



Nota Fitopatológica

Sustrato degradado de *Pleurotus ostreatus* como nematocida de *Nacobbus aberrans* en plantas de chile (*Capsicum annuum*)

Ricardo Del Porte-Argueta¹, Maura Téllez-Téllez¹, Ma. de Lourdes Acosta-Urdapilleta¹, ¹Centro de Investigaciones Biológicas de la Universidad Autónoma del Estado de Morelos. Av. Universidad No. 1001, Colonia Chamilpa, Cuernavaca, Morelos, México. C.P. 62209; **Olga Gómez-Rodríguez²,** ²Fitopatología, Colegio de Postgraduados-Campus Montecillo, Km 36.5 Carretera México-Texcoco, Texcoco, Estado de México, 56230; **Arnoldo Wong-Villarreal³,** ³Universidad Tecnológica de la Selva. Entrónque Toniná Km. 0.5 Carretera Ocosingo-Altamirano, Ocosingo, Chiapas, México. C.P. 29950; **Christian Carreño-Campos⁴, Liliana Aguilar-Marcelino^{4*},** ⁴Centro Nacional de Investigación Disciplinaria en Salud Animal e Inocuidad, INIFAP, Km 11 Carretera Federal Cuernavaca-Cuautla, No. 8534, Col. Progreso, Morelos, Jiutepec, México. C.P. 62574.

*Autor de correspondencia:

Liliana Aguilar-Marcelino
aguilar.liliana@inifap.gob.mx

Sección:

Edición periódica

Recibido:

27 Julio, 2024

Aceptado:

03 Abril, 2025

Publicado:

17 Abril, 2025

Cita:

Del Porte-Argueta R, Téllez-Téllez M, Acosta-Urdapilleta ML, Gómez-Rodríguez O, et al., 2025. Sustrato degradado de *Pleurotus ostreatus* como nematocida de *Nacobbus aberrans* en plantas de chile (*Capsicum annuum*). Revista Mexicana de Fitopatología 43(2): 64.
<https://doi.org/10.18781/R.MEX.FIT.2407-2>

RESUMEN

Antecedentes/Objetivo. El chile (*Capsicum annuum*) es uno de los cultivos agrícolas más importantes en México. Por lo que los objetivos fueron determinar el efecto *in vitro* del sustrato degradado del hongo comestible *P. ostreatus* cepa HEMIM-50 (SDPO) contra *N. aberrans* y evaluar la efectividad *in situ* del SDPO contra *N. aberrans* en plantas de chile.

Material y Métodos. Para las pruebas *in vitro*, se utilizaron seis concentraciones seriadas del extracto hidroalcohólico (SDPO) de 0.62 a 20 mg mL⁻¹ contra juveniles de *N. aberrans*. Se realizó un ANOVA, seguido de una comparación de medias con Tukey (p<0.05), ajustado con Schiller-Orelli. Para el ensayo *in situ* con plantas de chile se evaluaron tres tratamientos: control (Peat moss), nematocida (Peat moss + Fluopiram) y SDPO (Peat moss 80% + SDPO 20%) y se midieron agallas, masas de huevos y huevos por gramo de raíz a los 45 días. Los datos fueron analizados con las pruebas de GLM y LSD para comparar las medias de cada tratamiento. Todos los análisis estadísticos se analizaron en el programa Statistical Analysis System SAS 9.0.

Resultados. El mayor porcentaje de mortalidad se obtuvo con 20 mg mL⁻¹ del SDPO con un 98 % de mortalidad y no tuvo diferencia significativa respecto al control positivo con Fluopiram (p<0.05), seguida de un 88.3 % de mortalidad con tratamiento a 10 mg mL⁻¹. En la evaluación *in situ* en una combinación de Peat moss 80% + SDPO 20% se presentó una disminución del 82 % número de agallas, un 99 % en la masa de huevos y un 98 % en el número de huevos de *N. aberrans* respecto al control con Peat moss. No hubo diferencias significativas (0.0^b) con la combinación Peat moss + nematocida comercial Fluopiram (Tukey, p<0.05).

Conclusión. El sustrato degradado por *P. ostreatus* (SDPO) tuvo actividad nematocida (98 %) *in vitro* contra nematodos juveniles de *N. aberrans*, además el insumo donde el hongo fue crecido, presentó una disminución de agallas del 82% y un 98% de masas de huevos *in situ* de *N. aberrans* que infectaron el cultivo de chile.



