eryngii*). *Scientia Horticulturae*, 225, 327–334. <https://doi.org/10.1016/j.scienta.2017.07.007>
- Shah, Z. A., Ashraff, M., & Ishtiaq, M. (2004). Comparative study on cultivation and yield performance of oyster mushroom. *International Journal of Agriculture & Biology*, 6(5), 795–798.

- Shen, Y., Gu, M., Jin, J., Fan, F., Feng, F., Song, S., ... Cai, W. (2014). Effects of cold stimulation on primordial initiation and yield of *Pleurotus pulmonarius*.
- Stafford, K. (1986). Continuous fermentation. In A. L. Demain & N. A. Solomon (Eds.), *Manual of industrial microbiology and biotechnology* (pp. 137-140). ASM Press.
- Stamets, P. (2000). *Growing gourmet and medicinal mushrooms*. Ten Speed Press.
- Stamets, P. (2002). *Mycomedicinals: An informational treatise on mushrooms* (3.^a ed.). MycoMedia.
- Stamets, P., & Chilton, J. (2005). *A practical guide to growing mushrooms at home*.
- Suárez, C. (2012). *Cultivo biotecnológico de macrohongos comestibles: Una alternativa en la obtención de nutracéuticos*. Universidad Nacional de Colombia.
- Trinci, A. P. J. (1974). A study of the kinetics of hyphal extension and branching initiation of fungal mycelia. *Journal of General Microbiology*, 81(1), 225-236.
- UN Comtrade. (2023). *UN Comtrade database: Guatemala — Exports of mushrooms and truffles, prepared or preserved, not containing vinegar (HS 0712.30), 2022* [Base de datos]. United Nations Statistics Division. <https://comtrade.un.org/>
- United Nations Economic Commission for Europe. (2017). UNECE standard FFV-24 concerning the marketing and commercial quality control of cultivated mushrooms (2017 ed.). United Nations.
- Upamanya, G. K., Brahma, R., Sarma, R., Sharma, P., & Das, K. (2021). Effect of Different Bag Opening Methods of Oyster Mushroom (*Pleurotus ostreatus*) on Growth Parameter, Yield and Benefit Cost Ratio. *International Journal of Economic Plants*, 8(4), 207-210.
- USDA Natural Resources Conservation Service. (2011). *Carbon to nitrogen ratios in cropping systems*. U.S. Department of Agriculture.

- Valverde, M. E., Hernández-Pérez, T., & Paredes-López, O. (2015). Edible mushrooms: Improving human health and promoting quality life. *International Journal of Microbiology*, 2015, 1–14.
- Wan Mahari, W. A., Ab Wahid, F., Mohd Yusoff, M., Din, M. F. M., & Ariffin, H. (2020). A review on valorization of oyster mushroom and waste generated in the mushroom cultivation industry. *Journal of Hazardous Materials*, 400, 123156.
<https://doi.org/10.1016/j.jhazmat.2020.123156>
- Webster, J., & Weber, R. (2007). *Introduction to fungi* (3rd ed.). Cambridge University Press.
- Zadrazil, F. (1974). The ecology and industrial production of *Pleurotus ostreatus*, *Pleurotus florida*, *Pleurotus cornucopiae* and *Pleurotus eryngii*. *Mushroom Science*, 9, 621–652.
- Zadrazil, F., & Schneiderei, M. (1972). Die Grundlagen für die Inkulturnahme einer bisher nicht kultivierten *Pleurotus*-Art. *Der Champignon*, 135, 25-32.
- Zar, J. H. (2010). *Biostatistical analysis* (5.^a ed.). Pearson.

XII. Anexos

A. Datos originales

Cuadro 16. Masas de sustrato y micelio y humedad inicial del sustrato por muestra

Muestra	Tratamiento	Masa paja húmeda (± 0.1 g)	Masa olote húmedo (± 0.1 g)	Humedad inicial del sustrato (± 0.05 %)	Masa micelio (± 0.1 g)	Masa total bolsa (± 0.1 g)
1	50DA	687.3	297.3	70.39	29.7	1029.0
2	50DA	679.5	290.6	70.39	30.7	1017.7
3	50AL	677.9	292.1	70.12	33.8	1020.3
4	50AS	689.0	300.0	69.89	33.5	1038.3
5	50AS	674.5	294.5	65.59	33.4	1018.3
6	50AL	671.4	285.1	66.12	37.5	1010.4
7	50AL	679.1	291.8	65.89	34.1	1020.9
8	50AS	693.1	293.4	67.90	35.0	1021.5
9	50DA	692.0	291.6	68.20	33.6	1017.2
10	45AS	695.6	292.0	70.82	30.1	1014.2
11	45DA	682.3	291.8	70.82	28.4	1016.9
12	45AL	676.7	289.8	70.72	28.5	1009.1
13	45AL	694.2	290.7	76.20	28.9	1012.0
14	45AL	696.0	291.3	81.16	29.2	1013.9
15	45DA	691.6	295.9	80.30	27.9	1029.2

Muestra	Tratamiento	Masa paja húmeda (± 0.1 g)	Masa olote húmedo (± 0.1 g)	Humedad inicial del sustrato (± 0.05 %)	Masa micelio (± 0.1 g)	Masa total bolsa (± 0.1 g)
16	45AS	684.6	296.6	80.30	28.8	1025.1
17	45DA	697.5	292.0	72.46	34.0	1025.7
18	45AS	692.1	292.7	72.46	28.6	1026.0
19	40AL	693.6	304.0	72.46	34.3	1048.6
20	40AS	683.9	297.5	72.46	26.6	1023.3
21	40DA	697.4	293.2	72.46	27.3	1017.9
22	40DA	697.0	295.6	72.46	29.2	1021.8
23	40DA	682.4	309.8	72.46	26.6	1018.8
24	40AL	701.2	300.4	70.36	24.4	1024.2
25	40AS	701.6	301.3	70.36	25.8	1026.4
26	40AS	704.5	318.5	74.43	25.5	1046.7
27	40AL	701.8	324.7	74.43	25.7	1047.3

Nota. Elaboración propia.

Cuadro 17. Dimensiones de cada bolsa para el cálculo de la relación área-volumen

Muestra	Tratamiento	Profundidad bolsa (± 0.05 cm)	Ancho bolsa (± 0.05 cm)	Alto bolsa (± 0.05 cm)
1	50DA	9.00	16.00	21.00
2	50DA	9.00	16.00	23.00
3	50AL	7.00	16.00	22.00
4	50AS	8.00	17.00	23.00
5	50AS	6.00	14.00	21.00
6	50AL	7.00	15.00	22.00
7	50AL	7.00	15.00	21.00
8	50AS	7.00	14.00	24.00
9	50DA	7.00	14.00	22.00
10	45AS	13.00	15.00	13.00
11	45DA	13.00	16.00	12.00
12	45AL	13.00	15.00	13.00
13	45AL	13.00	16.00	12.00
14	45AL	13.00	15.00	13.00
15	45DA	12.00	16.00	12.00
16	45AS	12.00	16.00	11.00
17	45DA	14.00	15.00	13.00
18	45AS	12.00	16.00	12.00
19	40AL	12.00	13.00	22.00
20	40AS	12.00	12.00	22.00
21	40DA	13.00	12.00	21.00

Muestra	Tratamiento	Profundidad bolsa (± 0.05 cm)	Ancho bolsa (± 0.05 cm)	Alto bolsa (± 0.05 cm)
22	40DA	12.00	12.00	23.00
23	40DA	12.00	12.00	21.00
24	40AL	13.00	12.00	23.00
25	40AS	13.00	11.00	23.00
26	40AS	12.00	11.00	23.00
27	40AL	12.00	12.00	22.00

Nota. Elaboración propia.

Cuadro 18. Masa y parámetros de fructificación por tratamiento

Muestra	Tratamiento	Masa basidiocarpos totales (± 1 g)	Cantidad de basidiocarpos	Formación primordial (días)	Primera cosecha (días)
1	50DA	150	58	31	35
2	50DA	131	29	31	35
3	50AL	162	31	31	35
4	50AS	140	17	31	36
5	50AS	114	16	31	36
6	50AL	171	34	31	35
7	50AL	141	21	31	35
8	50AS	123	24	31	36
9	50DA	118	56	31	35

Muestra	Tratamiento	Masa basidiocarpos totales (± 1 g)	Cantidad de basidiocarpos	Formación primordial (días)	Primera cosecha (días)
10	45AS	175	40	33	36
11	45DA	182	30	33	36
12	45AL	190	38	34	36
13	45AL	155	25	34	36
14	45AL	134	18	33	37
15	45DA	170	34	33	36
16	45AS	114	19	33	36
17	45DA	168	39	33	36
18	45AS	155	37	33	36
19	40AL	152	28	33	37
20	40AS	146	12	33	35
21	40DA	158	28	34	36
22	40DA	144	34	33	36
23	40DA	143	24	33	37
24	40AL	126	17	35	38
25	40AS	143	19	33	36
26	40AS	148	12	33	36
27	40AL	142	25	34	37

Nota. Elaboración propia.

