

Producción de la seta rosada (*Pleurotus djamor*) por Fermentación en Estado Sólido (FES)

Production of the pink mushroom (*Pleurotus djamor*) by Solid State Fermentation (SSF)

Astrid Stefanía Duarte Trujillo¹, Julio Amilcar Pineda Insuasti², Claudia Patricia Soto Arroyave³, Camilo Alejandro Pineda Soto⁴

¹ Organización Micológica Internacional (OMI), Florencia, Colombia.

² Centro Ecuatoriano de Biotecnología del Ambiente (CEBA), Ibarra, Ecuador.

³ Universidad Católica de Oriente (UCO), Rionegro, Colombia.

⁴ Escuela Politécnica Nacional (EPN), Quito, Ecuador

Autor para correspondencia: stefan-ing.agroind@hotmail.com

Recibido: octubre 18 de 2018

Aceptado: diciembre 30 de 2018

RESUMEN

Pleurotus djamor es un hongo con múltiples propiedades gastronómicas, medicinales y nutricionales, pero su cultivo no está muy difundido. El objetivo de este trabajo es describir el proceso de producción del hongo, para identificar los avances tecnológicos al respecto. Se encontró que la producción de *P. djamor* por Fermentación en Estado Sólido (FES) es todavía incipiente, ya que la máxima capacidad de bioceldas empleada es 3 kg, siendo imperioso incursionar en técnicas de escalado.

PALABRAS CLAVE: escalado, hongos comestibles, parámetros de operación, proceso.

ABSTRACT

Pleurotus djamor is a mushroom with several culinary, medicinal and nutritional properties, but its cultivation is not widespread. The aim of this paper is to describe the process of production of the mushroom to identify the technological advances in this regard. It was found that *P. djamor* production by Solid State Fermentation (SSF) is still incipient, since the maximum capacity is 3 kg bioceldas employed, being imperious venture into scaling techniques.

KEYWORDS: scaling, edible mushrooms, operating parameters, process.

INTRODUCCIÓN

Existen en la naturaleza aproximadamente 14000 especies de hongos que presentan basidiocarpo, de las cuáles más de 3 000 pueden ser consideradas comestibles y tan sólo 10 producidas a escala industrial (Chang y

Miles, 2004). La producción de hongos comestibles es una actividad que permite la conversión biológica de subproductos agroindustriales en alimentos nutritivos y medicinales (Gutiérrez y Acosta-Urdapilleta, 2012); y constituye una alternativa para responder a la creciente demanda mundial de

alimentos, ya que su producción es fácil, económica y rápida (Pineda, 2013).

La producción anual de hongos comestibles está aumentando a una tasa de aproximadamente un 25% al año debido a la creciente tendencia de los consumidores hacia la alimentación saludable. Para el año 2013 se reportó una producción mundial de 10 millones de toneladas de setas frescas, siendo China el mayor productor con 7 millones de toneladas, seguido de Italia, Estados Unidos, Países Bajos y Polonia. La producción de hongos secos fue de 2,5 millones de toneladas, y la de hongos en conserva fue de 1,3 millones de toneladas, siendo también China el primer productor (FAO, 2013).

Pleurotus spp. es un hongo de pudrición de la madera conocido como seta ostra (Liou, 2000), perteneciente a la familia Pleurotaceae (Cohen, Persky, y Hadar, 2002). Es el segundo hongo más cultivado a nivel mundial, después del champiñón blanco o champiñón de París (*Agaricus bisporus*); su producción mundial es de aproximadamente 1,5 millones de toneladas por año y sigue en aumento debido a las propiedades nutricionales, medicinales y gastronómicas que ha mostrado (Shah, Z. A., Ashraff, M. y Ishtiaq, 2004; Suárez y Nieto, 2016). Las especies más estudiadas del género son *P. ostreatus* y *P. pulmonarius*, sin embargo, según el índice Fungorum ya se han investigado 202 especies (Corrêa, Brugnari, Bracht, Peralta, y Ferreira, 2016).

Pleurotus spp. es capaz de digerir los sustratos debido al complejo enzimático que segrega, por lo que puede tanto detoxificar como pre-digerir residuos agroindustriales, que de otro modo no recibirían uso, favoreciendo al reciclaje de carbono (Salmones, Mata, y Waliszewski, 2005) y al aumento de la biodisponibilidad de los sustratos, los cuáles serían apropiados para alimentación animal (Van Hamme, Singh, y Ward, 2006; Velioglu y Ozturk, 2015). Entre las enzimas producidas por las especies del género *Pleurotus* se

destacan β -glucosidasas, celulasas, xilanasas, Lignin-Peroxidasas (LIP), Manganeso-Peroxidasas (MNP) y lacasas (Lac) (Akpınar y Urek, 2012; Massadeh, Fraija, y Fandib, 2010; Palmieri, Giardina, Bianco, Fontanella, y Sannia, 2000; Reddy, Ravindra Babu, Komaraiah, Roy, y Kothari, 2003). Se estima que se producen en el mundo alrededor de 1×10^{10} TM de residuos lignocelulósicos por año, lo que muestra que el sustrato de para la producción de hongos comestibles está disponible en abundancia (Li, Kim, Jiang, Won, y Nam, 2009).

