

Pleurotus ostreatus:

un potencial bionematicida en la agricultura.

- Adolfo Posada D.I.A. Especialista en manejo de bioinsumos en agricultura regenerativa. Bioquirama S.A.S.
- Rodrigo Patiño. Analista de laboratorio de Bioinsumos Bioquirama SAS, Experiencia en formulación y medios de cultivo para Microorganismos
- Deissy Liliana Quintero A. Bióloga, M. Sc (cand.). Jefe laboratorio Bioquirama S.A.S.
- María Alejandra García G. Bióloga. Analista Bioquirama S.A.S.
- Dagoberto Castro R. I.A. Ph.D. Investigación y desarrollo. Bioquirama S.A.S.

Introducción

Pleurotus ostreatus (Jacq. ex Fr.) P. Kumm., seta ostra, es una de las setas más cultivadas en el mundo, seguida de *Agaricus bisporus* (seta de botón blanco) y *Lentinula edodes* (shiitake) (Töros et al. 2024). Pertenece a la familia *Pleurotaceae* y al filo Basidiomycota y es conocido por su importante valor nutricional, la remediación del medio ambiente, la economía circular de los residuos agrícolas, la utilización de agro recursos, y la valorización de las aplicaciones agrícolas y energéticas (Melanouri et al., 2022; Mahari et al., 2020) Este hongo es rico en compuestos antimicrobianos y prebióticos, además de ser fuente de quitina, ergosterol, flavonoides, mananos oligosacáridos, péptidos, polifenoles y β -(1,3/1,6)-glucano (Töros et al., 2010).

Algunas especies de *Pleurotus* tienen una importante actividad nematicida y dentro de estas *P. ostreatus*, ha mostrado ser efectivo en el control de estados juveniles de nematodos fitoparásitos debido a que sus hifas pueden producir sustancias nematicidas altamente eficientes (Xiang et al., 2022). En efecto, este hongo produce potentes toxinas que paralizan a los nematodos en pocos minutos de entrar en contacto con ellos (Barron et al., 1987). *P. ostreatus* desarrolla estructuras especializadas denominadas toxoquistes, que corresponden a blastoconidias de forma ovoide rodeadas por una gota líquida que contienen una toxina que paraliza a los nematodos

(Truong, 2007). Lee et al., 2020, demostraron que *P. ostreatus* produce un compuesto volátil, la 3-octanona, una cetona que se almacena en el interior de los toxoquistes el cual desencadena la parálisis rápida y muerte celular de los nematodos. Estas toxinas provocan una afluencia masiva de calcio y una necrosis celular sistemática en todo el sistema neuromuscular de los nematodos a través de sus cilios sensoriales expuestos externamente (Lee et al., 2020).

Producción de *Pleurotus* en medios de cultivo sintéticos

El medio de cultivo que se utilizó para la siembra del microorganismo fue PDA (Agar Papa Dextrosa); la obtención del hongo se realizó a partir de *basidiocarpos*, de donde se tomaron fragmentos de la parte inferior (himenio) y se sembraron en el medio de cultivo sintético en cajas de Petri. Se dejaron en incubación en oscuridad durante 5 días a 26°C. A partir de ese tiempo, se observó la formación de colonias de color blanco, elevadas, aterciopeladas (Figura 1A), el micelio es hialino, septado, y a partir de este se presenta el crecimiento de esporas (Figura 1B), adicionalmente presenta esterigmas.

En la naturaleza y bajo condiciones favorables de humedad y temperatura, este micelio extendido sobre un sustrato adecuado se transforma en pequeños grumos que van aumentando de tamaño hasta formar la típica seta, compuesto por el sombrero o píleo, el

