



Pochonia chlamydosporia var. *chlamydosporia* sobre huevos de *Meloidogyne incognita* de Escuinapa, Sinaloa

Omar Jiménez-Pérez¹, Bernardo Espinosa-Palomeque¹, Augusto Gil Ceballos-Ceballos², Francisco Castillo-Reyes³, Gabriel Gallegos-Morales^{2*}. ¹Agricultura Sustentable y Protegida, Universidad Tecnológica de Escuinapa, Camino al Guasimal S/N, Colonia Centro, Escuinapa de Hidalgo, Sinaloa, CP 82400, México. ²Departamento de Parasitología, Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro. Calzada Antonio Narro 1923, Buenavista, Saltillo, Coahuila CP 25315, México. ³Campo Experimental Saltillo-INIFAP. Carretera Saltillo-Zacatecas, km 342+119, Núm. 9515, Buenavista, Saltillo, Coahuila, CP 25315, México.

*Autor de Correspondencia:
Gabriel Gallegos-Morales
ggalmor@uaaan.edu.mx

Sección:
Edición periódica

Recibido:
30 Noviembre, 2024
Aceptado:
06 Noviembre, 2025
Publicado:
14 Noviembre, 2025
Adelantada 2026

Cita:
Jiménez-Pérez O, Espinosa-Palomeque B, Ceballos-Ceballos AG, Castillo-Reyes F y Gallegos-Morales G. 2026. *Pochonia chlamydosporia* var. *chlamydosporia* sobre huevos de *Meloidogyne incognita* de Escuinapa, Sinaloa. Revista Mexicana de Fitopatología 44(1): 99.
<https://doi.org/10.18781/R.ME.X.FIT.2024-31>

RESUMEN

Antecedentes/Objetivo. El cultivo del chile es de gran importancia para Escuinapa por ser el mayor productor de chile en Sinaloa, México. Su producción se ve afectada por diversas plagas, como el nematodo *Meloidogyne* que llega a ocasionar hasta el 50 % de pérdidas. Su control radica en aplicaciones de nematicidas químicos. Por lo tanto, la necesidad de más alternativas sustentables de biocontrol es crucial. El objetivo de este estudio fue aislar e identificar al nematodo y al hongo parasito de nematodos y evaluar su parasitismo *in vitro* sobre huevos del nematodo agallador de plantas de chile de Escuinapa, Sinaloa.

Desarrollo experimental. Se colectaron raíces de chile con agallas de nematodos para aislar e identificar al nematodo causante de la enfermedad y a hongos nematófagos. Las hembras y juveniles se identificaron mediante cortes perineales y morfometría. El hongo nematófago se identificó morfológicamente y por secuenciación molecular (ITS1 e ITS2). Se evaluó el parasitismo *in vitro* del hongo sobre huevos de *Meloidogyne* a seis concentraciones de esporas más un testigo. Con los datos obtenidos se calculó el porcentaje de parasitismo y la DL50 y DL95 mediante análisis probit.

Resultados. Se identificó morfológicamente a *Meloidogyne incognita* como el nematodo agallador de raíces de plantas de chile. A su vez, se aisló e identificó morfológica y molecularmente a *Pochonia chlamydosporia* var. *chlamydosporia*, el cual, demostró altos porcentajes de parasitismo (98.9 %) *in vitro* sobre huevos de este nematodo en un periodo de tiempo de 48 horas.

Conclusión. Se aisló una cepa de *Pochonia chlamydosporia* de *Meloidogyne incognita* que presentó altos niveles de parasitismo en huevos (80 a 98 %) de este nematodo *in vitro*. Ensayos *in vivo* y en campo pudieran confirmar su eficacia de control como bionematicida.

Palabras clave: Alternativa, Biocontrol, Hongo nematófago, *In vitro*, Nematodo agallador



INTRODUCCIÓN

El chile (*Capsicum annum*) es una hortaliza de gran importancia para México ya que es el segundo país con mayor producción a nivel mundial. En el 2023 se registró una producción anual de 3 681 061 t, aportando el 21.4 % de la producción nacional de hortalizas. Los principales estados productores fueron Chihuahua y Sinaloa (SIAP, 2025a), este último cuenta con una superficie de siembra de 16 888.70 ha y una producción de 813,081.23 t, siendo el municipio de Escuinapa el de mayor superficie (4 962.00 ha) y producción (215,568.27 t) (SIAP, 2025b). Sin embargo, este es afectado por diversas plagas y enfermedades, una de las más importantes es el nematodo agallador *Meloidogyne* spp., que ataca a una gran variedad de hortalizas como melón (*Cucumis melo*), tomate (*Solanum lycopersicum*) (Cristóbal-Alejo *et al.*, 2021), higuera (*Ficus carica*), betabel (*Beta vulgaris*), albahaca (*Ocimum basilicum*), calabaza (*Cucurbita* sp.) (Romero *et al.*, 2019), pepino (*Cucumis sativus*), sandía (*Citrillus vulgaris*), berenjena (*Solanum melongena*), tabaco (*Nicotiana tabacum*), cacahuete (*Arachis hypogaea*), entre otras más (Carrillo-Fasio *et al.*, 2000).