Cuadro 19. Mediciones morfológicas por basidiocarpo de *Pleurotus ostreatus* según tratamiento

Muestra	Tratamiento	Basidiocarpo	Largo estípita (± 0.05 cm)	Diámetro sombrero (± 0.05 cm)	Largo completo (± 0.05 cm)
1	50DA	1	4.00	6.50	10.00
		2	3.00	6.00	8.00
		3	3.00	6.00	7.00
		4	2.00	4.50	5.00
		5	2.00	3.00	4.50
		6	2.00	4.00	6.00
2	50DA	1	4.00	7.00	9.50
		2	3.00	6.00	8.00
		3	3.00	6.00	9.00
		4	3.00	6.00	7.00
		5	3.00	3.50	7.00
		6	4.00	7.00	9.50
3	50AL	1	4.00	8.00	9.00
		2	5.00	6.50	10.00
		3	4.00	6.00	9.00
		4	4.00	5.50	8.00
		5	3.50	5.00	6.50
		6	3.00	5.00	7.00
4	50AS	1	6.50	9.00	13.00

		Basidiocarpio	Largo estípite (± 0.05 cm)	Diámetro sombrero (± 0.05 cm)	Largo completo (± 0.05 cm)
		2	5.50	7.50	11.00
		3	4.00	6.50	9.50
		4	5.00	6.00	9.50
		5	4.00	5.00	9.00
		6	4.00	4.50	8.00
		1	5.50	8.50	10.00
		2	4.00	7.50	9.00
5	50AS	3	3.50	8.00	6.00
		4	3.50	6.50	8.00
		5	3.00	5.50	7.00
		6	4.00	5.00	7.00
		1	3.00	6.50	8.50
		2	2.00	7.50	8.00
6	50AL	3	2.50	7.50	8.00
		4	4.00	6.00	10.00
		5	3.00	6.50	7.00
		6	2.00	4.00	4.00
		1	5.00	8.00	10.00
7	50AL	2	5.00	6.50	8.00
		3	4.00	7.00	9.00
		4	4.00	7.00	9.00

		Basidiocarpo	Largo estípite (± 0.05 cm)	Diámetro sombbrero (± 0.05 cm)	Largo completo (± 0.05 cm)
8	50AS	5	4.00	7.00	8.50
		6	3.00	5.00	7.00
		1	4.00	8.00	9.50
		2	3.00	7.00	7.00
		3	4.00	7.00	9.50
		4	3.00	7.00	8.00
		5	3.50	6.00	8.00
		6	2.50	6.00	8.00
9	50DA	1	3.00	7.00	7.00
		2	5.00	6.00	8.00
		3	5.00	6.00	9.00
		4	4.00	5.50	7.50
		5	2.00	4.00	6.00
		6	2.00	4.50	3.50
10	45AS	1	4.00	8.00	9.00
		2	4.00	7.00	7.00
		3	4.00	6.50	8.00
		4	3.00	5.00	6.00
		5	5.00	4.00	7.00
11	45DA	6	3.00	6.00	6.00
		1	4.00	7.50	8.00

		Basidiocarpo	Largo estípite (± 0.05 cm)	Diámetro sombrero (± 0.05 cm)	Largo completo (± 0.05 cm)
		2	5.00	7.50	8.90
		3	4.00	6.00	9.00
		4	4.00	6.00	8.50
		5	4.00	5.00	8.00
		6	4.00	4.00	6.50
		1	2.00	6.40	7.00
		2	3.00	5.80	7.00
12	45AL	3	2.00	7.50	6.00
		4	2.00	4.00	5.50
		5	2.00	5.00	6.00
		6	3.00	4.50	5.00
		1	4.00	4.00	6.00
		2	2.00	5.00	5.00
13	45AL	3	2.00	4.50	5.00
		4	2.50	4.00	4.00
		5	3.00	6.00	6.00
		6	2.00	5.00	5.00
		1	3.00	7.50	9.00
14	45AL	2	3.00	7.00	9.00
		3	2.50	6.00	8.00
		4	4.00	8.00	8.00

		Basidiocarpo	Largo estípite (± 0.05 cm)	Diámetro sombbrero (± 0.05 cm)	Largo completo (± 0.05 cm)
15	45DA	5	3.00	8.00	7.00
		6	3.00	7.00	7.00
		1	4.00	7.50	8.00
		2	5.00	6.50	7.50
		3	4.00	6.00	9.00
		4	4.00	6.00	8.00
		5	4.00	5.00	8.00
		6	4.00	4.00	6.50
16	45AS	1	3.00	6.00	6.00
		2	4.00	6.00	7.00
		3	3.00	5.00	7.00
		4	3.00	6.00	7.00
		5	3.00	5.00	8.00
		6	2.00	3.00	5.00
17	45DA	1	4.00	6.00	7.00
		2	4.00	6.00	8.00
		3	4.50	6.00	9.00
		4	3.00	6.00	6.00
		5	4.00	6.50	7.50
		6	3.00	5.00	6.00
18	45AS	1	3.00	6.00	6.00

		Basidiocarpo	Largo estípite (± 0.05 cm)	Diámetro sombbrero (± 0.05 cm)	Largo completo (± 0.05 cm)
19	40AL	2	4.00	6.00	7.00
		3	3.00	4.50	7.00
		4	2.00	5.00	7.00
		5	2.00	5.00	8.00
		6	2.00	3.00	5.00
		1	3.50	8.00	8.50
	40AS	2	4.00	6.50	8.00
		3	3.00	5.00	7.00
		4	2.00	5.00	6.50
		5	4.00	4.50	7.00
		6	4.00	5.50	7.00
		1	5.00	8.00	10.00
20	40DA	2	3.00	7.00	9.00
		3	4.00	6.00	8.00
		4	3.00	6.00	7.00
		5	2.00	5.00	5.50
		6	3.00	6.50	8.00
		1	3.00	8.50	8.00
21	40DA	2	3.00	5.50	7.00
		3	3.00	7.00	6.00
		4	4.00	7.00	9.00

		Basidiocarpo	Largo estípite (± 0.05 cm)	Diámetro sombbrero (± 0.05 cm)	Largo completo (± 0.05 cm)
22	40DA	5	3.00	6.00	7.00
		6	4.00	6.00	7.00
		1	3.00	8.00	6.50
		2	2.00	8.00	4.00
		3	3.00	7.00	7.00
		4	2.00	6.00	6.00
23	40DA	5	5.00	8.00	7.00
		6	3.50	7.00	7.00
		1	3.00	7.50	9.00
		2	3.00	7.00	9.00
		3	2.50	6.00	8.00
		4	4.00	8.00	8.00
24	40AL	5	3.00	8.00	7.00
		6	3.00	7.00	7.00
		1	4.00	9.00	8.50
		2	2.00	6.50	7.00
		3	3.00	5.50	7.00
		4	4.00	9.00	9.00
25	40AS	5	3.00	7.00	9.00
		6	3.00	6.50	8.00
		1	5.00	5.00	9.00

		Basidiocarpo	Largo estípite (± 0.05 cm)	Diámetro sombrero (± 0.05 cm)	Largo completo (± 0.05 cm)
		2	5.00	5.00	9.00
		3	6.00	8.00	10.00
		4	4.00	5.00	9.00
		5	4.00	5.00	7.00
		6	4.00	4.00	6.00
		1	6.00	9.00	11.00
		2	5.00	6.00	10.00
26	40AS	3	3.00	6.00	10.00
		4	4.00	6.00	9.00
		5	6.00	6.00	11.00
		6	5.00	4.00	8.00
		1	4.00	7.50	6.00
		2	4.00	7.00	7.00
27	40AL	3	3.00	6.00	6.00
		4	3.00	5.00	7.00
		5	3.00	5.00	7.00
		6	3.00	4.00	6.00

Nota. Elaboración propia.