Pleurotus djamor es una especie pantropical del hongo ostra, apreciada por su brillante color rosado y su sabor único (Hu, Tian, Zhao, Wang, y Ng, 2016). Existe tres variedades de la especie: *var. djamor*, *var. cyathiformis* y *var. roseus*; las cuales se diferencian entre sí por sus características tanto macro como microscópicas (Corner, 1981). Como es un hongo saprófito, puede colonizar y fructificar sobre gran variedad de sustratos vegetales ricos en celulosa y lignina (Benitez, Huerta, y Sánchez, 1998), siendo más eficiente en la degradación de la primera. Gracias a su complejo enzimático, puede soportar altas concentraciones de compuestos químicos de naturaleza persistente, por lo que presenta un gran potencial para la bioremediación de compuestos xenobóticos como los colorantes sintéticos (Kalmış E., 2008). Otros metabolitos producidos por esta especie son α -galactosidasas (Hu *et al.*, 2016), polisacáridos (Zhang *et al.*, 2016), flavonoides como la quercetina, carotenoides (Nattoh, Musieba, Gatebe, y Mathara, 2016), biosurfactantes, lipasas (Van Hamme *et al.*, 2006; Velioglu y Ozturk, 2015), esteroides y ácidos grasos. Estos dos últimos son de gran interés porque han mostrado ser efectivos en la reducción del colesterol (Angarita *et al.*, 2013; Jegadeesha, Raaman, Hariprasath, Ramesh, y Srikumar, 2014). Adicionalmente, ha mostrado actividad antioxidante (Guzmán, Zúñiga, Santafé, Torres, y Angulo, 2009; Sasidhara y Thirunalasundari, 2014), hepatoprotectora (Zhang *et al.*, 2016),

anticancerígena (Raman *et al.*, 2015), antibacteriana (Valencia del Toro, Garín Aguilar, Téllez Jaimes, y Durán Páramo, 2008) e hipocolesterolémica (Jegadeesha *et al.*, 2014), por lo que es recomendable su consumo.

La producción de *P. djamor* es viable tanto económica como ambiental y socialmente, por lo tanto, es una especie promisoría en el mercado internacional de hongos comestibles (Vivero, 2002) para su consumo en restaurantes de hoteles, cocinas gourmet y pizzerías, principalmente (Álvarez & Vega-Ríos, 2010), así como materia prima en la industria farmacéutica.

Bajo este contexto, el objetivo de este trabajo es describir el proceso de producción de *P. djamor* mediante una amplia revisión de la literatura que permita identificar los avances tecnológicos desarrollados al respecto.

SUSTRATOS

Por lo general, las fuentes de carbono oleosas estimulan la producción de metabolitos hidrófobos, mientras las fuentes ricas en hidratos de carbono a partir de residuos inducen la producción de sustancias hidrófilas (Velioglu & Ozturk, 2015). Se han reportado sustratos como paja de cebada (Salmones, Gaitán-Hernández, Pérez, y Guzmán, 1997; Salmones, Valdéz, y Gaitán-Hernández, 2004), paja de arroz (Vega, Mata, Salmones, y Elena., 2006), pulpa de café, paja de trigo (Salmones *et al.*, 2005), cáscara de semilla de girasol, residuos de uva, cáscaras de papa, aceite de semilla de girasol (Velioglu y Ozturk, 2015), rastrojos de maíz, y de calabaza, bagazo de henequén (López-Cobá, Méndez, y Peralta, 2005), bagazo de caña de azúcar, Harina de cebada, harina de trigo, harina de arroz, Bienestarina, harina de maíz, harina de soja, salvado de trigo, harina de trigo integral, harina de maíz pinto, harina de maíz amarillo (Angarita *et al.*, 2013), harina de avena, serrín de madera (Lechner, Wright, y Albertó, 2004),

hojas de banano, cascarilla de café, tamo de cebada (Espinosa y Pazmiño, 2016), papel (Gutiérrez y Acosta-Urdapilleta, 2012), entre otras. Algunos autores suplementan el medio de cultivo con CaCO_3 al 3 % para balancear el pH (Lechner *et al.*, 2004).