Los cultivos afectados por *Meloidogyne* spp., manifiestan la formación de agallas en las raíces, lo que impide la absorción y transporte de agua y nutrientes a las hojas, produciendo amarillamiento, marchitez, menor tamaño de la planta y frutos, y posteriormente la muerte (Velásquez-Valle *et al.*, 2013; Dagatti *et al.*, 2014). También puede ocasionar hasta un 52 % de severidad en plantas de chile y en producción (Fernández-Santillán *et al.*, 2016; Tola *et al.* 2023). Entre las principales especies reportadas de *Meloidogyne* se encuentran; *M. incognita*, *M. arenaria*, *M. javanica* (Romero *et al.*, 2019; Long *et al.*, 2023), *M. enterolobii* (Romero *et al.*, 2019; Carrillo-Fasio *et al.*, 2020; Long *et al.*, 2023) y *M. hapla* (Martínez-Gallardo *et al.*, 2019; Romero *et al.*, 2019).

Para su control se utilizan compuestos químicos como oxamyl (Figueroa *et al.*, 2016; Avelar-Mejía *et al.*, 2018) y carbofuran (Medina *et al.*, 2017), los cuales son considerados altamente tóxicos para mamíferos, aves y abejas; además de presentar alta lixiviación y persistencia en el agua (Lewis *et al.*, 2016). No obstante, existen alternativas para el control de nematodos, como la siembra de variedades resistentes (Carrillo-Fasio *et al.*, 2020) o la aplicación de hongos parásitos de nematodos. Por ejemplo, *Pochonia chlamydosporia* parasita huevos de nematodos (Arévalo *et al.*, 2012), mediante la formación apresorios con los que penetra al interior (Lopez-Llorca *et al.*, 2008) y produce enzimas (proteasas y quitinasas) que degradan la pared de los huevos, facilitando la penetración del hongo (Esteves *et al.*, 2009). Otras especies de hongos como las micorrizas, *Trichoderma* sp., (Cristóbal-Alejo *et al.*, 2023), *Lecanicillium psalliotae* y *Paecilomyces* sp., también han sido reportados como parásitos de estos microorganismos (Arévalo *et al.*, 2009). Por tal motivo, el objetivo de este trabajo fue aislar e identificar al nematodo causante de los daños y a un hongo nematófago y evaluar su parasitismo sobre huevos de *Meloidogyne* sp. en plantas de chile de Escuinapa, Sinaloa, como una alternativa ecológica y sustentable al control de nematodos.

DESARROLLO EXPERIMENTAL

Colecta y procesamiento de muestras. La colecta de las muestras se realizó en Cristo rey, Escuinapa, Sinaloa (Latitud 22.5817° o 22° 34' 54" norte y Longitud -105.72492° o 105° 43' 30" oeste, a 6 msnm). Las muestras se procesaron en el Laboratorio de Microbiología del Departamento de Parasitología Agrícola, ubicada en la Universidad Autónoma Agraria

Antonio Narro, Saltillo, Coahuila (Latitud 25° 21' 13" Norte y Longitud 101° 1' 56" Oeste, con una altura de 1,742 msnm).

Aislamiento e identificación morfológica del nematodo. Se recolectaron nueve muestras de raíces con agallas en tres parcelas comerciales de chile serrano híbrido Platino en etapa de producción. Las muestras fueron colocadas en hieleras, etiquetadas y trasladadas al Laboratorio de Microbiología para su procesamiento. Las raíces se lavaron con agua corriente para retirar los restos de suelo y se extrajeron hembras de la raíz a las que se les realizaron cortes perineales. Se observaron 10 hembras para su identificación mediante la metodología descrita por Hartman y Sasser (1985) y las características se compararon con las descritas por algunos autores (Taylor y Sasser 1978; Garrido *et al.*, 2014; Zeng *et al.*, 2014). Por otra parte, se realizó el análisis morfométrico de 10 juveniles del segundo estadio (J2), los cuales se observaron en microscopio compuesto (Nikon Eclipse E200LED MV R) y se compararon sus características morfológicas por las referidas por Hunt y Handoo (2009) y Zeng *et al.* (2014).