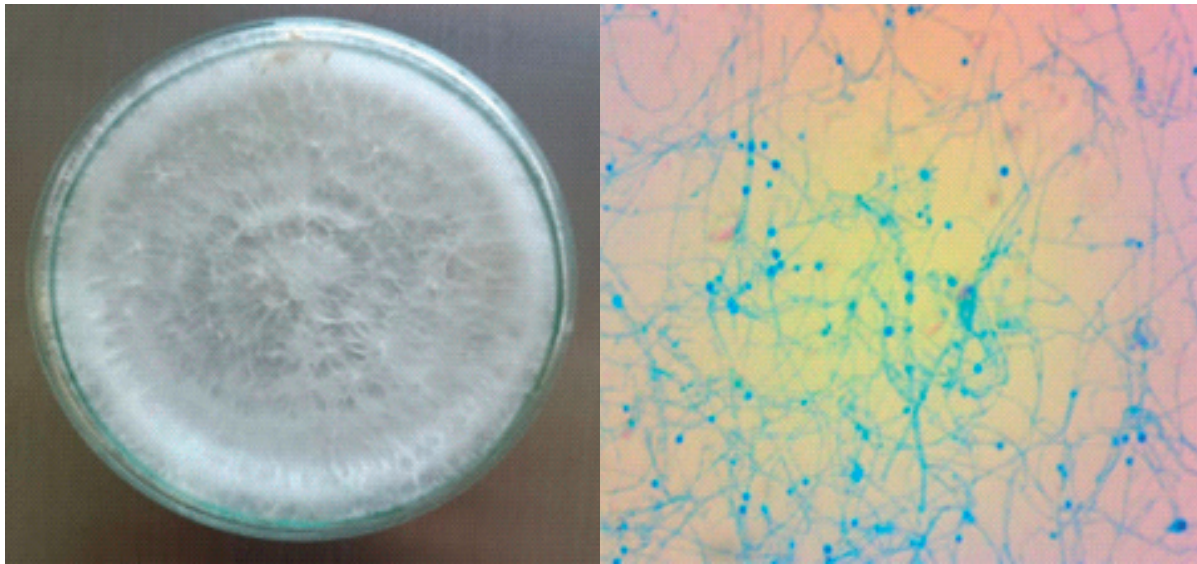


Figura 1. Características morfológicas de *Pleurotus*. 1A. Desarrollo de una colonia en medio semisólido. 1B. Presencia de esporas y Micelio (fotografías de Bioquirama S.A.S.)

estípite o tallo y las laminillas donde se desarrollan las esporas (Figuras 2A y 2B).

Pleurotus sp., se desarrolla principalmente sobre residuos vegetales fibrosos o leñosos con alto contenido de celulosa y lignina como lo son: arroz, sorgo, cebada, heno, virutas y aserrines, bagazos, desechos de leguminosas, entre otros. Adicionalmente este microorganismo, requiere de una fuente de alimentación que ayude a su desarrollo, como carbohidratos que pueden ser melazas o fuentes

azucaradas y de algunos componentes minerales como calcio. La mezcla que se decida utilizar debe empacarse en sacos y dejarla en un ambiente húmedo, ventilado, fresco y oscuro con temperatura entre 20°C a 26°C, hasta el crecimiento de los cuerpos fructíferos para su posterior cosecha.

Pruebas de patogenicidad in vitro

Se realizó la extracción de nematodos *Meloidogyne sp.* a partir de raíces de *Cannabis sp.* afectada por este



Figura 2. Escalamiento productivo de *Pleurotus ostreatus* en sustratos. 2A. Cuerpos fructíferos). 2B. Estructuras del microorganismo: micelio, esporas. (fotografías de Bioquirama S.A.S.)

Taba 1. Tratamientos para la evaluación de la patogenicidad de un extracto de *P. ostreatus* en nematodos *Meloidogyne* sp.

Tratamientos	Descripción
1	Testigo, se dispusieron 10 larvas en 500 μ L de agua destilada estéril y se humedeció el papel con 100 μ L de agua estéril para conservar la humedad de la prueba
2 (100%)	Se pusieron 10 larvas J2 del nematodo <i>Meloidogyne</i> sp. en 500 μ L del extracto puro <i>Pleurotus</i> sp. y se humedeció el papel con 100 μ L de agua estéril para conservar la humedad de la prueba
3 (50%)	Se pusieron 10 larvas J2 del nematodo <i>Meloidogyne</i> sp. en 250 μ L de agua de filtro estéril + 250 μ L del extracto de <i>Pleurotus</i> sp. y se humedeció el papel con 100 μ L de agua estéril para conservar la humedad de la prueba
4 (25%)	10 larvas J2 del nematodo <i>Meloidogyne</i> sp. en 375 μ L de agua de filtro estéril + 125 μ L del extracto de <i>Pleurotus</i> sp. y se humedeció el papel con 100 μ L de agua estéril para conservar la humedad

nematodo fitoparásito y se procedió a montar la prueba de patogenicidad con un extracto del hongo *Pleurotus* sp. En una caja de Petri se introdujo un fragmento de papel filtro y un vidrio de reloj, previamente esterilizados; sobre el vidrio de reloj se introdujeron 10 larvas J2 del nematodo *Meloidogyne* sp. y se realizaron los siguientes tratamientos (tabla 1).

