

Guía para el cultivo del hongo comestible *Pleurotus* spp. utilizando ichu (*Jarava ichu*) como sustrato



PERÚ

Ministerio
de Desarrollo Agrario
y Riego



Instituto Nacional de Innovación Agraria

SERFOR

Servicio
Nacional
Forestal y
de Fauna
Silvestre







MINISTERIO DE DESARROLLO AGRARIO Y RIEGO
INSTITUTO NACIONAL DE INNOVACIÓN AGRARIA
DIRECCIÓN DE SERVICIOS ESTRATÉGICOS AGRARIOS

**Guía para el cultivo del hongo
comestible *Pleurotus* spp.
utilizando ichu (*Jarava ichu*)
como sustrato**



GUÍA PARA EL CULTIVO DEL HONGO COMESTIBLE *Pleurotus* spp. UTILIZANDO ICHU (*Jarava ichu*) COMO SUSTRATO

MINISTERIO DE DESARROLLO AGRARIO Y RIEGO

Ministro de Desarrollo Agrario y Riego

Angel Manuel Manero Campos

Viceministra de Políticas y Supervisión del Desarrollo Agrario

Carmen Inés Vegas Guerrero

Viceministro de Desarrollo de Agricultura Familiar e Infraestructura Agraria y Riego

Iván Ramos Pastor

Jefe del INIA

Jorge Juan Ganoza Roncal, M. Sc.

© Instituto Nacional de Innovación Agraria (INIA)

Primera edición digital:

Mayo, 2025

Publicado:

Mayo, 2025

Disponible en:

<https://repositorio.inia.gob.pe/>

ISBN:

978-9972-44-181-3

Editado por:

Instituto Nacional de Innovación Agraria (INIA)

Av. La Molina 1981, Lima-Perú

Teléf. (511) 2402100 - 2402350

www.gob.pe/inia

Equipo Técnico de Edición y Publicaciones:

Janet Flores / Teléfono: 964173509 / Correo electrónico: comite_publicaciones@inia.gob.pe

Todos los derechos reservados.

Prohibida la reproducción de este libro por cualquier medio, total o parcialmente, sin permiso expreso

Hecho el Depósito Legal en la Biblioteca Nacional del Perú N° 2025-04076

Autores: Persing Oscoco-Laura, Enmanuel Dionisio-Melo, Nilton A. Hermoza-Ayme, Richard A. Solórzano-Acosta / **Editor general:** Cinthia S. Quispe-Apaza / **Revisión de contenido:** Héctor A. Ramírez-Maguiña, Lucía H. Carhuapoma-Pastor / **Diseño y diagramación:** Miguel Alvarez-Escalante

Tabla de contenido

Presentación	7
1. Introducción	9
2. Biología de <i>Pleurotus</i> spp.	11
2.1. Morfología del cuerpo fructífero	11
2.2. Ciclo de vida de <i>Pleurotus</i> spp.	12
2.3. Nutrición de <i>Pleurotus</i> spp.	13
3. Composición de ichu (<i>Jarava ichu</i>)	17
4. Equipos, materiales e insumos	19
5. Metodología de cultivo de hongos	25
5.1. Colecta de ichu	25
5.2. Preparación de sustrato	26
5.3. Sanitización del sustrato	28
5.4. Inoculación (siembra del hongo)	31
5.5. Incubación	36
5.6. Inducción y fructificación	40
5.7. Cosecha	44
6. Indicadores de productividad	47
7. Composición proximal de <i>Pleurotus citrinopileatus</i>, <i>P. djamor</i> y <i>P. ostreatus</i>	49
8. Resumen del proceso de producción	51
9. Uso del sustrato agotado como abono orgánico o mejorador de suelos	53
10. Costo de producción	55
11. Ventajas de la producción de <i>Pleurotus</i> spp.	59
12. Conclusiones	61
13. Recomendaciones	63
14. Referencias bibliográficas	65



Presentación

El Instituto Nacional de Innovación Agraria (INIA) es un Organismo Técnico Especializado adscrito al Ministerio de Desarrollo Agrario y Riego (MIDAGRI), que desarrolla actividades de investigación, transferencia tecnológica, aprovechamiento y conservación de los recursos genéticos y producción de semillas, plántones y reproductores de alto valor genético.

El INIA, a través de la Dirección de Servicios Estratégicos Agrarios (DSEA), viene ejecutando el proyecto de inversión “Mejoramiento de los servicios de investigación y transferencia tecnológica en el manejo y recuperación de suelos agrícolas degradados y aguas para riego en la pequeña y mediana agricultura en los departamentos de Lima, Áncash, San Martín, Cajamarca, Lambayeque, Junín, Ayacucho, Arequipa, Puno y Ucayali”, con CUI N° 2487112, el cual tiene como uno de sus objetivos evaluar alternativas tecnológicas para el manejo de suelos y agua en la producción agrícola.

Una de las actividades económicas de las zonas altoandinas es la ganadería, la cual depende directamente del aprovechamiento de los recursos naturales. Por ello, la conservación de los pastizales naturales, entre ellos los del ichu (*Jarava ichu*) es imprescindible para la sostenibilidad de esta actividad. Sin embargo, la quema tradicional del ichu es una actividad realizada para regenerar pasto y abrir nuevas áreas de cultivo, con un impacto negativo sobre el medio ambiente. Ante esta situación, el INIA viene trabajando de manera colaborativa con el Servicio Nacional Forestal y de Fauna Silvestre (SERFOR) en acciones para impulsar la economía de las comunidades rurales y evitar malas prácticas en los pastizales altoandinos de ichu. En ese sentido, se propone utilizar el ichu como sustrato para la producción de hongos comestibles (*Pleurotus* spp.), como una alternativa ecológica para el aprovechamiento de este recurso.

La Guía para el cultivo del hongo comestible *Pleurotus* spp. utilizando ichu (*Jarava ichu*) como sustrato proporciona información sobre la biología del hongo, las características del sustrato y los insumos requeridos, además de una metodología detallada que abarca la preparación, sanitización, inoculación, incubación e inducción a la fructificación. Asimismo, incluye indicadores de productividad y recomendaciones para optimizar el cultivo, así como el aprovechamiento del sustrato agotado como abono orgánico. De esta manera, fomenta una gestión responsable de los recursos y la mejora continua de la producción agrícola.

Esta guía está dirigida a agricultores, técnicos y profesionales interesados en implementar prácticas sostenibles en zonas altoandinas, ofreciéndoles una herramienta práctica para el cultivo de hongos comestibles con sustratos alternativos.

M. Sc. Jorge Juan Ganoza Roncal
Presidente Ejecutivo
Instituto Nacional de Innovación Agraria



1. Introducción

Pleurotus spp., conocido como hongo ostra, es una especie que crece naturalmente en suelos con materia orgánica en descomposición, troncos y rastrojos. Sin embargo, su cultivo sobre residuos agrícolas o agroindustriales es posible para fines alimenticios (Piña-Guzmán et al., 2016). Actualmente, *Pleurotus* spp. es de gran relevancia tanto por su valor nutricional, como por su importancia económica debido a sus bajos costos de producción y capacidad para aprovechar residuos (Cano-Estrada y Romero-Bautista, 2016). Su cultivo se caracteriza por ser de fácil manejo debido a su capacidad para desarrollarse en diversos residuos de origen vegetal (Bankole y Salami, 2017).

Además de su versatilidad, *Pleurotus* spp. posee un alto contenido proteico, propiedades antioxidantes, antimicrobianas y la capacidad de fortalecer el sistema inmunológico, lo que lo posiciona como un alimento funcional de gran valor (González et al., 2020). Desde una perspectiva ecológica, su cultivo representa una alternativa sostenible para el manejo y aprovechamiento de residuos agrícolas y forestales (Rugolo et al., 2020). Esta actividad contribuye a la reducción de desperdicios y a la promoción de prácticas agrícolas sostenibles en lugares donde los recursos son limitados (Cunha-Zied et al., 2020) como en las zonas altoandinas donde crecen los pajonales (Duchicela et al., 2024).

En este contexto, se plantea la producción de *Pleurotus* spp. a partir del ichu (*Jarava ichu*), como una alternativa sostenible y local frente al uso de sustratos tradicionales menos accesibles en las zonas altoandinas, como la paja de cereales. El ichu es una planta nativa, ampliamente distribuida y abundante en las regiones altoandinas del Perú, que forma parte del ecosistema de Pajonal de Puna Húmeda y Seca, el cual se extiende por 16 869 100.91 ha (Ministerio del Ambiente, 2019). Su uso como sustrato no solo facilita el cultivo de este hongo comestible, sino que también contribuye a reducir la tradicional e insostenible práctica de quema del pajonal, realizada para inducir el rebrote de pastos tiernos para el ganado (Cháves-Menacho, 2016). Asimismo, el rápido crecimiento de este hongo (a los 45 días de siembra) y su capacidad de producir hasta seis cosechas al año favorecen su implementación como una actividad económica alternativa y rentable para las comunidades altoandinas (Servicio Nacional Forestal y de Fauna Silvestre, resultados no publicados).

El objetivo de esta guía es proporcionar información práctica y detallada sobre el cultivo de *Pleurotus* spp. utilizando ichu como sustrato. Se busca fomentar una alternativa sostenible a la quema de pajonales y promover la integración del cultivo de hongos en sistemas productivos que beneficien tanto a los agricultores como al medio ambiente en las regiones altoandinas del Perú.



2. Biología de *Pleurotus* spp.

2.1. Morfología del cuerpo fructífero

El cuerpo fructífero o basidiocarpo de los basidiomicetos se forma como consecuencia de la diferenciación del micelio (Figura 1), que es el conjunto de hifas (Pelkmans et al., 2016). El micelio cumple la función de absorber y distribuir los nutrientes, además de proporcionar soporte estructural para la formación del cuerpo fructífero. Este último presenta una morfología similar a una sombrilla (píleo), sostenida por un eje denominado estípite. En la parte interna del píleo se encuentran laminillas (himenio) que se extienden desde el centro hasta los bordes. El píleo se caracteriza por ser liso y brillante, mientras que el estípite es corto y de posición excéntrica. Las esporas pueden presentar tonalidades que varían entre blanco, crema o lila pálido (Cuamatzi et al., 2017).

