

**UNIVERSIDAD DE CONCEPCIÓN  
FACULTAD DE AGRONOMÍA**



**ACTIVIDAD INSECTICIDA Y NEMATICIDA DE EXTRACTOS DE HONGOS  
COMESTIBLES**

**POR**

**JORGE NICOLÁS GONZÁLEZ FUENTEALBA**

**MEMORIA PRESENTADA A LA  
FACULTAD DE AGRONOMÍA DE LA  
UNIVERSIDAD DE CONCEPCIÓN  
PARA OPTAR AL TÍTULO DE  
INGENIERO AGRÓNOMO.**

**CONCEPCIÓN – CHILE  
2024**

**UNIVERSIDAD DE CONCEPCIÓN  
FACULTAD DE AGRONOMÍA**

**ACTIVIDAD INSECTICIDA Y NEMATICIDA DE EXTRACTOS DE HONGOS  
COMESTIBLES**

**POR**

**JORGE NICOLÁS GONZÁLEZ FUENTEALBA**

**MEMORIA PRESENTADA A LA  
FACULTAD DE AGRONOMÍA DE LA  
UNIVERSIDAD DE CONCEPCIÓN  
PARA OPTAR AL TÍTULO DE  
INGENIERO AGRÓNOMO.**

**CONCEPCIÓN – CHILE  
2024**

Aprobada por:

Profesor Asociado, Gonzalo Silva A.  
Ing. Agrónomo. M. Sc. Dr.

---

Guía

Profesor Asistente, Karin Albornoz M.  
Ing. Agrónomo. M. Sc. Ph.D.

---

Asesor

Liliana Aguilar M.  
Lic. Biología. M. Sc. Dr.  
INIFAP, México.

---

Asesor Externo

Profesor Asociado, Guillermo Wells M.  
Ing. Agrónomo. M. Sc.

---

Decano

**TABLA DE CONTENIDOS**

	<b>Página</b>
Resumen .....	1
Summary.....	1
Introducción .....	2
Desarrollo y Discusión .....	5
Conclusiones .....	21
Referencias .....	21

**INDICE DE TABLAS**

	<b>Página</b>
Tabla 1 Hongos comestibles con actividad nematicida .....	6
Tabla 2 Hongos comestibles con actividad insecticida.....	8

## **ACTIVIDAD INSECTICIDA Y NEMATICIDA DE EXTRACTOS DE HONGOS COMESTIBLES.**

### **INSECTICIDAL AND NEMATICIDAL ACTIVITY OF EDIBLE MUSHROOM EXTRACTS**

**Palabras índice adicionales:** Biocidas, fungi, agricultura sustentable.

#### **RESUMEN**

Esta monografía revisa el papel de los hongos comestibles en la agricultura, enfocándose en su capacidad para controlar plagas agrícolas además de producir alimentos saludables. Los hongos, pertenecientes al reino Fungi, son organismos heterótrofos que descomponen la materia orgánica y se dispersan a través de esporas y fragmentos de hifas. Los insecticidas sintéticos presentan limitaciones y riesgos para el medio ambiente y la salud del ser humano. Por esto, se busca utilizar hongos comestibles como alternativa biocida segura. Estos hongos no solo son nutritivos, sino que también tienen actividad insecticida y nematocida, siendo una opción no tóxica de control. Además, los hongos comestibles pueden descomponer contaminantes, lo que los hace valiosos para la biorremediación. En resumen, se presenta una lista de hongos comestibles con actividad insecticida y nematocida incorporando sus mecanismos de acción y metabolitos secundarios con propiedades biocidas, los convierten en una alternativa prometedora para disminuir el uso de agroquímicos y fomentar la sostenibilidad en la agricultura.

#### **SUMMARY**

This monograph reviews the role of edible fungi in agriculture, focusing on their ability to control agricultural pests in addition to producing healthy foods. Fungi, belonging to the kingdom Fungi, are heterotrophic organisms that decompose organic matter and disperse through spores and hyphal fragments. Synthetic insecticides present limitations and risks to the environment and human health. For this reason, we seek to use edible mushrooms as a safe biocidal alternative. These fungi are not only nutritious, but also have insecticidal and nematocidal activity,

making them a non-toxic control option. Additionally, edible mushrooms can break down contaminants, making them valuable for bioremediation. In summary, a list of edible mushrooms with insecticidal and nematocidal activity is presented, incorporating their mechanisms of action and secondary metabolites with biocidal properties, making them a promising alternative to reduce the use of agrochemicals and promote sustainability in agriculture.

## **INTRODUCCIÓN**

Los hongos están agrupados en su propio reino llamado Fungi (Castiglia y Kuhar *et al.*, 2013). Hace aproximadamente 1.500 millones de años, los hongos evolucionaron y se separaron de otras formas de vida. Se clasifican como heterótrofos, al obtener su alimento descomponiendo materia orgánica y degradándola con enzimas digestivas para luego asimilar los nutrientes (Marín *et al.*, 2018). En este reino se incluyen los hongos microscópicos o micromicetos como los mohos y levaduras, así como macrohongos o macromicetos, que destacan por producir cuerpos fructíferos (Dávila, 2014).

Los hongos se diseminan principalmente en forma de esporas, las cuales viajan y se dispersan a través del agua, aire, suelo e incluso animales e insectos; además, se propagan por medio de fragmentos de hifas y masas endurecidas de micelio llamadas esclerocios (Garcés de Granada *et al.*, 2003). Según Hawksworth y Lücking (2017), el reino fungi es altamente diverso, estimándose entre 2,2 a 3,8 millones de especies. Hasta el momento, solo se han identificado alrededor de 700.000 especies (Aguirre *et al.*, 2014). Se estima que existen aproximadamente 110.000 especies de macrohongos, clasificadas taxonómicamente en dos filos; Basidiomycota (clase Agaricomycetes) y Ascomycota (clase Pezizomycetes) en el subdominio Dikarya. De estos macrohongos alrededor del 21.679 de todas las especies son científicamente conocidas, incluyendo unas 7.000 especies comestibles (Badalyn y Rapior, 2020). Estos hongos son utilizados en diferentes ámbitos debido a sus múltiples utilidades, como alimentos, levaduras para la fermentación del pan, la producción de vino y cerveza, en la maduración de quesos y el control biológico de plagas agrícolas, entre otras aplicaciones (Atehortúa, 1995).

Tradicionalmente se han utilizado insecticidas sintéticos para controlar las plagas

agrícolas (Estrada y Ramírez, 2019). Sin embargo, estos compuestos se vuelven menos efectivos con el tiempo debido a la resistencia desarrollada por las plagas. Además, muchos insecticidas son tóxicos para personas y animales, y son difíciles de degradar, lo que resulta en su persistencia en el ambiente durante mucho tiempo (Bonifaz, 2012). La composición química y los metabolitos producidos por la degradación de estos insecticidas pueden afectar sus efectos. Por ejemplo, Squillace y Thurman (1992) señalaron que los herbicidas persistentes pueden tardar de dos a seis semanas en degradarse después de su aplicación.

En las últimas décadas, se han implementado restricciones y prohibiciones al uso de agroquímicos debido a regulaciones ambientales, lo que ha motivado la búsqueda de nuevos compuestos selectivos y respetuosos con el ambiente (Pérez *et al.*, 2013). El uso de compuestos sintéticos plantea preocupaciones sobre la seguridad de los alimentos y los efectos adversos en organismos no blanco, lo que podría afectar a los organismos benéficos que actúan como antagonistas de las plagas (Franco *et al.*, 2013).

El daño causado por las plagas agrícolas a los cultivos representa una seria amenaza para el sector agrícola, con pérdidas anuales de casi \$470 mil millones. Sin embargo, solo el 5,0 % del mercado global de productos fitosanitarios está compuesto por bioplaguicidas, es decir, productos biológicos para el control de plagas agrícolas a base de hongos (entopatógenos y antagonistas), insectos entomófagos, bacterias, nematos y virus entomopatógeno (García de León y Mier, 2010). Afortunadamente la industria del biocontrol está experimentando un crecimiento anual de 8,0 % a 12 % y se estima que alcanzará un valor de US \$7 billones para el año 2025 (Gómez *et al.*, 2018; Hyde *et al.*, 2019).

En estudios de campo se ha observado que los cuerpos fructíferos de muchos hongos superiores rara vez son parasitados por insectos, lo que sugiere que pueden contener compuestos tóxicos para los insectos nocivos (Noshad *et al.*, 2015). Al mismo tiempo, los metabolitos secundarios aislados de los basidiomicetos han sido objeto de investigación para estudiar su actividad biológica y su potencial como insecticidas (Ramírez, 2013). Estos hongos desempeñan un papel importante en la naturaleza, ya que algunos de ellos son capaces de descomponer la lignina y

transformar contaminantes ambientales en sustancias más simples (Agrios, 2005; Ramírez, 2013). Sin embargo, algunos hongos basidiomicetos también pueden causar daños a las plantas, como las especies que causan royas y carbones (Agrios, 2005).

Se han identificado varios compuestos en este grupo de hongos, como alcaloides, terpenos, policétidos, polisacáridos y ácidos grasos, que han demostrado actividad citotóxica en líneas celulares y actividad insecticida en diferentes modelos biológicos (Dávila, 2014). Por ejemplo, las estrobilurinas extraídas del hongo *Strobilurus tenacellus* han demostrado acción fungicida al inhibir la respiración celular de hongos fitopatógenos (Zakharychev y Kovalenko, 1998). Las estrobilurinas son ampliamente utilizadas en todo el mundo para el control de hongos patógenos en cultivos agrícolas (Gullino *et al.*, 2000).

En este estudio se investigó la actividad insecticida y nematocida de hongos comestibles, centrándose en sus propiedades biocidas y su importancia en el control de plagas agrícolas (Jafarpour *et al.*, 2011; Zhang *et al.*, 2002). Se ha demostrado que estos hongos son ricos en aminoácidos esenciales, fibra dietética y vitaminas C y B (Singh *et al.*, 2014), lo que los convierte en una fuente valiosa de nutrientes. Además, su alta eficiencia biológica permite obtener una mayor producción utilizando una cantidad mínima de sustrato. Es por esto que los hongos comestibles podrían tener un doble uso al proporcionar alimentos nutritivos y sus residuos se pueden utilizar para el control de plagas agrícolas.