Aislamiento, identificación morfológica y molecular del hongo parásito de *Meloidogyne* sp. De raíces de plantas de chile con presencia de agallas causadas por *Meloidogyne* sp., se colectaron cuatro masas de huevos y tres hembras globosas que presentaban una coloración oscura y una de ellas con presencia de micelio y esporas de hongo. Las muestras se lavaron con una solución de NaClO al 1.5 % por 1 min y se enjuagaron tres ocasiones con agua destilada estéril para retirar los residuos de NaClO. Las muestras fueron sembradas en cajas Petri con medio de cultivo Agar-Agua (Agar bacteriológico 16 g, agua destilada 1 L y pH 7) e incubadas en oscuridad por 72 h a 28 °C. Pasado este tiempo se purificaron los hongos presentes en dichas muestras mediante la técnica de punta de hifa y se transfirieron a nuevas cajas Petri con medio Agar Jugo V8 (agua destilada 450 mL, jugo v8 50 mL, agar bacteriológico 8 g, carbonato de calcio 0.62 g, pH 7), para posteriormente ser identificados morfológicamente a nivel especie mediante la observación de preparaciones microscópicas en portaobjetos con azul de lactofenol vistas al microscopio compuesto, las cuales fueron comparadas con las descritas por Gams y Zare (2003).

La confirmación de la especie se realizó molecularmente, para lo cual, la cepa fue enviada al Laboratorio Nacional de Biotecnología Agrícola, Médica y Ambiental (LANBAMA) en San Luis Potosí, México. La muestra fue secuenciada con el método del didesoxinucleótido marcado en el secuenciador 3130 Genetic Analyzer (Applied Biosystems) en un Genic Analyzer automático serie 3500. Se utilizaron cebadores de espaciador interno transcrito ITS1 (TCCGTAGGTGAACCTGCGG) de una subunidad ribosomal del gen 5.8S RNA e ITS2 (GCTGCGTTCTTCATCGATGC) (Levío-Raimán *et al.*, 2021). Para amplificar los genes se utilizaron un Termociclador Veriti para PCR punto final (Applied Biosystems).

Evaluación del parasitismo *in vitro* del hongo sobre huevos de *Meloidogyne* sp. Se extrajeron masas de huevos de *Meloidogyne*, las cuales se desinfectaron en una solución de Cloranfenicol 0.1 %; se lavaron por 2 min en una solución de NaClO 0.5 % y en agua destilada estéril por 3 min para retirar el exceso de NaClO (Cortez-Hernández *et al.*, 2019), para luego ser pasados con un tamiz estéril de 500 mallas bajo campana de flujo laminar. Luego fueron transferidos a un tubo Falcon de 50 mL con agua destilada estéril, obteniendo una concentración de 680 huevos por mL. Posteriormente, un total de 50 ±5 huevos se

transfirieron a tubos eppendorf de 2 mL. Enseguida se aplicaron los tratamientos a base de esporas de *Pochonia*, el cual fue multiplicado en medio de cultivo líquido Caldo Dextrosa y Papa (caldo de papa 1000 mL, dextrosa 15 g, extracto de malta 3 g, extracto de levadura 3 g) por siete días en agitación constante a 28 ± 2 °C y un fotoperiodo de 12:12 h luz y oscuridad. Se realizaron siete tratamientos (T1= 2.3×10^6 , T2= 4.7×10^6 , T3= 9.5×10^6 , T4= 2.3×10^7 , T5= 4.7×10^7 , T6= 9.5×10^7 esporas mL⁻¹ y T7= Testigo sin esporas). Cada tubo se aforó a 1 mL con agua destilada estéril. El diseño fue completamente al azar y cada tratamiento contó con ocho repeticiones. Los tratamientos se incubaron a 28 °C, con un fotoperiodo de 12:12 luz y oscuridad en una incubadora (Yamato, IC403CW), y a las 48 h se realizó la evaluación del parasitismo. El porcentaje de parasitismo se calculó con la fórmula descrita por Peraza-Padilla *et al.* (2014) $\%HP = \frac{NHP}{TH} \times 100$.

Dónde: %HP= Porcentaje de Huevos Parasitados, NHP= Numero de Huevos Parasitados y TH= Total de Huevos.