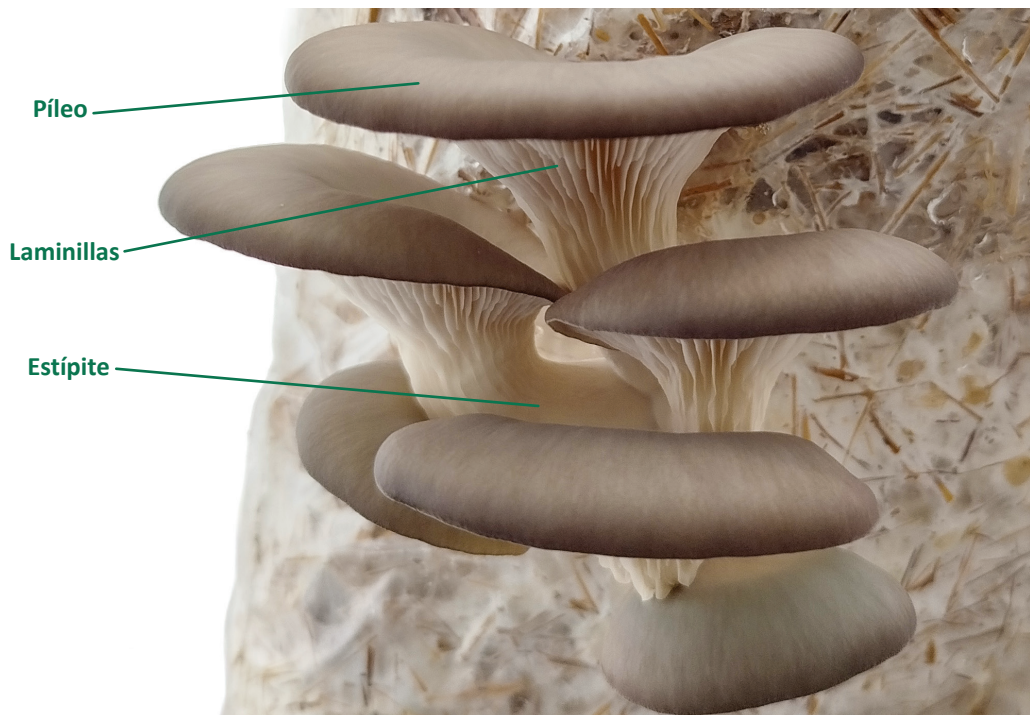


Figura 1. Morfología y estructura del cuerpo fructífero de *Pleurotus* spp. (Cuamatzi et al., 2017)

2.2. Ciclo de vida de *Pleurotus* spp.

El género *Pleurotus*, conocido comúnmente como “setas” (Portilla-Segura et al., 2019), suele crecer de manera natural sobre árboles muertos o materia orgánica en descomposición, donde abunda la lignina y compuestos fenólicos (Raman et al., 2021). Estos hongos se reproducen sexualmente mediante unión de dos talos compatibles, estructura fúngica proveniente de diferentes individuos, para completar el ciclo reproductivo (Figura 2) (Chang y Miles, 2004). Primero, dos hifas sexuales se fusionan (plasmogamia) y crecen para formar el micelio, en la cual cada célula contiene un núcleo haploide de progenitor (dos núcleos parentales independientes) durante todo el crecimiento vegetativo. Posteriormente, las hifas se agrupan y dan origen al cuerpo fructífero (seta), el cual alberga el himenio. Esta capa fértil, que se ubica en el sombrero de la seta, es donde se desarrollan los basidios y los núcleos diploides. En el basidio se encuentra el estado diploide, donde la cariogamia (fusión binaria) se lleva a cabo antes de la meiosis, dando origen a cuatro basidiosporas uninucleadas que puede germinar y producir micelio monocariótico reiniciando el ciclo de vida del hongo (Cuamatzi et al., 2017, Pérez-Martínez et al., 2015).

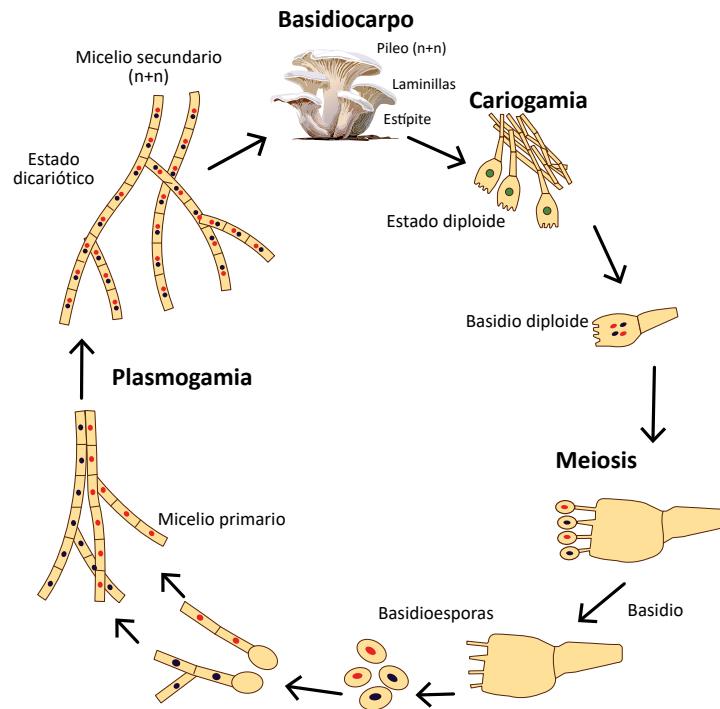


Figura 2. Ciclo sexual de *Pleurotus ostreatus* (adaptado de Pérez-Martínez et al., 2015)

2.3. Nutrición de *Pleurotus* spp.

Pleurotus spp. es también llamado como “hongo de podredumbre blanca”, el cual fue estudiado por sus propiedades ligninolíticas (Philippoussis et al., 2001 , Olivieri et al., 2006 , Li y Shah, 2016). Estos hongos tienen la capacidad de degradar celulosa, hemicelulosa y lignina de madera, a diferencia de otros hongos que solo descomponen celulosa y hemicelulosa (Figura 3) (Machado et al., 2016). La degradación de algunos compuestos de la madera como los lignocelulósicos, es un proceso complejo que requiere enzimas hidrolíticas y oxidasas. Las primeras descomponen celulosa y hemicelulosa, mientras que las segundas realizan la despolimerización de la lignina (Baldrian, 2006; Hatakka, 1994; Pérez et al., 2002; Tengerdy y Szakacs, 2003).

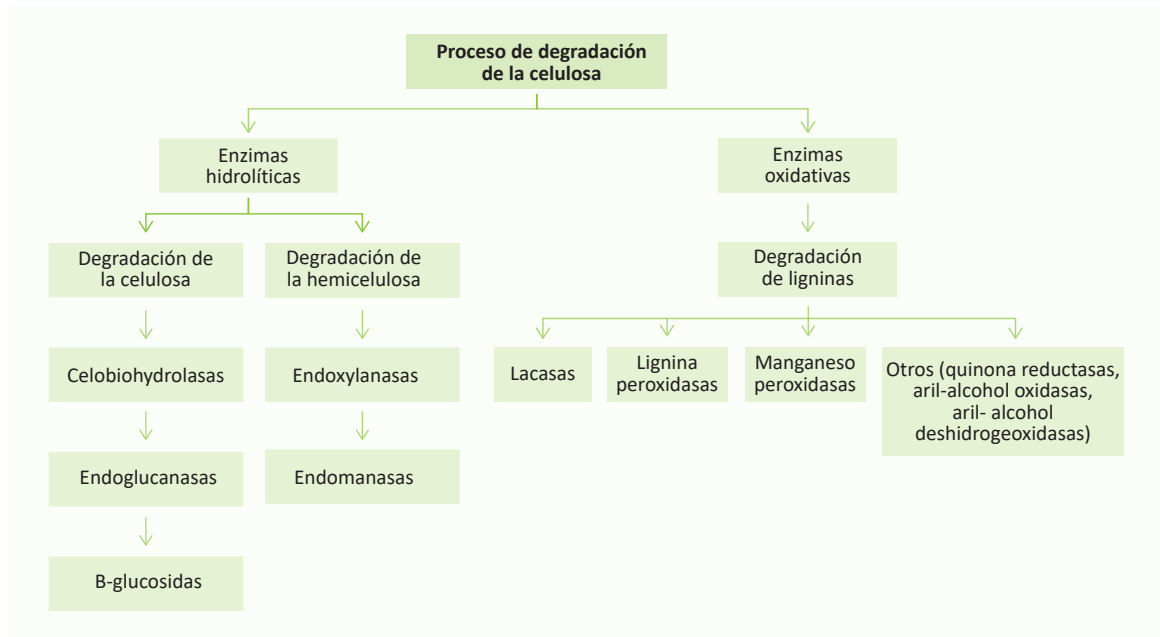


Figura 3. Principales enzimas involucradas en el proceso de degradación lignocelulósica (adaptado de Ritota y Manzi, 2019)

Las fibras de lignina del sustrato, pueden ser degradadas por las enzimas oxidativas en azúcares de menor tamaño que pueden ser asimilables por *Pleurotus* spp. (Hatakka y Hammel, 2011). No obstante, la lignina no es una fuente de energía para el metabolismo primario; su degradación facilita el acceso a la celulosa y hemicelulosa, que sí aporta energía (dos Santos Bazanella et al., 2013).

La capacidad de degradar diferentes sustratos lignocelulósicos depende del aprovechamiento como fuente de nutrientes. Esta habilidad está determinada por la producción de enzimas hidrolíticas y oxidativas, las cuales permiten descomponer los polímeros en compuesto de bajo peso molecular, facilitando la absorción por el hongo (Elisashvili et al., 2008).





3. Composición de Ichu (*Jarava ichu*)

Jarava ichu, comúnmente conocido como pasto natural o ichu, es una gramínea que forma parte del género *Jarava* dentro de la familia Poaceae. Las especies de *Jarava* habitan principalmente en los pisos ecológicos preandinos (Desérticos o Prepuna), subandino (Altoandino) y las estepas patagónicas, con los Andes y la Patagonia como principales centros de diversidad específica (Peñailillo, 2002). Según Charca et al. (2015) esta gramínea se desarrolla sobre 3 000 m s. n. m.

Tabla 1. Composición de *Jarava ichu* en peso húmedo

Componentes	Composición promedio
Humedad	17.7 %
Celulosa	45.9 %
Lignina	18.2 %
Pentosanos	5.5 %
Cenizas	5.6 %

Albarracín et al. (2015).