Cuadro 20. Masas de sustrato y micelio y humedad inicial del sustrato por muestra para el análisis de crecimiento micelial

Muestra	Tratamiento	Masa paja húmeda (± 0.1 g)	Masa olote húmedo (± 0.1 g)	Humedad inicial del sustrato (± 0.05 %)	Masa micelio (± 0.1 g)	Masa total bolsa (± 0.1 g)
1	40	1353.8	586.5	66%	66.4	2006.7
2	40	1360.0	595.6	70%	58.4	2014.0
3	40	1377.9	588.7	80%	39.6	2006.2
4	40	1361.4	583.8	72%	67.4	2012.6
5	40	1356.0	585.6	72%	54.1	1995.7
6	40	1369.1	587.5	71%	69.1	2025.7
7	35	2034.6	871.4	67%	96.0	3002.0
8	35	2024.1	868.2	62%	110.7	3003.0
9	35	2040.6	866.9	63%	108.1	2996.7
10	35	2034.7	879.7	69%	90.4	3004.8
11	35	2017.8	864.6	59%	119.4	3001.8
12	35	2024.6	867.2	62%	109.2	3001.0
13	45	701.6	306.8	73%	26.1	1034.5
14	45	717.8	309.7	66%	32.5	1060.0
15	45	698.4	298.8	66%	32.5	1029.7
16	45	679.0	307.5	70%	29.5	999.6
17	45	680.6	307.9	69%	29.6	1002.3
18	45	682.0	305.8	69%	29.5	1002.5

Nota. Elaboración propia.

Cuadro 21. Dimensiones de cada bolsa para el cálculo de la relación área-volumen para el análisis micelial

Muestra	Tratamiento	Profundidad bolsa (± 0.05 cm)	Ancho bolsa (± 0.05 cm)	Alto bolsa (± 0.05 cm)
1	40	21.00	12.00	14.00
2	40	22.00	12.00	14.00
3	40	21.00	13.00	14.00
4	40	20.00	14.00	12.00
5	40	20.00	15.00	12.00
6	40	21.00	14.00	13.00
7	35	26.00	13.00	20.00
8	35	27.00	12.00	20.00
9	35	26.00	12.00	19.00
10	35	25.00	12.00	20.00
11	35	25.00	12.00	20.00
12	35	25.00	12.00	20.00
13	45	29.00	22.00	7.00
14	45	31.00	14.00	7.00
15	45	28.00	22.00	7.00
16	45	28.00	7.00	22.00
17	45	29.00	7.00	22.00
18	45	29.00	22.00	7.00

Nota. Elaboración propia.

Cuadro 22. Masas de sustrato, micelio con su humedad final post incubación

Muestra	Tratamiento	Masa total bolsa post incubación (± 0.1 g)	Humedad post incubación del sustrato (± 0.05 %)	Humedad post incubación del micelio (± 0.05 %)	Masa micelio húmedo post incubación (± 0.1 g)	Masa sustrato húmedo post incubación (± 0.1 g)
1	40	3100.6	69.90%	60.20%	2300.0	756.0
2	40	2951.7	63.77%	53.47%	1665.5	1255.5
3	40	2949.3	82.88%	73.05%	1590.6	1301.9
4	40	2975.7	65.10%	53.47%	779.0	2165.1
5	40	3028.8	68.49%	47.40%	286.3	2786.7
6	40	2950.4	75.30%	65.70%	1602.2	1303.0
7	35	1977.2	75.47%	50.29%	1217.7	724.4
8	35	1927.1	75.82%	46.18%	340.7	1567.0
9	35	1969.4	79.66%	51.76%	1271.6	660.8
10	35	1993.3	77.24%	42.61%	1357.3	604.1
11	35	1996.4	76.96%	63.46%	1521.3	446.6
12	35	1953.9	79.70%	58.58%	1613.5	301.9
13	45	997.8	75.62%	38.24%	544.2	385.6
14	45	1018.3	77.20%	45.10%	758.4	220.3
15	45	1009.9	76.90%	45.50%	637.1	264.1
16	45	971.7	69.90%	49.40%	681.0	258.5
17	45	998.6	69.02%	35.28%	292.1	690.1
18	45	1005.7	80.08%	46.20%	463.3	480.6

Nota. Elaboración propia.

B. Datos calculados

Cuadro 23. Cálculo de proporción de sustrato y relación área/volumen por tratamiento

Muestra	Tratamiento	Proporción paja	Proporción olote	Área superficial (cm ²)	Volumen (cm ³)	Relación área/volumen (cm ⁻¹)
1	50DA	0.698	0.302	1338	3024	0.44
2	50DA	0.700	0.300	1438	3312	0.43
3	50AL	0.699	0.301	1236	2464	0.50
4	50AS	0.697	0.303	1422	3128	0.45
5	50AS	0.696	0.304	1008	1764	0.57
6	50AL	0.702	0.298	1178	2310	0.51
7	50AL	0.699	0.301	1134	2205	0.51
8	50AS	0.703	0.297	1204	2352	0.51
9	50DA	0.704	0.296	1120	2156	0.52
10	45AS	0.704	0.296	1118	2535	0.44
11	45DA	0.700	0.300	1112	2496	0.45
12	45AL	0.700	0.300	1118	2535	0.44

Muestra	Tratamiento	Proporción paja	Proporción olote	Área superficial (cm ²)	Volumen (cm ³)	Relación área/volumen (cm ⁻¹)
13	45AL	0.705	0.295	1112	2496	0.45
14	45AL	0.705	0.295	1118	2535	0.44
15	45DA	0.700	0.300	1056	2304	0.46
16	45AS	0.698	0.302	1000	2112	0.47
17	45DA	0.705	0.295	1174	2730	0.43
18	45AS	0.703	0.297	1056	2304	0.46
19	40AL	0.695	0.305	1412	3432	0.41
20	40AS	0.697	0.303	1344	3168	0.42
21	40DA	0.704	0.296	1362	3276	0.42
22	40DA	0.702	0.298	1392	3312	0.42
23	40DA	0.688	0.312	1296	3024	0.43
24	40AL	0.700	0.300	1462	3588	0.41
25	40AS	0.700	0.300	1390	3289	0.42
26	40AS	0.689	0.311	1322	3036	0.44
27	40AL	0.684	0.316	1344	3168	0.42

Nota. Elaboración propia.

Cuadro 24. Parámetros productivos y eficiencia biológica de *Pleurotus ostreatus* según tratamiento

Muestra	Tratamiento	Masa basidiocarpos totales (± 1 g)	Masa seca sustrato (± 0.1 g)	Eficiencia biológica (%)
1	50DA	150	291.5	51.5
2	50DA	131	287.2	45.6
3	50AL	162	289.8	55.9
4	50AS	140	297.8	47.0
5	50AS	114	333.4	34.2
6	50AL	171	324.1	52.8
7	50AL	141	331.2	42.6
8	50AS	123	316.7	38.8
9	50DA	118	312.8	37.7
10	45AS	175	288.2	60.7
11	45DA	182	284.2	64.0
12	45AL	190	283.0	67.1
13	45AL	155	234.4	66.1
14	45AL	134	186.0	72.0
15	45DA	170	194.5	87.4
16	45AS	114	193.3	59.0
17	45DA	168	272.5	61.6
18	45AS	155	271.2	57.2
19	40AL	152	274.7	55.3

Muestra	Tratamiento	Masa basidiocarpos totales (± 1 g)	Masa seca sustrato (± 0.1 g)	Eficiencia biológica (%)
20	40AS	146	270.3	54.0
21	40DA	158	272.8	57.9
22	40DA	144	273.4	52.7
23	40DA	143	273.3	52.3
24	40AL	126	296.9	42.4
25	40AS	143	297.3	48.1
26	40AS	148	261.6	56.6
27	40AL	142	262.5	54.1

Nota. Elaboración propia.

Cuadro 25. Promedio de mediciones morfológicas por basidiocarpo de *Pleurotus ostreatus* según tratamiento

Muestra	Tratamiento	Largo estípite (± 0.05 cm)	Diámetro sombrero (± 0.05 cm)	Largo completo (± 0.05 cm)
1	50DA	2.67	5.00	6.75
2	50DA	3.33	5.92	8.33
3	50AL	3.92	6.00	8.25
4	50AS	4.83	6.42	10.00
5	50AS	3.92	6.83	7.83
6	50AL	2.75	6.33	7.58

Muestra	Tratamiento	Largo estípite (± 0.05 cm)	Diámetro sombrero (± 0.05 cm)	Largo completo (± 0.05 cm)
7	50AL	4.17	6.75	8.58
8	50AS	3.33	6.83	8.33
9	50DA	3.50	5.50	6.83
10	45AS	3.83	6.08	7.17
11	45DA	4.17	6.00	8.15
12	45AL	2.33	5.53	6.08
13	45AL	2.58	4.75	5.17
14	45AL	3.08	7.25	8.00
15	45DA	4.17	5.83	7.83
16	45AS	3.00	5.17	6.67
17	45DA	3.75	5.92	7.25
18	45AS	2.67	4.92	6.67
19	40AL	3.42	5.75	7.33
20	40AS	3.33	6.42	7.92
21	40DA	3.33	6.67	7.33
22	40DA	3.08	7.33	6.25
23	40DA	3.08	7.25	8.00
24	40AL	3.17	7.25	8.08
25	40AS	4.67	5.33	8.33
26	40AS	4.83	6.17	9.83
27	40AL	3.33	5.75	6.50

Nota. Elaboración propia.