Palabras Clave: Biocontrol, Sustrato degradado, Fitonematodos, Hongos comestibles

INTRODUCCIÓN

El nematodo falso agallador (*Nacobbus aberrans*) es uno de los 10 principales fitoparásitos de mayor importancia económica por tener un amplio rango de hospedantes (Jones *et al.*, 2013). Los principales cultivos que afecta son: papa (*Solanum tuberosum*), jitomate (*Solanum lycopersicum*), remolacha (*Beta vulgaris*), chile (*Capsicum annuum*), frijol (*Phaseolus vulgaris*), pepino (*Cucumis sativus*) y berenjena (*Solanum melongena*) (Manzanilla-López *et al.*, 2002). Las pérdidas que genera en producción varían de acuerdo con el hospedante: 35 % en frijol, de 50-90 % en jitomate, 80 % en papa; en el cultivo de chile las estadísticas de pérdidas económicas en México no están registradas (Toledo *et al.*, 1992; Cristóbal-Alejo *et al.*, 2006). El chile es un cultivo fundamental en la agricultura mexicana, no solo por su alto valor comercial, sino también por su impacto en la alimentación y cultura del país. En 2020, México se posicionó como el segundo productor mundial de chiles, con una cosecha de 3,324,260 toneladas, lo que representó un incremento del 2.7 % respecto al año anterior (SADER, 2021). El uso de *C. annuum* como planta modelo para el estudio de *N. aberrans* es de gran importancia debido a su susceptibilidad a este fitoparásito y su relevancia económica en México. En diversas zonas productoras, la presencia de este nematodo puede representar una amenaza significativa para los rendimientos, lo que hace imprescindible el desarrollo de estrategias efectivas para su control y manejo.

Una alternativa para el biocontrol de los nematodos es el uso de hongos comestibles (HC) con actividad nematocida. Al respecto, según Li y Zhang (2014), existen 280 especies pertenecientes a 150 géneros que presentan actividad nematocida particularmente contra nematodos de importancia agrícola como *Meloidogyne incognita* y *N. aberrans* (Rodríguez-Barrera *et al.*, 2021). La actividad nematocida presente en los HC está relacionada con compuestos como proteasas (aspartil proteasas), ácidos grasos (ácido pentadecanoico, ácido palmítico, β -sitosterol, ácido esteárico y ácido linoleico), y metabolitos secundarios como alcaloides, sesquiterpenoides, y otros compuestos fenólicos (Beltrán-Delgado *et al.*, 2013; Carrillo-Lara *et al.*, 2017; Pineda-Alegría *et al.*, 2020).

En el proceso de producción del HC *Pleurotus ostreatus* se encuentra el subproducto denominado sustrato degradado (SDPO), término empleado en este trabajo para referirse al subproducto orgánico generado por *P. ostreatus* (De León-Monzón *et al.*, 2004). La biomasa lignocelulósica formada en el cultivo de HC está compuesta principalmente por lignina (5–35 %), celulosa (9–80 %) y hemicelulosa (10–50 %), y su biodegradabilidad está altamente influenciada por los insumos que lo componen (Aguilar-Marcelino *et al.*, 2024). Independientemente del sustrato, se ha reportado que el SDPO contiene compuestos tóxicos contra nematodos de importancia agrícola. Diversos autores han observado la capacidad predatoria del micelio de los hongos, observando estructuras capaces de inmovilizar nematodos y posteriormente colonizarlos (Luo *et al.*, 2007; Armas-Tizapantzi *et al.*, 2019). Esto se ha observado en nematodos de vida libre y en

parásitos de plantas como *Heterodera schachtii*, depredado por el hongo *P. sajor-caju* (Palizi *et al.*, 2009).

En otro contexto, se ha observado la infección de los J2 del nematodo agallador *Meloidogyne javanica* por el micelio del hongo comestible de *Pleurotus*, adicionalmente los filtrados del micelio de estos, presentaron actividad nematocida y nemostático contra *M. javanica* (Hahn *et al.*, 2019). Dentro de los compuestos presentes en el SDPO con mayor actividad nematocida se encuentran los ésteres de ácidos grasos asociados al micelio (Chegwin y Nieto, 2013), compuestos fenólicos (Aslam y Saifullah, 2013), toxinas (ácido trans -2- decenodioico) (Abbasi *et al.*, 2014), y enzimas (proteasas) (De Freitas-Soares *et al.*, 2019). Asimismo, se ha observado que el SDPO tiene propiedades antagónicas contra hongos fitopatógenos, tal es el caso de la efectividad supresiva del SDPO sobre la inhibición del crecimiento de *Fusarium oxysporum* (Yusidah y Istifadah, 2018). De igual manera, el extracto acuoso del sustrato degradado de *Lyophyllum decastes* fue efectivo en el control de la antracnosis inducida por *Colletotrichum orbiculare* en el cultivo de pepino (Parada *et al.*, 2011). Por otro lado, se estimó la activación de mecanismos de defensa en plantas de chile infectadas con *Phytophthora capsici* cuando se confrontaron con extractos acuosos del hongo *Lentinula edodes* (Kang *et al.*, 2017). Por lo que, la presente investigación tiene como objetivo determinar el efecto *in vitro* del extracto hidroalcohólico SDPO contra larvas de *N. aberrans*, y evaluar la efectividad *in situ* en plantas de chile (*C. annuum*) como alternativa para el biocontrol del nematodo falso agallador *N. aberrans*.