PROCESO DE PRODUCCIÓN

Pretratamiento de la materia prima

Algunos sustratos por su gran tamaño tienen que ser reducidos a longitudes de 1-5 cm (Salmones *et al.*, 1997, 2005). Los sustratos con alto contenido de humedad tienen que secarse a 60 °C durante 24 horas hasta alcanzar los valores deseados (Velioglu y Ozturk, 2015), mientras los sustratos con bajo porcentaje de agua tienen que rehidratarse por 12 a 24 horas (López-Cobá *et al.*, 2005; Salmones *et al.*, 2005). Algunos sustratos sólidos son adicionalmente suplementados con sustancias nutritivas como solución de peptona, extracto de levadura y sales minerales (Velioglu y Ozturk, 2015). Todos los sustratos deben esterilizarse a 80-121 °C durante 40-60 minutos y dejarse enfriar (Salmones *et al.*, 1997, 2005). Otros autores recomiendan que la esterilización se dé a 95 °C durante 2 horas (Espinosa y Pazmiño, 2016) o a 120 °C durante 2 horas (Lechner *et al.*, 2004).

Preparación del inóculo

Las cepas se mantienen inicialmente en Agar Papa-Dextrosa (PDA, por sus siglas en inglés) a 25 °C (Kalmış E., 2008) o en Agar Extracto de Malta (MEA, por sus siglas en inglés) a 27°C durante una a dos semanas. También se han empleado medios de cultivo como Agar Saboraud, agar Levadura-Nitrógeno-Fosfato-Dextrosa (YNPD, por sus siglas en inglés) y agar Levadura-Extracto de Malta (YMEA, por sus siglas en inglés) a 30 °C. Luego se toma un taco de agar con micelio y se deposita en una bolsa con sorgo previamente hidratado en agua durante 12 horas y esterilizado a 121 °C por una hora. El material se incuba a 26-28 °C durante 15 días en oscuridad o hasta que el micelio cubra por completo los granos (Benitez

et al., 1998; Hurtado, 2015; Mata y Pérez-Merlo, 2003; Salmones *et al.*, 1997; Salmones y Mata, 2015), aunque otros autores aseveran que la incubación puede tardar hasta tres semanas (Salmones *et al.*, 2005). López y colaboradores (López-Cobá *et al.*, 2005) sugieren que las semillas sean cocidas durante 10 minutos a 80 °C antes de la esterilización. Espinosa y Pazmiño (2016) usan semilla de cebada y aserrín como sustratos alternativos para la preparación de inóculos, demostrando que este último permite obtener una Eficiencia Biológica (EB) más alta. Para el caso de la fermentación líquida, los inóculos son directamente los tacos de agar (Kalmış E., 2008).

Fermentación

Cuando el sustrato pasteurizado se haya enfriado hasta los 28 °C se adiciona 5-6 % de inóculo al sustrato pretratado y se incuba a 28±1°C durante 16 días con una humedad relativa del 71 al 92%. Posteriormente se induce la fructificación mediante estímulos ambientales como cambios bruscos de temperatura, luz y aireación, lo que desencadena la aparición irreversible de primordios, que luego se convertirán en basidiocarpos (Sánchez y Royse, 2001; Vega *et al.*, 2006). Algunas de las condiciones inductoras de fructificación reportadas en la literatura son las siguientes: temperatura ambiente media de 24 a 29 °C, humedad relativa del 84 al 90%, iluminación natural y circulación de 400 m³ de aire por hora durante 36 días. La iluminación diaria debe ser de 11 a 12 horas (Salmones *et al.*, 1997, 2005); aunque Nattoh, Musieba, Gatebe y Mathara (2016) manifiestan que no es necesaria. Benitez y colaboradores (1998) sugieren que, si dos días después de la inoculación las bolsas son perforadas lateralmente para permitir el intercambio de gases, se puede cosechar en tan sólo una semana, con un flujo de aire de 600-900 m³/h. Por otro lado, Velioglu y Ozturk (2015) demuestran que, enriqueciendo los sustratos sólidos con soluciones nutritivas, el

tiempo de incubación se puede reducir a 13 días.

Cosecha

Se realiza sustrayendo las setas desde la base una vez que el cuerpo fructífero tenga un tamaño óptimo para ser cosechado y no haya esporulado, de lo contrario se disminuye la vida útil del producto (Pineda, Duarte, y Ponce, 2016). La clasificación de los capóforos adultos según el tamaño del píleo se hace en 4 categorías: G1, para los menores de 5 cm; G2 de 5,0-9,9 cm; G3 de 10-14,9 cm; y G4 de 15 cm en adelante.

RENDIMIENTO

Para evaluar la viabilidad de una cepa con fines industriales se debe evaluar tanto el tiempo de incubación como el de formación y desarrollo de los primordios, el número de cosechas, el tamaño de los cuerpos fructíferos, la eficiencia biológica y la tasa de producción (Salmones *et al.*, 1997).