Con los datos obtenidos se realizó un análisis de varianza con prueba de comparación de medias de Tukey ($p \leq 0.05$) en el programa estadístico InfoStat versión 2019.1.2.0. Además, se realizó un análisis probit con el programa SAS para determinar la dosis letal 50 (DL50) y dosis letal 95 (DL95) del parasitismo obtenido con intervalos de confianza del 95 %, ya que estas son medidas útiles para describir la efectividad del tratamiento.

Identificación morfológica de la especie de nematodo parásito de raíces de plantas de Chile. De acuerdo con los cortes perianales de las hembras globosas (Figura 1 C) vistos al microscopio compuesto, la especie es *M. incognita*. Las características que presentó fueron estrías delineadas que formaban arcos cuadrangulares altos, presencia de fásquidos distantes, así como vulva y ano ampliamente separados. También se pudo observar la ausencia de la línea lateral (Figura 1 A-B), concordando dichas características por las descritas por Taylor y Sasser (1978) y Garrido *et al.* (2014), Zeng *et al.* (2014). Los estadios juveniles J2 fueron filiformes, con una longitud promedio de 420 µm, estilete corto de 18 a 20 µm con nódulos medianos visibles, cola de 36 a 40 µm de longitud, la cual se estrecha hasta llegar a un extremo subagudo y sin estrías y al final hialina (Figura E- F), los J4 presentaron forma de salchicha (Figura 1 D) (Hunt y Handoo, 2009; Zeng *et al.*, 2014).

Existen diversos estudios que reportan a *M. incognita* como parásito de plantas de Chile. Por ejemplo, Cristóbal-Alejo *et al.* (2023) lo reportan ocasionando un índice de agallamiento del 83 % en plantas de Chile habanero, lo que se vio reflejado en un menor desarrollo de plantas. Por su parte Carrillo-Fasio *et al.* (2000) reportaron a esta misma especie infectando a diversos cultivos en los que se encuentra el Chile, en gran parte de Sinaloa (El Rosario, La Cruz de Elota, Culiacán, Navolato y Guasave). Con respecto a estudios realizados en el municipio de Escuinapa, Sinaloa, Carrillo-Fasio *et al.* (2021) reportaron a este nematodo parasitando plantas de Chile, de manera similar que en este estudio.

Identificación morfológica y molecular del hongo parásito de *Meloidogyne incognita*. De una hembra globosa parasitada con presencia de micelio y esporas (Figura 2A) se logró el aislamiento de un hongo el cual fue identificado como *Pochonia chlamydosporia* var. *chlamydosporia*. El hongo presentó conidióforos ramificados verticilados (Figura 2B), con producción de esporas unicelulares cilíndricas en racimos (Figura 2C), dictioclamidosporas multicelulares (clamidosporas de forma irregular con 4 o 9 celdas) (Figura 2E), las cuales se originan de ramificaciones laterales (Figura 2D). Micelio de coloración blanquecino algodonoso en medio PDA (Figura 2F), concordando dichas características con las

reportadas por Gams y Zare, (2003) y Ciancio *et al.* (2016) para esta especie. Las esporas en racimo son característica distintiva de *P. chlamydosporia* var. *chlamydosporia*, diferenciándola de la especie *P. chlamydosporia* var. *catenulata* que presenta esporas en cadenas (Arévalo *et al.*, 2009). La confirmación de la especie con base en la secuenciación de la región del espaciador interno transcrito ITS1 del gen 5.8S RNA e ITS2, mostró una similitud del 99.3 % con la secuencia de la clave de acceso MW654486.1., del GenBank, la cual corresponde a la especie *P. chlamydosporia*.