Estas propiedades se atribuyen a proteínas como lectinas o hemolisinas, enzimas y péptidos (Moreno *et al.*, 2010; Paiva *et al.*, 2012), que son importantes en las plantas como mecanismo de defensa contra los patógenos (Jaber *et al.*, 2012). Varios estudios han demostrado que estas proteínas son tóxicas para distintos órdenes de insectos, incluyendo Lepidóptera (Czapla y Lang, 1990), Coleóptera (Gatehouse *et al.*, 1984; Czapla y Lang, 1990) y Homóptera (Powell *et al.*, 1993; Sauvion *et al.*, 1996). Además, se han estudiado las lectinas fúngicas contra patógenos, especialmente en insectos plaga (Karimi *et al.*, 2007 y 2012; Hamshou *et al.*, 2010; Francis *et al.*, 2011). Las lectinas del hongo *Crisenteron xerocomus* han mostrado actividad insecticida en algunos insectos como *Drosophila melanogaster*,

*Myzus persicae* y *Acyrtosipon pisum* (Trigueros *et al.*, 2003; Karimi *et al.*, 2007; Jaber *et al.*, 2008). Igualmente, *Clitocybe nebularis* posee una gran variedad de lectinas con actividades biológicas versátiles que incluyen efecto insecticida (Pohleven *et al.*, 2011). Además de su actividad insecticida, se ha descubierto que algunos hongos comestibles también tienen efecto nematófago y antihelmíntico. Estos hongos tienen la capacidad de desarrollar órganos especializados para capturar y eliminar los nematodos (Aguilar, 2012; Márquez, 2007), formando trampas con su micelio con el que capturan, matan y se alimentan de nemátodos de vida libre, huevos y estadios larvarios (Braga y Araujo, 2014; Yang *et al.*, 2007), utilizando enzimas hidrolíticas y fuerza mecánica. Los hongos digieren la cutícula del nematodo y lo inmovilizan (Cruz *et al.*, 2009; Paz-Silva *et al.*, 2019).

En particular, las especies del género *Pleurotus* spp. han mostrado efecto nematicida contra nematodos como *Meloidogyne* spp. y *Radopholus* spp. Se ha observado una disminución en la población de nematodos y un efecto nematostático, es decir, inmovilidad, lo que indica un control preventivo (Sierra, 2014). Esta monografía analiza las propiedades biocidas de hongos comestibles y su importancia en el control de plagas agrícolas ofreciendo una alternativa no tóxica para el control de plagas de importancia agrícola.

## **DESARROLLO Y DISCUSIÓN**

### **Capítulo I. Identificación de los hongos comestibles con actividad insecticida y nematicida**

En el grupo de los hongos basidiomicetos, se estima que existen alrededor de 7.000 especies comestibles (Badalyan y Rapior, 2020). De estas, se ha deportado que unas 750 tienen actividad insecticida, aunque hasta el año 1998 solo se habían utilizado 12 especies como micoinsecticidas (Wraight y Carruthers, 1998). Entre los grupos más importantes de hongos basidiomicetos que atacan insectos se encuentran *Conidiobolus*, *Erynia* y *Entomophthora*, que atacan pulgones. Además, *Zoopphthora* atacan pulgones, larvas y escarabajos, y *Entomophaga* ataca saltamontes y larvas (Rubio y Fereres, 2005).

Se han descrito aproximadamente 700 especies de hongos nematófagos en taxones fúngicos como *Mucoromycota*, *Basidiomycota*, *Ascomycota* y

*Chytridiomycota* (Degenkolb y Vilcinskis, 2016).

En las Tablas 1 y 2 se presenta un resumen de los hongos comestibles estudiados a nivel de campo y laboratorio con actividad nematocida e insecticida respectivamente:

Tabla 1. Hongos comestibles con actividad nematocida

<b>Género</b>	<b>Nombre científico</b>	<b>Objetivo blanco</b>	<b>Estadio</b>	<b>Referencia</b>
<i>Stropharia</i>	<i>Estropharia</i> sp.	<i>P. redivivus</i> y <i>M. incognita</i>	Larvas	Chuixu <i>et al.</i> , 2013
<i>Agaricus</i>	<i>Agaricus blazei</i>	<i>H. contortus</i>	Huevos	Vieira <i>et al.</i> , 2017
		<i>M. javanica</i> y <i>M. incognita</i>	Huevos	Sufiate <i>et al.</i> , 2017; Ching y Wang, 2014; Yang <i>et al.</i> , 2023
		<i>H. contortus</i>	Huevos y larvas	Cruz-Arévalo <i>et al.</i> , 2018
<i>Hypsizygus</i>	<i>Hypsizygus marmoreus</i>	<i>P. redivivus</i>	Larvas	Soares <i>et al.</i> , 2019
		<i>Haemonchus</i> spp., <i>Cooperia</i> spp. y <i>Oesophagostomum</i> spp	Larvas	Soares <i>et al.</i> , 2019
<i>Flammulina</i>	<i>Flammulina velutipes</i>	<i>Panagrellus</i> sp.	Larvas	Ferreira <i>et al.</i> , 2019
<i>Neolentinus</i>	<i>Neolentinus ponderosus</i>	<i>H. contortus</i>		Montañez <i>et al.</i> , 2021
<i>Lentinula</i>	<i>Lentinula edodes</i>	<i>H. contortus</i>	Huevos y larvas	Pineda <i>et al.</i> , 2021
<i>Marasmius</i>	<i>Marasmius oréades</i>	<i>C. elegans</i> y ameba <i>A. castellanii</i>		Wohlschlage <i>et al.</i> , 2011
<i>Coprinus</i>	<i>Coprinus comatus</i>	<i>Meloidogyne arenaria</i>	Juveniles	Luo <i>et al.</i> , 2004

Tabla 1. Hongos comestibles con actividad nematocida (continuación)

<b>Género</b>	<b>Nombre científico</b>	<b>Objetivo blanco</b>	<b>Estadio</b>	<b>Referencia</b>
<i>Pleurotus</i>	<i>Pleurotus ostreatus</i>	<i>Ditylenchus dipsaci</i> y <i>Panagrellus redivivus</i>	Larvas	Aldaz, 2018
		<i>Passalurus</i> sp. y <i>Meloidogyne</i> sp.		Alvear, 2018
		<i>Rabditoide</i>	Larvas	Thorn y Barron, 1984; Barron y Thorn, 1987
		<i>Panagrellus</i> sp.	Larvas	Kwok <i>et al.</i> , 1992
		<i>M. javanica</i>	Juveniles	Heydari <i>et al.</i> , 2006; Cedillo, 2006
		<i>Haemonchus contortus</i>	Larvas y Huevos	Comans, 2014; Díaz, 2015; Cedillo, 2016
		<i>Panagrellus</i> sp.	Larvas	Genier <i>et al.</i> , 2015
		<i>Ditylenchus dipsaci</i>	Larvas	Aldaz, 2018
		<i>Meloidogyne</i> spp. y <i>Radopholus</i> spp.		Sierra, 2014
		<i>Meloidogyne incognita</i>	Larvas	Okorie <i>et al.</i> , 2011
		<i>M. incognita</i>		Ching y Wang, 2014
		<i>M. incognita</i>	Huevos y adultos	Abbasi <i>et al.</i> , 2014
	<i>Pleurotus pulmonarius</i>	<i>Caenorhabditis elegans</i>	Larvas	Stadler <i>et al.</i> , 1994
	<i>Pleurotus djamor</i>	<i>H. contortus</i>	Larvas y huevos	Pineda <i>et al.</i> , 2017; González- Cortazar <i>et al.</i> , 2020
	<i>Pleurotus ferulae</i>	<i>Bursaphelenchus xylophilus</i>		Li <i>et al.</i> , 2007
	<i>Pleurotus cystidiosus</i>	<i>B. xylophilus</i>		Truong <i>et al.</i> , 2007
	<i>Pleurotus eryngii</i>	<i>Panagrellus</i> sp.	Larvas	Sufiate <i>et al.</i> , 2017

Tabla 2. Hongos comestibles con actividad insecticida

<b>Género</b>	<b>Nombre científico</b>	<b>O.blanco</b>	<b>Referencia</b>
<i>Trametes</i>	<i>Pycnoporus cinnabarinus</i>	<i>Drosophila melanogaster</i>	Dávila, 2014
		<i>Spodoptera frugiperda</i> y <i>Diatraea magnifactella</i>	Hernández, 2022
		<i>D. magnifactella</i> (larvas)	Díaz-Godínez et al., 2016
<i>Cordyceps</i>	<i>Cordyceps</i> sp.	Coleópteros, lepidópteros	Pérez et al., 2017
<i>Cantharellus</i>	<i>Cantharellus cibarius</i>	<i>S. zeamais</i>	Masota et al., 2017
<i>Lepista</i>	<i>Lepista nuda</i>	<i>D. melanogaster</i>	Wang et al., 2002
<i>Boletus</i>	<i>Boletus aereus</i>	<i>D. melanogaster</i>	Wang et al., 2002
	<i>Boletus aemillii</i>	<i>D. melanogaster</i>	Wang et al., 2002
<i>Hygrophoropsis</i>	<i>Hygrophoropsis aurantiaca</i>	<i>D. melanogaster</i>	Wang et al., 2002
<i>Clitocybe</i>	<i>Clitocybe nebularis</i>	<i>D. melanogaster</i>	Wang et al., 2002
<i>Polyporus</i>	<i>Polyporus squamosus</i>	<i>D. melanogaster</i>	Wang et al., 2012
<i>Clitopilus</i>	<i>Clitopilus prunulus</i>	<i>D. melanogaster</i>	Wang et al., 2002
<i>Artomyces</i>	<i>Artomyces cristatus</i>	<i>D. melanogaster</i>	Wang et al., 2002
	<i>Hygrophorus chrysodon</i>	<i>D. melanogaster</i>	Wang et al., 2002