En la tabla 1 se pueden observar algunos indicadores de viabilidad, que varían dependiendo de las condiciones de cultivo de la cepa.

La eficiencia biológica (EB) en base húmeda se determina dividiendo el peso fresco de los basidiomas entre el peso seco del sustrato por 100; la tasa de producción (TP) se calcula mediante la relación entre la EB y el Ciclo de Cultivo (CC), contando desde la incubación hasta la cosecha (Mata y Guzmán, 1993); el Rendimiento se determina al dividir el peso de los carpóforos en base seca entre el peso seco del sustrato por 100 (Benitez *et al.*, 1998) y la Tasa de Biodegradación (TB) se determina al restar el peso inicial del sustrato al peso final de este, y dividir entre peso inicial del sustrato, todo en base seca por 100 (López-Cobá *et al.*, 2005).

Tabla 1. Indicadores de viabilidad de cepas de *P. djamor* con diferentes condiciones de cultivo.

Sustrato	Suplemento	T (°C)		H (%)		pH	CC (Días)	EB (%)	TP	R (%)	Ref.
		Inc.	Fruct	Sustr	Relat						
Rastrojo de maíz	---	19-33	24-32	78-79	---	7,5	36	83,9	2,3	---	(López-Cobá <i>et al.</i> , 2005)
Rastrojo de calabaza	---	19-33	24-32	78-79	---	7,5	59	71,3	1,2	---	(López-Cobá <i>et al.</i> , 2005)
Bagazo de Henequén	---	19-33	24-32	78-79	---	7,5	22	76,1	3,5	---	(López-Cobá <i>et al.</i> , 2005)
Pulpa de café	---	26	26	60	90	---	19-24	49-125	3-7	6-11	(Benitez <i>et al.</i> , 1998)
Paja de cebada	---	27-29	---	50-55	75-90	---	14-19	18-72	0,3-1,7	2,7-6,6	(Salmones <i>et al.</i> , 1997)
Pulpa de café	---	27-29	19-29	60-65	78-90	---	36	40-60	---	---	(Salmones <i>et al.</i> , 2005)
Paja de trigo	---	27-29	19-29	60-65	78-90	---	36	30-40	---	---	(Salmones <i>et al.</i> , 2005)
Semillas de girasol	Medio líquido nutritivo y aceite de girasol	29	N/A	70	N/A	6,0	13	N/A	N/A	N/A	(Velioglu y Ozturk, 2015)
Residuos de uva		29	N/A	70	N/A	6,0	13	N/A	N/A	N/A	(Velioglu y Ozturk, 2015)
Cáscaras de papa		29	N/A	70	N/A	6,0	13	N/A	N/A	N/A	(Velioglu y Ozturk, 2015)
Bagazo de caña de azúcar	Harina de cebada y CaCO ₃	26	---	---	---	5,6	15	---	---	---	(Angarita <i>et al.</i> , 2013)
Hojas de plátano	Afrechillo de	27	---	50-80	75	4-5	---	51-70	---	---	(Espinosa y Pazmiño, 2016)
Cascarilla de café	arroz, yeso	27	---	50-80	75	4-5	---	42-68	---	---	(Espinosa y Pazmiño, 2016)
Tamo de cebada		27	---	50-80	75	4-5	---	70-71	---	---	(Espinosa y Pazmiño, 2016)
Paja de cebada	---	28	25-32	---	84-90	---	---	54-114	0,9-1,9	11-27	(Salmones <i>et al.</i> , 2004)

Donde;

T (°C)= Temperatura; H(%)= Humedad; pH= Potencial de Hidrógeno; CC= Ciclo de Cultivo; EB= Eficiencia Biológica; TP=Tasa de Producción; R= Rendimiento; Ref.= Referencia.

Las eficiencias biológicas y tasas de biodegradación son mayores en ambiente controlados, como los laboratorios, que por lo general se encuentran entre 19 a 27 °C, en contraste con las cepas cultivadas en campo abierto (López-Cobá *et al.*, 2005). Se reportan EB del 30 al 40 % sobre paja de trigo y del 40 al 62 % sobre pulpa de café (Salmones *et al.*, 2005); aunque las eficiencias se pueden aumentar hasta un 125 % si se emplean cepas aisladas de zonas ubicadas alrededor de los 1200 msnm (Benitez *et al.*, 1998).

Algunos autores han efectuado cruces entre varias especies del género *Pleurotus* spp., incluyendo *P. djamor*, para reducir los ciclos de producción de los cuerpos fructíferos. Sin embargo, esto ha disminuido la productividad, lo que se atribuye a factores genéticos (Salmones *et al.*, 1997). A causa de esto, se realizaron estudios de compatibilidad inter-variedad, encontrando que *P. djamor* var. *Salmonestramineus* y *P. djamor* var. *roseus* son compatibles y superan la productividad de sus parentales (Salmones *et al.*, 2004).