Cuadro 26. Prueba de homogeneidad de varianzas de Levene aplicada a las variables de estudio

Variable	gl1	gl2	Valor F	Valor p
Eficiencia biológica	8	18	0.455	0.872
Masa de basidiocarpos	8	18	0.884	0.549
Cantidad de basidiocarpos	8	18	0.37	0.923
Diámetro sombrero	8	18	0.646	0.73
Largo completo	8	18	0.402	0.905
Largo estípite	8	18	0.519	0.827

Nota. Elaboración propia.

Cuadro 27. Parámetros productivos promedio de *Pleurotus ostreatus* en función de la relación área/volumen y la configuración de apertura de bolsa

Tratamiento	Promedio de masa basidiocarpos totales (g)	Desviación estándar (g)	Coefficiente de variación (%)	Promedio eficiencia biológica (%)	Desviación estándar (%)	Coefficiente de variación (%)
50DA	133.00	16.09	12.10	44.93	6.92	15.41
50AS	125.67	13.20	10.51	40.00	6.48	16.21

Tratamiento	Promedio de masa basidiocarpos totales (g)	Desviación estándar (g)	Coefficiente de variación (%)	Promedio eficiencia biológica (%)	Desviación estándar (%)	Coefficiente de variación (%)
50AL	158.00	15.39	9.74	50.43	6.96	13.80
45DA	173.33	7.57	4.37	71.02	14.22	20.02
45AS	148.00	31.10	21.01	58.95	1.79	3.03
45AL	159.67	28.29	17.72	68.43	3.16	4.62
40DA	148.33	8.39	5.65	54.31	3.13	5.76
40AS	145.67	2.52	1.73	52.90	4.35	8.21
40AL	140.00	13.11	9.37	50.62	7.11	14.05

Nota. Elaboración propia.

Cuadro 28. Parámetros morfológicos promedio de los basidiocarpos de *Pleurotus ostreatus* en función de la relación área/volumen y la configuración de apertura de bolsa.

Tratamiento	Promedio largo estípite (cm)	Desviación estándar	Promedio diámetro sombrero (cm)	Desviación estándar	Promedio largo completo (cm)	Desviación estándar
50DA	3.17	0.44	5.47	0.46	7.31	0.89
50AS	4.03	0.76	6.69	0.24	8.72	1.13
50AL	3.61	0.76	6.36	0.38	8.14	0.51
45DA	4.03	0.24	5.92	0.08	7.74	0.46
45AS	3.17	0.60	5.39	0.61	6.83	0.29

Tratamiento	Promedio largo estípite (cm)	Desviación estándar	Promedio diámetro sombrero (cm)	Desviación estándar	Promedio largo completo (cm)	Desviación estándar
45AL	2.67	0.38	5.84	1.28	6.42	1.45
40DA	3.17	0.14	7.08	0.36	7.19	0.88
40AS	4.28	0.82	5.97	0.57	8.69	1.01
40AL	3.31	0.13	6.25	0.87	7.31	0.79

Nota. Elaboración propia.

Cuadro 29. Tiempos de formación de primordios y primera cosecha, y cantidad de basidiocarpos de *Pleurotus ostreatus* promedio en función de la relación área/volumen y la configuración de apertura de bolsa.

Tratamiento	Promedio formación primordial (días)	Desviación estándar	Promedio de primera cosecha (días)	Desviación estándar	Promedio de cantidad de basidiocarpos	Desviación estándar	Coefficiente de variación
50DA	31	0	35	0	48	16.20	33.98%
50AS	31	0	36	0	19	4.36	22.94%
50AL	31	0	35	0	29	6.81	23.74%
45DA	33	0	36	0	34	4.51	13.13%
45AS	33	0	36	0	32	11.36	35.49%
45AL	34	1	36	1	27	10.15	37.59%

Tratamiento	Promedio formación primordial (días)	Desviación estándar	Promedio de primera cosecha (días)	Desviación estándar	Promedio de cantidad de basidiocarpos	Desviación estándar	Coefficiente de variación
40DA	33	1	36	1	29	5.03	17.56%
40AS	33	0	36	1	14	4.04	28.20%
40AL	34	1	37	1	23	5.69	24.37%

Nota. Elaboración propia.

Cuadro 30. Cálculo de proporción de sustrato y relación área/volumen por tratamiento de análisis micelial

Muestra	Tratamiento	Proporción paja	Proporción olote	Área superficial (cm ²)	Volumen (cm ³)	Relación área/volumen (cm ⁻¹)
1	40	0.698	0.302	1428	3528	0.40
2	40	0.695	0.305	1480	3696	0.40
3	40	0.701	0.299	1498	3822	0.39
4	40	0.700	0.300	1376	3360	0.41
5	40	0.698	0.302	1440	3600	0.40
6	40	0.700	0.300	1498	3822	0.39
7	35	0.700	0.300	2236	6760	0.33
8	35	0.700	0.300	2208	6480	0.34
9	35	0.700	0.300	2068	5928	0.35

Muestra	Tratamiento	Proporción paja	Proporción olote	Área superficial (cm ²)	Volumen (cm ³)	Relación área/volumen (cm ⁻¹)
10	35	0.698	0.302	2080	6000	0.35
11	35	0.700	0.300	2080	6000	0.35
12	35	0.700	0.300	2080	6000	0.35
13	45	0.696	0.304	1990	4466	0.45
14	45	0.699	0.301	1498	3038	0.49
15	45	0.700	0.300	1932	4312	0.45
16	45	0.700	0.300	1932	4312	0.45
17	45	0.700	0.300	1990	4466	0.45
18	45	0.701	0.299	1990	4466	0.45

Nota. Elaboración propia.

Cuadro 31. Crecimiento micelial y consumo de sustrato determinados en aperturas semanales
(Relación A/V = 0.45)

Semana	0	1	2	3	4	Desviación estándar
Concentración p/p húmedo Micelio (%)	2.89	29.74	49.08	58.53	73.56	3.52
Concentración p/p húmedo Sustrato (%)	97.11	70.26	50.92	41.47	26.44	3.52
Micelio seco X (g)	29.44	189.05	249.26	336.10	369.39	40.70

Semana	0	1	2	3	4	Desviación estándar
Sustrato seco S (g)	300.36	213.79	95.74	94.01	63.01	13.90
Concentración aparente de micelio (%p/p)	0.04	0.33	0.42	0.67	0.73	0.08
Concentración aparente de sustrato (%p/p)	0.44	0.37	0.16	0.15	0.12	0.03

Nota. Elaboración propia.

Cuadro 32. Crecimiento micelial y consumo de sustrato determinados en aperturas semanales
(Relación A/V = 0.40)

Semana	0	1	2	3	4	Desviación estándar
Concentración p/p húmedo Micelio (%)	3.15	17.86	62.70	70.77	84.24	5.91
Concentración p/p húmedo Sustrato (%)	96.85	82.14	37.30	29.23	15.76	5.91
Micelio seco X (g)	63.27	183.36	605.32	649.42	668.31	115.81

Semana	0	1	2	3	4	Desviación estándar
Sustrato seco S (g)	541.52	378.90	177.70	124.93	61.29	19.15
Concentración aparente de micelio (%p/p)	0.05	0.14	0.52	0.56	0.56	0.16
Concentración aparente de sustrato (%p/p)	0.39	0.28	0.15	0.11	0.05	0.04

Nota. Elaboración propia.

Cuadro 33. Crecimiento micelial y consumo de sustrato determinados en aperturas semanales
(Relación A/V = 0.35)

Semana	0	1	2	3	4	Desviación estándar
Concentración p/p húmedo Micelio (%)	3.37	9.32	26.46	55.72	75.26	1.13
Concentración p/p húmedo Sustrato (%)	96.63	90.68	73.54	44.28	24.74	1.13
Micelio seco X (g)	101.19	150.59	362.47	584.39	915.40	175.75

Semana	0	1	2	3	4	Desviación estándar
Sustrato seco S (g)	999.97	878.09	755.62	333.20	227.56	116.41
Concentración aparente de micelio (%p/p)	0.05	0.07	0.20	0.31	0.48	0.15
Concentración aparente de sustrato (%p/p)	0.53	0.43	0.41	0.18	0.12	0.03

Nota. Elaboración propia.