La cepa del hongo *P. ostreatus* (HEMIM-50), fue proporcionada por el Centro de Investigaciones Biológicas de la Universidad Autónoma del Estado de Morelos (CIB-UAEM). Se obtuvo el inóculo en semilla de trigo pasteurizada e inoculada con fragmentos de micelio, se creció por 21 días a 27 °C, un fotoperíodo de 12:12 h de luz:oscuridad, 80-90 % de humedad relativa y ventilación forzada. La paja de trigo (*Triticum aestivum*) en donde creció el hongo se pasteurizó, inicialmente el agua (133 L) se calentó (75-80 °C), se le agregó 1 kg de cal y 500 g de yeso hasta disolverlos, se sumergió la paja por una hora. Una vez realizada la pasteurización, se drenó el exceso de humedad del sustrato. La paja pasteurizada e hidratada (70%) se colocó en bolsas de plástico junto con la semilla, donde se intercaló capas de sustrato y semilla invadida con micelio y se incubó (25 °C) por 20 días en oscuridad (Sánchez, 2010).

Después de obtener los cuerpos fructíferos, el SDPO se deshidrató en oscuridad suministrando corrientes de aire hasta obtener un peso constante, el SDPO se almacenó en bolsas estériles en refrigeración (4 °C) hasta su uso, para evitar contaminación de microorganismos que afecten las propiedades fisicoquímicas (Postemsky y López-Castro, 2016). Para obtener los extractos hidroalcohólicos (70 %), se añadió alcohol (1:3 g/v) al SDPO y se dejó macerar durante 24 h a 25 °C. Posteriormente se filtró, se concentró utilizando un rotaevaporador y se liofilizó para su secado, finalmente se almacenó a 4 °C hasta su uso (Pineda-Alegría *et al.*, 2017).

El inóculo de *N. aberrans* se obtuvo de una población pura con raíces agalladas de jitomate (*Solanum lycopersicum*), la cuales se recolectaron en el Colegio de Postgraduados, Campus Montecillo, Estado de México, México. Se obtuvieron huevos utilizando el método descrito por Babaali *et al.* (2107). Los huevos frescos se incubaron a 27 °C por ocho días en placas de Petri con agua destilada estéril, hasta la eclosión y obtención de juveniles del segundo estadio (J2) (Vázquez-Sánchez *et al.*, 2018).

Las semillas de chile var. California Wonder susceptible a *N. aberrans* se desinfectaron con hipoclorito de sodio al 1% por 1 min, se enjuagaron, se secaron y colocaron en placas de Petri sobre toallas de papel humedecidas con agua estéril y se germinaron a 27 °C. Cuando las plántulas tuvieron 60 días de edad en las placas de Petri, se trasplantaron en macetas de 1 kg que contenían los tratamientos a evaluar *in situ* y se dejó transcurrir 30 días antes de establecer el experimento. Se mantuvieron en condiciones de invernadero con riego diario hasta que desarrollaron tres pares de hojas verdaderas (siete semanas de edad). A los 30 días después del trasplante cada plántula de chile se inoculó con 2 mL de agua conteniendo 2000 J2 en la base del tallo con una jeringa hipodérmica y se mantuvo un riego moderado para garantizar la humedad (Chavarro-Carrero *et al.*, 2017).

Para la evaluación *in situ* se utilizaron macetas de 1 L de capacidad con 10 repeticiones con cada uno de los siguientes tratamientos: T1= control (Peat moss), T2= Nematicida (Peat moss + Fluopiram) y T3= SDPO (Peat moss 80% + SDPO 20%). Las variables evaluadas fueron: número de agallas, masas de huevos y huevos por gramo de raíz a los 45 días después de la inoculación (ddi). El número de agallas se obtuvo con la ayuda de una lupa. Para tener el número de masas de huevos, los huevos se sumergieron en una solución de Floxina B (0.15 g L⁻¹ de agua) por 20 min, para que las masas de huevos se tiñeran de rojo y se facilitara el conteo, después se retiró el colorante y con ayuda de una lupa se realizó el conteo. Para el determinar el número de huevos por gramo de raíz se siguió el método descrito por Vrain (1977). El conteo consistió en colocar alícuotas de 10 µL con 10 repeticiones por muestra y observarlas en el microscopio, posteriormente se dividió el número total de masas de huevos entre el peso de las raíces en gramos. Los resultados se expresaron en número de huevos por gramo de raíz (número de huevos g raíz⁻¹). El ensayo se realizó bajo un diseño completamente al azar con siete repeticiones por tratamiento y un total de 21 unidades experimentales.