Tabla 2. Hongos comestibles con actividad insecticida (continuación)

Género	Hongos	O.blanco	Referencia
<i>Xerocomus</i>	<i>Xerocomus badius</i>	<i>D. melanogaster</i>	Wang <i>et al.</i> , 2002
	<i>Xerocomus chrysenteron</i>	<i>D. melanogaster</i>	Wang <i>et al.</i> , 2002
	<i>Xerocomus subtomentosus</i>	<i>D. melanogaster</i>	Wang <i>et al.</i> , 2002
	<i>Xerocomus chrysenteron</i>	Dípteros <i>Drosophila melanogaster</i> y hemípteros, <i>Acyrtosiphon pisum</i>	Trigueros <i>et al.</i> , 2003
<i>Pleurotus</i>	<i>Pleurotus sapidus</i>	<i>S. zeamais</i> y <i>F. verticillioides</i>	Beato, 2019
	<i>Pleurotus ostreatus</i>	<i>Sithopilus zeamais motschulsky</i>	Pino <i>et al.</i> , 2019
		<i>Tribolium castaneum</i>	Rahman <i>et al.</i> , 2011
		Áfidos	Noshad <i>et al.</i> , 2015

No obstante, se ha investigado principalmente el uso de hongos comestibles para el control de nemátodos gastrointestinales (GINs), especialmente en ovinos (Pineda *et al.*, 2021). Se conocen varias especies de basidiomicetos que capturan y consumen nemátodos como fuente de nitrógeno para su crecimiento (Thorn y Barrom, 1984; Aldaz, 2018). De algunas especies comestibles se han identificado diversos compuestos nematotóxicos, como ácidos grasos, alcaloides, compuestos peptídicos, terpenos, taninos condensados, compuestos fenólicos y proteasas entre otros. Hasta el año 2013, se habían identificado 23 especies del género *Pleurotus* spp. con actividad nematocida (Cruz-Arévalo *et al.*, 2020).

Se ha prestado especial atención a las especies del género *Pleurotus* sp., en particular la especie *P. ostreatus*, debido a que este hongo forma hifas, capaces de sintetizar y liberar toxinas que inactivan a los nemátodos al entrar en contacto, provocando que contraigan sus cabezas. Posteriormente, las hifas del hongo invaden al microorganismo y lo digieren en un periodo de dos a tres días; aunque

la capacidad nematocida varía según la especie de *Pleurotus* (Sierra, 2014; Aldaz, 2018). En un estudio realizado con *P. ostreatus*, se observó que una toxina llamada NRRL 3562 inmovilizaba al 95 % de nemátodos de *P. redivivus* en una concentración de 300 ppm después de una hora. Esta toxina se identificó como ácido trans-2-decenedioico (Kwok *et al.*, 1992). Además, estudios *in vitro* han demostrado (Mamiya *et al.*, 2005) que los hongos *P. ostreatus*, *P. pulmonarius* y *P. eryngii* son capaces de inmovilizar y matar al nematodo *Bursaphelenchus xylophilus* (Heydari *et al.*, 2006; Aldaz, 2018). Las enzimas lipogenasas fúngicas presentes en el micelio de *Pleurotus sapidus* también han mostrado convertir diferencialmente los isómeros estructurales  $\alpha$  y  $\beta$  pineno, en compuestos volátiles con actividad bioplaguicida sobre *Sitophilus zeamais* y *F. verticilloides*, plagas del maíz (Beato, 2019). Según Barron y Thorn (1987), las hifas de *P. ostreatus* producen células secretoras de toxinas a lo largo de las hifas más antiguas, mientras que las jóvenes casi no producen toxinas (Aldaz, 2018). Otro estudio realizado por Pino *et al.* (2019) evaluó diferentes extractos de *P. ostreatus* con solventes de diferentes polaridades (hexano > metanol > acetato de etilo > agua destilada) para el control de adultos de *S. zeamais*, destacándose el extracto en acetato de etilo con una toxicidad fumigante superior a 70 % a una concentración de 20  $\mu\text{L}$  0,15  $\text{L}^{-1}$  aire. Asimismo, extractos de *P. djamor* mostraron efecto nematocida contra *H. contortus* en ensayos *in vitro* e *in vivo*, con una inhibición del 100 % de la eclosión de huevos a partir de 5  $\text{mg mL}^{-1}$  y una actividad larvicida superior al 97,2 % a las 24 horas a una concentración de 20  $\text{mL}^{-1}$  (González *et al.*, 2020). Además, se ha reportado que compuestos de *P. djamor*, como ácidos grasos, ácido pentadecanoico y un terpeno llamado  $\beta$ -sitosterol, tienen actividad ovicida o larvicida. El hongo comestible Shiitake (*Lentinula edodes*), ha presentado efecto nematocida contra *H. contortus*, sugiriendo que contiene metabolitos con actividad larvicida y ovicida (Pineda *et al.*, 2017; Pineda *et al.*, 2020).

Alrededor de diez especies de los géneros de hongos *Hohenbuehelia*, *Pleurotus* y *Resupinatus* se adhieren a los nematodos y producen toxinas. El hongo *P. eryngii* puede sintetizar toxinas que son efectivas contra *Meloidogyne javanica*, *Heterodera schachtii* y *Bursaphelenchus xylophilus* (Mamiya *et al.*, 2005).

De *Xerocomus chrysenteron* (Trigueros *et al.*, 2003) se aisló la primera lectina reportada con actividad insecticida además de otros compuestos como los sesquiterpenos marasmanos, especialmente isovelleral, especies de *Lactarius* ssp., que conforma el sistema de defensa de dicho hongo, cuando es ingerido. Otro compuesto aislado de este género es el 3-O-ethylfurandiol (Dávila, 2014), que según Sterner *et al.* (1985) muestra una alta actividad contra insectos. Para *N. ponderosus*, la biomasa obtenida del cultivo líquido presenta moléculas con actividad nematocida. Un extracto hidroalcohólico elaborado a partir de biomasa ha mostrado hasta un 97 % de mortalidad *in vitro* a las 72 horas, utilizando una concentración de 3,4 mg mL<sup>-1</sup> de larvas infectantes (Montañez *et al.*, 2021).

## **Capítulo II. Aspectos generales de la composición y modo de acción de las toxinas y metabolitos secundarios de los hongos comestibles**

Uno de los metabolitos secundarios más estudiados por su actividad insecticida y nematocida son las lectinas. En una revisión de Singh *et al.* (2014), se reportaron 336 tipos de lectinas de hongos. Al comparar la lista con los hongos comestibles señalados por Boa (2004) en lo que corresponde a especies silvestres se identificaron alrededor de 144 lectinas de hongos comestibles, 38 de hongos venenosos y 30 de hongos que pueden usarse con fines medicinales y/o alimentarios. En general, la purificación de lectinas de hongos comestibles emplea protocolos de purificación tradicionales que incluyen precipitación con sal, cromatografía de intercambio iónico, FPLC y un filtrado en gel, a veces combinado con cromatografía de afinidad (Singh *et al.*, 2014). Se ha propuesto que las lectinas de cuerpos fructíferos actúan como proteínas efectoras en la defensa de los hongos contra parásitos y depredadores (Wohlschlage *et al.*, 2011).

Analógicamente se demostró que el principal modo de acción de los hongos entomopatógenos es producir esporas pegajosas para asegurar la adhesión al cuerpo del huésped. El mecanismo de adhesión de los conidios se debe a sus propiedades hidrofóbicas, que presentan interacciones proteicas con el exoesqueleto hidrofóbico del huésped susceptible. Las esporas germinan rápidamente e inician la penetración del exoesqueleto del insecto y las células fúngicas se multiplican en el interior del hemocele del cuerpo huésped, aumentando

la presión de esporas en condiciones ambientales favorables. Se requiere de un alto número de esporas para asegurar la infección, con un mínimo de  $1 \times 10^8$  a  $1 \times 10^9$  conidios  $\text{mL}^{-1}$  (Roy *et al.*, 2006; Inglis *et al.*, 2012; Hyde *et al.*, 2019). Por otra parte, el mecanismo químico consiste en una acción enzimática, principalmente proteasas, lipasas y quitinasas las cuales causan descomposición del tejido en la zona de penetración (Russo, 2017). En muchos casos este proceso es acompañado por la liberación de metabolitos secundarios con actividad insecticida (toxinas peptídicas) que aceleran la muerte del insecto. Otra forma por la cual el hongo puede causar la muerte del insecto es por su capacidad de sintetizar toxinas que son utilizadas en el ciclo de la relación patógeno hospedante. Entre estas toxinas destacan la destruxinas (demetildextruxina y protodextruxina) cuyo modo de acción consiste en inhibir la síntesis de ADN, ARN y proteínas en las células de los insectos. Además, son sustancias de baja toxicidad, pero de mucha actividad tóxica sobre insectos, ácaros y nemátodos. La mayor rapidez de muerte de insecto se produce cuando es afectado por un hongo que produce grandes cantidades de toxinas, ya que se adiciona la toxemia a la destrucción de los tejidos y las deficiencias nutricionales (González *et al.*, 2012).

Es importante destacar que la muerte del insecto se debe a una combinación de tres factores que actúan conjuntamente: 1) la producción de toxinas por parte del hongo, 2) la obstrucción física de la circulación de la hemolinfa por el sistema circulatorio del insecto y 3) la privación de nutrientes.

Una vez que el hongo ha penetrado en el hemocele del insecto inicia un crecimiento micelial masivo en el interior del cuerpo del insecto invadiendo los órganos y tejidos lo que ocasiona que las hifas penetren la cutícula desde el interior del insecto y emergen a la superficie iniciando la formación de conidios con lo que puede completar el ciclo infectivo (Russo, 2017). Thorn y Barron (1987) descubrieron que el ataque del micelio de los hongos comestibles contra nemátodos con relación a la actividad nematicida, se atribuye que las hifas del micelio contienen una toxina llamada "ostreanina" secretada por células especializadas y tras ponerse en contacto con la toxina este con rapidez es inmovilizado y posteriormente las hifas del hongo crecen quimiotropicamente a través del interior (boca) del nematodo el

cual finalmente es digerido por el hongo. Esta situación se encontró en un aislamiento y se caracterizó la estructura química de una nematoxina llamada “NRRL 3562” del hongo *P. ostreatus* contra el nematodo *P. redivivus* (Millán *et al.*, 2019).