Cuadro 34. Valores experimentales de micelio y sustrato totales comparados con los datos calculados con Berkley Madonna para la relación $A/V = 0.45 \text{ cm}^{-1}$

Tiempo (días)	X experimental (%p/p micelio)	S experimental (%p/p sustrato)	X modelo (%p/p micelio)	S modelo (%p/p sustrato)
0	2.89	97.11	97.11	2.89
1	6.73	93.27	96.39	3.61
2	10.56	89.44	95.50	4.51
3	14.40	85.60	94.40	5.62
4	18.23	81.77	93.03	6.99
5	22.07	77.93	91.35	8.69
6	25.90	74.10	89.28	10.77
7	29.74	70.26	86.76	13.31

Tiempo (días)	X experimental (%p/p micelio)	S experimental (%p/p sustrato)	X modelo (%p/p micelio)	S modelo (%p/p sustrato)
8	32.50	67.50	83.71	16.38
9	35.27	64.73	80.05	20.07
10	38.03	61.97	75.72	24.42
11	40.79	59.21	70.69	29.48
12	43.56	56.44	65.00	35.21
13	46.32	53.68	58.75	41.48
14	49.08	50.92	52.22	48.05
15	50.43	49.57	45.79	54.50
16	51.78	48.22	39.95	60.35
17	53.13	46.87	35.14	65.15
18	54.48	45.52	31.59	68.68
19	55.83	44.17	29.21	71.01
20	57.18	42.82	27.76	72.41
21	58.53	41.47	26.91	73.19
22	60.68	39.32	26.44	73.59
23	62.82	37.18	26.18	73.78
24	64.97	35.03	26.04	73.84
25	67.12	32.88	25.97	73.84
26	69.26	30.74	25.93	73.81
27	71.41	28.59	25.91	73.76
28	73.56	26.44	25.90	73.69

Nota. Elaboración propia.

Cuadro 35. Valores experimentales de micelio y sustrato totales comparados con los datos calculados con Berkley Madonna para la relación $A/V = 0.40 \text{ cm}^{-1}$

Tiempo (días)	X experimental (%p/p micelio)	S experimental (%p/p sustrato)	X modelo (%p/p micelio)	S modelo (%p/p sustrato)
0	3.15	96.85	96.85	3.15
1	5.25	94.75	95.92	4.09
2	7.35	92.65	94.73	5.31
3	9.45	90.55	93.19	6.88
4	11.56	88.44	91.21	8.90
5	13.66	86.34	88.68	11.47
6	15.76	84.24	85.49	14.73
7	17.86	82.14	81.47	18.82
8	24.27	75.73	76.51	23.88
9	30.67	69.33	70.48	30.02
10	37.08	62.92	63.35	37.27
11	43.48	56.52	55.26	45.51
12	49.89	50.11	46.57	54.35
13	56.29	43.71	37.96	63.09
14	62.70	37.30	30.34	70.82
15	63.85	36.15	24.46	76.76
16	65.01	34.99	20.56	80.67
17	66.16	33.84	18.28	82.92
18	67.31	32.69	17.07	84.07
19	68.46	31.54	16.46	84.61
20	69.62	30.38	16.16	84.83

Tiempo (días)	X experimental (%p/p micelio)	S experimental (%p/p sustrato)	X modelo (%p/p micelio)	S modelo (%p/p sustrato)
21	70.77	29.23	16.02	84.89
22	72.69	27.31	15.95	84.87
23	74.62	25.38	15.92	84.82
24	76.54	23.46	15.90	84.75
25	78.47	21.53	15.89	84.67
26	80.39	19.61	15.89	84.58
27	82.31	17.69	15.89	84.50
28	84.24	15.76	15.89	84.41

Nota. Elaboración propia.

Cuadro 36. Valores experimentales de micelio y sustrato totales comparados con los datos calculados con Berkley Madonna para la relación $A/V = 0.35 \text{ cm}^{-1}$

Tiempo (días)	X experimental (%p/p micelio)	S experimental (%p/p sustrato)	X modelo (%p/p micelio)	S modelo (%p/p sustrato)
0	3.73	96.27	96.27	3.73
1	4.53	95.47	95.68	4.32
2	5.33	94.67	95.00	5.00
3	6.13	93.87	94.22	5.79
4	6.92	93.08	93.31	6.70
5	7.72	92.28	92.28	7.74
6	8.52	91.48	91.08	8.94
7	9.32	90.68	89.72	10.31
8	11.77	88.23	88.15	11.88

Tiempo (días)	X experimental (%p/p micelio)	S experimental (%p/p sustrato)	X modelo (%p/p micelio)	S modelo (%p/p sustrato)
9	14.21	85.79	86.37	13.67
10	16.66	83.34	84.35	15.70
11	19.11	80.89	82.06	18.00
12	21.56	78.44	79.49	20.58
13	24.01	75.99	76.61	23.47
14	26.46	73.54	73.42	26.68
15	30.64	69.36	69.90	30.21
16	34.82	65.18	66.07	34.04
17	39.00	61.00	61.97	38.16
18	43.18	56.82	57.64	42.50
19	47.36	52.64	53.17	46.97
20	51.54	48.46	48.67	51.47
21	55.72	44.28	44.28	55.86
22	58.51	41.49	40.17	59.96
23	61.30	38.70	36.46	63.64
24	64.09	35.91	33.29	66.79
25	66.89	33.11	30.70	69.34
26	69.68	30.32	28.69	71.30
27	72.47	27.53	27.19	72.75
28	75.26	24.74	26.11	73.76

Nota. Elaboración propia.

Cuadro 37. Coeficientes del modelo cinético en función de A/V

Relación área/volumen	Mu max	Ks	Yxs	a	b
0.45	0.351532	41	0.88	-0.13	0.001
0.40	0.411795	46	0.89	-0.13	0.001
0.35	0.231007	41	0.88	-0.13	0.001

Nota. Elaboración propia.

Cuadro 38. Masa de basidiocarpos y beneficio calculado por tratamiento

Tratamiento	Masa basidiocarpos (g)	Precio Hongo ostra (Q/g)	Beneficio por cuerpo (Q)
50DA	133.00	Q0.13	Q17.72
50AS	125.67	Q0.13	Q16.74
50AL	158.00	Q0.13	Q21.05
45DA	173.33	Q0.13	Q23.09
45AS	148.00	Q0.13	Q19.72
45AL	159.67	Q0.13	Q21.27
40DA	148.33	Q0.13	Q19.76
40AS	145.67	Q0.13	Q19.41
40AL	140.00	Q0.13	Q18.65

Nota. Elaboración propia.

Se muestra el beneficio estimado usando como referencia el precio local de Q45.30 por bandeja de 340 g.

Cuadro 39. Resumen de costos directos por tratamiento (Q/bloque)

Tratamiento	Masa seca bloque(g)	Costo micelio (g)	Costo paja (g)	Costo olote (g)	Costo energía balanza de humedad (Q)	Costo energía cabina flujo laminar (Q)	Costo energía autoclave(Q)
50DA	297.2	Q2.29	Q1.35	Q0.55	Q0.16	Q0.32	Q5.11
50AS	316.0	Q2.44	Q1.43	Q0.59	Q0.16	Q0.32	Q5.11
50AL	315.0	Q2.43	Q1.43	Q0.58	Q0.16	Q0.32	Q5.11
45DA	250.4	Q1.93	Q1.14	Q0.46	Q0.16	Q0.32	Q5.11
45AS	250.9	Q1.94	Q1.14	Q0.46	Q0.16	Q0.32	Q5.11
45AL	234.5	Q1.81	Q1.06	Q0.43	Q0.16	Q0.32	Q5.11
40DA	273.1	Q2.11	Q1.24	Q0.51	Q0.16	Q0.32	Q5.11
40AS	276.4	Q2.13	Q1.25	Q0.51	Q0.16	Q0.32	Q5.11
40AL	278.0	Q2.15	Q1.26	Q0.51	Q0.16	Q0.32	Q5.11

Nota. Elaboración propia.

Los costos de materia prima se expresaron por gramo utilizado en cada bloque, a partir de los precios de compra: micelio Q35/lb, paja de avena Q50/17 lb y olote Q140/50 lb. Así, cada insumo se valoró según los gramos efectivamente empleados por tratamiento. Para los equipos, el costo se estimó usando una tarifa eléctrica de Q1.419/kWh, considerando la potencia nominal en watts y el tiempo real de uso en cada etapa; ese gasto energético se distribuyó entre las muestras atendidas en la corrida correspondiente. Adicionalmente, para el costo total se consideraron insumos como la cinta testigo de Q33, rollo de papel aluminio de Q21.75 y la bolsa con filtro de intercambio gaseoso de Q3.12 la unidad.

Cuadro 40. Razón beneficio costo

Tratamiento	Costo total (Q)	Margen (Q)	Beneficio/Costo
50DA	Q18.98	-Q1.26	0.9337
50AS	Q19.24	-Q2.50	0.8701
50AL	Q19.23	Q1.82	1.0947
45DA	Q18.32	Q4.77	1.2606
45AS	Q18.33	Q1.39	1.0760
45AL	Q18.09	Q3.18	1.1757
40DA	Q18.64	Q1.12	1.0603
40AS	Q18.69	Q0.72	1.0387
40AL	Q18.71	-Q0.06	0.9970

Nota. Elaboración propia.