4. Equipos, materiales e insumos

En este apartado se detallan los materiales, equipos e insumos necesarios para llevar a cabo la producción de hongos comestibles *Pleurotus* spp. utilizando ichu (*Jarava ichu*) como sustrato (Figuras 4 al 8).

a. Equipos



Figura 4. Equipos de medición. A) Balanza, B) termohigrómetro y C) potenciómetro

b. Materiales



Figura 5. Materiales de recolección y envasado. A) Cilindro de 200 L, B) costales de yute, C) bolsas de polipropileno y D) marcador permanente



Figura 6. Materiales de protección y desinfección. A) Mascarilla, B) guantes de nitrilo y C) lejía

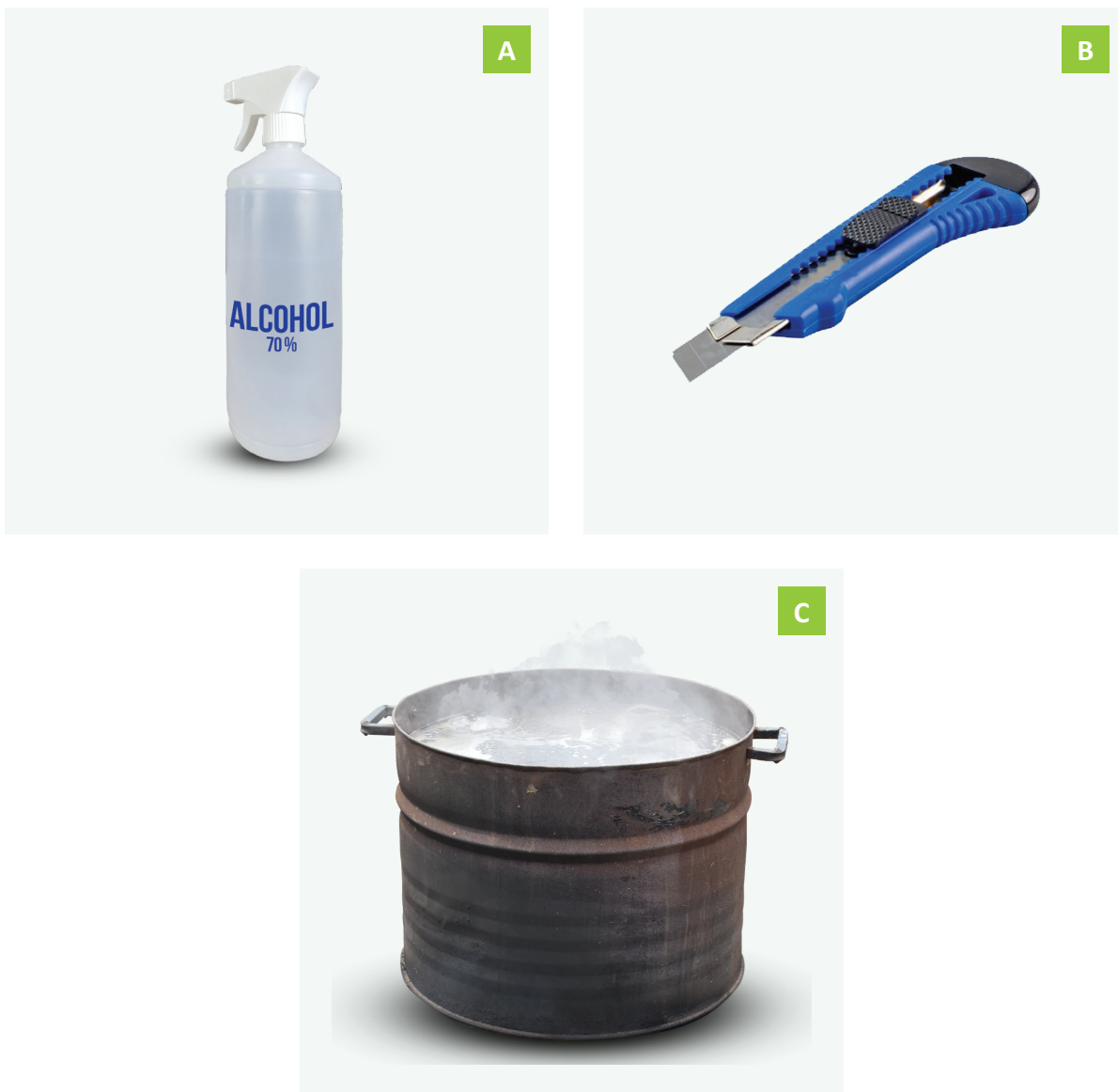


Figura 7. Materiales para el acondicionamiento y siembra.
A) Alcohol 70 %, B) cuchilla y C) recipiente de metal de 120 L

c. Insumos

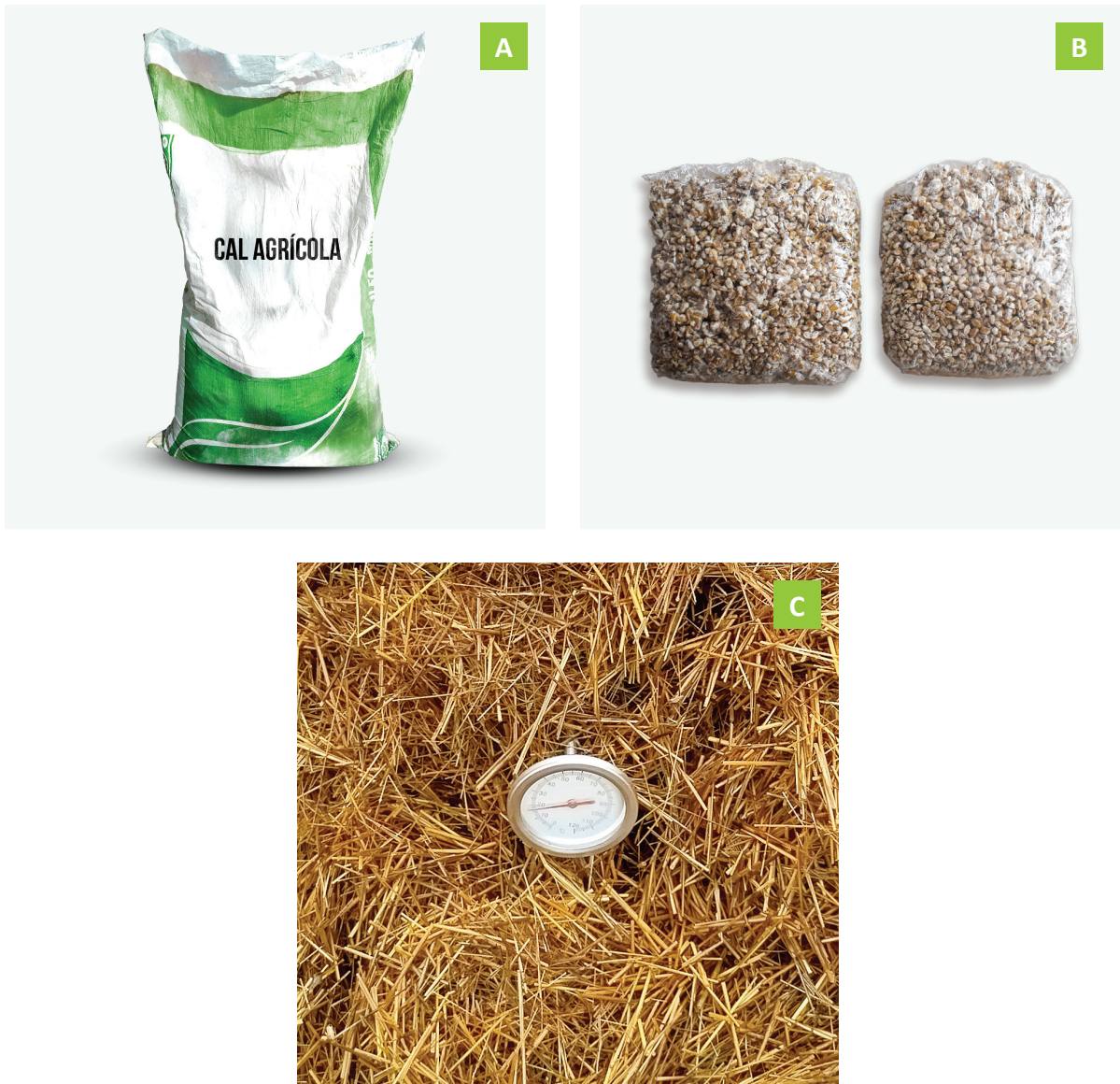


Figura 8. Insumos para sanitización e inoculación. A) Cal, B) inóculo de *Pleurotus* spp. e C) ichu picado



5. Metodología de cultivo de hongos

5.1. Colecta de ichu

La colecta debe realizarse en temporada seca, cuando la planta ha alcanzado su madurez, evidenciando por un macollamiento desarrollado, panojas maduras y follaje amarillento. El corte se efectúa con una hoz, dejando una altura de 5 a 10 cm desde la base para favorecer la regeneración del macollo y la sostenibilidad del pastizal (Figura 9).



Figura 9. Colecta de ichu. Selección del área de recolección

5.2. Preparación de sustrato

Esta etapa se realizó según el método de Montenegro y Stuardo (2022) con algunas modificaciones. El ichu recolectado debe ser trozado en fragmentos de 3 a 5 cm de longitud para proporcionar una mayor área superficial de contacto. Es fundamental evitar que las partículas sean demasiado pequeñas, ya que esto dificultaría la aireación necesaria para la respiración del hongo. (Mata y Salmones, 2021). Según Pandey et al. (2000), un mayor tamaño de partículas del sustrato aumenta los espacios entre ellas, mejorando la transferencia de oxígeno. Sin embargo, esto limita el área superficial disponible, lo que afecta los procesos de transferencia de masa como, la absorción de humedad y los nutrientes.



Nota:

Las condiciones para el desarrollo óptimo de *Pleurotus* spp. son de 20 a 28 °C de temperatura y 5,5 a 7,5 de pH.

Una vez picado, el material debe someterse a un proceso de secado solar. Para ello, se extiende sobre una manta en una capa uniforme de aproximadamente 15 cm de espesor y se remueve periódicamente para garantizar una deshidratación homogénea. Este proceso tiene una duración estimada de 3 a 4 días, dependiendo de las condiciones climáticas, y se considera finalizado cuando el material alcanza un máximo de 15 % de humedad. Posteriormente, el ichu picado debe envasarse en sacos de malla, preferiblemente elaborados con fibras naturales como el yute, para evitar la contaminación por microplásticos. Estos sacos deben ser pesados y etiquetados para su correcta identificación. A continuación, el material se coloca sobre una parihuela y se somete a un lavado con agua a presión durante cinco minutos. Finalmente, los sacos se dejan escurrir hasta eliminar el exceso de agua antes de continuar con las siguientes etapas del proceso, tal como se ilustra en la Figura 10.



Nota:

Se recomienda no apretar los sacos durante este procedimiento.



Figura 10. Proceso de preparación del sustrato *Jarava ichu*. A) Picado del ichu, B) pesado del ichu, C) lavado durante cinco minutos y D) escurrimiento

5.3. Sanitización del sustrato

El proceso se realiza para eliminar plagas y microorganismos que podrían afectar la producción de hongos y garantizar un sustrato libre de contaminantes. Se emplea la combinación de dos métodos complementarios: primero se realiza la inmersión alcalina y luego la inmersión en agua caliente, ambos diseñados para optimizar la desinfección del material sin comprometer su calidad como sustrato.

a. Inmersión en agua alcalina

La actividad de esterilización mediante inmersión en agua alcalina se muestra en la Figura 11. Para esta labor se usa un cilindro de 200 L, en el cual se vierten aproximadamente 120 L de agua limpia. Luego, se pesa 600 g de cal agrícola (5g de cal agrícola/L de agua) o hidróxido de calcio ($\text{Ca}(\text{OH})_2$) y se incorpora al agua, mezclando bien hasta obtener una solución alcalina homogénea. Una vez preparada la solución, se sumergen completamente los costales con sustrato y se mantienen en remojo durante 24 horas. Transcurrido este tiempo, los costales deben retirarse y colocarse en una superficie adecuada para eliminar el exceso de agua antes de continuar con el proceso (Contreras et al., 2004). A continuación, se usa el potenciómetro para medir el pH del sustrato, que debería alcanzar un rango inicial entre 11 a 12 y al día siguiente, después del drenado, debería disminuir a 8 o 9. Esta variación en el pH es importante para eliminar hongos, bacterias y otros microorganismos que podrían contaminar el sustrato y competir con el crecimiento del hongo comestible (Batz-Patal, 2010).