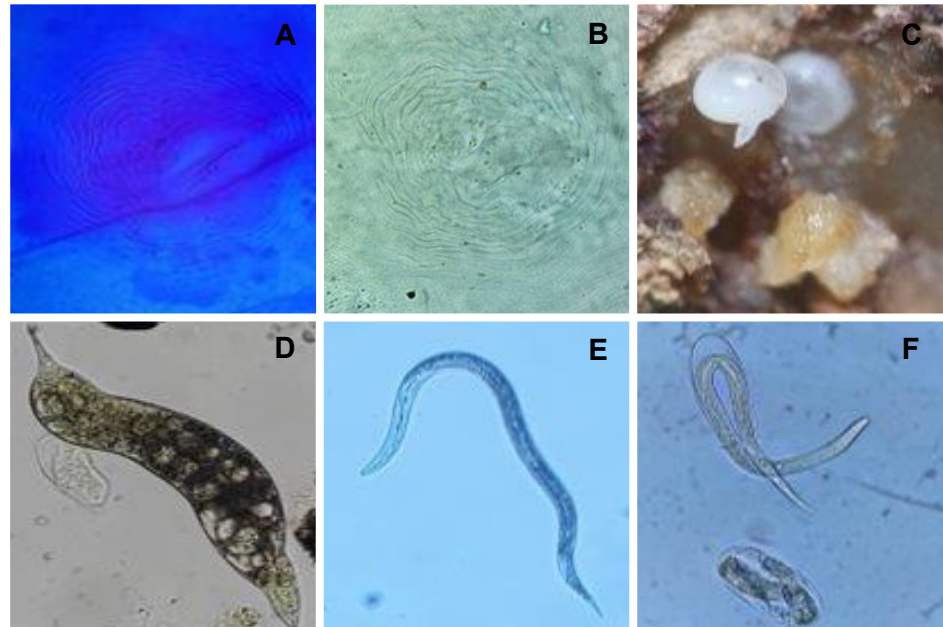


Figura 1. Características morfológicas de *Meloidogyne incognita*; **A y B)** Corte perianal de hembras globosas; **C)** Hembras globosas; **D)** Juvenil J4; **E)** Estado juvenil J2; **F)** Estado juvenil J2 eclosionando del huevo.

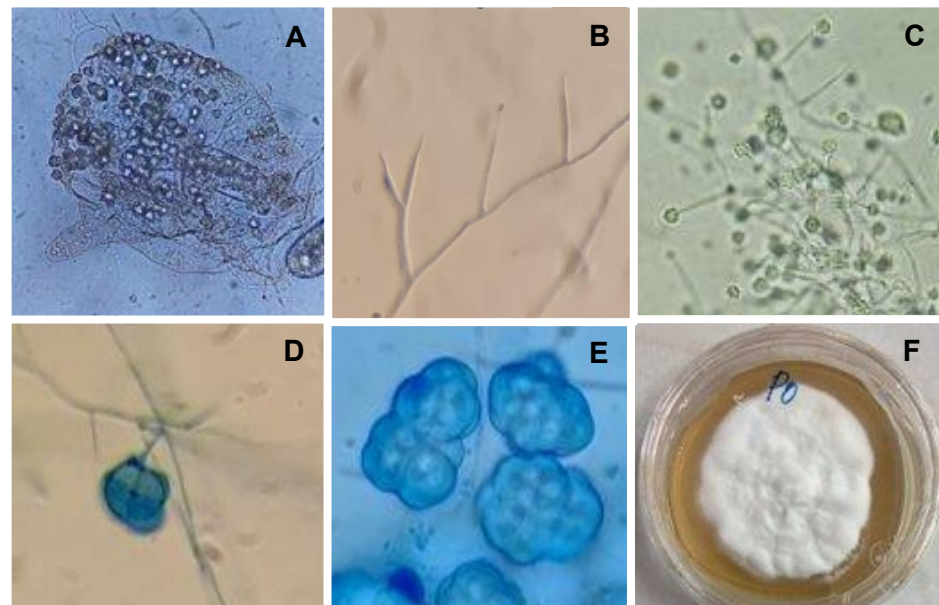


Figura 2. Características morfológicas de *Pochonia chlamydosporia* var. *chlamydosporia*; **A)** Hembra globosa de donde fue aislado *Pochonia*, con presencia de dictioclamidosporas; **B)** Conidióforos ramificados verticilados; **C)** Producción de esporas en racimo; **D)** Formación de dictioclamidospora; **E)** Grupo de dictioclamidosporas; **F)** Micelio de coloración blanquecino.

Evaluación del parasitismo *in vitro* de *Pochonia chlamydosporia* var. *chlamydosporia* sobre huevos de *Meloidogyne incognita*. En el Cuadro 1 se aprecia el parasitismo de *P. chlamydosporia* var. *chlamydosporia* sobre huevos de *M. incognita* *in vitro*. A bajas y altas concentraciones de esporas de este hongo hubo parasitosis; sin embargo, estadísticamente ($P \leq 0.05$) los tratamientos a una concentración de 4.7×10^7 (T5) y 9.5×10^7 (T6) esporas mL^{-1} del hongo tuvieron más del 98 % de parasitismo o crecimiento externo del micelio de *Pochonia* (Figura 3). Se aprecia a los huevos con micelio interno y externo (Figura 3A-B), además, de la presencia de dictioclamidosporas (Figura 3 C); mientras que el testigo no presentó signos del hongo (Figura 3 D).