Los hongos entomopatógenos también producen metabolitos secundarios que pueden actuar como toxinas con efecto insecticida. Los protoplastos producen estos compuestos para debilitar los mecanismos de defensa, causando una muerte rápida. Estos hongos producen toxinas más efectivas para matar a los insectos huéspedes en comparación con aquellas cepas que no producen tales metabolitos (Hyde *et al.*, 2019). Un ejemplo de estos modos de acción es la investigación de Barron y Thorn (1987), quienes señalan que el tiempo necesario para iniciar la infección depende de la distancia en que las hifas deben crecer para alcanzar al huésped. Del mismo modo, Kwok *et al.* (1992) concluyeron que la toxina de *P. ostreatus* NRRL 3526 inmoviliza hasta el 95 % de los nemátodos *P. redivivus* en 1 hora a 300 ppm de concentración (Alvear, 2018). Conjuntamente Comans *et al.* (2021) demostraron que las cepas de hongos con mayor actividad antihelmíntica en forma de extracto o micelio fueron *P. eryngii* y *P. ostreatus*; sin embargo, hay que considerar los medios de cultivo en que creció el micelio de los hongos comestibles, ya que estos factores influyen en la producción de los metabolitos secundarios. A su vez un estudio realizado por Wohlschlagge *et al.* (2011) sobre el hongo comestible *Marasmius oreades* propuso que la lectina *Marasmius oreades* aglutinina (MOA) presenta toxicidad contra el nematodo *Caenorhabditis elegans*, la cual depende de la unión de MOA a los glucoesfingolípidos del gusano a través de su dominio de lectina. Además, MOA inhibe el desarrollo de *C. elegans* y el crecimiento de amebas de la especie *Acanthamoeba castellanii* según su capacidad de unión a carbohidratos. Los cambios morfológicos en los nemátodos intoxicados con MOA incluyeron un agrandamiento del lumen intestinal, efecto que se indicó anteriormente para las lectinas fúngicas CGL2 de *Coprinopsis cinerea* y en la toxina cristalina Cry5B de *B. thuringensis*; estos resultados sugieren que la unión de la lectina a un glicano objetivo en el gusano del epitelio intestinal es esencial para la nematoxicidad (Wohlschlagge *et al.*, 2011). De igual modo un estudio realizado por

Ramírez (2013) con el hongo comestible *L. edodes* menciona que una lectina denominada “Lentina” es capaz de recuperar o aumentar la respuesta y la proliferación de células implicadas en los mecanismos de defensa incrementando la resistencia del hospedante contra varios tipos de enfermedades. Así mismo Pineda *et al.* (2021), evaluaron diferentes extractos denominados LeAcu, LeMeOH y LeAceot obteniendo que el extracto con mayor mortalidad (68,84 %) fue LeAcu. Las diferencias entre los extractos se deben probablemente a la polaridad de los compuestos presentes en cada uno, ya que se encuentran más compuestos polares en el extracto de LeAcu, mientras que hay compuestos menos polares en el de LeAceOt. Una respuesta similar obtuvo González-Cortazar *et al.* (2018), quienes evaluaron un extracto acuoso, una fracción acuosa y una fracción de acetato de etilo de *Lysiloma acapulcensis* contra *H. contortus* encontrando que el extracto acuoso provocó un 19 % de inhibición, la fracción acuosa un 7,7 % y la fracción de acetato de etilo el 100 %. Los principales compuestos de los extractos de *L. edodes* pueden corresponder al tipo fenólico, cumarina, flavonoide y terpenos que podrían ser los responsables de la actividad nematocida contra *Haemonchus contortus* (Pineda *et al.*, 2021).

En este contexto, es importante considerar que los nemátodos fitófagos que portan un estilete no pueden ingerir esporas fúngicas mientras que los nemátodos microbiófagos sapróficos pueden absorber esporas por vía oral. Esta distinción afecta en gran medida la elección del agente de biocontrol a aplicar (Degenkolb y Vilcinskis, 2016).

### **Capítulo III. Caracterización y factores que influyen en las toxinas y metabolitos secundarios de hongos comestibles**

La utilización exitosa de cepas de hongos entomopatógenos depende de varios factores, como el nivel de virulencia, la eficiencia de producción y el nivel de seguridad para los humanos y otras especies no blanco. La virulencia depende de un complejo de factores, como la hidrofobicidad de las esporas, que está involucrada en la adhesión conidial, la polaridad de la germinación de las esporas, siendo las más virulentas las unidireccionales más que las multidireccionales, la presencia de enzimas hidrolíticas para romper la pared de defensa del huésped y la

sensibilidad a factores abióticos como la temperatura y humedad (Hyde *et al.*, 2019).

Estas limitantes pueden ser contrarrestadas con el uso de aditivos como: protectores solares, aceites y antidesecantes, por lo que se requieren de condiciones de almacenamiento más exigentes que las moléculas inorgánicas para evitar que pierdan su patogenicidad (González *et al.*, 2012). La gran dependencia de la humedad es el mayor factor limitante que presentan los hongos, ya que para que se produzca la germinación y esporulación fuera del hospedante se requieren valores de humedad relativa superiores al 90 % (Estrada y Ramírez, 2019).

Igualmente se debe considerar técnicas para aumentar la eficacia de los micoinsecticidas ya que además larvas de insectos generalmente se incrustan en los tejidos de las plantas o en el suelo y no se alimentan de los cultivos; además frecuentemente no permanecen en una ubicación específica por lo que la aplicación por aspersión puede ser poco efectiva. En consecuencia, las formulaciones granulares que revisten esporas secas sobre salvado o granos, o el secado y la fragmentación de micelio para retener las esporas en el almidón, pueden ser métodos efectivos para tratar insectos en el campo ya que aumenta la precisión y la eficiencia de la aspersión (Hyde *et al.*, 2019).

Existen varias formas de aumentar la eficacia de los micoinsecticidas, aunque según Lacey y Kaya, (2007) las aplicaciones preventivas no son muy eficientes ya que los residuos no son duraderos y por lo tanto deben aplicarse solo cuando se encuentra presente la plaga objetivo. Estos micoinsecticidas deben aplicarse antes de que la población de la plaga alcance su punto más alto por lo que es esencial una aplicación temprana. Además, es importante identificar el ciclo de vida del huésped para que este tenga un mayor tiempo en contacto con las esporas lo que también podría aumentar la eficacia. A su vez, los micoinsecticidas no deben aplicarse durante sequías porque las condiciones ambientales no son favorables para la germinación de esporas (Hyde *et al.*, 2019).

En los hongos la producción de metabolitos se debe principalmente a su carácter heterótrofo, por lo que su biogénesis está condicionada al tipo de nutrientes propios del sustrato donde se desarrollan y las condiciones climáticas que pueden alterar y cambiar su metabolismo (Dávila, 2014). Estos hongos presentan grados variables

de especificidad pudiendo ser específicos a nivel de familia o especies muy relacionadas mientras que las cepas, pueden serlo a nivel de especie, sin afectar a los enemigos naturales y si el entomopatógeno encuentra las condiciones adecuadas para introducirse y colonizar un ecosistema, se reproduce y renueva en forma continua, volviéndose persistente (González *et al.*, 2012).

Es importante conocer con qué tipo de extractos se realizarán los bioensayos con hongos comestibles ya que los diferentes metabolitos de estos interactúan o se extraen mejor con ciertos solventes como lo señaló Pino *et al.* (2019). Sin embargo, los resultados que obtuvieron estos autores no coinciden con Rahman *et al.* (2011), quienes con extractos del mismo hongo *P. ostreatus* pero usando éter de petróleo, cloroformo y metanol obtuvieron una alta toxicidad contra adultos de *T. castaneum*, la cual aumentó a medida que se prolongó el tiempo de exposición. La baja mortalidad obtenida por Pino *et al.* (2019), podría deberse al proceso con que se extrajeron los componentes responsables de la actividad insecticida, o a que las concentraciones empleadas y el tiempo de exposición fueron insuficientes. Por otra parte, un bioensayo realizado por Pineda (2021) con basidiomas de *L. edodes* demostró que el extracto acuoso fue el más activo (69 %), pero sus fracciones no mostraron actividad larvicida.

En una investigación realizada por Labastida (2019), se estudió el efecto antihelmíntico de hongos no comestibles utilizando diferentes medios de cultivo como papa dextrosa y Czapek Dox, inoculados con filtrados de los hongos comestibles obteniéndose que los filtrados con extracto de larvas de *H. contortus* alcanzaron una actividad nematocida superior a los filtrados obtenidos de los hongos sin inductor. Sin embargo, se encontró que en el medio Czapek Dox enriquecido con el extracto crudo de larvas de *H. contortus* como inductor de la morfogénesis potencializó la actividad nematocida en el 75 % de los filtrados. Específicamente, se observó que el filtrado de *D. flagrans* tuvo 80,57 % de mortalidad, siendo el más efectivo de todos los hongos evaluados.