Seguido de la inmersión alcalina del saco de sustrato, se procede a realizar la sanitización por el método en agua caliente.



pH:

El pH es una unidad de medida de la acidez y alcalinidad del sustrato. Del 0 al 6, el sustrato es ácido. A pH 7 se considera el sustrato neutro. Por el contrario, de 8 y 14 se considera el sustrato alcalino. Este valor se puede medir a través de instrumentos de laboratorio, como el potenciómetro.



Figura 11. Procedimiento de esterilización en agua alcalina. A) Agregado de la cal, B) remojo de los costales en la solución alcalina y C) drenado del agua excedente

b. Pasteurización por inmersión en agua caliente

Se llena un cilindro de metal con agua limpia y se calienta hasta alcanzar una temperatura entre 70 y 80 °C (Figura 12). Una vez que el agua ha llegado a la temperatura deseada, se sumerge el costal de tocuyo con el sustrato de ichu, permitiendo la circulación del agua a través de la tela porosa. Este procedimiento genera un choque térmico que elimina los microorganismos no deseados (Sánchez y Royse, 2001). El sustrato debe permanecer sumergido durante un mínimo de dos horas para garantizar una adecuada eliminación de microorganismos. Finalizado el proceso, los costales deben retirarse cuidadosamente y colocarse en un ambiente aséptico, es decir, un área limpia y libre de contaminantes, donde se minimice la exposición al aire, polvo o superficies sucias que puedan introducir microorganismos indeseables. Se recomienda utilizar mesas desinfectadas, manipular los costales con guantes limpios y mantener una ventilación controlada. Antes de continuar con las siguientes etapas, se debe permitir que el exceso de agua escurra completamente (Montenegro y Stuardo, 2021).

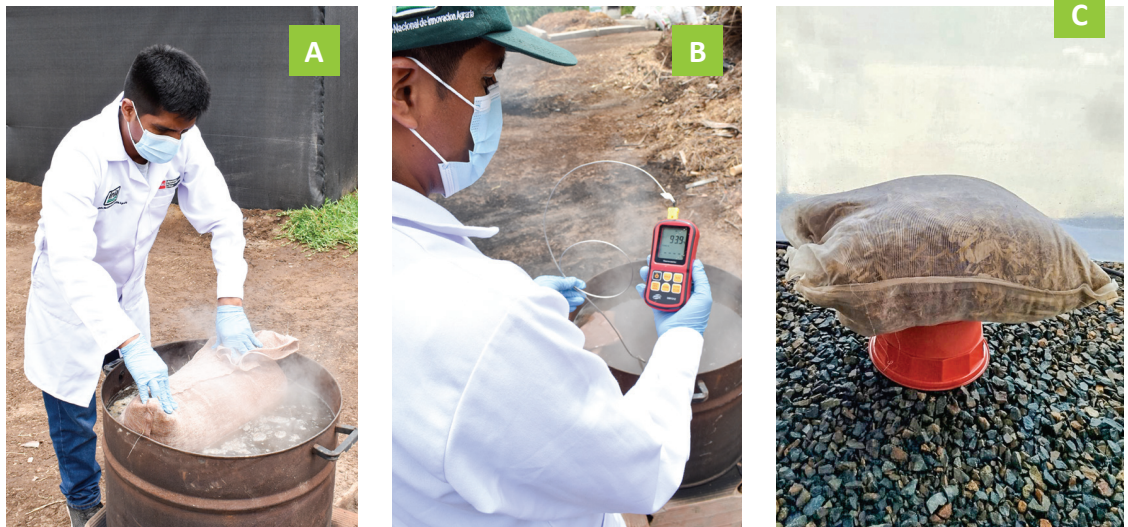


Figura 12. Procedimiento de esterilización en agua caliente. A) Inmersión de los sacos con sustrato, B) registro de la temperatura y C) escurrimiento de los sacos

5.4. Inoculación (siembra del hongo)

En esta fase, es fundamental prevenir la contaminación, por lo que se requiere medidas estrictas de asepsia, un ambiente sin corriente de aire y una mesa adecuada para permitir esta labor (Sánchez y Royse, 2001). Por ello, antes de iniciar la inoculación, se recomienda desinfectar el ambiente de trabajo con una solución de lejía al 5 % (50 ml por litro). Asimismo, es imprescindible limpiar y desinfectar de manera constante la mesa de trabajo y los equipos con alcohol al 70 %.



Nota importante:

1. Medidas de seguridad personal:

El personal debe ponerse guantes y mascarilla antes de iniciar esta actividad.

2. Desinfección de equipo:

Desinfectar con alcohol todos los elementos que se utilizarán, como marcadores, cintas, etiquetas, etc.

Antes de la inoculación, es fundamental que el sustrato alcance una humedad final entre el 70 y 75 %. Para verificarlo, se debe tomar un puñado del material, presionarlo y comprobar que escurran entre 2 y 3 gotas de agua. El ichu húmedo se llena en bolsas de 30 cm de ancho x 45 cm de alto x 2 micras de espesor, con una capacidad de 2 kg.

El procedimiento de inoculación (Figura 13) se detalla a continuación. Primero, el sustrato desinfectado debe extenderse sobre una superficie plana, limpia y, preferiblemente, elevada, como una mesa de trabajo. Luego, se mide su temperatura y, si supera los 30 °C, se debe esperar a que disminuya, ya que temperaturas elevadas pueden afectar la viabilidad del inóculo (Montenegro y Stuardo, 2021).

Para la inoculación (siembra) se usa un peso de "semilla" del hongo de 3 a 5 % del peso del sustrato húmedo (60 a 100 gramos por bolsa). Según Patel et al. (2009), es importante considerar que un aumento en la cantidad de inóculo mejora la eficiencia en el aprovechamiento del sustrato, debido a una mayor actividad de la enzima lacasa. Sin embargo, superar este límite recomendado puede tener un efecto contraproducente, ya que el rápido agotamiento de los nutrientes reduce la actividad metabólica y, en consecuencia, la producción de esta enzima.

Una vez realizada la inoculación, entre los 4 y 5 días posteriores, se procede a realizar perforaciones en las bolsas sin manipular directamente el sustrato. Este paso tiene como finalidad evitar la

acumulación de CO₂ y estimular el crecimiento micelial. Los cortes en las bolsas permiten que los niveles de CO₂ se mantengan en valores máximos del 25 %, ya que concentraciones superiores limitan el desarrollo del micelio. Por ello, es fundamental facilitar el intercambio con aire fresco (Sánchez y Royse, 2001). Cabe destacar que incrementar los niveles de CO₂ más allá de este umbral no genera una mejora significativa en la eficiencia biológica del cultivo.

Inóculo del hongo: El inóculo es la unidad con la que se propaga el hongo. En el uso popular se le suele llamar "semilla" del hongo, pues cumple la función de iniciar con su crecimiento. Sin embargo, se debe tener en cuenta que el término "semilla" es propio de las plantas.



Figura 13. Proceso de inoculación de *Pleurotus* spp. A) Acondicionamiento del sustrato sobre la mesa, B) llenado de la primera capa de sustrato, C) inoculación de las semillas y D) amarrado de la bolsa

a. Cálculo de la cantidad de inóculo a utilizar

Para realizar la inoculación de forma apropiada, se debe calcular la cantidad de inóculo en función del sustrato disponible. A continuación, se presenta un ejemplo:

Se requiere instalar el cultivo *Pleurotus ostreatus*, utilizando 50 kg de *Jarava ichu* picado, húmedo y esterilizado con 5 % de inóculo. Para el cálculo de la cantidad de inóculo se opera de la siguiente forma:

$$50 \text{ kg} \times 5 \% = 2.5 \text{ kg}$$

b. Distribución del sustrato

Una vez hecho el cálculo, se procede a inocular las semillas en el sustrato, para lo cual hay dos métodos de distribución del sustrato (Figura 14):

- Distribución por capas
 1. Colocar el saco con sustrato sobre la mesa.
 2. Llenar una bolsa de polipropileno con sustrato hasta una altura de 10 cm.
 3. Agregar la fracción de la cantidad calculada de inóculo sobre la capa del sustrato. La cantidad total de inóculo en toda la bolsa debe ser equivalente al 5 % del sustrato, distribuido entre las capas de forma uniforme.
 4. Repetir el proceso de adición de sustrato y cepas hasta que se forme la cantidad de capas necesarias para alcanzar el tamaño deseado de la bolsa.
 5. En la última capa de inoculación, cubrir con una capa final de 3 cm de sustrato hasta completar al peso del paquete definido. Luego, cerrar la bolsa con una cinta u otro material adecuado.
 6. Etiquetar los paquetes inoculados con la información correspondiente, como la fecha de inoculación y la especie del hongo, y trasladarlos al área de incubación.

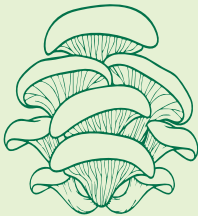


Nota:

- El uso de este método de inoculación se recomienda con fines de investigación, ya que permite evaluar el crecimiento de la colonización del micelio.
- Todos los paquetes deben tener el mismo peso.

- Distribución uniforme

1. Pesar la cantidad de sustrato húmedo y con ello determinar la cantidad de inóculo a usar
2. Extender el sustrato sobre la mesa de trabajo, asegurándose de medir la temperatura antes de proceder con la inoculación.
3. Agregar la cantidad de inóculo del hongo previamente calculada al sustrato y mezclar de manera uniforme.
4. Llenar las bolsas con el sustrato mezclado, compactando ligeramente para evitar la formación de grandes espacios vacíos.
5. Una vez llenas las bolsas, cerrarlas con un amarre adecuado que asegure el sellado.
6. Etiquetar cada bolsa con la información correspondiente, como la fecha de inoculación y la especie del hongo.



Nota:

Este método de inoculación es recomendado para su aplicación en producción comercial, ya que permite una distribución uniforme del inóculo en todo el sustrato, lo que se traduce en un menor tiempo de colonización.



Figura 14. Distribución de sustrato sanitizado. A) Pesado del sustrato húmedo, B) extendimiento el sustrato sobre la mesa, C) mezcla con el inóculo y D) llenado de las bolsas

5.5. Incubación

Durante esta etapa, el micelio coloniza por completo el sustrato, preferentemente en condiciones óptimas de temperatura, humedad y en ausencia de luz. Es fundamental proporcionar una temperatura constante y acorde a los requerimientos del hongo para garantizar una alta tasa de crecimiento durante la colonización del sustrato (Sánchez y Royse, 2001). La temperatura óptima de incubación varía entre diferentes cepas y especies, por lo que debe ajustarse para satisfacer sus requerimientos específicos. Por ejemplo, *P. ostreatus* crece óptimamente a 28 °C (Hoa y Wang, 2015), *P. eryngii* entre 22 y 24 °C (Kim et al., 2013) y los hongos *P. high-king*, *P. ostreatus* y *P. geesteranus* en un rango de temperatura entre 22 a 25 °C (Ahmed et al., 2013). En la Tabla 2 se muestran los rangos ideales de temperatura en diferentes etapas de desarrollo de los hongos, según Bellettini et al. (2019).