Para las pruebas *in vitro* se utilizaron placas de microtitulación de 96 pocillos, donde se colocaron seis diluciones del extracto hidroalcohólico de SDPO en concentraciones seriadas de 0.6, 1.2, 2.5, 5 y 20 mg mL⁻¹ en 100 µL finales con 50 nematodos (J2) de *N. aberrans*. Se incluyó un control negativo PBS (Tampón Fosfato Salino, pH 7.4) y un control positivo nematicida comercial (Verango Prime®) (50 mg mL⁻¹ Fluopiram). El bioensayo se realizó por duplicado bajo un arreglo complementario al azar con cuatro repeticiones por cada tratamiento. Las placas se cubrieron con papel aluminio y se incubaron a 27 °C. Finalmente, tras 72 h post confrontación se realizaron las lecturas de mortalidad de acuerdo al método descrito por Pineda-Alegría *et al.* (2017).

Análisis estadístico. Todos los datos experimentales fueron analizados bajo un diseño completamente al azar. En las pruebas *in vitro* se realizó un ANOVA, seguido de una comparación de medias con la prueba de Tukey ($p < 0.05$), ajustado con Schiller-Orelli. Para el ensayo *in situ* se homogenizó las varianzas, los datos se transformaron por raíz cuadrada ($x+1$), y fueron analizados con el procedimiento del Modelo Lineal General (GLM) y la prueba Mínima Diferencia Significativa (LSD) de Fisher para comparar las medias de cada tratamiento. Todos los análisis se realizaron en el programa estadístico Statistical Analysis System SAS 9.0.

El mayor porcentaje de mortalidad de J2, se obtuvo con el T6 (20 mg mL⁻¹) con un 98 % de mortalidad y no tuvo diferencia significativa respecto al control positivo

Fluopiram (99.3 %), seguido del T5 que provocó un 88.3 % de mortalidad. En las concentraciones de 0.6, 1.2 y 2.5 mg mL⁻¹ presentaron bajo porcentaje de mortalidad y no hubo diferencias significativas entre sus medias y el control con PBS (Cuadro 1).

Cuadro 1. Mortalidad de *N. aberrans* (J2) en presencia del extracto del sustrato degradado de *P. ostreatus* (SDPO) a 72 h post confrontación.

Tratamientos	Concentración (mg mL ⁻¹)	Mortalidad ajustada (%) ± SD *
T1	0.6	2.8 ± 3.3 ^{cd}
T2	1.2	4.6 ± 5.0 ^{cd}
T3	2.5	5.0 ± 4.4 ^{cd}
T4	5.0	12.0 ± 10.9 ^c
T5	10	88.3 ± 5.1 ^b
T6	20	98.0 ± 2.3 ^a
Fluopiram (control positivo)	50	99.3 ± 1.4 ^a
Control PBS (control negativo)	1x	0.9 ± 1.3 ^d

SD=Desviación estándar. * medias con letras diferentes son estadísticamente significantes (Tukey, **p*<0.05), ajustado con Schiller-Orelli.