#### **Capítulo IV. Beneficios del empleo de toxinas y metabolitos secundarios de hongos comestibles para la agroindustria y el ambiente**

Los beneficios del uso de micotoxinas corresponden al área del control biológico en

el cual se utilizan organismos benéficos para combatir a aquellos que causan daño. A su vez, con la aplicación de estas técnicas se evita la interrupción de los ciclos biológicos, aparición de plagas resistentes, daños ambientales, además de que la relación costo beneficio es favorable. Este método alternativo para combatir plagas es un método ecológico que utiliza organismos vivos (sus metabolitos o subproductos), para reducir o eliminar las poblaciones plagas, insectos y patógenos de cultivos. Los hongos son los organismos más utilizados para el control biológico, los cuales presentan diversos mecanismos de ataque, entre los cuales se destacan los hongos entomopatógenos y los nematófagos (Aldaz, 2018). Desde un punto de vista económico, un enemigo natural efectivo es aquel capaz de regular la densidad de la población de una plaga y mantenerla en niveles bajo el umbral económico requerido para el cultivo. A nivel ecológico, un enemigo natural debe tener atributos como: adaptabilidad, especificidad, alta capacidad de crecimiento poblacional, capacidad de búsqueda, sincronización, posibilidad de cultivo *in vitro*, sobrevivencia en condiciones poco favorables y capacidad de cambios funcionales dependientes de la densidad de la plaga (DeBach y Huffaker, 1971). Otra ventaja importante que presentan es que la infección generalmente se produce por contacto, a través del tegumento de los insectos no siendo necesaria su ingesta, correspondiendo esto a un factor importante en programas de control de insectos (Russo, 2017). Tanto insectos como hongos, nematodos y malezas puede ser sujetos al control biológico, los cuales pueden ser: depredadores, parasíticos o antagonistas (Estrada y Ramírez, 2019).

Entre las problemáticas que tiene el uso excesivo de nematicidas tradicionales es que estos desarrollan resistencia en las plagas además de bioacumularse en el ambiente donde se aplican, lo cual provoca un aumento en los gastos por parte del agricultor debido a la necesidad de realizar una mayor cantidad aplicaciones. Por tanto, es necesario realizar nuevas estrategias que se basen en el uso de principios ecológicos para aprovechar al máximo los beneficios de la biodiversidad (Alvear, 2018).

Con el fin de minimizar estas consecuencias desfavorables, se ha propuesto disminuir el uso de los plaguicidas convencionales y desarrollar nuevas estrategias

para un manejo integrado de plagas (MIP). El MIP surge a finales de los años 50 y ha ido evolucionando a lo largo de los años. Actualmente se define como la aplicación lógica de un conjunto de medidas biotecnológicas, biológicas, químicas de cultivos o selección de vegetales, limitando al mínimo el uso de productos fitosanitarios químicos, para mantener bajos niveles de la población plaga que producen daños o pérdidas desde un punto de vista económico. Por lo tanto, el MIP implica tres niveles del ecosistema agrícola 1) el propio cultivo, 2) plagas asociadas a ese cultivo, 3) organismos antagonistas de esas plagas; es decir, el MIP siempre da prioridad a los procedimientos no químicos y solo se justifica cuando el nivel de plaga sobrepasa un umbral de tolerancia económica (González *et al.*, 2012; Pérez, 2000).

Otros de los beneficios y utilidades que se les puede dar al uso de los hongos comestibles es su doble propósito ya sea para la producción de un alimento con un alto valor nutricional, por su alto porcentaje de proteínas esenciales y sus propiedades nutraceuticas y al mismo tiempo aprovechar los residuos de la producción de estos para sintetizar metabolitos o reutilizar los productos de la industria agrícola como son los rastrojos de cultivos como la cebada, avena, maíz, fréjol y pastos, entre otros cultivos, conjuntamente con residuos forestales como aserrines y cortezas de árboles, para producir un alimento con un alto valor proteico a bajo costo. Por ejemplo, los hongos comestibles *Pleurotus* spp. y *L. edodes*, como también medicinales como *Ganoderma* sp. y *Trametes* sp. se pueden cultivar en sustratos lignocelulósicos como residuos agroindustriales y forestales. En general, los hongos de la pudrición blanca (HPB) son degradadores de compuestos lignocelulósicos, recirculan materia orgánica, y contribuyen a la fertilidad del suelo, permitiendo reciclar algunos compuestos de la atmósfera (Rojas, 2010). Estos hongos producen tres principales enzimas lignolíticas: Lignino-peroxidasas (LiP), manganeso peroxidasas (MnP) y lacasas, las cuales tienen función de transformar el sustrato y dejar minerales disponibles para otros organismos por lo que evitan la acumulación de residuos de naturaleza lignocelulósica en los ecosistemas (Herrera, 2016).

Entre los hongos de la HPB el género *Pleurotus* spp. es la especie comestible con

más potencial para aprovechar los desechos agrícolas para la producción de alimento humano. Este se ha realizado en pequeña y gran escala utilizando subproductos agrícolas y forestales que se encuentran disponibles en su zona de producción resultando más económico y rentable. Además, da valor agregado y materia prima para otro ciclo de producción en el cual el cultivo de las setas es una manera rápida, limpia y económica de producir proteína, especialmente si es que se compara con los costos económicos, energéticos y ambientales para producir proteína de origen animal (Herrera, 2016).

Otro de los posibles usos de los hongos entomopatógenos en la agroindustria, radica en la capacidad de producir metabolitos que pueden promover el crecimiento de las plantas, aumentar su rendimiento, y establecerse como endófitos en cultivos de importancia económica y conferir a las mismas resistencias frente a plagas (Russo, 2017).

La biorremediación es otro de los beneficios en los cuales se puede aprovechar el uso de los hongos. Esta consiste en la eliminación, atenuación o transformación de sustancias contaminantes mediante el uso de procesos biológicos. En el último tiempo ha sido considerada de gran importancia ante la preocupación y la búsqueda de alternativas para solucionar problemas de contaminación que afectan al ambiente y por ende a la sociedad. Entre los hongos utilizados en estos procesos, puede mencionarse principalmente los géneros *Aspergillus*, *Fusarium*, *Penicillium* y *Trichoderma*. Últimamente se ha introducido el uso de macromicetos, principalmente aquellos que presentan enzimas ligninolíticas como se mencionó anteriormente. Al respecto Escobar y López (2002), reportaron la capacidad de dos cepas de los hongos *P. ostreatus* y *A. fuscosuccinea*, para crecer en presencia del insecticida endosulfán. Los autores evaluaron el efecto de tres medios de cultivo líquido variando la concentración de la fuente de nitrógeno, encontrando que ambos hongos fueron capaces de crecer en presencia de endosulfán y degradarlo al 100 % al final de ocho días de crecimiento. De igual forma, se determinó la degradación de endosulfán por 10 cepas de *Pleurotus* en medio sólido resultando todas capaces de crecer en presencia del insecticida y al analizar los cuerpos fructíferos producidos se encontraron residuos de este insecticida entre 0,019 a 0,084 mg Kg<sup>-1</sup>. En

conjunto se utilizó la cepa *P. pulmonaris* para degradar el fungicida clorotalonil el cual se utilizó el sustrato degradado por el hongo para generar un extracto enzimático el cual tuvo una remoción de 100 % del contaminante después de 45 minutos (Sánchez *et al.*, 2016).

Por último, los insecticidas organofosforados son menos persistentes que los organoclorados y la especie *P. chrysosporium* ha mostrado la capacidad de mineralizar estos insecticidas durante 18 días de incubación, y también ha sido capaz de transformar herbicidas como la triazina (Robles *et al.*, 2008). Actualmente se han realizado estudios de la biorremediación con las especies *Phanerochaete* spp., *Trametes versicolor* y *P. ostreatus*; siendo este último el que ha dado mejor resultado en la degradación de explosivos como el fenantreno en un período de poco más de doscientos días (Baldrian, 2006). Además, la especie *P. eryngii* es capaz de traslocar metales pesados y/o compuestos radioactivos al interior de sus basidiomas (Baeza *et al.*, 2006). Se ha demostrado la capacidad de los basidiomicetes *P. chrysosporium* y *T. versicolor* para decolorar afluentes de industrias aceiteras, textiles o papeleras a su vez degradar o modificar diferentes sustratos, tales como pulpas papeleras, clorofenoles y HPA (hidrocarburos policíclicos aromáticos) (Robles *et al.*, 2008), por lo que constituye una herramienta de potencial aplicación en la industria del papel, específicamente en el proceso de deslignificación durante el blanqueamiento de la pulpa y en la industria textil para decolorar colorantes industriales. Son capaces además de mineralizar desechos tóxicos clorados, contaminantes de esta industria que se vierten al medioambiente a través de los efluentes (Ramírez, 2013).

Para terminar esta monografía cabe destacar la metabolómica de los hongos comestibles, ya que nos proporcionará una mejor búsqueda e identificación de los compuestos activos reportados en los diferentes estudios, así mismo, determinar los sitios de unión y mecanismos de acción mediante técnicas como acoplamiento y dinámica molecular para así comprender como interactúan los compuestos activos al contacto con el objetivo blanco y otorgarnos una mejor perspectiva (Aguilar *et al.*, 2023).

El futuro de los micoinsecticidas es favorable, debido a su diversidad y variabilidad

genética permite la selección de cepas eficientes para el control de plagas. Además, sus continuas investigaciones para mejorar la virulencia patógena mediante ingeniería genética y fisiológica de los hongos entopatógenos. Por lo que se necesitan más investigaciones para determinar las características fúngicas responsables de la eficacia de los micoinsecticidas para así aumentar su virulencia y generar estrategias de control de plagas eficaces y respetuosas con el medio ambiente.

## CONCLUSIONES

- 1.- Se han identificado catorce hongos comestibles con actividad nematocida y diecisiete con actividad insecticida destacando a *Pleurotus ostreatus* como el hongo con mayores estudios y una doble acción: nematocida e insecticida.
- 2.- Las lectinas son uno de los metabolitos secundarios más favorables en su acción insecticida, pero en global de los metabolitos secundarios solo se conocen aspectos generales de su composición e interacción, lo que implica una gran oportunidad de estudio en ese ámbito.
- 3.- La producción de hongos comestibles proporciona un alimento con alto valor nutricional y nutracéutico, además nos ayuda a reducir y utilizar desechos agrícolas y silvícolas dándoles un valor en su producción.
- 4.- Los hongos comestibles proporcionan sustancias y componentes que mitigan los contaminantes ambientales para potenciar la biorremediación.