Aghajani et al. (2018) recomienda mantener, durante el período de incubación en cámara de crecimiento, niveles de humedad relativa entre el 80 y el 85 % y temperaturas entre 29 y 31 °C, ya que se observa un mayor consumo del sustrato bajo estas condiciones. Una vez inoculado el sustrato, el micelio comienza a extenderse por todo el sustrato, formando una masa blanca y densa. Este proceso puede durar entre 20 a 30 días, dependiendo la localidad y la especie cultivada (Montenegro y Stuardo, 2021).

Tabla 2. Rangos de temperatura para el crecimiento micelial, inducción y fructificación de *Pleurotus* spp.

Especie de <i>Pleurotus</i>	Temperatura (°C)			
	Incubación	Inducción	Fructificación	Cosecha
<i>P. abulon</i>	15-35	12-18	20-30	25-30
<i>P. citrinopileatus</i>	24-29	21-27	21-29	23-25
<i>P. cystidiosus</i>	18-33	18-24	21-28	22-28
<i>P. cornucopiae</i>	15-35	12-18	20-28	15-25
<i>P. djamor</i>	15-35	18-25	24-30	20-30
<i>P. eyngii</i>	10-35	10-15	20-25	15-22
<i>P. ostreatus</i>	5-35	10-15.6	20-25	5-25
<i>P. pulmonarius</i>	5-35	5-27	20-25	13-20

Adaptado de Bellettini et al. (2019).

Acciones que deben ser consideradas durante esta fase (Figura 15).

- Toda actividad se realiza utilizando guantes y mascarilla. Antes de ingresar al área de trabajo, es indispensable desinfectar la planta de los zapatos y las manos con alcohol al 70 %.



Nota:

- Antes de recibir nuevos paquetes inoculados el ambiente y los materiales del área de incubación debe desinfectarse con lejía al 5 %.
- Una vez garantizada un ambiente aséptico, los paquetes se cuelgan o se ubican en estantes a una altura mínima de 60 cm.

- A los 4 a 5 días siguientes de la instalación, se deben hacer cortes verticales de 3 cm en las bolsas, sin tocar el sustrato. La cantidad de cortes depende del tamaño del paquete inoculado. Por ejemplo, para una bolsa de polipropileno de 12 x 18 pulgadas, se recomienda efectuar 4 cortes por lado.



Nota:

Los cortes permiten regular la acumulación de CO₂. Con niveles máximos de 25 %, se estimula el crecimiento micelial. Sin embargo al superar este umbral, se limita el desarrollo, por lo que es necesario facilitar el intercambio con aire fresco (Sánchez y Royse, 2001).

- Para las condiciones de costa, se sugiere mantener la humedad entre 60 a 70 % y temperatura entre 25 y 28 °C para la producción de *Pleurotus* spp. en ichu (*Jarava ichu*).
- El registro de parámetros como humedad y temperatura deben realizarse tres veces al día: por la mañana, al mediodía y por la tarde, utilizando un termohigrómetro.
- Si la humedad es muy baja y la temperatura está por encima de 30 °C, se recomienda rociar agua con lejía al 1 % al piso.



Nota:

En caso de temperaturas superiores a 35 °C, se debe tomar acción inmediata, ya que las temperaturas elevadas pueden dañar la semillas y reducir la tasa de crecimiento micelial y dejar al sustrato vulnerable a competidores como el *Trichoderma* spp. (Royse et al., 2004).

- Si la concentración de CO₂ es elevada, es importante abrir las ventanas y, si es posible, colocar un ventilador.
- Es importante inspeccionar periódicamente los paquetes en busca de signos de contaminación. Aquellos paquetes contaminados deben retirarse de inmediato para evitar su propagación.
- Una vez que el sustrato haya sido colonizado por completo, los paquetes deberán trasladarse al invernadero de fructificación.



Figura 15. Etapa de incubación del cultivo de *Pleurotus* spp. A) Inicio de la incubación (día 0), B) activación del inóculo (día 3), C) colonización de micelio (día 10) y D) colonización completa del sustrato (día 20)

5.6. Inducción y fructificación

a. Inducción

Después de la incubación, el micelio coloniza por completo el sustrato y lo transforma en una masa compacta de superficie homogénea de color blanco y aspecto algodonoso (Sánchez y Royse, 2001). En esta fase, comienza la inducción del hongo para la fructificación, que consiste en la formación de los primordios. Para inducir el hongo a esta fase, es necesario incrementar la humedad al rango de humedad relativa 85 a 90 % con el fin de evitar la desecación de los primordios y favorecer el desarrollo de los basidiocarpos en *P. ostreatus* (Sánchez y Royse, 2017). Durante esta etapa, también es fundamental reducir la temperatura y suministrar luz en un rango de 50 a 300 lux durante 12 horas diarias (Sánchez y Royse, 2017). La temperatura óptima de inducción es menor que la requerida para el crecimiento micelial. La disminución de temperatura genera un choque de frío que induce la diferenciación del micelio (Sánchez y Royse, 2001; Bellettini et al., 2019). Así mismo, los rangos de temperatura van a depender de las especies. Para el cultivo de *Pleurotus ostreatus*, *Pleurotus djamor* y *Pleurotus citrinopileatus*, se pueden trabajar con ambientes que mantienen la temperatura entre 18 y 24 °C (Bellettini et al., 2019).

b. Fructificación

La etapa de fructificación del *Pleurotus* spp. está determinada por una serie de factor ambientales como temperatura, humedad relativa, fotoperiodo y el nivel de CO₂ (Figura 15).

El fotoperiodo es un factor crítico en esta etapa, ya que estimula el micelio para el crecimiento de los cuerpos fructíferos. Se recomienda proporcionar iluminación en un rango de 200 a 640 lux durante 8 a 12 horas por día, lo que equivale a una intensidad de luz suficiente para permitir la lectura de una hoja de papel (Ahmed et al., 2013 , Mejía y Albertó, 2013). Así mismo, es importante garantizar la entrada de aire fresco para reducir la concentración de CO₂ a menos de 700 ppm y la luz a 12 horas diarias (Sánchez et al, 2017). Con respecto a la temperatura se debe mantener entre 20 y 25 °C para el desarrollo del basidiocarpo. Así mismo, durante la fase de incubación y la fructificación, la humedad se debe mantener entre 65 a 85 % (Jamil et al., 2019). Además, las características externas de los basidiocarpos varían según la especie de *Pleurotus* spp. (Figura 16 y 17).



Nota:

Es fundamental supervisar la contaminación por insectos y microorganismos. El control de insectos puede realizarse mediante trampas adhesivas, mientras que para la contaminación por patógenos, es necesario retirar los materiales infectados del ambiente. El acceso del personal debe ser controlado con medidas de desinfección, como la aplicación de alcohol de 70 % en las manos y pasar por el pediluvio con cal antes de ingresar.

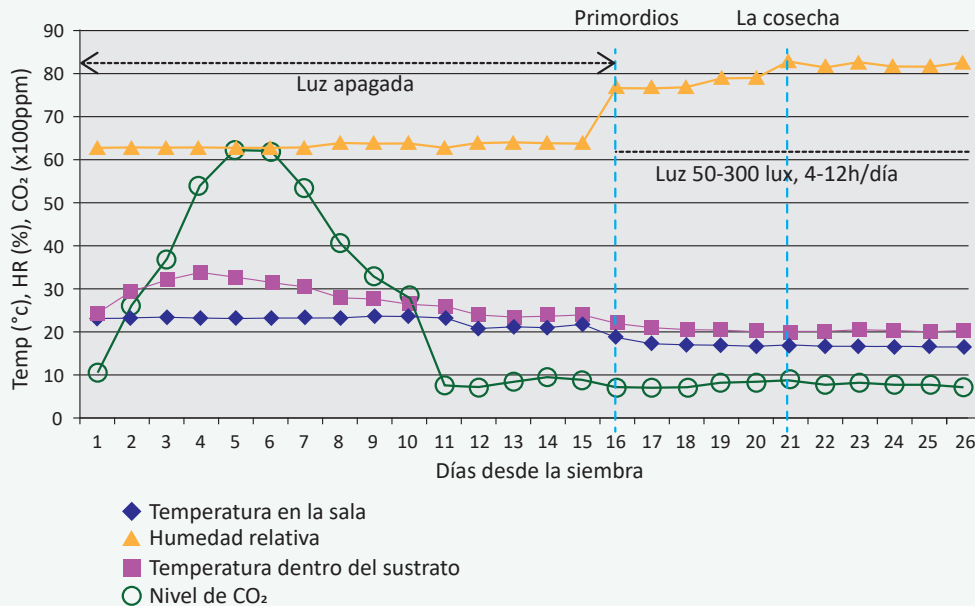


Figura 15. Desarrollo de la etapa de fructificación de *P. ostreatus* (adaptado de Shen, 2017)



Figura 16. Desarrollo del cuerpo fructífero de *Pleurotus ostreatus* en función de los días transcurridos desde la aparición de los primeros primordios: A) Día 1, B) día 2, C) día 4 y D) día 7



Figura 17. Desarrollo del cuerpo fructífero de *Pleurotus djamor* en función de los días transcurridos desde la aparición de los primeros primordios: A) Día 2, B) día 3, C) día 4 y D) día 7

5.7. Cosecha

La cosecha comienza una vez que los basidiocarpos alcanzan un tamaño adecuado, el cual varía según la especie y la cepa (Figura 18). Este proceso suele ocurrir entre 5 a 10 días después de la aparición de los primordios, dependiendo de los factores ambientales propios de las condiciones de cultivo (Sánchez y Royse, 2001). En la selva, la recolección se realiza entre 4 a 5 días después de la aparición del cuerpo fructífero, mientras que en la costa se extiende de 6 a 7 días. El momento óptimo de la cosecha es cuando la parte superior del basidiocarpo presenta una apariencia compacta, turgente, sin mostrar flacidez, y antes de que sus orillas se enrollen hacia arriba. Es importante usar una navaja limpia para cortar el pie del hongo lo más cerca posible de la superficie del sustrato y evitar dañar tanto al sustrato como al hongo (Gaitán et. al, 2006). Las setas se deben acondicionar en envases adecuados para su distribución y venta (Figura 19).



Figura 18. Basidiocarpos cosechados de *Pleurotus* spp. A) *P. djamor* y B) *P. ostreatus*



Figura 19. Setas empacadas

El *Pleurotus* spp. es un producto altamente perecedero y requiere cuidados específicos después de la cosecha para mantener su calidad y prolongar su vida útil (Silvia et al., 2024). El almacenamiento a baja temperatura es el método más utilizado para su conservación ya que permite inhibir la actividad enzimática, reducir la actividad metabólica, reducir la intensidad respiratoria e inhibir el crecimiento y la reproducción de microorganismos (Gou et al., 2023). Según Raman et al. (2021). Los hongos ostra se pueden conservar entre 1 a 2 días a temperatura ambiente (20 °C), entre 5 a 7 días en refrigeración (4 °C) y entre 8 a 11 días a 0 °C.

Los principales cambios del almacenamiento en frío son el oscurecimiento del color de las setas (pardeamiento enzimático) y el ablandamiento de la textura, ocasionada por la pérdida de agua. Sin embargo, las setas almacenadas durante 7 días a 0 °C, no reportan variaciones significativas en textura y color, comparado, con temperaturas entre 4 y 7 °C, las cuales después de 7 días de almacenamiento, muestran pérdida de textura y decoloración hacia tonos amarillentos (Villaescusa y Gil, 2003).