FACTORES QUE AFECTAN LA PRODUCCIÓN

Los hongos crecen en intervalos específicos de temperatura, humedad, pH, luminosidad, afuera de los cuales no se presenta crecimiento (Hurtado, 2015).

Temperatura

El micelio se desarrolla perfectamente entre 22 y 28 °C, mientras que el cuerpo fructífero lo hace entre 12 y 21 °C (Free Spore España, 2013). Aunque López y colaboradores (2005) emplean un rango más amplio, de 19 a 33 °C para la incubación, y de 24 a 32 °C para la fructificación, lo que coincide con Sánchez y colaboradores (1997). Sin embargo, las temperaturas óptimas pueden variar dependiendo del metabolito a producir; por ejemplo, para producción de β -galactosidasas la temperatura óptima es 53,5 °C (Hu *et al.*, 2016), para la producción de ribonucleasas la temperatura óptima es 60 °C (Wu, Zheng, Cui,

Wang, y Ng, 2010) y para la producción de enzimas ligninolíticas la temperatura óptima es 28 °C (Akpınar y Urek, 2012). La temperatura afecta mucho la tensión superficial y el índice de emulsificación en la producción de biosurfactantes, siendo 29 °C la temperatura que permite la mayor eficiencia (Velioglu y Ozturk, 2015).

Humedad

Para la preparación del inóculo el sustrato debe tener una humedad del 50 al 55%, mientras que para la producción de carpóforos debe estar alrededor del 60-65 % (Mata y Pérez-Merlo, 2003; Salmones *et al.*, 2005), aunque algunos autores optan por un 70 % (Velioglu y Ozturk, 2015). Por otro lado, la humedad relativa debe oscilar entre el 70 a 95% (Gaitán-Hernández, Salmones, Pérez Merlo, y Mata, 2006), siendo preferible del 75 al 85 % (Free Spore España, 2013). Una forma práctica de medir la humedad, cuando no se cuenta con la tecnología necesaria, es mediante la prueba de guante, que consiste en tomar un puñado de sustrato y oprimir fuerte con la mano percatándose de que no escurra agua, de lo contrario es necesario secar un poco (Espinosa y Pazmiño, 2016).

Microelementos

La adición de zinc a los medios de cultivo induce la producción de enzimas con actividad antioxidante (Zhang *et al.*, 2016). La adición de hierro bivalente induce la producción de biosurfactantes, ya que el hierro hace parte de los cofactores de algunas enzimas (Velioglu y Ozturk, 2015) y es un importante activador de la enzima isocitrato liasa, implicada en el crecimiento celular (Hommel y Ratledge, 1993).

pH

El carbonato de calcio debe ser adicionado al inóculo en proporciones del 1 al 10 % como regulador pH, para evitar que la compactación de los granos de cereal (Nattoh *et al.*, 2016). Para la producción óptima de cuerpos fructíferos se reporta un pH óptimo de 7,5

(Burgos, 1995). Las enzimas pueden soportar un rango de pH de 3 a 10, cuyo valor óptimo depende del objetivo del proceso, por ejemplo, para producción de α -galactosidasas el valor óptimo es de 5,0 (Hu *et al.*, 2016), para la producción de biosurfactantes el valor óptimo es 8,0 (Velioglu y Ozturk, 2015) y para la producción de ribonucleasas el valor óptimo es 4,6 (Wu *et al.*, 2010).

Luminosidad

La incubación debe efectuarse en condiciones de oscuridad tanto para la preparación del inóculo como para la producción de carpóforos (Salmones *et al.*, 2005). La iluminación se aplica para inducir la fructificación, empleando diferentes fotoperiodo: 12 horas de luz y 12 h de oscuridad (Salmones *et al.*, 1997), 9 h de luz y 15 h de oscuridad (Lechner *et al.*, 2004), 11 h de luz y 13 h de oscuridad (Salmones *et al.*, 2004).

Bioceldas

Se reportan bolsas de polipropileno de 200 g de capacidad (Salmones *et al.*, 1997), de 500 g (Nattoh *et al.*, 2016), de 1 kg (Vega *et al.*, 2006) y de 3 kg (Espinosa y Pazmiño, 2016); botellas de plástico (Nattoh *et al.*, 2016); erlenmeyers (Angarita *et al.*, 2013); y bioreactores de bandeja (Velioglu y Ozturk, 2015). En la figura

1 se observan basidiocarpos de *P. djamor* cultivados en bioceldas de plástico.