En la figura 3 se muestran los resultados, donde el testigo presentó un 100% de supervivencia cuando no se utilizó ningún tratamiento. Se observa como el tratamiento con el extracto puro la respuesta fue inmediata y se observó parálisis y luego vacuolización celular del nematodo lo cual se debió a las toxinas que liberó el hongo al entrar en contacto con los nematodos (ver figuras 4A y 4B respectivamente).

Cuando se utilizaron diluciones al 50% se observó mortalidad del 100% a los 6 días de iniciado el tratamiento, mientras que con la dilución al 25% se

presentó mortalidad del 80% a partir del sexto día. En la figura 4 se observan las larvas J2 de *Meloidogyne* afectadas por la aplicación de los extractos de *P. ostreatus*, donde se muestra la parálisis, muerte y vacuolización.

Conclusiones

Se demostró que los extractos del hongo *P. ostreatus* tienen la capacidad de causar parálisis y muerte de los estados juveniles de nematodos debido a la liberación de las toxinas liberadas por este microorganismo. Se evidenció que el extracto puro tuvo un efecto inmediato en la muerte de los nematodos con un 100% de efectividad; de igual manera, las diluciones al 50% y 25% tuvieron la capacidad de causar la muerte en porcentajes entre el 100% y el 80% respectivamente a los seis días. En tal sentido, los extractos de *P. ostreatus* son una alternativa como agente bionematicida donde

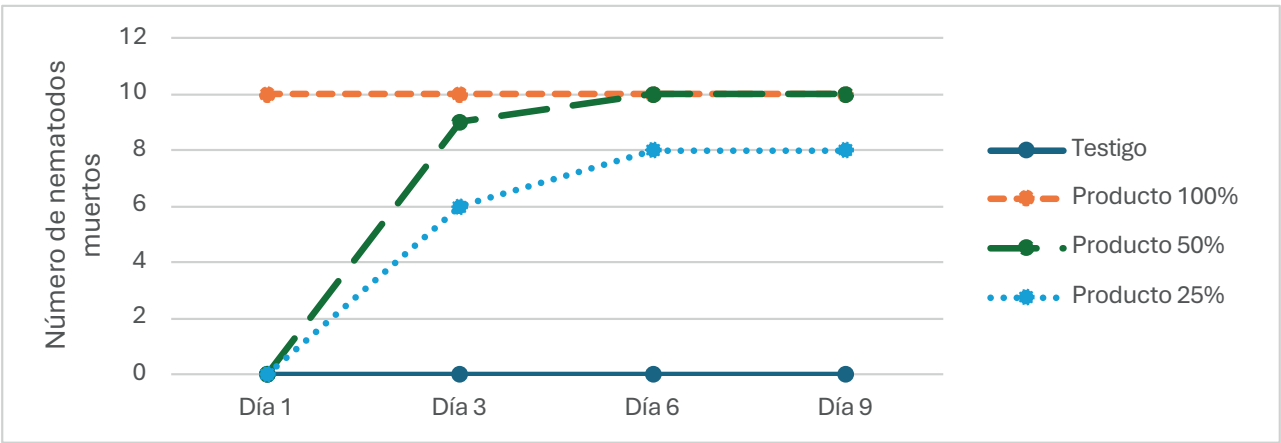


Figura 3. Efecto de diferentes concentraciones de un extracto de *P. ostreatus* en la mortalidad de estados juveniles (J2) del nematodo *Meloidogyne* sp., bajo condiciones in vitro.