C. Cálculos de muestra

Cálculo 1. Proporción de paja y olote en bloque de sustrato

Ecuación 11. Proporción de paja a partir de pesos húmedos

$$\text{Proporción de paja } (P_{\text{paja}}) = \frac{W_{\text{paja,h}}}{W_{\text{paja,h}} + W_{\text{olote,h}}}$$

Donde:

$W_{\text{paja,h}}$ = peso húmedo de paja (g)

$W_{\text{olote,h}}$ = peso húmedo de olote (g)

P_{paja} = fracción másica de paja en base húmeda (adimensional)

Empleando los datos del Cuadro 16 y Cuadro 20 se obtiene:

$$P_{\text{paja}} = \frac{682 \text{ g}}{682 \text{ g} + 291 \text{ g}} = 0.701$$

El mismo procedimiento se llevó a cabo para la proporción de olote, con el fin asegurar que el bloque de sustrato estuviera compuesto por 70 % paja y 30 % olote.

Cálculo 2. Área superficial del bloque de cultivo

Ecuación 12. Área superficial del bloque de cultivo (A)

$$A = 2(ab + ac + bc)$$

Donde:

A = área superficial del bloque (cm²)

a, b, c = dimensiones del bloque (cm): ancho, profundidad y altura

Empleando los datos del Cuadro 17 y Cuadro 21 se obtiene:

$$A = 2(29 \cdot 7 + 29 \cdot 22 + 7 \cdot 22) = 1990 \text{ cm}^2$$

Los resultados para los bloques del análisis de fructificación y análisis micelial se muestran en el Cuadro 23 y Cuadro 30 respectivamente.

Cálculo 3. Volumen del bloque.

Ecuación 13. Volumen del bloque (V)

$$V = a \cdot b \cdot c$$

Donde: a,b,c son las tres dimensiones del bloque (cm) y V es el volumen (cm³).

Empleando los datos del Cuadro 17 y Cuadro 21 se obtiene:

$$V = 29 \cdot 7 \cdot 22 = 4466 \text{ cm}^3$$

Los resultados para los bloques del análisis de fructificación y análisis micelial se muestran en el Cuadro 23 y Cuadro 30 respectivamente.

Cálculo 4. Aseguramiento de relación área/volumen del bloque

Ecuación 14. Relación área–volumen del bloque (A/V)

$$\frac{A}{V}$$

Donde: A es el área superficial del bloque y V es el volumen del bloque.

$$\frac{A}{V} = \frac{1990 \text{ cm}^2}{4466 \text{ cm}^3} = 0.45 \text{ cm}^{-1}$$

Los resultados para los bloques del análisis de fructificación y análisis micelial se muestran en el Cuadro 23 y Cuadro 30 respectivamente.

Cálculo 5. Eficiencia biológica

Con la Ecuación 5 y empleando los datos del Cuadro 24 se obtiene:

$$EB (\%) = \frac{\text{Peso fresco total del cultivo (g)}}{\text{Peso total del sustrato en base seca (g)}} \times 100 = \frac{150 \text{ g}}{291.5 \text{ g}} \times 100 = 51.5 \%$$

Los resultados se encuentran en el Cuadro 27.

Cálculo 6. Concentración p/p (%) de micelio en base húmeda

Ecuación 15. Concentración de micelio húmedo p/p (%)

$$C_{\text{micelio,h}}(\%) = \frac{M_{\text{micelio,h}}}{M_{\text{micelio,h}} + M_{\text{sustrato,h}}} \times 100$$

Donde:

- $C_{\text{micelio,h}}(\%)$ = concentración p/p de micelio en base húmeda.
- $M_{\text{micelio,h}}$ = masa de micelio húmedo post-tiempo (g).
- $M_{\text{sustrato,h}}$ = masa de sustrato húmedo post-tiempo (g).

Empleando los datos del Cuadro 20 se obtiene:

$$C_{\text{micelio,h}}(\%) = \frac{292.1 \text{ g}}{292.1 \text{ g} + 690.1 \text{ g}} \times 100 = 29.74\%$$

Los resultados para cada relación A/V se encuentran en el Cuadro 31, Cuadro 32 y Cuadro 33.

Cálculo 7. Concentración aparente de micelio p/p (%)

Ecuación 16. Concentración de micelio p/p (%)

$$C_{\text{micelio}}(\%) = \frac{M_{\text{micelio,sec}}}{M_{\text{micelio,h}} H_{\text{micelio}} + M_{\text{sustrato,h}} H_{\text{sustrato}}} \times 100$$

Donde:

- $M_{\text{micelio,sec}}$ = peso seco de micelio analizado (g).
- $M_{\text{micelio,h}}$ = peso de micelio post incubación (g).
- $M_{\text{sustrato,h}}$ = peso de sustrato post incubación (g).
- $H_{\text{micelio}}, H_{\text{sustrato}}$ = porcentajes de humedad

Empleando los datos del Cuadro 20 se obtiene:

$$C_{\text{micelio}}(\%) = \frac{336.1 \text{ g}}{(544.2 \text{ g} \times 0.3824) + (385.6 \text{ g} \times 0.7562)} \times 100 = 67.26\%$$

Los resultados para cada relación A/V se encuentran en el Cuadro 31, Cuadro 32 y Cuadro 33.

Cálculo 8. Tasa específica de crecimiento del micelio

Con la Ecuación 8 y empleando los datos del Cuadro 37 se obtiene:

$$\mu = \frac{0.2310 (S - 24)}{41 + (S - 24)}$$

Los resultados se encuentran en el Cuadro 36.

Cálculo 9. Consumo de sustrato respecto al tiempo

Con la *Ecuación 9* y empleando los datos del Cuadro 37 se obtiene:

$$\frac{dS}{dt} = \frac{\mu X(1 - 0.13)}{0.88} + 0.001X$$

Los resultados se encuentran en el Cuadro 36.

Cálculo 10. Beneficio

Ecuación 17. Beneficio unitario por basidiocarpo (Q/cuerpo)

$$B_{\text{cuerpo}} = M_{\text{basidiocarpos}} \times P_{\text{hongo}}$$

Donde:

- B_{cuerpo} = beneficio por cuerpo (Q).
- $M_{\text{basidiocarpos}}$ = masa total de basidiocarpos (g).
- P_{hongo} = precio del hongo ostra (Q/g).

Empleando los datos del Cuadro 38 se obtiene:

$$B_{\text{cuerpo}} = 133.00 \text{ g} \times 0.13 \text{ Q g}^{-1} = 17.72 \text{ Q}$$

Cálculo 11. Costo materia prima.

Ecuación 18. Costo del inóculo (micelio) (Q)

$$C_{\text{inóculo}} = M_{\text{bloque,sec}} \times r_{\text{inóculo}} \times P_g$$

Donde:

- $C_{\text{inóculo}}$ = costo del micelio/inóculo (Q).
- $M_{\text{bloque,sec}}$ = masa seca del bloque (g).
- $r_{\text{inóculo}}$ = razón de inoculación (fracción del sustrato seco).
- P_g = precio por gramo de micelio

Empleando los datos del Cuadro 39 se obtiene:

$$C_{\text{inóculo}} = 297.2 \text{ g} \times 0.10 \times \frac{35}{453.592} \text{ Q/g} = \text{Q } 2.29$$

Se estimó el costo del inóculo calculando la masa de micelio empleada como el 10 % de la masa seca del bloque y multiplicándola por el precio unitario del micelio (Q35 por libra, convertido a Q/gramo).

Cálculo 12. Costo estimado de uso de equipos.

Ecuación 19. Costo de energía eléctrica – balanza de humedad (Q)

$$C_{\text{energía}} = \left(\frac{P}{1000} \right) \left(\frac{t}{60} \right) \tau n$$

Donde:

- $C_{\text{energía}}$ = costo total de energía (Q).
- P = potencia nominal del equipo (W).
- t = tiempo de uso por medición (min).
- τ = tarifa eléctrica (Q/kWh).

Empleando los datos del Cuadro 39 se obtiene:

$$C_{\text{energía}} = \left(\frac{450}{1000} \right) \left(\frac{15}{60} \right) (1.419) = Q 0.16$$

Se utilizó un costo de energía de 1.419 Q/kwh, en donde se consideraron 15 minutos del uso de la balanza de humedad por muestra.

Cálculo 13. Margen bruto.

Ecuación 20. Margen bruto del bloque (Q)

$$\text{Margen} = B_{\text{cuerpo}} - C_{\text{total}}$$

Donde: B_{cuerpo} = beneficio por cuerpo (Q) y C_{total} = costo total (Q).