## REFERENCIAS

1. Abbasi, N., A.M. Torkashvan and H. Rahanandeh. 2014. Evaluation of mushroom compost for the bio control root-knot nematode. Int. J. Biosciences. 147–153.
2. Agrios, G. 2005. Plant Pathology. (5a ed.). Academic Press. Florida, EE. UU.
3. Aguilar-Marcelino, L. 2012. Microorganismos con uso potencial contra el nematodo de ovinos *Haemonchus contortus*. Tesis de Grado Doctoral. Instituto de enseñanza e investigación en ciencias agrícolas, Campus Montecillo. Texcoco, México.
4. Aguilar Marcelino, L., J.F.J. Torres Acosta, C.A. Sandoval Castro, J.E. Sánchez, M. González Cortázar, M.G Mancilla Montelongo, P.G. González Pech, J.A. Pineda Alegría, J. Ventura Cordero and J.S. Castañeda Ramírez. 2024. Research on chemical compounds from edible mushrooms for the

- control of gastrointestinal nematodes and phytoparasites. *Tropical and Subtropical Agroecosystems*, [S.l.], v. 27, n. 1, nov. 2023. ISSN 1870-0462.
5. Aguirre-Acosta, E., M. Ulloa, S. Aguilar, J. Cifuentes and R. Valenzuela. 2014. Biodiversidad de hongos en México. *Revista mexicana de biodiversidad*, 85, 76-81.
  6. Aldaz-Merchán L.E. 2018. Evaluación de la actividad nematocida de los extractos acetónico y metanólico de *Pleurotus ostreatus*. Bachelor's thesis, Escuela Superior Politécnica de Chimborazo.
  7. Alvear Díaz, L.V. 2018. Evaluación de la actividad nematocida del hongo *Pleurotus ostreatus* in vitro en diferentes concentraciones sobre dos especies de nematodos Tesis de licenciatura, Escuela Superior Politécnica de Chimborazo.
  8. Atehortúa, L. 1995. El papel de los hongos en la bioindustria. Memoria de título. Ing. Agrónomo. Universidad de Antioquia. Medellín, Colombia.
  9. Badalyan, S.M. y S. Rapior. 2020. Perspectivas de la aplicación biomédica de macrohongos. *Tendencias Actuales en Ingeniería Biomédica y Biociencias*. 19 (5): 556024.
  10. Baeza, A., F. Guillén, A. Salas and J. Manjón. 2006. Distribution of Radionuclides in Different Parts of a Mushroom: Influence of the Degree of Maturity. 255-266.
  11. Baldrián, P. 2006. Lacasas fúngicas: presencia y propiedades. *Revisiones de microbiología FEMS*. 30 (2): 215-242.
  12. Barron, G.L and R.G. Thorn. 1987. Destruction of nematodes by species of *Pleurotus*. *Canadian Journal of Botany*. 65(4): 774-778.
  13. Beato, M. 2019. Obtención de productos bioactivos por biotransformación de (-)  $\alpha$  y (-)  $\beta$  pineno mediante acción enzimática del Micelio de *Pleurotus sapidus*. Memoria de título. Bióloga. Universidad Nacional de Córdoba. Argentina.
  14. Boa, E. 2004. Wild Edible Fungi, a Global Overview of Their Use and Importance to People; Food and Agriculture Organization of the United Nations.
  15. Bonifaz, A. 2012. *Micología Médica Básica*, Capítulo 5 Hongos Contaminantes. McGrawHill: México, DF. pp: 62-63.
  16. Braga, F.R. and J.V. Araujo. 2014. Nematophagus fungi for biological control of gastrointestinal nematodes in domestic animals. *Appl. microb. and biotech.* 98(1): 71-82.
  17. Castiglia, V., F. Kuhar y L. Papinutti. 2013. Reino Fungi: morfologías y estructuras de los hongos. *Revista boletín biológica*. 28: 11-18
  18. Cedillo, C. 2016. Estudio químico biodirigido del extracto hidroalcohólico del

- hongo *Pleurotus ostreatus* con actividad nematocida contra *Haemonchus contortus*. Universidad Politécnica del Estado de Morelos. Ingeniería en Biotecnología. Jiutepec, Morelos, México. 01-72.
19. Ching, S and K. H. Wang. 2014. Mushroom Compost to battle against nematode pests on vegetable crops. Hānai Ai Newsletter.
  20. Chuixu, K., Z. Chongyan, L. Jing, Z. Jun, Z. Keqin y L. Yajun. 2013. Evaluación de *Stropharia* sp. 1.2052 efectos nematocidas contra *Meloidogyne incognita* en tomate. African Journal of Microbiology Research. 7(50): 573–574.
  21. Comans-Perez, R.J. 2014. Evaluación de la actividad nematocida in vitro del micelio de diez hongos comestibles en contra del nematodo *Haemonchus contortus* L3. Universidad Politécnica del Estado de Morelos. Ingeniería en Biotecnología. Jiutepec, Morelos, México. 2: 01-05.
  22. Comans-Pérez, R.J., J. E. Sánchez, L.K.T. Al-Ani, M. González-Cortázar, G.S. Castañeda-Ramírez, P. Mendoza-de Gives and L. Aguilar-Marcelino. 2021. Biological control of sheep nematode *Haemonchus contortus* using edible mushrooms. Biological Control. 152: 104420.
  23. Cruz, D.G., C.P. Silva, C.N.B Carneiro, C.A. Retamal, J.T.L. Thiébaud, R.A. Da Matta and C.P Santos. 2009. Acid phosphatase activity during the interaction of the nematophagus fungus *Duddingtonia flagrans* with the nematode *Panagrellus* sp. Journal of invertebrate Pathology. 102(3): 238-244.
  24. Cruz-Arévalo, J., J. Sanchez-Vazquez, M. Gonzalez-Cortazar, R. Andrade-Gallegos, and L. Aguilar-Marcelino. 2018. An anthelmintic fraction of *Pleurotus eryngii* against *Haemonchus contortus* nematode,” en Abstracts of the 9th international conferencia sobre biología de hongos y productos de hongos, Shanghai-China.
  25. Cruz-Arévalo, J., J.E. Sánchez, M. González-Cortázar, A. Zamilpa, R.H. Andrade-Gallegos, P. Mendoza-de-Gives and L. Aguilar-Marcelino. 2020. Chemical composition of an anthelmintic fraction of *Pleurotus eryngii* against eggs and infective larvae (L3) of *Haemonchus contortus*. BioMed research international. 2020: 1 – 8.
  26. Czaplá, T.H., and B.A. Lang. 1990. Effect of plant lectins on the larval development of European corn borer (Lepidoptera: Pyralidae) and southern corn rootworm (Coleoptera: Chrysomelidae). Journal of Economic Entomology. 83(6): 2480-2485.
  27. Dávila Giraldo L.R. 2014. Evaluación de la actividad biológica de macromicetos en el área del cañón del Combeima del Departamento del Tolima. Memoria de título. Biólogo. Universidad de Colima. Colombia.
  28. De Freitas Soares, F.E., V.M. Nakajima, B.L. Sufiate, L.A.S. Satiro, E.H. Gomes, F.V. Frões and J. H. de Queiroz. 2019. Proteolytic and nematocidal potential of the compost colonized by *Hypsizygus marmoreus*. Experimental parasitology. 197: 16-19.

29. DeBach, P., & Huffaker, C. B. (1971). Experimental Techniques for Evaluation of the Effectiveness of Natural Enemies. *Biological Control*, 113–140. doi:10.1007/978-1-4615-6528-4\_5.
30. Degenkolb, T. and Vilcinskis, A. 2015. Metabolites from nematophagous fungi and nematicidal natural products from fungi as an alternative for biological control. Part I: metabolites from nematophagous ascomycetes. *Applied Microbiology and Biotechnology*. 100(9): 3799–3812.
31. Díaz-Godínez, G., M. Téllez-Téllez, A. Rodríguez, V. Obregón-Barbosa, M. de Lourdes Acosta-Urdapilleta and E. Villegas. 2016. Enzymatic, antioxidant, antimicrobial, and insecticidal activities of *Pleurotus pulmonarius* and *Pycnoporus cinnabarinus* grown separately in an airlift reactor. *BioResources*. 11(2): 4186-4200.
32. Díaz-Rodríguez E.E. 2015. Evaluación in vitro de extractos hidroalcohólicos del sustrato agotado del hongo *Pleurotus djamor* en contra de huevos y larvas infectantes de *Haemonchus contortus*. Ingeniería en Biotecnología, Universidad Politécnica del Estado de Morelos. Tesis de Licenciatura. Jiutepec, Morelos, México.
33. Escobar, V.M and C. López. 2002. Effect of endosulfan on mycelial growth of *Pleurotus ostreatus* and *Auricularia fuscosuccinea* in liquid culture. *Mushroom Biology and Mushroom Products*. 399-408.
34. Estrada, G. and M. Ramírez. 2019. *Micología General* (UCM ed.). Manizales-Caldas, Colombia: Centro Editorial Universidad Católica de Manizales. doi: CDD, 616
35. Ferreira, J. M., D.N. Carreira, F.R. Braga and F.E.D.F Soares. 2019. First report of the nematicidal activity of *Flammulina velutipes*, its spent mushroom compost and metabolites. 9(11): 410.
36. Francis, F., K. Jaber, F. Colinet, D. Portetelle and E. Haubruge. 2011. Purification of a new fungal mannose-specific lectin from *Penicillium chrysogenum* and its aphicidal properties. *Fungal biology*. 115(11): 1093-1099.
37. Franco, J., J. Arcos and W. Barreda. 2013. Impacto de papa genéticamente modificadas sobre organismos no blanco del suelo y del follaje: protocolos para la evaluación (No. F30 F73-F). Universidad Nacional Agraria La Molina, Lima. Perú.
38. Gamboa, G.G., M.S. Servín, F.P. Cota, J.G. Pereyra, G.A. Martínez and S.S. Villalobos. 2018. Plaguicidas en la agricultura mexicana y potenciales alternativas sustentables para su sustitución. *Revista biológico-agropecuaria Tuxpan*. 6(1): 61-75.
39. Garcés de Granada, E., M. Correa de Restrepo, B. Coba de Gutiérrez, M. Orozco de Amézquita, A.C. Zapata, A. Anaconda Chingana and S.P. Sabogal. 2003. *Morfología y clasificación de los hongos*. Universidad Nacional de Colombia. Colombia. (Notas de clases).