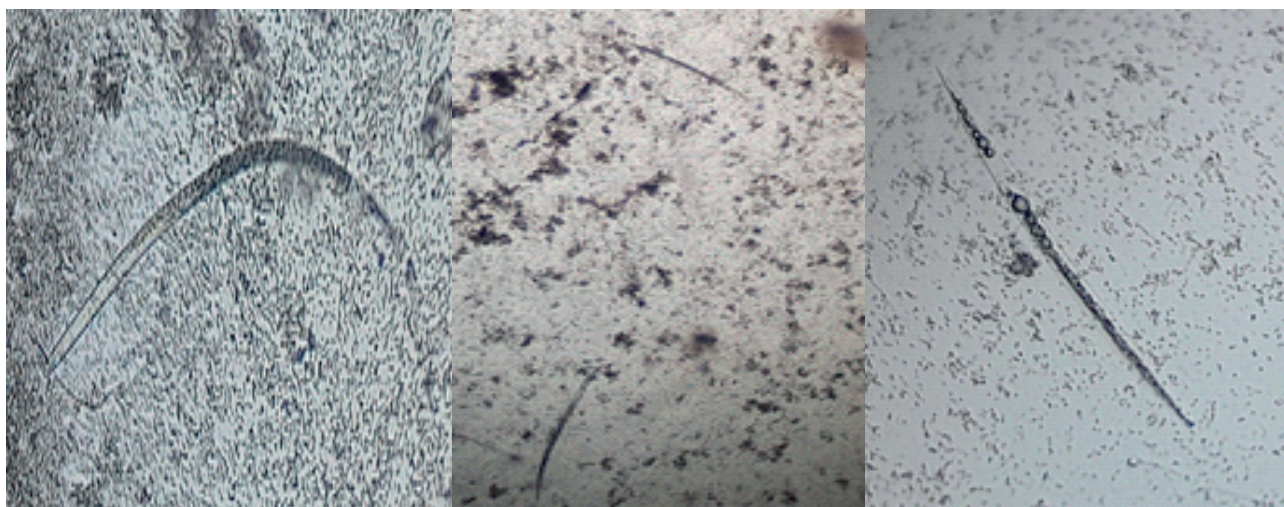


Figura 4. Efecto de la aplicación de extractos de *P. ostreatus* en larvas J2 de *Meloidogyne* sp., donde se observa la parálisis de los nematodos y la vacuolización.

nuestra empresa Bioquirama S.A.S., está realizando de manera exitosa evaluaciones en condiciones de campo para el desarrollo de un producto comercial.

Referencias

Barron, G.L., Thorn, R.G. 1987. Destruction of nematodes by species of *Pleurotus*. Can. J. Bot. 65, 774-778.

Lee, C., Chang, C., Yang, T., Wali, N., Shie, J., Hsueh, Y. 2020. Sensory cilia as the Achilles heel of nematodes when attacked by carnivorous mushrooms. Proc. Natl. Acad. Sci. U.S.A. 117, 6014-6022 (2020).

Mahari, W.A.; Peng, W.; Nam, W.L.; Yang, H.; Lee, X.Y.; Lee, Y.K.; Liew, R.K.; Ma, N.L.; Mohammad, A.; Sonne, C.; et al. 2020. A Review on Valorization of Oyster Mushroom and Waste Generated in the Mushroom Cultivation Industry. J. Hazard. Mater. 400, 123156.

Melanouri, E.-M.; Dedousi, M.; Diamantopoulou, P. 2022. Cultivating *Pleurotus Ostreatus* and *Pleurotus Eryngii* Mushroom Strains on Agro-Industrial Residues

in Solid-State Fermentation. Part I: Screening for Growth, Endoglucanase, Laccase and Biomass Production in the Colonization Phase. Carbon Resour. Convers. 5, 61-70.

Töros, G.; El-Ramady, H.; Béni, Á.; Peles, F.; Gulyás, G.; Czeglédi, L.; Rai, M. Prokisch, J. 2024. *Pleurotus ostreatus* Mushroom: A Promising Feed Supplement in Poultry Farming. Agriculture. 14, 663.

Töros, G.; El-Ramady, H.; Prokisch, J.; Velasco, F.; Llanaj, X.; Nguyen, D.H.; Peles, F. 2010. Modulation of the Gut Microbiota with Prebiotics and Antimicrobial Agents from *Pleurotus ostreatus* Mushroom. Foods 2023, 12-

Truong, B., Okazaki, K., Fukiharu, T. Takeuchi, Y., Futai, F., Le, X., Suzuki, A. 2007. Characterization of the nematocidal toxocyst in *Pleurotus* subgen. *Coremiopleurotus*. Mycoscience. 48:222-230.

Xiang, H. Q., & Feng, Z. X. 2002. Nematicidal activity and elementary characteristics of the crude toxin from *Pleurotus ostreatus*. Scientia Agricultura Sinica, 35(11), 1349-1355.