Cuadro 1. Porcentaje de parasitismo de *Pochonia chlamydosporia* sobre huevos de *Meloidogyne incognita* bajo condiciones *in vitro*.

Tratamientos	% de Parasitismo E.E
T1= 2.3×10^6 esporas mL^{-1}	80.3 $\pm$ 2.2 ^C
T2= 4.7×10^6 esporas mL^{-1}	86.9 $\pm$ 2.3 ^{BC}
T3= 9.5×10^6 esporas mL^{-1}	86.8 $\pm$ 3.3 ^{BC}
T4= 2.3×10^7 esporas mL^{-1}	91.3 $\pm$ 2.2 ^{AB}
T5= 4.7×10^7 esporas mL^{-1}	98.5 $\pm$ 1.0 ^A
T6= 9.5×10^7 esporas mL^{-1}	98.9 $\pm$ 0.8 ^A
T7= Testigo	0.0 $\pm$ 0.0 ^D

E.E= Error Estándar. ^aMedias estadísticas con letras distintas son significativamente diferentes (Tukey; $p \leq 0.05$).

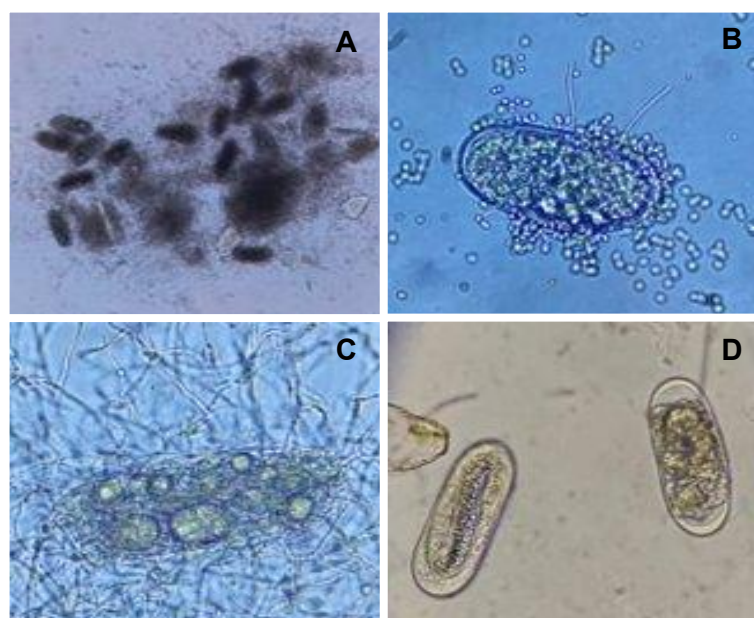


Figura 3. Parasitismo de *Pochonia chlamydosporia* sobre huevos de *Meloidogyne incognita*; **A)** Huevos parasitados con gran cantidad de micelio; **B)** Micelio saliendo del huevecillo y presencia de esporas en la superficie del huevecillo; **C)** Huevecillo parasitado con micelio y presencia de dictioclamidosporas; **D)** Huevos del tratamiento testigo.

El análisis probit basado en los porcentajes de parasitismo reveló que los valores de DL_{50} y DL_{95} fueron de $2.2E+05$ y $2.8E+07$ respectivamente (Cuadro 2). Estos resultados indican que la concentración de esporas del hongo tiene un efecto significativo en el parasitismo de huevos de *M. incognita*.

Cuadro 2. Análisis probabilístico de la concentración de esporas de *Pochonia chlamydosporia* en la supresión de huevos de *Meloidogyne incognita*.

Tratamiento	LFI	DL_{50}	LFM	DL_{95}	Valor de P
Esporas	2.43E+04	2.23E+05	6.37E+05	2.82E+07	0.0001

LFI= Límites Fiduciales Inferior. LFM= Límites Fiduciales Superior.