En las evaluaciones *in vitro* de mortalidad realizadas en el presente estudio se logró disminuir la población de *N. aberrans* hasta un 98 % con el extracto del SDPO con 20 mg mL⁻¹, lo que sugirió que la mortalidad, está relacionada con el incremento de concentración. Este efecto podría atribuirse a la presencia de metabolitos secundarios en el extracto, los cuales han sido ampliamente notificados por su actividad nematocida. Metabolitos secundarios como: 1) fenoles, 2) flavonoides, 3) saponinas y 4) terpenoides podrían estar involucrados en la despolarización de la membrana celular de los nematodos parásitos, afectando su homeostasis y causando su muerte. Por ejemplo, se ha notificado que los fenoles pueden inducir daño en las membranas celulares y alterar la actividad enzimática (peroxidasas, proteasas de cisteína o quitinasas) esenciales para la supervivencia de los nematodos (Chitwood, 2002). Los flavonoides han demostrado ser tóxicos para diversos nematodos al interferir con procesos bioquímicos fundamentales, como la inhibición de enzimas antioxidantes, lo que provoca estrés oxidativo (especies reactivas de oxígeno) (Chin *et al.*, 2018). Las saponinas han sido identificadas como disruptores de la permeabilidad celular, promoviendo la lisis de membranas y alterando el metabolismo energético de los nematodos (Francis *et al.*, 2002). Por su parte, los terpenoides han mostrado actividad nematocida a través de la inhibición de la motilidad e inducción de parálisis, probablemente por su interacción con receptores neuronales y canales iónicos en la membrana celular (Ntalli y Caboni, 2012). Además, los resultados *in vitro* del presente estudio fueron superiores a lo reportados por Hahn *et al.* (2019), con extractos acuosos de *P. djamor* y *P. erygii* donde lograron una mortalidad del 78 y 90 % en J2 de *M. incognita*. También, se ha notificado una CL₅₀ de 2.7 mg mL⁻¹ (2.64-2.82) cuando se confrontó larvas J2 de *N. aberrans* contra extractos hidroalcohólicos de un sustrato degradado por *P. ostreatus* conformado por pulpa de café (*Coffea canephora*), pasto pangola (*Digitaria eriantha*) y olote de maíz (*Zea mays*) (Cruz-Arévalo *et al.*, 2024).

En la evaluación *in situ* del presente trabajo con el SDPO contra *N. aberrans*, se encontró que el tratamiento T3 de Peat moss 80 % + SDPO 20 % (v/v) es satisfactorio, ya que el número de agallas que se formaron en el sistema radicular de las plantas de Chile a los 45 ddi, se redujo significativamente en 82 %, las masas de huevos disminuyó un 99 y un 98 % el número de huevos, con respecto al tratamiento T1 (Peat moss), y no tuvo diferencias significativas en comparación con el tratamiento T2 (Peat moss + Fluopiram) (Cuadro 2). Estos resultados son similares utilizando diferentes porcentajes de SDPO (30, 50 y 70 %), para el control de *Meloidogyne* spp. en macetas en condiciones de invernadero donde se logró reducir de forma significativa hasta un 70 % la población de nematodos (Abbasi *et al.*, 2014).

Cuadro 2. Efecto *in situ* del sustrato degradado de *P. ostreatus* contra *N. aberrans* a los 45 días de la inoculación en plantas de Chile.

Tratamientos	Composición de tratamientos	Agallas g raíz ^{1z}	Masa de huevos g raíz ^{1z}	Huevos g raíz ^{1z}
T1	Peat moss	3.5 ^a	4.0 ^a	390 ^a
T2	Peat moss + Fluopiram	0.0 ^b	0.0 ^b	0.0 ^b
T3	Peat moss 80% + SDPO 20%	0.6 ^b	0.3 ^b	6.0 ^b

^zPromedios con misma letra indican que no hay diferencia significativa (Tukey, *= $p < 0.05$).

Con la utilización de SDPO cultivado en salvado de trigo y arroz al aplicar 1200 g m² ⁻¹, disminuyeron de 86.2 a 80.2 % el número de agallas y masas de huevos de *M. incognita* (Mostafa *et al.*, 2019). Otros reportes han evidenciado que la actividad nematicida del SDPO contra *N. aberrans* logra una reducción significativa al aplicar una dosis de 10, 20 y 30 g mL⁻¹ en macetas en invernadero con 1 kg de suelo franco arenoso esterilizado (Aslam y Saifullah, 2013). Adicionalmente, en evaluaciones *in vitro* reportaron que con una concentración de 10.7 µg mg⁻¹ de SDPO fue efectiva para reducir la eclosión de huevos y eliminar juveniles de nematodos agalladores.

Por otro lado, se han realizado investigaciones sobre el uso de diferentes sustratos agrícolas para el cultivo de *P. ostreatus*, lo que podría influir en la actividad nematicida del sustrato degradado. Por ejemplo, un estudio evaluó la capacidad productiva de *P. ostreatus* utilizando alfalfa (*Medicago sativa*) deshidratada como suplemento en diferentes sustratos agrícolas, encontrando que la suplementación con alfalfa incrementó la eficiencia biológica y la tasa de biodegradación de los sustratos (Romero *et al.*, 2018). Otro estudio evaluó la producción de *P. ostreatus* en diferentes sustratos agroresiduales, como paja de cebada (*Hordeum vulgare*), hoja de plátano (*Musa paradisiaca*) y forraje de maíz (*Zea mays*), y encontró que la mezcla de estos sustratos puede influir en la producción del hongo comestible y, potencialmente, en las propiedades del sustrato degradado (Vázquez-Vázquez *et al.*, 2020). Aunque estos estudios no abordan un estudio sobre la actividad nematicida del sustrato degradado de *P. ostreatus* contra *N. aberrans*, es importante la búsqueda de insumos naturales efectivos con el fin de reducir el uso de nematicidas comerciales. Este paso es vital para una producción agrícola sostenible; sin

embargo, es esencial conocer cómo actúan los metabolitos activos presentes y analizar su eficacia en condiciones reales de campo.