Fig. 1. *P. djamor* en bioceldas de plástico de 3 kg (Raman *et al.*, 2015)

CONCLUSIONES

Pleurotus djamor es un hongo apreciado por sus propiedades gastronómicas, medicinales y nutricionales, así como por su aporte a la seguridad alimentaria, el cuidado del medio ambiente y el desarrollo rural. Este hongo tiene la capacidad de crecer sobre diversidad de sustratos lignocelulósicos, por lo que puede cultivarse sobre diversidad de residuos agroindustriales, resultando económicamente viable. Su producción mediante Fermentación en Estado Sólido (FES) todavía es incipiente, ya que la máxima capacidad de bioceldas empleada es 3 kg, por lo que todavía resta incursionar en técnicas de escalado.

REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Akpinar, M., & Urek, R. O. (2012). Comparison of *Pleurotus* species abilities to produce ligninolytic enzymes. En *Abstracts of the 15th European Congress on Biotechnology* (Vol. 29, p. S92). New Biotechnology.
- Álvarez, M. A., & Vega-Ríos, A. (2010). Aceptación y apreciación de hongos comestibles. *RIDTEC*, 9(1), 43–49.
- Angarita, C., Nieto-Ramirez, J. I., Diaz, G. J., Rojas L., J. R., Sepúlveda, L., & Atehortúa, L. (2013). Evaluation of a method using high performance liquid chromatography with ultraviolet detection for the determination of statins in macromycetes of the genus *Pleurotus* cultivated by fermentation processes. *Talanta*, 116, 56–64. <https://doi.org/10.1016/j.talanta.2013.04.053>
- Benitez, F. A., Huerta, G., & Sánchez, J. E. (1998). Producción de 18 cepas de *Pleurotus djamor* del Soconusco, Chiapas. *Quehacer Científico en Chiapas*, 1(2), 25–36.
- Burgos, D. (1995). *Cultivo del hongo comestible Pleurotus djamor en bagazo de henequén fermentado en forma comparativa con Pleurotus ostreatus*. Universidad Autónoma de Yucatán.
- Chang, S.-T., & Miles, P. G. (2004). *Mushrooms: Cultivation, nutritional value, medicinal effect, and*

- environmental impact* (2ª ed.). Florida: CRC Press.
- Cohen, R., Persky, L., & Hadar, Y. (2002). Biotechnological applications and potential of wood-degrading mushrooms of the genus *Pleurotus*. *Applied Microbiology and Biotechnology*, 58(5), 582–594. <https://doi.org/10.1007/s00253-002-0930-y>
- Corner, E. J. H. (1981). *The agaric genera Lentinus, Panus, and Pleurotus with particular reference to Malaysian species*. Mishawaka, U.S.A.: J. Cramer.
- Corrêa, R. C. G., Brugnari, T., Bracht, A., Peralta, R. M., & Ferreira, I. C. F. R. (2016). Biotechnological, nutritional and therapeutic uses of *Pleurotus* spp. (Oyster mushroom) related with its chemical composition: A review on the past decade findings. *Trends in Food Science & Technology*, 50, 103–117. <https://doi.org/10.1016/j.tifs.2016.01.012>
- Espinosa, A. G., & Pazmiño, V. H. (2016). *Elaboración de productos agroindustriales a partir de (Pleurotus ostreatus, djamor), como alternativa al poliestireno expandido*. UDLA.
- Food and Agriculture Organization of the United Nations [FAO]. (2013). Statistics. Recuperado 1 de abril de 2016, a partir de <http://faostat3.fao.org/home/E>
- Free Spore España. (2013). *Pleurotus djamor*. Recuperado a partir de <http://freespore.com/pleurotus-djamor.html>
- Gaitán-Hernández, R., Salmones, D., Pérez Merlo, R., & Mata, G. (2006). *Manual práctico del cultivo de setas: aislamiento, siembra y producción* (1era. ed.). Xalapa, Ver., México: Instituto de Ecología, A. C. <https://doi.org/970-709-042-1>
- Gutiérrez, A. P., & Acosta-Urdapilleta, M. de L. (2012). *Cultivo de “Pleurotus djamor var roseus”: Uso de paja de trigo y Papel Como sustratos (Edición en español)*.
- Guzmán, M., Zúñiga, N., Santafé, G. G., Torres, O., & Angulo, A. (2009). Actividad antioxidante y estudio químico del hongo *Pleurotus djamor* recolectado en Córdoba. *Facultad de ciencias agropecuarias*, 7(2), 1–7.
- Hommel, R. K., & Ratledge, C. (1993). Biosynthetic mechanisms of low molecular weight surfactants and their precursor molecules. En N. Kosaric (Ed.), *Biosurfactant: Production, properties and applications* (pp. 3–63). New York: Marcel Dekker Inc.
- Hu, Y., Tian, G., Zhao, L., Wang, H., & Ng, T. B. (2016). A protease-resistant α -galactosidase from *Pleurotus djamor* with broad pH stability and good hydrolytic activity toward raffinose family oligosaccharides. *International Journal of Biological Macromolecules*. <https://doi.org/10.1016/j.ijbiomac.2016.10.005>
- Hurtado, M. G. (2015). *Establecimiento de condiciones de cultivo en laboratorio del hongo Pleurotus djamor para la producción de metabolitos con posible aplicación terapéutica*. Universidad Técnica Particular de Loja.
- Jegadeesha, R., Raaman, N., Hariprasath, L., Ramesh, V., & Srikumar, R. (2014). Hypolipidemic Effect of *Pleurotus djamor var . roseus* in Experimentally Induced Hypercholesteromic Rats. *Research Journal of Pharmaceutical , Biological and Chemical Sciences*, 5(2), 581–588.
- Kalmış E., A. N. K. F. (2008). Evaluation of two wild types of *Pleurotus ostreatus* (MCC07 and MCC20) isolated from nature for their ability to decolorize Benazol Black ZN textile dye in comparison to some commercial types of white rot fungi: *Pleurotus ostreatus*, *Pleurotus djamor*, and *P. pulmonarius*. *Canadian Journal of Microbiology*, 54(5), 366–370. <https://doi.org/10.1139/W08-025>
- Lechner, B. E., Wright, J. E., & Albertó, E. (2004). The genus *Pleurotus* in Argentina. *Mycologia*, 96(4), 845–858. <https://doi.org/10.2307/3762117>
- Li, H., Kim, N., Jiang, M., Won, J., & Nam, H. (2009). Bioresource Technology Simultaneous saccharification and fermentation of lignocellulosic residues pretreated with phosphoric acid – acetone for bioethanol production. *Bioresource Technology*, 100(13), 3245–3251. <https://doi.org/10.1016/j.biortech.2009.01.021>