Los datos obtenidos en este estudio son similares a los reportados por algunos autores, por ejemplo, Vilchis-Martínez *et al.* (2013) reportan parasitismo del 86.1 y 88.2 % de dos cepas de *P. chlamydosporia* (Cepa Pc341x y Cepa Pc10w) a una concentración de 5.5×10^4 esporas mL^{-1} sobre huevos de *M. incognita*. De manera similar, Flores-Camacho *et al.* (2008) reportan porcentajes de parasitismo variados de especies de *P. chlamydosporia* sobre huevos de *Nacobbus aberrans* los cuales oscilan del 59 hasta el 89 %. Por su parte, Pérez-Espíndola *et al.* (2019) reportan un 69 % de colonización de este hongo sobre masas de huevos de *N. aberrans* y *M. incognita* en el suelo y a su vez una disminución del 50 % del agallamiento de las raíces de plantas de tomate, lo que comprueba su capacidad nematocida. La capacidad de parasitismo de esta especie se le atribuye a su capacidad de producir algunos compuestos como proteasas y quitinasas. Por ejemplo, Escudero *et al.* (2016) le confiere la capacidad parasitaria a la creación de apresorios y enzimas extracelulares como serín carboxipeptidasa SCP_1 y serín proteasa VCP_1 . De manera similar, Pérez-Espíndola *et al.* (2019) a la producción de la enzima VCP_1 , la cual es secretada por el hongo en el proceso de parasitación del huevo. Mi *et al.* (2010) además, reportan la producción de una quitinasa que hidroliza los enlaces β -1,4 en la quitina, lo que facilita la penetración al interior de huevecillo. Respecto al alto porcentaje de parasitismo de este aislado de *P. chlamydosporia* var. *chlamydosporia* sobre huevos de *M. incognita*, podrían deberse a que presenta una alta producción de proteasas y quitinasas, lo que facilita la penetración del hongo en los huevos.

CONCLUSIONES

Se logró el aislamiento y la identificación de *P. chlamydosporia* var. *chlamydosporia* infectiva de una hembra globosa de *Meloidogyne*. Se identificó morfológicamente a *M. incognita* como el nematodo agallador de raíces de plantas de chile. Este hongo demostró altos porcentajes de parasitismo *in vitro* sobre huevos del nematodo, los cuales oscilaron desde el 80 % a una concentración de 2.3×10^6 esporas mL^{-1} hasta un 98.9 % a concentración de 9.5×10^7 esporas mL^{-1} , en un periodo de tiempo de 48 horas. Por lo tanto, este aislamiento podría constituir una bioalternativa para el manejo de nematodos. Sin embargo, es necesario validar su efectividad mediante estudios *in vivo* que confirmen su capacidad de control en condiciones reales.

Limitaciones

Para futuras investigaciones validar la efectividad de control de *Pochonia chlamydosporia* var. *chlamydosporia* sobre *Meloidogyne* en estudios *in vivo* o campo. Realizar la identificación de la especie de nematodo mediante estudios moleculares.

Conflicto de interés

Los autores de este estudio no tienen conflictos de interés.

Financiamiento

Este estudio fue financiado mediante la Universidad Tecnológica de Escuinapa y la Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro.

Agradecimientos

A la Universidad Tecnológica de Escuinapa y a la Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro por el apoyo económico y de establecimientos brindados para la realización de esta investigación.

Contribución de los autores

Omar Jiménez-Pérez: Elaboración de la investigación, Diseño del experimento, **Bernardo Espinosa-Palomeque:** Análisis de datos y revisión literatura, **Augusto Gil Ceballos-Ceballos:** Identificación de nematodo y revisión literatura, **Francisco Castillo-Reyes:** Análisis de datos y revisión literatura, **Gabriel Gallegos-Morales:** Identificación de hongo y revisión literatura.