Los resultados de la presente investigación permiten concluir que el SDPO posee actividad nematocida del 98 % de mortalidad *in vitro* contra juveniles de segundo estadio *N. aberrans*. Además, en el ensayo *in situ* el mejor tratamiento fue la combinación de Peat moss 80 % + SDPO 20 %, ya que se logró disminuir un 82 % el número de agallas y un 98 % el número de masas de huevos de *N. aberrans*. Cabe resaltar que la paja de trigo donde el hongo fue crecido es un insumo económico y el residuo puede ser aprovechado como fuente de metabolitos secundarios para el control de nematodos agalladores, por lo que los resultados respaldan el potencial del SDPO como una herramienta sustentable y sostenible para el manejo de *N. aberrans* que afectan el cultivo de chile en México, ofreciendo alternativas naturales de control.

AGRADECIMIENTOS

El presente estudio fue financiado por la Secretaría de Ciencia, Humanidades, Tecnología e Innovación (SECIHTI) de México. Proyecto con número de registro CBF2023-2024-387.

REFERENCIAS

- Abbasi A, Mohammadi TA and Rahanandeh H. 2014. Evaluation of mushroom compost for the bio control root-knot nematode. International Journal of Biosciences (IJB) 5(8):147-153. <https://doi.org/10.12692/ijb/5.8.147-153>
- Aguilar-Marcelino L, de Freitas Soares FE, Marques-Ferreira J, Pineda-Alegría JA, Castañeda-Ramírez GS, Cruz-Arévalo J, Páez-León SY and Mendoza-Ortega B. 2024. Edible Mushroom Bioproducts for Controlling Parasitic Nematodes. In: Kumar DS, Sridhar RK and El Enshasy HA(Eds.). Bioprospects of Macrofungi: Recent Developments. 1st edition. Volumen 1. Pp 384-402. CRC PRESS. <https://doi.org/10.1201/9781003343806>
- Armas-Tizapantzi A, Mata G, Hernández-Cuevas LV y Montiel-González AM. 2019. Estructuras tipo toxocistos en *Pleurotus ostreatus* y *P. pulmonarius*. Scientia Fungorum 49: e1250. <https://doi.org/10.33885/sf.2019.49.1250>
- Aslam S and Saifullah 2013. Organic management of root knot nematodes in tomato with spent mushroom compost. Sarhad Journal of Agriculture, 29(1): 63-69. Disponible en: <https://api.semanticscholar.org/CorpusID:54801235>
- Babaali D, Roeb J, Hammache M and Hallmann J. 2017. Nematicidal potential of aqueous and ethanol extracts gained from *Datura stramonium*, *D. innoxia* and *D. tatula* on *Meloidogyne incognita*. Journal of Plant Diseases and Protection 124: 339-348. <https://doi.org/10.1007/s41348-017-0079-7>
- Beltrán-Delgado Y, Morris QHJ, Reynaldo de la Cruz E, Quevedo MY and Bermúdez SRC. 2013. Content of total phenols in *Pleurotus* sp. extracts obtained with solvents of different polarity. Revista Cubana de Investigaciones Biomédicas 32(2):121-129. Disponible en línea: http://scielo.sld.cu/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0864-03002013000200001&lng=es&nrm=iso
- Carrillo-Lara JD, Méndez-Márquez RO, Gutiérrez HR, Reyes ECA y Miranda DPP. 2017. Actividad antibacteriana de *Pleurotus ostreatus*. Compendio Investigativo de Academia Journals. Celaya, Guanajuato, México. p. 990-995.
- Chavarro-Carrero EA, Valdovinos-Ponce G, Gómez-Rodríguez O, Nava-Díaz C, Aguilar-Rincón VH y Valadez-Moctezuma E. 2017. Respuesta de la línea 35-3 de chile tipo huacle (*Capsicum annuum*) a dos poblaciones de *Nacobbus aberrans*. Nematropica 47(1): 74-85. Disponible en línea: <http://hdl.handle.net/10521/3572>
- Chegwin C y Nieto IJ. 2013. Influencia del medio de cultivo en la producción de metabolitos secundarios del hongo comestible *Pleurotus ostreatus* cultivado por fermentación en estado líquido empleando harinas de cereales como fuente de carbono. Revista Mexicana de Micología 37: 01-09. <https://doi.org/10.33885/sf.2013.3.1107>