6. Indicadores de productividad

Para evaluar la productividad del hongo, se deben considerar los siguientes indicadores (Tabla 3):

- Ciclo de cultivo (CC): tiempo transcurrido desde la inoculación hasta la última cosecha.
- Eficiencia biológica (EB): relación entre el peso fresco del hongo cosechado y el peso del sustrato utilizado, expresado en porcentaje (Salmones et al., 1997).
- Tasa de producción: es la eficiencia biológica entre ciclo del cultivo.

Tabla 3. Indicadores de productividad en el cultivo de hongos comestibles

Especie de hongo	Ciclo de cultivo	Desviación estándar	Eficiencia biológica (%)	Desviación estándar	Tasa de producción (%)	Desviación estándar
<i>Pleurotus citrinopileatus</i>	27.33	3.79	14.7	2.8	54.55	12.8
<i>Pleurotus djamor</i>	28.67	2.08	22.11	6.2	6.89	20.55
<i>Pleurotus ostreatus</i>	26	1.73	20.43	2.73	79.04	13.59

INIA, datos no publicados.



7. Composición proximal de *Pleurotus citrinopileatus*, *P. djamor* y *P. ostreatus*

La composición proximal de los hongos comestibles como *Pleurotus citrinopileatus*, *Pleurotus djamor* y *Pleurotus ostreatus* varía según las condiciones de cultivo, el sustrato utilizado y la etapa de desarrollo. Sin embargo, en general, presentan un perfil nutricional similar, caracterizado por su bajo contenido calórico, alto contenido proteico y una proporción significativa de fibra dietética, lo que los hace alimentos funcionales y altamente valorados.

En la Tabla 4 se presenta una descripción general de los valores registrados en un experimento (INIA, datos no publicados).

Tabla 4. Composición proximal de los hongos comestibles del género *Pleurotus* spp.

Parámetro	Especie	Base húmeda (%)	Base seca (%)	Desv.
Humedad (g/100g)	<i>Pleurotus citrinopileatus</i>	82.69	-	1.03
	<i>Pleurotus djamor</i>	84.03	-	3.83
	<i>Pleurotus ostreatus</i>	82.29	-	6.41
Ceniza (g/100g)	<i>Pleurotus citrinopileatus</i>	1.24	7.16	0.18
	<i>Pleurotus djamor</i>	0.99	6.2	0.22
	<i>Pleurotus ostreatus</i>	0.98	5.53	0.3
Grasa (g/100g)	<i>Pleurotus citrinopileatus</i>	0.32	1.85	0.08
	<i>Pleurotus djamor</i>	0.24	1.5	0.24
	<i>Pleurotus ostreatus</i>	0.69	3.9	0.3
Proteína (g/100g N x 6.25)	<i>Pleurotus citrinopileatus</i>	5.26	30.41	0.6
	<i>Pleurotus djamor</i>	4.19	26.18	0.93
	<i>Pleurotus ostreatus</i>	4.27	24.1	0.92
Fibra cruda (g/100g)	<i>Pleurotus citrinopileatus</i>	1.83	10.57	0.33
	<i>Pleurotus djamor</i>	2.17	13.59	0.93
	<i>Pleurotus ostreatus</i>	1.9	10.73	1.09
Carbohidratos (kcal/100g)	<i>Pleurotus citrinopileatus</i>	8.65	49.97	0.04
	<i>Pleurotus djamor</i>	8.08	50.59	1.83
	<i>Pleurotus ostreatus</i>	9.95	56.18	4.59
Energía total (kcal/100g)	<i>Pleurotus citrinopileatus</i>	67.67	-	4.04
	<i>Pleurotus djamor</i>	59	-	14.53
	<i>Pleurotus ostreatus</i>	70	-	25.94
kcal Carbohidratos (kcal/100g)	<i>Pleurotus citrinopileatus</i>	34.67	-	0.58
	<i>Pleurotus djamor</i>	32.33	-	7.51
	<i>Pleurotus ostreatus</i>	40	-	18.33
kcal Proteína (kcal/100g)	<i>Pleurotus citrinopileatus</i>	30	-	3.46
	<i>Pleurotus djamor</i>	24	-	5.29
	<i>Pleurotus ostreatus</i>	24	-	5.2
kcal Grasa (mg/100g)	<i>Pleurotus citrinopileatus</i>	3	-	1
	<i>Pleurotus djamor</i>	2.67	-	2.08
	<i>Pleurotus ostreatus</i>	6	-	2.65



8. Resumen del proceso de producción

El proceso de producción de *Pleurotus* spp. se puede sintetizar en seis pasos, los cuales se muestran en la Figura 20.

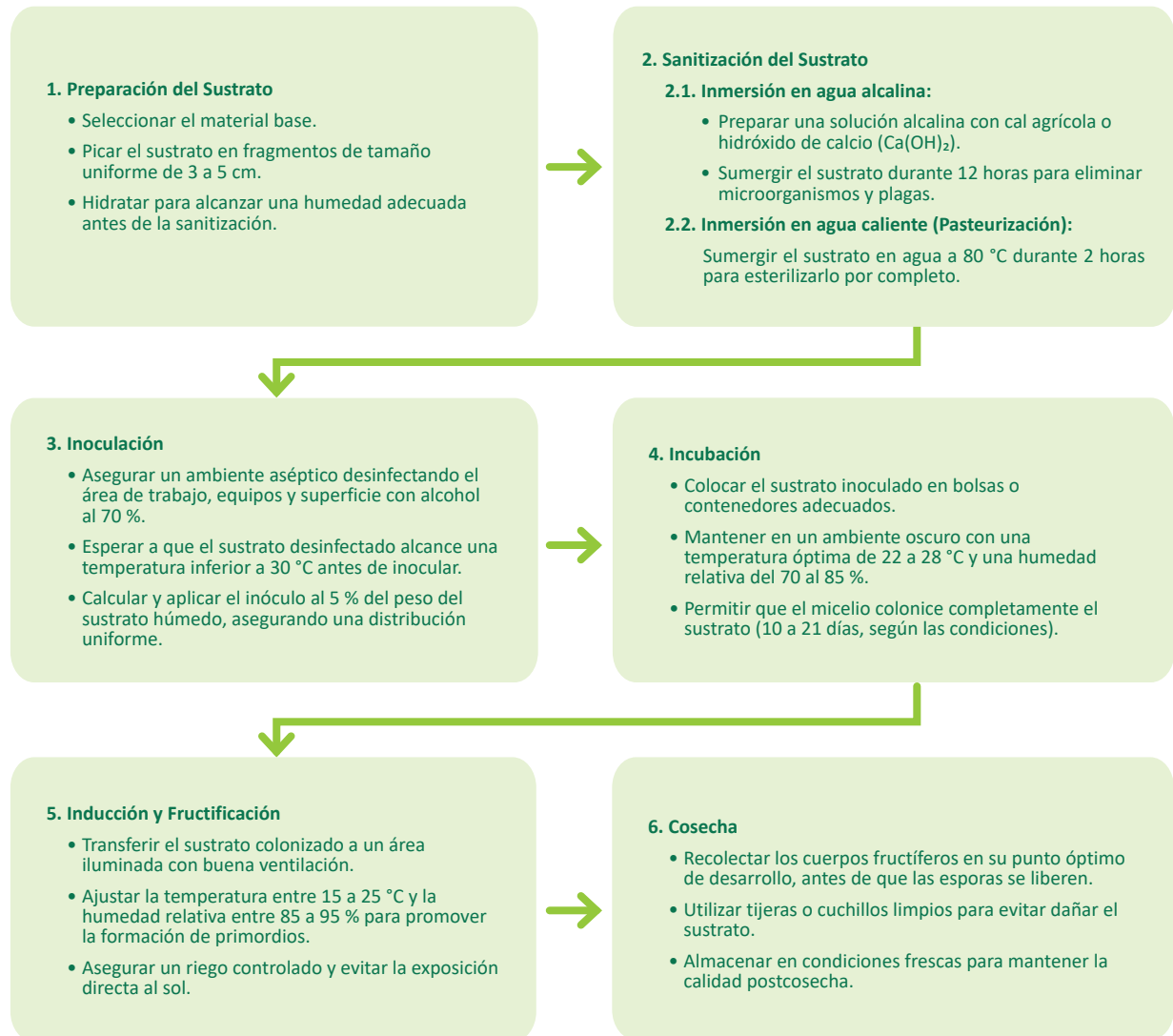


Figura 20. Proceso de producción de *Pleurotus* spp. con ichu



9. Uso del sustrato agotado como abono orgánico o mejorador de suelos

El sustrato agotado resultante del cultivo de *Pleurotus* spp. conserva propiedades beneficiosas que lo hacen ideal para su reutilización en la agricultura. Este material, compuesto principalmente por restos vegetales parcialmente descompuestos, micelio y compuestos orgánicos, puede transformarse en un recurso valioso para el manejo sostenible de suelos.

Ventajas del sustrato agotado como abono o mejorador de suelos (Tabla 5):

1. Aporte de materia orgánica: enriquece el suelo al incrementar el contenido de carbono orgánico, mejora su estructura y capacidad de retención de agua.
2. Liberación gradual de nutrientes: contiene restos de nitrógeno, fósforo, potasio y otros micronutrientes esenciales que son liberados lentamente al suelo, favoreciendo el crecimiento de cultivos.
3. Estimula a la actividad microbiana: promueve el desarrollo de microorganismos beneficiosos que contribuyen a la salud del suelo.
4. Reducción de residuos: evita la quema y el desecho inadecuado del ichu agotado, minimizando impactos ambientales negativos.
5. Aplicación versátil: puede ser usado directamente en cultivos agrícolas, viveros, o en la recuperación de suelos degradados.

Tabla 5. Composición química asociada al potencial biofertilizante del sustrato residual del cultivo de *Pleurotus* spp.

Hongo cultivado	Humedad (g / 100g)	Nitrógeno (g / 100g)	pH	Fósforo (ppm)	Potasio (ppm)
<i>Pleurotus ostreatus</i>	46.89	0.59	5.2	795.9	253.1
<i>Pleurotus citrinopileatus</i>	45.8	0.47	5.6	989.4	291.3
<i>Pleurotus djamor</i>	51.04	0.54	5.6	1296.9	262.6
Ichu sin cultivo	5.4	4.02	5.75	0.11	7.77

INIA, datos no publicados.



10. Costo de producción

El análisis de los costos de producción y rentabilidad del cultivo de *Pleurotus* spp. demuestra que es una actividad rentable, como se detalla en las Tablas 6 a 9.