- Liou, S.-R. (2000). *Evolutionary genetics of speciation in basidiomycetes: genetic studies of reproductive isolation in Pleurotus djamor calyptratus complex*. Duke University.
- López-Cobá, H. E., Méndez, L. A., & Peralta, S. M. (2005). Cultivo de *Pleurotus djamor* en condiciones de laboratorio y en una casa rural tropical. *Revista Mexicana de Micología*, 21, 1–3.
- Massadeh, M., Fraija, A., & Fandib, K. (2010). Effect of Carbon Sources on The Extracellular Lignocellulolytic Enzymetic System of *Pleurotus Sajor-Caju*. *Jordan journal of Biological Science*, 3(2), 51–54.
- Mata, G., & Guzmán, G. (1993). Cultivation of *Lentinus boryanus* in wood shavings in Mexico. *Crypt Bot*, 4, 47–49.
- Mata, G., & Pérez-Merlo, R. (2003). Spawn viability in edible mushrooms after freezing in liquid nitrogen without a cryoprotectant. *Cryobiology*, 47(1), 14–20. [https://doi.org/10.1016/S0011-2240\(03\)00064-6](https://doi.org/10.1016/S0011-2240(03)00064-6)
- Nattoh, G., Musieba, F., Gatebe, E., & Mathara, J. (2016). Towards profiling differential distribution of bioactive molecules across four phenologies in *Pleurotus djamor* R22. *Asian Pacific Journal of Tropical Disease*, 6(6), 472–480. [https://doi.org/10.1016/S2222-1808\(16\)61071-X](https://doi.org/10.1016/S2222-1808(16)61071-X)
- Palmieri, G., Giardina, P., Bianco, C., Fontanella, B., & Sannia, G. (2000). Copper Induction of Laccase Isoenzymes in the Ligninolytic Fungus *Pleurotus ostreatus*. *Applied And Environmental Microbiology*, 66(3), 920–924.
- Pineda, J. A. (2013). Producción de proteínas comestibles con fuentes alternativas de materias primas. *Revista Axioma*, 1(10), 5–9.
- Pineda, J. A., Duarte, A. S., & Ponce, C. A. (2016). *Champiñón ostra: Guía de producción artesanal* (1ª ed.). Ibarra: CEBA.
- Raman, J., Reddy, G. R., Lakshmanan, H., Selvaraj, V., Gajendran, B., Nanjian, R., ... Sabaratnam, V. (2015). Mycosynthesis and characterization of silver nanoparticles from *Pleurotus djamor* var. *roseus* and their in vitro cytotoxicity effect on PC3 cells. *Process Biochemistry*, 50(1), 140–147. <https://doi.org/10.1016/j.procbio.2014.11.003>
- Reddy, G. V., Ravindra Babu, P., Komaraiah, P., Roy, K. R. R. M., & Kothari, I. L. (2003). Utilization of banana waste for the production of lignolytic and cellulolytic enzymes by solid substrate fermentation using two *Pleurotus* species (*P. ostreatus* and *P. sajor-caju*). *Process Biochemistry*, 38(10), 1457–1462. [https://doi.org/10.1016/S0032-9592\(03\)00025-6](https://doi.org/10.1016/S0032-9592(03)00025-6)
- Salmones, D., Gaitán-Hernández, R., Pérez, R., & Guzmán, G. (1997). Estudios sobre el género *Pleurotus*. VIII. Interacción entre crecimiento micelial y productividad. *Rev Iberoam Micol*, 14(Tabla 1), 173–176.
- Salmones, D., & Mata, G. (2015). Laccase production by *Pleurotus djamor* in agar media and during cultivation on wheat straw. *Revista Mexicana de Micología*, 42, 17–23.
- Salmones, D., Mata, G., & Waliszewski, K. N. (2005). Comparative culturing of *Pleurotus* spp. on coffee pulp and wheat straw: Biomass production and substrate biodegradation. *Bioresource Technology*, 96(5), 537–544. <https://doi.org/10.1016/j.biortech.2004.06.019>
- Salmones, D., Valdéz, L. M., & Gaitán-Hernández, R. (2004). Entrecruzamiento y evaluación de la producción de las variedades de *Pleurotus djamor* (Fr.) Boedijn. *Revista Mexicana de Micología*, 18, 21–26.
- Sánchez-Vázquez, J., Huerta-Palacios, G., & Calvo-Bado, L. (1997). El cultivo de hongos comestibles como una alternativa sostenible en los trópicos. En M. Palma & I. Chapela (Eds.), *Micología en el desarrollo sostenible, la ampliación de los conceptos, desapareciendo las fronteras* (pp. 221–237). Parkway.
- Sánchez, J. E., & Royse, D. J. (2001). *La biología y el cultivo de Pleurotus spp.* (1ª ed.). México D.F: Noriega Editores. Recuperado a partir de https://www.researchgate.net/publication/256526787_Book_La_biologia_y_el_cultivo_de_Ple