Empleando los datos del Cuadro 38 y Cuadro 39 se obtiene:

$$\text{Margen} = Q \ 17.72 - Q \ 18.98 = Q - 1.26$$

Cálculo 14. Beneficio/costo

Ecuación 21. Relación beneficio–costo (B/C)

$$\frac{B}{C} = \frac{B_{\text{cuerpo}}}{C_{\text{total}}}$$

Donde: B_{cuerpo} = beneficio por cuerpo (Q) y C_{total} = costo total (Q).

Empleando los datos del Cuadro 38 y Cuadro 39 se obtiene:

$$\frac{B}{C} = \frac{17.72}{18.98} = 0.9337$$

Cálculo 15. Análisis de varianza de dos factores y ajuste de Tukey para las dimensiones de basidiocarpos utilizando R

```
# Paquetes
```

```
library(readr); library(dplyr); library(tidyr); library(car); library(emmeans)
```

```
# Leer CSV
```

```
df <- read_csv("dimensiones_pleurotus_mediciones.csv")
```

```
# Extraer factores de la columna Tratamiento
```

```
df <- df %>%
```

```
  mutate(
```

```
    AV = factor(substr(Tratamiento, 1, 2)), # "40","45","50"
```

```
    Apertura = factor(substr(Tratamiento, 3, 4)), # "DA","AL","AS"
```

```

Muestra = factor(Muestra)

)

# Promedio por muestra (unidad experimental)

df_mean <- df %>%

group_by(Muestra, AV, Apertura) %>%

summarise(

  Largo_estipite_cm = mean(Largo_estipite_cm, na.rm = TRUE),

  Diametro_sombrero_cm = mean(Diametro_sombrero_cm, na.rm = TRUE),

  Largo_completo_cm = mean(Largo_completo_cm, na.rm = TRUE),

  .groups = "drop"

)

# ANOVA 2 factores para cada variable

for (var in c("Diametro_sombrero_cm", "Largo_completo_cm", "Largo_estipite_cm")) {

  cat("\n===== \n")

  cat("Variable:", var, "\n")

  cat("===== \n")

  f <- as.formula(paste(var, "~ AV * Apertura"))

  modelo <- aov(f, data = df_mean)

  print(summary(modelo))      # Tabla ANOVA

```

```

cat("\n--- Shapiro-Wilk residuos ---\n")

print(shapiro.test(residuals(modelo)))

cat("\n--- Levene ---\n")

print(leveneTest(f, data = df_mean))

cat("\n--- Post-hoc Tukey (si es significativo) ---\n")

print(TukeyHSD(modelo))

}

# Paquetes necesarios adicionales

suppressPackageStartupMessages({

  library(emmeans)

  library(effectsize)

})

# 1) ANOVA 2 factores por variable + eta^2 parcial

vars <- c("Diametro_sombrero_cm", "Largo_completo_cm", "Largo_estipite_cm")

resultados_anova <- list()

etas <- list()

for (v in vars) {

  f <- as.formula(paste(v, "~ AV * Apertura"))

  modelo <- aov(f, data = df_mean)

```

```

resultados_anova[[v]] <- summary(modelo)

etas[[v]] <- effectsize::eta_squared(modelo, partial = TRUE)

}

# 2) Comparaciones simples (si hay interacción significativa)
# - Para ti, hazlo en Diametro_sombrero_cm y Largo_estipite_cm.

simple_effects <- list()

for (v in c("Diametro_sombrero_cm", "Largo_estipite_cm")) {
  f <- as.formula(paste(v, "~ AV * Apertura"))
  modelo <- aov(f, data = df_mean)
  em <- emmeans(modelo, ~ Apertura | AV) # Apertura dentro de cada nivel de AV
  cmp1 <- contrast(em, method = "pairwise", adjust = "tukey")
  # Alternativamente (o además):
  em2 <- emmeans(modelo, ~ AV | Apertura) # AV dentro de cada nivel de Apertura
  cmp2 <- contrast(em2, method = "pairwise", adjust = "tukey")

  simple_effects[[v]] <- list(
    Apertura_dentro_de_AV = summary(cmp1, infer = c(TRUE, TRUE)), # est., SE, df, t,
    p-aj, IC
    AV_dentro_de_Apertura = summary(cmp2, infer = c(TRUE, TRUE))
  )
}

# 3) Mostrar resultados en consola

```

```

cat("\n===== TABLAS ANOVA (AV × Apertura) =====\n")

for (v in vars) {

  cat("\n---", v, "---\n")

  print(resultados_anova[[v]])

  cat("\nEta^2 parcial:\n")

  print(etas[[v]])

}

cat("\n===== COMPARACIONES SIMPLES (ajuste Tukey) =====\n")

for (v in names(simple_effects)) {

  cat("\n---", v, ": Apertura dentro de cada AV ---\n")

  print(simple_effects[[v]]$Apertura_dentro_de_AV)

  cat("\n---", v, ": AV dentro de cada Apertura ---\n")

  print(simple_effects[[v]]$AV_dentro_de_Apertura)

}

```

Cálculo 16. Análisis de varianza de dos factores y ajuste de Tukey para eficiencia biológica, masa total y cantidad de basidiocarpos utilizando R

```

# Paquetes

suppressPackageStartupMessages({

  library(readr)

  library(dplyr)

```

```

library(car)

library(emmeans)

library(effectsize)

library(stringr)

})

# =====

# 1) Leer CSV

# - Corrige encabezados con ; extra

# - Elimina columnas vacías

# =====

df_raw <- read_delim(

  "Anova_2.csv",

  delim = ";",

  locale = locale(decimal_mark = ".", grouping_mark = ","),

  trim_ws = TRUE

)

# Quitar columnas completamente vacías (posibles ; al final)

df_raw <- df_raw[, colSums(!is.na(df_raw)) > 0, drop = FALSE]

# Asegurar que los nombres no tengan espacios

names(df_raw) <- str_trim(names(df_raw))

# =====

```

```

# 2) Selección y tipos de datos

# =====

cols_needed <- c(
  "ID", "AV", "Apertura",
  "Masa_g", "Masa_seca_g", "EB_pct",
  "Largo_estipite_cm", "Diametro_sombrero_cm", "Largo_completo_cm",
  "Cant_basidiocarpos", "Dias_primordia", "Dias_primera_cosecha"
)

# Verificación

missing_cols <- setdiff(cols_needed, names(df_raw))

if (length(missing_cols) > 0) {
  stop(paste("Faltan columnas en el CSV:", paste(missing_cols, collapse = ", ")))
}

df <- df_raw %>%
  select(all_of(cols_needed)) %>%
  mutate(
    # Factores
    AV = factor(AV),      # p.ej.: factor(AV, levels = c("40","45","50"))
    Apertura = factor(Apertura) # p.ej.: factor(Apertura, levels = c("DA","AL","AS"))
  )

# Convertir numéricas

```

```

num_cols <- c(
  "Masa_g", "Masa_seca_g", "EB_pct",
  "Largo_estipite_cm", "Diametro_sombrero_cm", "Largo_completo_cm",
  "Cant_basidiocarpos", "Dias_primordia", "Dias_primera_cosecha"
)

df <- df %>%

  mutate(across(all_of(num_cols), ~ suppressWarnings(as.numeric(.x))))

# =====

# 3) Variables de respuesta a analizar

# =====

vars_interes <- c("EB_pct", "Masa_g", "Cant_basidiocarpos")

# =====

# 4) Función ANOVA 2 factores completo

# =====

run_anova <- function(var, data = df) {

  cat("\n===== \n")

  cat("Variable:", var, "\n")

  cat("===== \n")

  f <- as.formula(paste(var, "~ AV * Apertura"))

  modelo <- aov(f, data = data)

```

```

# ---- ANOVA

cat("\n--- ANOVA (AV × Apertura) ---\n")

print(summary(modelo))


# ---- Tamaños de efecto ( $\eta^2$  parcial)

cat("\n--- Eta^2 parcial ---\n")

print(effectsize::eta_squared(modelo, partial = TRUE))


# ---- Supuestos

cat("\n--- Shapiro-Wilk (residuos) ---\n")

print(shapiro.test(residuals(modelo)))


cat("\n--- Levene (homogeneidad de varianzas; centro = mediana) ---\n")

print(leveneTest(f, data = data, center = median))


# ---- Tukey HSD (todas las comparaciones disponibles)

cat("\n--- Tukey HSD (AV, Apertura e interacción si aplica) ---\n")

print(TukeyHSD(modelo))


# ---- Comparaciones simples (si hay interacción significativa)

an_tab <- summary(modelo)[[1]]

row_int <- grep("^AV:Apertura", rownames(an_tab), value = TRUE)

p_int <- if (length(row_int) == 1) an_tab[row_int, "Pr(>F)"] else NA_real_