Tabla 6. Costos de producción de *Pleurotus* spp. con ichu

PREPARACIÓN DE SUSTRATO															
Item	Jorn	Prec	Ene	Feb	Mar	Abr	May	Jun	Jul	Ago	Set	Oct	Nov	Dic	Total
Colecta de 150 kg ichu*	7	60	60	60	0	60	60	0	60	60	0	60	0	0	420
Picado	14	60	120	120	0	120	120	0	120	120	0	120	0	0	840
Sanitización	14	60	120	120	0	120	120	0	120	120	0	120	0	0	840
Inoculación	7	60	60	60	0	60	60	0	60	60	0	60	0	0	420
Cosecha	10	60	0	0	60	60	60	60	60	60	60	60	60	60	600
Total de preparación de sustrato (S/)			360	360	60	420	420	60	420	420	60	420	60	60	3120
MATERIALES															
Item	Cant	Prec	Ene	Feb	Mar	Abr	May	Jun	Jul	Ago	Set	Oct	Nov	Dic	Total
Bolsa polipropileno	400	0.14	56	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	56
Costal de tocuyo	4	9	36	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	36
Cuter	12	1	12	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	12
Gautes de nitrilo, caja.	4	15	60	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	60
Mascarilla quirúrgica	4	10	40	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	40
Cilindro de metal	2	60	120	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	120
Cilindro de 200 litros	2	150	300	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	300
Higrómetro	2	15	30	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	30
Balanza	1	300	300	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	300
Alcohol de 70 °C (Lt)	10	12	120	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	120
Total de materiales (S/)			1104	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1104
INSUMOS															
Item	Cant	Prec	Ene	Feb	Mar	Abr	May	Jun	Jul	Ago	Set	Oct	Nov	Dic	Total
Inóculo del hongo (kg)	35	80	400	400	0	400	4000	0	4000	4000	0	4000	0	0	2800
Cal (saco x 25 kg)	1	30	30	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	30
Total de insumos (S/)			430	400	0	400	4000	0	400	4000	0	4000	0	0	2830

Tabla 7. Resumen de costos

RESUMEN													
Item	Ene	Feb	Mar	Abr	May	Jun	Jul	Ago	Set	Oct	Nov	Dic	Total
Preparación del sustrato	300	360	60	420	420	60	420	420	60	420	60	60	3120
Materiales	1104	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1104
Insumo	430	400	0	400	4000	0	400	4000	0	4000	0	0	2830
Total (S/)	1894	760	60	820	820	60	820	820	60	820	60	60	7054

Tabla 8. Producción anual de *Pleurotus* spp.

PRODUCCIÓN ANUAL DEL HONGO <i>PLEUROTUS</i> SPP. EN ICHU, 50 PAQUETES DE 2 KG POR CAMPAÑA													
Ene	Feb	Mar	Abr	May	Jun	Jul	Ago	Set	Oct	Nov	Dic	Prod. (Kg)	
Campaña 1													70
	Campaña 2												70
		Campaña 3											70
			Campaña 4										70
				Campaña 5									70
					Campaña 6								70
						Campaña 7							70
Producción total de setas (Kg)/año													490

Tabla 9. Costo de producción de 1 kg de setas frescas de *Pleurotus* spp.

COSTO DE PRODUCCIÓN ANUAL (SOLES)	S/ 7054.00
Producción anual de setas frescas por año (kg)	490
Costo de producción de 1 kg de setas frescas	S/ 14.40



El precio referencial de venta por kilogramo es de 25 soles, lo que deja una ganancia potencial de 10.60 soles por kilogramo.





11. Ventajas de la producción de *Pleurotus* spp.

- Sostenibilidad: el ichu es un recurso renovable y ampliamente disponible en zonas altoandinas, lo que reduce costos de insumos y mitiga el impacto ambiental generado por su quema.
- Aprovechamiento de recursos locales: minimiza la necesidad de transporte y uso de materiales externos.
- Facilidad de implementación: el proceso es accesible para pequeños agricultores, siempre que se sigan las pautas de manejo y asepsia.
- Calidad del producto final: el hongo obtenido presenta características nutricionales óptimas, con alto contenido proteico y funcionalidad como alimento saludable.



12. Conclusiones

- El cultivo de *Pleurotus* spp. utilizando ichu (*Jarava ichu*) como sustrato es una alternativa sostenible y viable para las regiones altoandinas del Perú, ya que aprovecha un recurso abundante y subutilizado.
- Este método contribuye al manejo ecológico de los residuos agrícolas y reduce la dependencia de sustratos convencionales, promoviendo prácticas agrícolas más sostenibles.
- Los resultados demuestran que *Pleurotus* spp. puede desarrollarse eficientemente en ichu tratado, con altos rendimientos y calidad del producto final, lo que lo posiciona como una solución económica y ambientalmente responsable.
- Además de sus beneficios agronómicos, el cultivo de *Pleurotus* spp. ofrece oportunidades económicas al diversificar la producción agrícola y generar ingresos adicionales para los agricultores locales.
- La producción de hongos comestibles con el uso del ichu como sustrato, además de servir como alimento para las poblaciones altoandinas, contribuye en la disminución de los incendios forestales y sus perjudiciales consecuencias sociales, económicas y ambientales.



13. Recomendaciones

Se recomienda optimizar el proceso según las condiciones locales, para ello:

- **Control de humedad y temperatura:** ajustar el manejo del sustrato y las condiciones de incubación para compensar variaciones climáticas en las regiones altoandinas.
- **Capacitación técnica:** promover talleres prácticos para que los agricultores locales adquieran conocimientos y habilidades para la correcta aplicación de cada etapa del proceso.
- **Mejora de infraestructura:** considerar la implementación de la infraestructura de producción, como invernaderos, para estabilizar el microclima durante la incubación y fructificación.
- **Uso de energía renovable:** incorporar tecnologías como paneles solares para reducir costos energéticos en sistemas que requieran calefacción o iluminación controlada.
- **Diversificación de productos:** explorar la producción de derivados como hongos deshidratados, en polvo o preparados listos para el consumo, incrementando su valor comercial.



14. Referencias bibliográficas

- Ahmed, M., Abdullah, N., Ahmed, K. U., y Bhuyan, M. H. M. (2013). Yield and nutritional composition of oyster mushroom strains newly introduced in Bangladesh. *Pesquisa Agropecuária Brasileira*, 48, 197-202. <https://doi.org/10.1590/S0100-204X2013000200010>
- Albarracín, K. G., Jaramillo, L. I., y Albuja, M. (2015). Obtención de bioetanol anhidro a partir de paja (*Stipa ichu*). *Revista Politécnica*, 36(2), 109-109. https://revistapolitecnica.epn.edu.ec/ojs2/index.php/revista_politecnica2/article/view/526
- Baldrian, P. (2006). Fungal laccases-occurrence and properties. *FEMS Microbiology Reviews*, 30(2), 215-242. <https://doi.org/10.1111/j.1574-4976.2005.00010.x>
- Bankole, F., y Salami, A. (2017). Use of agro-wastes for tissue culture process and spawn production of oyster mushroom (*Pleurotus florida*). *Journal of Applied Life Sciences International*, 14(1), 1-9. <https://doi.org/10.9734/JALSI/2017/35858>
- Batz-Patal, E. L. (2010). *Producción de cuerpos fructíferos de cepas nativas de Pleurotus en sustratos desinfectados por inmersión en agua alcalina* [Tesis para optar el grado de Química Bióloga]. Universidad de San Carlos de Guatemala. <http://www.repositorio.usac.edu.gt/68/1/TEISIS%20FARMACIA1.pdf>
- Bellettini, M. B., Fiorda, F. A., Maieves, H. A., Teixeira, G. L., Ávila, S., Hornung, P. S., y Ribani, R. H. (2019). Factors affecting mushroom *Pleurotus* spp. *Saudi Journal of Biological Sciences*, 26(4), 633-646. <https://doi.org/10.1016/j.sjbs.2016.12.005>
- Cano-Estrada, A., y Romero-Bautista, L. (2016). Valor económico, nutricional y medicinal de hongos comestibles silvestres. *Revista Chilena de Nutrición*, 43(1), 75-80. <https://doi.org/10.4067/S0717-75182016000100011>
- Chang S. T., y Miles, P. G. (2004). *Mushrooms: Cultivation, nutritional value, medicinal effect and environmental impact* (2.ª ed.). CRC Press. <https://doi.org/10.1201/9780203492086>

- Charca, S., Noel, J., Andía, D., Flores, J., Guzman, A., Renteros, C., y Tumialan, J. (2015). Assessment of Ichu fibers as non-expensive thermal insulation system for the Andean regions. *Energy and Buildings*, 108, 55-60. <https://doi.org/10.1016/j.enbuild.2015.08.053>.
- Chávez-Menacho, I. A. (2016). *Stipa ichu como alternativa local en el cultivo de Pleurotus ostreatus (Jacquin ex Fr.) Kummer* (Tesis de licenciatura) Universidad Nacional de san Antonio Abad del Cusco.
- Contreras, E. P., Sokolov, M., Mejía, G., y Sánchez, J. E. (2004). Soaking of substrate in alkaline water as a pretreatment for the cultivation of *Pleurotus ostreatus*. *The Journal of Horticultural Science and Biotechnology*, 79 (2), 234-240. <https://doi.org/10.1080/14620316.2004.11511754>.
- Cuamatzi F.J.L., Nava G.S.B., Esquivel N.U., y Bibbins M.M.D. (2017). La vida sexual de un hongo extraordinario llamado "Pleurotus". *Frontera Biotecnológica*, 8, 13-17. <https://www.revistafronterabiotecnologica.cibatlaxcala.ipn.mx/volumen/vol08/pdf/vol-08-3.pdf>
- Cunha-Zied, D., Sánchez, J. E., Noble, R., y Pardo-Giménez, A. (2020). Use of spent mushroom substrate in new mushroom crops to promote the transition towards a circular economy. *Agronomy*, 10(9), 1239. <https://doi.org/10.3390/agronomy10091239>
- dos Santos Bazanella, G. C., Araujo, A. V., Castoldi, R., Maciel, G. M., Inacio, F. D., De Souza, C. G. M., y Peralta, R. M. (2013). Ligninolytic enzymes from white-rot fungi and application in the removal of synthetic dyes. En M. Polizeli & M. Rai (Eds.), *Fungal enzymes* (pp. 258-279). CRC Press.
- Duchicela, S. A., Llambí, L. D., Bonnesoeur, V., y Román-Dañobeytia, F. (2024). Pastoralism in the high tropical Andes: A review of the effect of grazing intensity on plant diversity and ecosystem services. *Applied Vegetation Science*, 27(3), e12791. <https://doi.org/10.1111/avsc.12791>
- Elisashvili, V., Kachlishvili, E., y Penninckx, M. (2008). Effect of growth substrate, method of fermentation, and nitrogen source on lignocellulose-degrading enzymes production by white-rot basidiomycetes. *Journal of Industrial Microbiology and Biotechnology*, 35(11), 1531-1538. <https://doi.org/10.1007/s10295-008-0454-2>
- González, A., Cruz, M., Losoya, C., Nobre, C., Loredo, A., Rodríguez, R., y Belmares, R. (2020). Edible mushrooms as a novel protein source for functional foods. *Food & Function*, 11(9), 7400-7414. <https://doi.org/10.1039/D0FO01746A>