40. García de León, S and T. Mier. 2011. Visión general de la producción y aplicación de bioplaguicidas en México. *Sociedades rurales, producción y medio ambiente*. 20: 37-63
41. Gatehouse A.M., F.M. Dewey, J. Dove, K.A. Fenton and A. Pusztai. 1984. Effect of seed lectins from *Phaseolus vulgaris* on the development of larvae of *Callosobruchus maculatus*; mechanism of toxicity. *Journ. of the Sci. of F. and Agricul.* 35(4): 373-380.
42. Genier, H.L.A., F.E. de Freitas Soares, J.H. de Queiroz, A. de Souza Gouveia, J.V. Araújo, F.R. Braga and M.C.M. Kasuya. 2015. Activity of the fungus *Pleurotus ostreatus* and of its proteases on *Panagrellus* sp. larvae. *African Journal of Biotechnology*. 14(17): 1496-1503.
43. Gómez, M., A. Alarcón, M. León, C. Oehlschlager y L. Solórzano. 2018. Comercialización de agentes de control biológico. *Control biológico de fitopatógenos, insectos y ácaros*, 2nd ed. Mosquera, Colombia: Alba Marina Cotes. 762-793.
44. González-Castillo, M., C.N. Aguilar and R. Rodríguez-Herrera. 2012. Control de insectos-plaga en la agricultura utilizando hongos entomopatógenos: retos y perspectivas. *Revista científica de la Universidad Autónoma de Coahuila*. 4(8): 42-55.
45. González-Cortazar, M., A. Zamilpa, M.E. López-Arellano, L. Aguilar-Marcelino, D.E. Reyes-Guerrero, S. Olazarán-Jenkins and P. Mendoza-de-Gives. 2018. *Lysiloma acapulcensis* leaves contain anthelmintic metabolites that reduce the gastrointestinal nematode egg population in sheep faeces. *Comparative Clinical Pathology*. 27: 189-197.
46. González-Cortazar, M., J.E. Sánchez, M. Huicochea-Medina, V.M. Hernández-Velázquez, P. Mendoza de Gives, A. Zamilpa, M.E. López-Arellano, JA. Pineda-Alegría y L. Aguilar-Marcelino. 2020. In vitro e in vivo efecto nematocida de los cuerpos fructíferos de *Pleurotus djamor* contra *Haemonchus contortus*. *Revista de Alimentos Medicinales* 24(3): 310-318.
47. Gullino, M., P. Leroux and C. Smith. 2000. Uses and Challenges of Novel Compounds for Plant Disease Control. *Crop Protection*. 19(1): 1-11.
48. Hamshou, M., E.J. Van Damme and G. Smaghe. 2010. Entomotoxic effects of fungal lectin from *Rhizoctonia solani* towards *Spodoptera littoralis*. *Fungal Biol.* 114(1): 34-40
49. Hawksworth, D.L and R. Lücking. 2017. Fungal diversity revisited: 2.2 to 3.8 million species. pp: 79-95. In. Eds. *The Fungal Kingdom*. Prensa de ASM. Washington DC, EE.UU.
50. Hernández, S.H. 2018. Actividad insecticida de extractos de *pleurotus cinnabarinus* sobre *spodoptera frugiperda* y *diatraea magnifactella*. Universidad Autónoma del estado de Morelos.

51. Herrera Gamboa, J. 2016. Valoración de los residuos generados en el cultivo de hongos (*Pleurotus* spp) como biofertilizante para la producción de plántulas de chile (*Capsicum annuum*). Tesis de Grado. Maestría. Instituto Politécnico Nacional. México.
52. Heydari R., E. Pourjam and E. Mahamadi. 2006. Antagonistic Effect of some species of *Pleurotus* *Ostreatus* on the root-knot nematode, *Meloidogyne* in vitro. *Plant Pathology Journal* 5(2): 173 - 177.
53. Hyde, K.D., J. Xu, and S. Rapior. 2019. The amazing potential of fungi: 50 ways we can exploit fungi industrially. *Fungal Diversity*. 1–136.
54. Inglis, D.G., J. Enkerli and M. Goettel. 2012. Laboratory techniques used for entomopathogenic fungi. Hypocreales. In: Lacey L (ed) *Manual of techniques in invertebrate pathology*, 2nd edn. Academic Press, Boston. 189–253.
55. Jaber, K., G. Cuartero Díaz, E. Haubruge and F. Francis. 2008. Investigation of carbohydrate binding property of a fungal lectin from *Xeroocomus chrysenteron* and potential use on *Myzus persicae* aphid. *Commun. in agricul. and appl. Biolog. Sci.* 73(3): 629-38.
56. Jafarpour, M., A. Jalalizand, and S. Eghbalsaied. 2011. High fiber media as the most efficient substrates for *Pleurotus florida* culture. *Arch. Biol. Sci. Belgrade* 63(3): 889-895.
57. Jaber K., F. Francis, L. Paquereau, D. Fournier and E. Haubruge. 2007. Effect of a fungal lectin from *Xeroocomus chrysenteron* (XCL) on the biological parameters of aphids. *Commun. in agricul. and appl. Biolog. Sci.* 72(3): 629-638.
58. Karimi, J., M. Allahyari and A.R. Bandani. 2012. Lectins and their roles in pests control. In: A.R. Bandani (Ed.). pp: 207-228. *New Perspectives in Plant Protection*. IntechOpen. Universidad de Teheranán, Iran.
59. Kwok, O.C.H., R. Plattner, D. Weisleder, D.T Wicklow. 1992. Una toxina nematocida de *Pleurotus ostreatus* NRRL 3526. *J. Chem. Ecol.* 18: 127–136.
60. Labastida M.R. 2019. Evaluación nematocida in vitro de filtrados obtenidos a partir de hongos nematófagos cultivados en medios elicidados con extracto larval del parasito *Haemonchus contortus*. Tesis de Grado Doctoral. Centro de Investigación Científica de Yucatán. México.
61. Lacey, L.A y H.K. Kaya. 2007. *Manual de campo de técnicas en patología de invertebrados: aplicación y evaluación de patógenos para el control de insectos y otras plagas de invertebrados*. Springer Science & Business Media.
62. Li, G., X. Wang, L. Zheng, L. Li, R. Huang and K. Zhang. 2007. Nematicidal metabolites from the fungus *Pleurotus ferulae* Lenzi. *Annals of microbiology.* 57: 527-529.
63. Luo, H., M. Mo, X. Huang, X. Li and K. Zhang. 2004. *Coprinus comatus*: a basidiomycete fungus forms novel spiny structures and infects nematode.

- Mycologia. 128-122.
64. Mamiya, Y., M. Hiratsuka and M. Murata. 2005. Ability of wood-decay fungi to prey on the pinewood nematode, *Bursaphelenchus xylophilus* (Steiner and Buhner) Nickle. *Nematological Research (Japanese Journal of Nematology)*. 21-30.
  65. Marín, C., D. Torres, G. Furci, R. Godoy y G. Palfner. 2018. Estado del arte de la conservación del reino Fungi en Chile. Doctorado en Conservación, gestión y manejo de áreas silvestres protegidas. Universidad Austral, Instituto de Ciencias Ambientales y Evolutivas. Valdivia, Chile.
  66. Márquez D.L. 2007. Resistencia a los antihelmínticos en nematodos de rumiantes y estrategias para su control. Corporación colombiana de investigación Agropecuaria, Corpoica y Colciencias. Bogotá, Colombia.
  67. Masota, N.E., S. Joseph, M.J. Mihale, L. Henry, V. Mugoyela and F. Sung'hwa. 2017. Pesticidal activity of wild mushroom *Cantharellus cibarius* (FR) extracts against *Sitophilus zeamais* (Motschulsky) (Coleoptera: Curculionidae) in stored maize grains. *Journal of Food Security*. 13-18.
  68. Millán-Orozco, J., L. Aguilar-Marcelino, J. Millán-Orozco, C. Martínez-Ortiz de Montellano, V. Contreras-Villarreal, O. Ángel-García y J. M. Guillen-Muñoz. 2019. Alternativas de control parasitario: una nueva visión al control convencional.
  69. Montañez-Palma, LF., M. Téllez-Téllez, M. de Lourdes Acosta-Urdapilleta, G. Díaz-Godínez y L. Aguilar-Marcelino. 2021. Actividad nematicida de un extracto hidroalcohólico del hongo comestible *Neolentinus ponderosus* sobre larvas L3 de *Haemonchus contortus*. *Acta Parasitológica*: 969-976.
  70. Moreno, F.C., I.J. Gordon, A.D. Wright, M.A. Benvenuti and C.A. Saumell. 2010. Efecto antihelmíntico in vitro de extractos de plantas sobre larvas infectantes de nematodos gastrointestinales de rumiantes. *Archivos de medicina veterinaria*. 42(3): 155-163.
  71. Noshad, A., M. Iqbal, Z. Iqbal, H. Bibi, S. Bibi and H.U. Shah. 2015. Aphidicidal Potential of Ethyl Acetate Extract from *Pleurotus ostreatus*. *Sarhad Journal of Agriculture*. 31(2).
  72. Okorie, C.C., C.C. Ononuju and I.A. Okwujiako. 2011. Management of Meloydogine incognita with *Pleurotus ostreatus* and *P. tuberregium* in Soybean. *International Journal*.
  73. Paiva, P. M., L.C. Coelho, R.A. Sá, R. A. and T.H. Napoleão. 2012. Insecticide activity of lectins and secondary metabolites. Departamento de Bioquímica, Centro de Ciências Biológicas, Universidad Federal de Pernambuco. Caruaru, Brazil.
  74. Pérez Moreno I.P. 2000. Fundamentos teóricos del manejo integrado de plagas. *Bulletin, SEEA*. 27: 127-133.