```

```

if (!is.na(p_int) && p_int < 0.05) {

  cat("\n>>> Interacción significativa (p =", signif(p_int, 3), "). Comparaciones simples
(emmeans + Tukey):\n")

  cat("\n--- Apertura dentro de cada nivel de AV ---\n")

  em_ap <- emmeans(modelo, ~ Apertura | AV)

  print(summary(contrast(em_ap, method = "pairwise", adjust = "tukey"),

    infer = c(TRUE, TRUE))) # est, SE, df, t, p-aj, IC95%

  cat("\n--- AV dentro de cada nivel de Apertura ---\n")

  em_av <- emmeans(modelo, ~ AV | Apertura)

  print(summary(contrast(em_av, method = "pairwise", adjust = "tukey"),

    infer = c(TRUE, TRUE)))

} else {

  cat("\n>>> Interacción AV:Apertura no significativa; se omiten comparaciones
simples.\n")

}

invisible(modelo)

}

# =====

# 5) Ejecutar para tres variables

# =====

modelos <- lapply(vars_interes, run_anova)

```

D. Análisis de error

Cálculo 17. Promedio de las mediciones de basidiocarpos

Ecuación 22. Promedio aritmético

$$\bar{X} = \frac{X_1 + X_2 + \dots + X_N}{N}$$

Donde:

$\bar{X}$ es el promedio,

X_i son las mediciones individuales

N es el número de mediciones

Empleando los datos del Cuadro 19 se obtiene:

$$\bar{X} = \frac{(8 + 6.5 + 7 + 7 + 7 + 5) \text{ cm}}{6} = 6.75 \text{ cm}$$

El mismo procedimiento se llevó a cabo para todos los valores en triplicado de los tratamientos.

Cálculo 18. Desviación estándar de masa de basidiocarpos

Ecuación 23. Desviación estándar

$$S = \sqrt{\frac{\sum_{i=1}^n (x_i - \bar{x})^2}{n - 1}}$$

Donde:

S es la desviación estándar muestral,

x_i son las observaciones

$\bar{x}$ es el promedio

n el número de observaciones

Empleando los datos del Cuadro 18 se obtiene:

$$S = \sqrt{\frac{(150 - 133)^2 + (131 - 133)^2 + (118 - 133)^2}{3 - 1}} = 16.09 \text{ g}$$

El mismo procedimiento se llevó a cabo para todos los valores en triplicado de los tratamientos.

Cálculo 19. Coeficiente de variación de masa de basidiocarpos

Ecuación 24. Coeficiente de variación

$$CV = \frac{S}{\bar{x}} \times 100\%$$

Empleando los datos del Cuadro 27 se obtiene:

$$CV = \frac{16.09}{133.00} \times 100\% = 12.10\%$$

El mismo procedimiento se llevó a cabo para todos los valores en triplicado de los tratamientos.

Cálculo 20. Incertidumbre de sumas y restas.

Ecuación 25. Incertidumbre de sumas y restas

$$\Delta Y = \sqrt{(\Delta A)^2 + (\Delta B)^2 + (\Delta C)^2}$$

Donde:

ΔY = incertidumbre de la suma o resta

ΔA = incertidumbre de la medida A

ΔB = incertidumbre de la medida B

ΔC = incertidumbre de la medida C

Empleando la incertidumbre de la balanza de precisión se obtiene:

$$\Delta Y = \sqrt{(0.01)^2 + (0.01)^2 + (0.01)^2} = 0.0173$$

E. Balance de masa

Cuadro 41. Balance de masa del bloque de cultivo de *Pleurotus ostreatus*

Entradas (g)		Salidas (g)	
Sustrato (paja y olote 70:30)	287.0	Sustrato degradado	77.8
Inóculo en grano	29.5	Sustrato colonizado por micelio	344.6
Agua	683.1	Agua residual	517.1
O ₂	67.1	CO ₂	92.3
		Agua evaporada	34.9

Nota. Elaboración propia.

Se emplearon los datos del Cuadro 16 y Cuadro 22 para las entradas y salidas. El sustrato colonizado por micelio representa la biomasa fúngica producida y el sustrato residual. Debido a que corresponde a material colonizado y no a biomasa pura, se asume una fracción másica seca f_X de biomasa dentro de dicho material; por lo que, los términos gaseosos se reportan como valores estimados (o rango) en función de f_X . El CO₂ se estimó mediante balance de carbono usando fracciones típicas: $f_{C,S} = 0.45$ para lignocelulosa (sustrato), $f_{C,I} = 0.50$ para inóculo y $f_{C,X} = 0.50$ para biomasa fúngica. El O₂ consumido se calcula suponiendo un cociente respiratorio $RQ = \text{CO}_2/\text{O}_2 \approx 1.0$ (crecimiento sobre carbohidratos), y el agua evaporada se obtuvo por cierre global de masa.

F. Datos de equipo

Cuadro 42. Autoclave de laboratorio empleada para esterilización de sustrato

Marca	Tuttnauer
Modelo	5075ELV-D
Volumen de la cámara	160 litros
Voltaje	208V, 230V
Frecuencia	50-60 Hz
Dimensiones cámara Ø x D	500mm x 750mm

Cuadro 43. Balanza de humedad empleada para las muestras de sustrato y bloques postcosecha

Marca	OHAUS
Modelo	MB120
Potencia	450 W
Capacidad máxima	120g

Cuadro 44. Báscula de mesa para el pesaje de materia prima antes de remojo

Marca	OHAUS
Modelo	Defender 3000
Lectura mínima	20 g
Capacidad máxima	150 kg

Cuadro 45. Campana de flujo de laminar de laboratorio empleada para la inoculación del sustrato

Marca	SerProma
Modelo	CFLH600
Voltaje	115 V
Frecuencia	60
Potencia	600 W

Cuadro 46. Selladora térmica empleada para el sellado de las bolsas de cultivo de polipropileno

Marca	SUNNING
Voltaje	110 V

Cuadro 47. Medidor de pH empleado para verificar condiciones de sustrato

Marca	Fisher Scientific
Modelo	AB15 Plus
Exactitud	$\pm 0,01$
Intervalo	0-14

G. Evidencia fotográfica

Figura 17. Corte para inducir fructificación



Nota. Elaboración propia.

Figura 18. Formación de primordios



Nota. Elaboración propia.

Figura 19. Día dos de fructificación.



Nota. Elaboración propia.

Figura 20. Triplicado de configuración de apertura superior (AS)



Nota. Elaboración propia.

Figura 21. Triplicado de configuraciones de apertura DA, AS y AL



Nota. Elaboración propia.

Figura 22. Pretratamiento de materia prima



Nota. Elaboración propia.

Figura 23. Tratamiento de $A/V = 0.40 \text{ cm}^{-1}$ completamente colonizado



Nota. Elaboración propia.

Figura 24. Aparición de primordios en tratamiento 50DA



Nota. Elaboración propia.

Figura 25. Fructificación de tratamiento 40DA



Nota. Elaboración propia.

Figura 26. Fructificación de triplicado de tratamiento 40DA.



Nota. Elaboración propia.

Figura 27. Muestras para determinación de humedad en análisis micelial



Nota. Elaboración propia.

Figura 28. Cosecha de hongos



Nota. Elaboración propia.

XIII. Glosario

AGAR. Polisacárido gelificante extraído de algas rojas (*Rhodophyta*). Se utiliza como medio de cultivo sólido en microbiología, ya que proporciona una matriz estable para el crecimiento de hongos y bacterias sin ser metabolizado por la mayoría de los microorganismos.

AUTOCLAVE. Equipo utilizado para la esterilización mediante vapor de agua a alta presión y temperatura (generalmente 121 °C a 15 psi). Permite eliminar bacterias, hongos, esporas y otros contaminantes presentes en materiales, medios de cultivo y utensilios de laboratorio.

BASIDIOCARPO. Estructura reproductiva visible de los hongos del filo *Basidiomycota*, comúnmente conocida como “cuerpo fructífero” o seta. Es el lugar donde se producen y liberan las esporas sexuales llamadas basidioesporas.

BIOREMEDIACIÓN. Proceso en el que se emplean organismos vivos —como hongos, bacterias o plantas— para transformar, reducir o eliminar contaminantes presentes en el ambiente (suelos, aguas o sedimentos). Se utiliza, por ejemplo, para la degradación de pesticidas, hidrocarburos y metales pesados.

MICELIO DICARIÓTICO. Fase del micelio en la que cada célula contiene dos núcleos genéticamente distintos y compatibles, provenientes de diferentes progenitores. Esta etapa es característica de los *Basidiomycetes* y es un requisito previo para la formación de los cuerpos fructíferos.

PRIMORDIOS. Etapa inicial del desarrollo de los cuerpos fructíferos de los hongos. Son pequeñas estructuras nodulares que emergen del micelio y, bajo condiciones ambientales adecuadas, evolucionan hacia basidiocarpos maduros.