- Hatakka, A. (1994). Lignin-modifying enzymes from selected white-rot fungi: production and role from in lignin degradation. *FEMS Microbiology Reviews*, 13(2-3), 125-135. <https://doi.org/10.1111/j.1574-6976.1994.tb00039.x>
- Hatakka, A., y Hammel, K. E. (2011). Fungal biodegradation of lignocelluloses. En M. Hofrichter (Ed.). *Industrial Applications* (pp. 319-340). Springer. https://doi.org/10.1007/978-3-642-11458-8_15
- Hoa, H. T., y Wang, C. L. (2015). The effects of temperature and nutritional conditions on mycelium growth of two oyster mushrooms (*Pleurotus ostreatus* and *Pleurotus cystidiosus*). *Mycobiology*, 43(1), 14-23. <https://doi.org/10.5941/MYCO.2015.43.1.14>
- Jamil, F., Yaqoob, A., Mehmood, Z., Hamid, A., Shah, Z., Imtiaz, M., Jamil, N., y Ijaz, R. (2019). Comparative study for growth and yield performance of oyster mushroom (*Pleurotus* spp.) on different substrates under temperate condition. *Journal of Environmental & Agricultural Sciences*, 19, 10-22.
- Kim, M. K., Ryu, J. S., Lee, Y. H., y Kim, H. R. (2013). Breeding of a long shelf-life strain for commercial cultivation by mono-mono crossing in *Pleurotus eryngii*. *Scientia Horticulturae*, 162, 265-270. <https://doi.org/10.1016/j.scienta.2013.08.028>
- Li, S., y Shah, N.P. (2016). Characterization, antioxidative and bifidogenic effects of polysaccharides from *Pleurotus eryngii* after heat treatments. *Food Chemistry*, 197, 240-249. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2015.10.104>
- Machado, A. R. G., Teixeira, M. F. S., De Souza Kirsch, L., Campelo, M. D. C. L., y De Aguiar Oliveira, I. M. (2016). Nutritional value and proteases of *Lentinus citrinus* produced by solid state fermentation of lignocellulosic waste from tropical region. *Saudi Journal of Biological Sciences*, 23(5), 621-627. <https://doi.org/10.1016/j.sjbs.2015.07.002>
- Mata, G., y Salmones, D. (2021). *Técnicas de aislamiento, cultivo y conservación de cepas de hongos en el laboratorio*. Xalapa: Instituto de Ecología, AC <chrome-extension://efaidnbmninnibpcjpcglclefindmkaj/> <https://www.uv.mx/personal/elsanmartin/files/2022/06/Hongos-Endofitos-Tecnicas-de-Aislamiento-Cultivos-y-Conservacion-de-Cepas-de-Hongos.pdf>.

- Mejía, S. J., y Albertó, E. (2013). Heat treatment of wheat straw by immersion in hot water decreases mushroom yield in *Pleurotus ostreatus*. *Revista Iberoamericana de Micología*, 30(2), 125-129. <https://doi.org/10.1016/j.riam.2012.11.004>
- Ministerio del Ambiente. (2019). *Mapa nacional de ecosistemas del Perú: Memoria descriptiva*. https://cdn.www.gob.pe/uploads/document/file/309735/Memoria_descriptiva_mapa_Nacional_de_Ecosistemas.pdf
- Montenegro, I., y Stuardo, C. (2021). *Introducción al Cultivo de Hongos*. (Documento de Divulgación N°56,57 p.). Instituto Forestal de Chile. <https://bibliotecadigital.infor.cl/handle/20.500.12220/31294>
- Olivieri, G., Marzocchella, A., Salatino, P., Giardina, P., Cennamo, G., y Sannia, G. (2006). Remediación de aguas residuales de almazaras mediante *Pleurotus ostreatus*. *Biochemical Engineering Journal*, 31 (3), 180-187. <https://doi.org/10.1016/j.sjbs.2016.12.005>
- Pandey, A., Soccol, C. R., y Mitchell, D. (2000). New developments in solid state fermentation: I-bioprocesses and products. *Process biochemistry*, 35(10), 1153-1169. [https://doi.org/10.1016/S0032-9592\(00\)00152-7](https://doi.org/10.1016/S0032-9592(00)00152-7)
- Patel, H., Gupte, A., y Gupte, S. (2009). Effect of different culture conditions and inducers on production of laccase by a basidiomycete fungal isolate *Pleurotus ostreatus* HP-1 under solid state fermentation. *BioResources*, 4(1), 268-284. <https://bioresources.cnr.ncsu.edu/resources/effect-of-different-culture-conditions-and-inducers-on-production-of-laccase-by-a-basidiomycete-fungal-isolate-pleurotus-ostreatus-hp-1-under-solid-state-fermentation/>
- Pelkmans, J. F., Lugones, L. G., y Wösten, H. A. B. (2016). 15 Fruiting Body Formation in Basidiomycetes. En Wendland, J. (Eds) *Growth, Differentiation and Sexuality. The Mycota* (Vol. 1, pp. 391-406). Springer, Cham. https://doi.org/10.1007/978-3-319-25844-7_15
- Peñailillo, P. (2002). El género *Jarava* Ruiz et Pav.(Stipeae-Poaceae): delimitación y nuevas combinaciones. *Gayana Botánica*, 59(1), 27-34. https://revistas.udec.cl/plugins/generic/pdfJsViewer/pdf.js/web/viewer.html?file=https%3A%2F%2Frevistas.udec.cl%2Findex.php%2Fgayana_botanica%2Farticle%2Fdownload%2F3744%2F3711%2F7762

- Pérez, J., Muñoz-Dorado, J., De la Rubia, T. D. L. R., y Martínez, J. (2002). Biodegradation and biological treatments of cellulose, hemicellulose and lignin: an overview. *International Microbiology*, 5, 53-63. <https://doi.org/10.1007/s10123-002-0062-3>
- Pérez-Martínez, A.S., Acevedo-Padilla, S.A., Bibbins-Martínez, M., Galván-Alonso, J., y Rosales-Mendoza, S. (2015). Una perspectiva sobre el uso de *Pleurotus* para el desarrollo de vacunas orales de subunidades elaboradas a partir de hongos. *Vaccine*, 33 (1), 25-33. <https://doi.org/10.1016/j.vaccine.2014.10.059>
- Philippoussis, A., Zervakis, G., y Diamantopoulou, P. (2001). Bioconversion of agricultural lignocellulosic wastes through the cultivation of the edible mushrooms *Agrocybe aegerita*, *Volvariella volvacea* and *Pleurotus* spp. *World Journal of Microbiology and Biotechnology*, 17, 191-200. <https://doi.org/10.1023/A:1016685530312>
- Piña-Guzmán, A. B., Nieto-Monteros, D. A., y Robles-Martínez, F. (2016). Utilización de residuos agrícolas y agroindustriales en el cultivo y producción del hongo comestible seta (*Pleurotus* spp.). *Revista Internacional de Contaminación Ambiental*, 32, 141-151.
- Portilla Segura, A., Romero-Arenas, O., Valencia de Ita, M. de los Ángeles, Hernández Espinosa, M. Ángel, Lanteta Cortés, G., y Rivera-Tapia, J. A. (2019). Determinación de los parámetros de productividad de cepas de *Pleurotus ostreatus* y *P. opuntiae* cultivadas en paja de trigo y pencas de maguey combinadas con sustratos agrícolas. *Scientia Fungorum*, 49, e1216. <https://doi.org/10.33885/sf.2019.49.1216>
- Raman, J., Jang, K. Y., Oh, Y. L., Oh, M., Im, J. H., Lakshmanan, H., y Sabaratnam, V. (2021). Cultivation and nutritional value of prominent *Pleurotus* spp.: an overview. *Mycobiology*, 49(1), 1-14. <https://doi.org/10.1080/12298093.2020.1835142>
- Ritota, M., y Manzi, P. (2019). *Pleurotus* spp. cultivation on different agri-food by-products: Example of biotechnological application. *Sustainability (Switzerland)*, 11(18). <https://doi.org/10.3390/su11185049>
- Royse, DJ, Rhodes, TW, Ohga, S., y Sanchez, JE (2004). Yield, mushroom size and time to production of *Pleurotus cornucopiae* (oyster mushroom) grown on switch grass substrate spawned and supplemented at various rates. *Bioresource Technology*, 91(1), 85-91. [https://doi.org/10.1016/S0960-8524\(03\)00151-2](https://doi.org/10.1016/S0960-8524(03)00151-2)

- Rugolo, M., Lechner, B., Mansilla, R., Mata, G., y Rajchenberg, M. (2020). Evaluation of *Pleurotus ostreatus* basidiomes production on *Pinus* sawdust and other agricultural and forestry wastes from patagonia, Argentina. *Maderas. Ciencia y Tecnología*, 22(4), 517-526. <http://dx.doi.org/10.4067/S0718-221X2020005000410>
- Salmones, D., Gaitán-Hernández, R., Pérez, R., y Guzmán, G. (1997). Estudios sobre el género *Pleurotus*. VIII. Interacción entre crecimiento micelial y productividad. *Revista Iberoamericana de Micología*, 14(4), 173-176. <http://reviberoammicol.com/1997-14/173176.pdf>
- Sánchez, J. E., Moreno, L., y Andrade, R. (2017). La protección del sustrato para el cultivo de *Pleurotus* spp. y otros hongos comestibles. En J. E. Sánchez y D. J. Royle (Eds.), *La biología, el cultivo y las propiedades nutricionales y medicinales de las setas Pleurotus spp.* El Colegio de la Frontera Sur.
- Sánchez, J. E., y Royle, D. J. (2001). *La biología, el cultivo y las propiedades nutricionales y medicinales de las setas Pleurotus* spp. Libro electrónico. https://www.researchgate.net/profile/Jose-Sanchez-104/publication/321686533_La_Biologia_el_cultivo_y_las_propiedades_nutricionales_y_medicinales_de_las_setas_Pleurotus_spp/links/5a2af33c45851552ae7a84bf/La-Biologia-el-cultivo-y-las-propiedades-nutricionales-y-medicinales-de-las-setas-Pleurotus-spp.pdf
- Shen, Q. (2017). Producción comercial de la seta *Pleurotus* spp. En J. E. Sánchez y D. J. Royle (Eds.), *La biología, el cultivo y las propiedades nutricionales y medicinales de las setas Pleurotus spp.* (pp. 127-147). El Colegio de la Frontera Sur.
- Silva, M., Ramos, A. C., Lidon, F. J., Reboredo, F. H. y Gonçalves, E. M. (2024). Pre-and Postharvest Strategies for *Pleurotus ostreatus* Mushroom in a Circular Economy Approach. *Foods*, 13(10), 1464. <https://doi.org/10.3390/foods13101464>
- Tengerdy, R. P., y Szakacs, G. (2003). Bioconversion of lignocellulose in solid substrate fermentation. *Biochemical Engineering Journal*, 13(2-3), 169-179. [https://doi.org/10.1016/S1369-703X\(02\)00129-8](https://doi.org/10.1016/S1369-703X(02)00129-8)
- Villaescusa, R., y Gil, M. I. (2003). Quality improvement of *Pleurotus* mushrooms by modified atmosphere packaging and moisture absorbers. *Postharvest Biology and Technology*, 28(1), 169-179. [https://doi.org/10.1016/S0925-5214\(02\)00140-0](https://doi.org/10.1016/S0925-5214(02)00140-0)





Instituto Nacional de Innovación Agraria





D. : Av. La Molina 1981, La Molina
T. : (511) 240-2400
www.gob.pe/inia

ISBN: 978-9972-44-181-3



PERÚ

Ministerio
de Desarrollo Agrario
y Riego



Instituto Nacional de Innovación Agraria