- Chin S, Behm CA and Mathesius U. 2018. Functions of Flavonoids in Plant–Nematode Interactions. *Plants* 7(4): 85. <https://doi.org/10.3390/plants7040085>
- Chitwood DJ. 2002. Phytochemical-based strategies for nematode control. *Annual Review of Phytopathology* 40: 221-249. <https://doi.org/10.1146/annurev.phyto.40.032602.130045>
- Cristóbal-Alejo J, Mora-Aguilera G, Manzanilla-López RH, Marbán-Méndez N, Sánchez-García P, Del Prado-Vera IC and Evans K. 2006. Epidemiology and integrated control of *Nacobbus aberrans* on tomato in Mexico. *Nematology* 8(5): 727-737. <https://doi.org/10.1163/156854106778877929>
- Cruz-Arévalo J, Hernández-Velázquez VM, Cardoso-Taketa AT, González-Cortazar M, Sánchez-Vázquez JE, Peña-Chora G, Villar-Luna E and Aguilar-Marcelino L. 2024. Hydroalcoholic Extracts from *Pleurotus ostreatus* Spent Substrate with Nematocidal Activity against *Nacobbus aberrans*. *Plants*, 13. <https://doi.org/10.3390/plants13131777>
- De Freitas-Soares FE, Nakajima VM, Sufiate BL, Satiro LAS, Gomes EH, Fróes FV and de Queiroz JH. 2019. Proteolytic and nematocidal potential of the compost colonized by *Hypsizygus marmoreus*. *Experimental parasitology* 197: 16-1. <https://doi.org/10.1016/j.exppara.2018.12.006>
- De León-Monzón JH, Sánchez JE, Nahed-Toral J. 2004. El cultivo de *Pleurotus ostreatus* en los altos de Chiapas, México. *Rev. Mex. Mic.* 18(1): 31-38. Disponible en línea: <https://www.redalyc.org/articulo.oa?id=88318007>
- Francis G, Kerem Z, Makkar HP, Becker K. 2002. The biological action of saponins in animal systems: a review. *British Journal of Nutrition* 88(6): 587-605. <https://doi.org/10.1079/BJN2002725>
- Hahn MH, May De Mio LL, Kuhn OJ, Silveira Duarte HS. 2019. Nematophagous mushrooms can be an alternative to control *Meloidogyne javanica*. *Biological Control* 138: 1–9. <https://doi.org/10.1016/j.biocontrol.2019.104024>
- Jones JT, Haegeman A, Danchin EGJ, Gaur HS, Helder J, Jones MGK and Perry RN. 2013. Top 10 plant-parasitic nematodes in molecular plant pathology. *Molecular plant pathology* 14(9): 946–961. <https://doi.org/10.1111/mpp.12057>
- Kang DS, Min KJ, Kwak AM, Lee SY and Kang H. 2017. Defense Response and Suppression of *Phytophthora* Blight Disease of Pepper by Water Extract from Spent Mushroom Substrate of *Lentinula edodes*. *The Plant Pathology Journal* 33(3): 264–275. <https://doi.org/10.5423/PPJ.OA.02.2017.0030>
- Li GH and Zhang KQ. 2014. Nematode-toxic fungi and their nematocidal metabolites. *Nematode-trapping fungi*, 313-375. Disponible en: <https://api.semanticscholar.org/CorpusID:80807730>
- Luo H, Liu Y, Fang L, Li X, Tang N and Zhang K. 2007. *Coprinus comatus* damages nematode cuticles mechanically with spiny balls and produces potent toxins to immobilize nematodes. *Applied and Environmental Microbiology* 73(12): 3916–3923. <https://doi.org/10.1128/AEM.02770-06>
- Manzanilla-López RH, Costilla MA, Doucet M, Franco R, Inserra RN, Lehman PS, Cid del Prado-Vera I, Souza RM and Evans K. 2002. The genus *Nacobbus* Thorne y Allen, 1944 (Nematodo: Pratylenchidae): Systematics, Distribution, Biology, and Management. *Nematropica* 32: 149–227.
- Mostafa DM, Awd Allah SFA and Awad-Allah EFA. 2019. Potential of *Pleurotus sajor-caju* compost for controlling *Meloidogyne incognita* and improve nutritional status of tomato plants. *Journal of Plant Science and Phytopathology* 2019; 3: 118-127. <https://doi.org/10.29328/journal.jpssp.1001042>
- Ntalli NG and Caboni P. 2012. Botanical nematicides: a review. *Journal of Agricultural and Food Chemistry* 60(40): 9929-9940. <https://doi.org/10.1021/jf303107j>
- Palizi P, Goltapeh EM, Pourjam E and Safaie N. 2009. Potential of oyster mushrooms for the biocontrol of sugar beet nematode (*Heterodera schachtii*). *Journal of Plant Protection Research*, 49(1): 27–34. <https://doi.org/10.2478/v10045-009-0004-6>
- Parada RY, Murakami S, Shimomura N, Egusa M and Otani H. 2011. Autoclaved spent substrate of hatakeshimaji mushroom (*Lyophyllum decastes* Sing) and its water extract protect cucumber from anthracnose. *Crop Protection* 30(4): 443–450. <https://doi.org/10.1016/j.cropro.2010.11.021>
- Pineda-Alegria JA, Sánchez JE, González-Cortazar M, von Son-de Fernex E, González-Garduño R, Mendoza-de Gives P, Zamilpa A and Aguilar-Marcelino L. 2020. *In vitro* nematocidal activity of commercial fatty acids and β -sitosterol against *Haemonchus contortus*. *Journal of Helminthology* 94 (e135): 1–4. <https://doi.org/10.1017/S0022149X20000152>