75. Pérez, M.E., M. Ruiz, M. Schneider, J.C. Autino and G. Romanelli. 2013. La química verde como fuente de nuevos compuestos para el control de plagas agrícolas. *Ciencia en Desarrollo*. 4(2): 83-91
76. Pérez-Villamares, J.C., C. Burrola-Aguilar, X. Aguilar-Miguel, T. Sanjuan and E. Jiménez-Sánchez. 2017. Nuevos registros de hongos entomopatógenos del género *Cordyceps* sl (Ascomycota: Hypocreales) del Estado de México. *Revista mexicana de biodiversidad*. 773-783.
77. Pineda-Alegría, J.A., J.E. Sánchez, E. Ventura-Zapata, M. González-Cortazar and L. Aguilar-Marcelino. 2021. Nematicidal Effect of Shiitake (*Lentinula edodes*) Extracts Against *Haemonchus contortus*. *Journal of Medicinal Food*. 953-959.
78. Pineda-Alegría, J.A., J.E. Sánchez, M.G. Cortazar, E.V. Son de Fernex, R.G. Garduño, P.M. de Gives, A. Zamilpa and L.A. Marcelino. 2020. In vitro nematocidal activity of commercial fatty acids and  $\beta$ -sitosterol against *Haemonchus contortus*. *Journal of Helminthology*.
79. Pineda-Alegría, J.A., J.E. Sánchez-Vázquez, M. González-Cortazar, A. Zamilpa, M. E. López-Arellano, E. J. Cuevas-Padilla, P. Mendoza-de-Gives and L. Aguilar Marcelino. 2017. The Edible Mushroom *Pleurotus djamor* Produces Metabolites with Lethal Activity Against the Parasitic Nematode *Haemonchus contortus*.
80. Pino, V., G. Silva-Aguayo, I. Figueroa-Cares, M. Gerding-González, P. Loyola, G. S. Castañeda-Ramirez and L. Aguilar-Marcelino. 2019. Eficacia in vitro de extractos del hongo comestible *Pleurotus ostreatus* Kumm para el control de *Sitophilus zeamais* Motschulsky. *Chilean journal of agricultural & animal sciences*. 293-303.
81. Pohleven, J., J. Brzin, L. Vrabec, A. Leonardi, A. Čokl, B. Štrukelj, J. Kos and J. Sabotič. 2011. Basidiomycete *Clitocybe nebularis* is rich in lectins with insecticidal activities. *Applied microbiology and biotechnology*. 91(4): 1141-1148.
82. Powell, K.S., A.M.R. Gatehouse, V.A. Hilder and J.A. Gatehouse. 1993. Antimetabolic effects of plant lectins and plant and fungal enzymes on the nymphal stages of two important rice pests, *Nilaparvata lugens* and *Nephotettix cinctipes*. *Entomologia experimentalis et applicata*. 66(2): 119-126.
83. Rahman, M. F., M. R. Karim, M. J. Alam, M. F. Islam, M. R. Habib, M. B. Uddin and M. T. Hossain. 2011. Insecticidal effect of oyster mushroom (*Pleurotus ostreatus*) against *Tribolium castaneum* (Herbst). 187-190.
84. Ramírez L. 2013. Los basidiomicetos: una herramienta biotecnológica promisoriosa con impacto en la agricultura. *Fitosanidad*. 17(1): 49-55.
85. Robles, L., A. González, D. Crawford and W. Chun. 2008. Review of Environmental Organopollutants Degradation by White-Rot Basidiomycete Mushrooms. *Tecnociencia Chihuahua*. 32-39.

86. Rojas-Verde M.G. 2010. Producción de enzimas lignolíticas por hongos de pudrición blanca aislados en Nuevo León. Tesis de Grado Doctoral. Universidad Autónoma de Nuevo León. México.
87. Roy, H.E., D.C. Steinkraus, J. Eilenberg, A.E. Hajek and J.K. Pell. 2006. Bizarre interactions and endgames: entomopathogenic fungi and their arthropod hosts. *Ann Rev Entomol.* 331–357.
88. Rubio, V. and A. Fereres. 2005. Control Biológico de Plagas y Enfermedades de los Cultivos. Centro de Ciencias Medioambientales. 01-13.
89. Russo M. L. 2017. Hongos entomopatogénos: colonización endofítica y control de insectos plaga en cultivos agrícolas (Doctoral dissertation, Universidad Nacional de La Plata).
90. Sánchez, J. E., R. A. Gallegos, L. M. Ruiz & R. C. Morales. 2016. Aportaciones de ecosur al conocimiento de macromicetos y al desarrollo de tecnología para su cultivo y aprovechamiento. Cap 33.
91. Sauvion N., Y. Rahbe, W. Peumans, E. Van Damme, J. Gatehouse and A. Gatehouse. 1996. Effects of GNA and other mannose binding lectins on development and fecundity of the peach-potato aphid *Myzus persicae*. *Entomol. Exp. Appl.* 79(3): 285- 293.
92. Sierra-Monroy J. A. 2014. Evaluación de la acción nematocida in vitro e in vivo de especies de *Pleurotus* spp., sobre los nematodos *Meloidogyne* spp. y *Radopholus* spp. asociados a los cultivos de tomate y plátano. Maestría Ciencias Agrarias. 01-67.
93. Silva, P., I. Francisco, R.O. Valero Coss, F.J. Cortiñas, J.A. Sánchez, R. Francisco. M. Arias, J.L. Suárez, M.E. López Arellano, R. Sánchez Andrade and P. Mendoza de Gives. 2011. Ability of the fungus *Duddingtonia flagrans* to adapt to the cyathostomin egg-output by spreading chlamydospores. *Veterinary Parasitology.* 179(1-3): 277-282.
94. Singh, S.S., H. Wang, Y.S. Chan, W. Pan, X. Dan, C. M. Yin and T. B. Ng. 2014. Lectins from edible mushrooms. *Molecules.* 20(1): 446-469.
95. Squillace, P and E. Thurman. 1992. Herbicide transport in rivers: importance of hydrology and geochemistry in nonpoint-source contamination. *Environ. Sci. Technol.* 26(3): 538-545.
96. Stadler, M., A. Mayer, H. Anke y O. Sterner. 1994. Ácidos grasos y otros compuestos con actividad nematocida de cultivos de basidiomicetos. *Planta Medica.* 60(2): 128–132.
97. Sterner, O., R. Bergman, J. Kihlberg y B. Wickberg. 1985. Los sesquiterpenos de *Lactarius vellereus* y su papel en un sistema de defensa química propuesto. *Diario de Productos Naturales.* 279-288.
98. Sufiate, B.L, F.E. de Freitas Soares, S.S. Moreira, A. de Souza Gouveia, T.S.A. Monteiro, L.G. de Freitas y J.H. de Queiroz. 2017. Acción nematocida de los

- metabolitos de *Pleurotus eryngii*. *Biocatálisis y Biotecnología Agrícola*. 12: 216-219.
99. Thorn, R.G y G.L. Barron. 1984. Hongos carnívoros. *Ciencia*. 224 (4644): 76-78.
  100. Trigueros, V., A. Lougarre, D. Ali-Ahmed, Y. Rahbé, J. Guillot, L. Chavant, D. Fournier and L. Paquereau. 2003. *Xerocomus chrysenteron* lectin: identification of a new pesticidal protein. *Biochim Biophys Acta*.
  101. Truong, B.N., K. Okazaki, T. Fukiharu, Y. Takeuchi, K. Futai, XT. Le y A. Suzuki. 2007. Caracterización del toxoquiste nematocida en *Pleurotus* subgen. *Coremiopleurotus*. *Micociencia*. 222-230.
  102. Vieira, T.M., L.D. Fonseca, G.A. Bastos, V. de Oliveira Vasconcelos, M.L. F. Silva, F. Morais-Costa and E.R. Duarte. 2017. Control of *Haemonchus contortus* in sheep using basidiocarps of *Agaricus blazei* Murril. *Veterinary research communications*. 5: 99-106.
  103. Wang, M., V. Triguéros, L. Paquereau, L. Chavant and D. Fournier. 2002. Proteins as active compounds involved in insecticidal activity of mushroom fruitbodies. *Journal of economic entomology*. 10: 603-607.
  104. Wohlschlager T, A. Butsch, K. Zurfluh, S.C. Vonesch, U. Auf dem Keller, P. Gehrig, S. Bleuler-Martinez, M.O. Hengartner, M. Aebi, and M. Künzler. 2011. Nematotoxicity of *Marasmius oreades* agglutinin (MOA) depends on glycolipid binding and cysteine protease activity. *J Biol Chem*.
  105. Wraight, S.P, R. Carruthers, C.A. Bradley, S.T. Jaronski, L.A. Lacey, P. Wood, and S. Galaini-Wraight. 1998. Patogenicidad del hongo entomopatógeno *Paecilomyces* spp. y *Beauveria bassiana* contra la mosca blanca de hoja plateada, *Bemisia argentifolii*. *Revista de Patología de Invertebrados*:71(3): 217-226.
  106. Yang, Y., E. Yang, Z. Ans and X. Liu. 2007. Evolution of nematode-trapping cells of predatory fungi of the Orbilaceae based on evidence from rRNA-encoding DNA and multiprotein sequences. *PNAS*. 104:8384
  107. Yang, Z.Y., X.J. Wang, Y. Cao, Q.E. Dong, J.Y. Tong and M.H. Mo. 2023. Vermicomposting of *Pleurotus eryngii* spent mushroom substrates and the possible mechanisms of vermicompost suppressing nematode disease caused by *Meloidogyne incognita*. *Heliyon*. 9(4).
  108. Zakharychev, V. and L. Kovalenko. 1998. Natural Compounds of the Strobilurin Series and Their Synthetic Analogues as Cell Respiration Inhibition, *Russ. Chem. Rev.* 67(6): 535-544.
  109. Zhang, R., X. Li, and J.G. Fadel. 2002. Oyster mushroom cultivation with rice and wheat straw. *Biorsource Technology*. 82: 277-284.