urotus_spp

- Sasidhara, R., & Thirunalasundari, T. (2014). Phytochemicals and antioxidant potentials of *Pleurotus djamor*. *Journal of Chemical and Pharmaceutical Research*, 6(4), 950–953.
- Shah, Z. A., Ashraff, M. & Ishtiaq, M. (2004). Comparative study on cultivation and yield performance of oyster mushroom (*Pleurotus ostreatus*) on the different substrates (wheat straw, leaves, sawdust). *Pak J Nut*, 3(3), 158–160.
- Suárez, C., & Nieto, J. (2016). Cultivo biotecnológico de macrohongos comestibles : una alternativa en la obtención de nutraceuticos. *Revista Iberoamericana de Micología*, 30(1), 1–8. <https://doi.org/10.1016/j.riam.2012.03.011>
- Valencia del Toro, G., Garín Aguilar, M. E., Téllez Jaimes, M. Á., & Durán Páramo, E. (2008). Actividad antibacteriana de extractos hexánicos de cepas de *Pleurotus djamor*. *Revista mexicana de micología*, 28(SPE.), 119–123.
- Van Hamme, J. D., Singh, A., & Ward, O. P. (2006). Physiological aspects. Part 1 in a series of papers devoted to surfactants in microbiology and biotechnology. *Biotechnology Advances*, 24(6), 604–620. <https://doi.org/10.1016/j.biotechadv.2006.08.001>
- Vega, A., Mata, G., Salmones, D., & Elena., C. R. (2006). Cultivo de cepas nativas de *Pleurotus djamor* en Panamá, en paja de arroz y pulpa de café. *Revista Mexicana de Micología*, 23, 93–97.
- Velioglu, Z., & Ozturk, R. (2015). Optimization of cultural conditions for biosurfactant production by *Pleurotus djamor* in solid state fermentation. *Journal of Bioscience and Bioengineering*, 120(5), 526–531. <https://doi.org/10.1016/j.jbiosc.2015.03.007>
- Vivero, T. (2002). El hongo nuestro de cada día. *Desafío. Especial: investigación de alimentos*, 49–51.
- Wu, X., Zheng, S., Cui, L., Wang, H., & Ng, T. B. (2010). Isolation and characterization of a novel ribonuclease from the pink oyster mushroom *Pleurotus djamor*. *The Journal of general and applied microbiology*, 56, 231–239. <https://doi.org/10.2323/jgam.56.231>
- Zhang, J., Liu, M., Yang, Y., Lin, L., Xu, N., Zhao, H., & Jia, L. (2016). Purification, characterization and hepatoprotective activities of mycelia zinc polysaccharides by *Pleurotus djamor*. *Carbohydrate Polymers*, 136, 588–597. <https://doi.org/10.1016/j.carbpol.2015.09.075>