- Pineda-Alegría JA, Sánchez-Vázquez JE, González-Cortazar M, Zamilpa A, López-Arellano ME, Cuevas-Padilla EJ, Mendoza-de-Gives P and Aguilar-Marcelino L. 2017. The Edible Mushroom *Pleurotus djamor* Produces Metabolites with Lethal Activity Against the Parasitic Nematode *Haemonchus contortus*. Journal of Medicinal Food 1–9. <https://doi.org/10.1089/jmf.2017.0031>
- Postemsky PD y López-Castro RI. 2016. Aplicaciones de sustrato residual del cultivo de hongos en la producción hortícola. Horticultura Argentina 35(86): 1851-9342. Disponible en línea: <http://www.horticulturaar.com.ar/publicaciones-31.htm>
- Rodríguez-Barrera TM, Telléz-Telléz M, Sánchez JE, Castañeda-Ramírez GS, Acosta-Urdapilleta ML, Bautista-Garfias CR and Aguilar-Marcelino L. 2021. Edible mushrooms of the genus *Pleurotus* as biocontrol agents of parasites of importance for livestock. Scientia Fungorum 52 (e1375):1-12. <https://doi.org/10.33885/sf.2021.52.1375>
- Romero AO, Valencia de Ita MA, Rivera Tapia JA, Tello Salgado I, Villarreal Espino Barros OA, Damián H y Ángel M. 2018. Capacidad productiva de *Pleurotus ostreatus* utilizando alfalfa deshidratada como suplemento en diferentes sustratos agrícolas. Agricultura, Sociedad Y Desarrollo 15(2): 145–160. <https://doi.org/10.22231/asyd.v15i2.788>
- Sánchez C. 2010. Cultivation of *Pleurotus ostreatus* and other edible mushrooms. Appl Microbiol Biotechnol. 85:1321–1337. <https://doi.org/10.1007/s00253-009-2343-7>
- Secretaría de Agricultura y Desarrollo Rural (SADER) (2021). Comunicado 422 del 15 de septiembre de 2021.
- Toledo-R JC, Sosa-Moss C, Zavaleta-Mejía E y Martínez-Garza Á. 1992. Evaluación del daño causado por las razas Na-1 y Na-2 de *Nacobbus aberrans* (Nematoda: Nacobbidae) en tomate y chile. Agrociencia 3: 99–107.
- Vázquez-Sánchez M, Medina-Medrano JR, Cortez-Madrigal H, Angoa-Pérez MV, Muñoz-Ruiz CV and Villar-Luna E. 2018. Nematicidal activity of wild plant extracts against second-stage juveniles of *Nacobbus aberrans*. Nematropica 48(2): 136-144.
- Vázquez-Vázquez MG, Juárez-Santillan LF, Aguilar-Aguilar FA, Martínez-Reséndiz G, López-Ceballos J de J y Reyes-Gómez JP. 2020. Evaluación de diferentes sustratos agroresiduales para la producción de *Pleurotus ostreatus*. Revista Internacional de Desarrollo Regional Sustentable 5(1).
- Vrain TC. 1977. A technique for the collection of larvae of *Meloidogyne* spp. and a comparison of eggs and larvae as inoculum. Journal of Nematology 9(3):249-251.
- Yusidah I and Istifadah N. 2018. The abilities of spent mushroom substrate to suppress basal rot disease (*Fusarium oxysporum* f. sp *cepae*) in shallot. International Journal of Bioscience 13(1): 440–448. <https://doi.org/10.12692/ijb/13.1.440-448>