REFERENCIAS

- Avelar-Mejía J, Lara-Herrera JA y Llamas-Llamas JJ. 2018. Alternativas física, química y natural para controlar *Meloidogyne* spp. en tomate en invernadero. Revista Mexicana De Ciencias Agrícolas, 20: 4115-4125. <https://doi.org/10.29312/remexca.v0i20.983>
- Arévalo J, Hidalgo-Díaz L, Martín I, Souza JF, Castro CJ, et al. 2009. Cultural and morphological characterization of *Pochonia chlamydosporia* and *Lecanicillium psalliotae* isolated from *Meloidogyne mayaguensis* eggs in Brazil. Tropical Plant Pathology 34 (3): 158-163. <https://doi.org/10.1590/S1982-56762009000300004>
- Arévalo J, Silva SD, Carneiro MD, Lopes RB, Carneiro RM, et al. 2012. *Pochonia chlamydosporia* (Goddard) Zare y Gams como potencial agente de control biológico de *Meloidogyne enterolobii* (Yang y Eisenback) en cultivos hortícolas. Revista de Protección Vegetal 27(2): 123-129. http://scielo.sld.cu/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S1010-27522012000200009&lng=es&tlng=es
- Carrillo-Fasio JA, Martínez-Gallardo JA, Ayala-Tafoya F, López-Orona CA, Allende-Molar R, et al. 2020. Screening for Resistance to *Meloidogyne enterolobii* in *Capsicum annuum* Landraces From Mexico. Plant Disease 104: 817-822. <https://doi.org/10.1094/PDIS-04-19-0718-RE>
- Carrillo-Fasio JA, García-Estrada RS, Allende-Molar R, Márquez-Zequera I y Cruz-Ortega JE. 2000. Identificación y distribución de especies del nematodo nodulador (*Meloidogyne* spp.) en Hortalizas, en Sinaloa, México. Revista Mexicana de Fitopatología 18(2): 115-119. <http://www.redalyc.org/articulo.oa?id=61218208>
- Carrillo-Fasio JA, Angulo-Castro A, Martínez-Gallardo JA, Ayala-Tafoya F, Yáñez-Juárez MG, et al. 2021. Distribution and incidence of root-knot nematodes (*Meloidogyne* spp.) on pepper in Sinaloa, Mexico. Tropical Plant Pathology 46: 195–200. <https://doi.org/10.1007/s40858-020-00400-6>
- Ciancio A, Colagiero M, Pentimone I and Rosso, LC. 2016. Formulation of *Pochonia chlamydosporia* for plant and nematode management. Bioformulations: For Sustainable Agriculture 177–197. https://doi.org/10.1007/978-81-322-2779-3_10
- Cristóbal-Alejo J, Ramos-Zapata JA, Basto-Pool C y Herrera-Parra E. 2021. Hongos micorrícicos arbusculares como control biológico del nematodo agallador (*Meloidogyne* spp.) en hortalizas de Yucatán. Bioagrobiencias 14(1): 11- 17. <https://www.revista.ccba.uady.mx/ojs/index.php/BAC/article/view/3692/1634>

- Cristóbal-Alejo J, Ramos-Zapata JA, Garruña-Hernández R, Reyes-Estébanez MM y Herrera-Parra E. 2023. Consorcios nativos de hongos micorrízicos arbusculares y *Trichoderma* controlan a *Meloidogyne incognita* en chile habanero. Ecosistemas y Recursos Agropecuarios 10(3): e3802. <https://doi.org/10.19136/era.a10n3.3802>
- Cortez-Hernández MA, Rojas-Martínez RI, Pérez-Moreno, J, Ayala-Escobar V, Silva-Valenzuela M, *et al.* 2019. Control biológico de *Nacobbus aberrans* por hongos antagonistas. Nematropica 49: 140-151. https://www.researchgate.net/publication/343166923_RESEARCHINVESTIGACION_CONTROL_BIOLOGICO_DE_NACOBUS_ABERRANS_MEDIANTE_HONGOS_ANTAGONISTAS
- Dagatti BCV, Becerra VC y Herrera ME. 2014. Caracterización de daños producidos por *Meloidogyne* spp. (Nemata: Tylenchida) en la Vid en Mendoza, Argentina. Revista de Ciencias Agrícolas 31 (2): 51-62. <https://doi.org/10.22267/rcia.143101.42>
- Escudero N, Ferreira SR, Lopez-Moya F, Naranjo-Ortiz MA, Marin-Ortiz AI, *et al.* 2016. Chitosan enhances parasitism of *Meloidogyne javanica* eggs by the nematophagous fungus *Pochonia chlamydosporia*. Fungal Biology 120(4): 572-585. <https://doi.org/10.1016/j.funbio.2015.12.005>
- Esteves I, Peteira B, Atkins SD, Magan, N and Kerry B. 2009. Production of extracellular enzymes by different isolates of *Pochonia chlamydosporia*. Mycological Research 113(8): 867–876. <https://doi.org/10.1016/j.mycres.2009.04.005>
- Fernández-Santillán G, Cerna-Rebaza L y Chico-Ruiz J. 2016. Eficacia de *Paecilomyces lilacinus* en el control de *Meloidogyne incognita* que ataca al cultivo de *Capsicum annuum*, “pimiento piquillo”. Fitosanidad 20(3): 109-119. <https://www.redalyc.org/articulo.oa?id=209155121001>
- Flores-Camacho R, Atkins SD, Manzanilla-López RH, Prado-Vera IC y Martínez-Garza Á. 2008. Caracterización de aislamientos mexicanos de *Pochonia chlamydosporia* var. *chlamydosporia* (Goddard) Gams y Zare para el control biológico de *Nacobbus aberrans* (Thorne) Thorne y Allen. Revista Mexicana de Fitopatología 26(2): 93-104. http://www.scielo.org.mx/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0185-33092008000200001&lng=es&tlng=es
- Gams W and Zare R. 2003. A Taxonomic Review of the Clavicipitaceous anamorphs parasitizing Nematodes and other Microinvertebrates. Clavicipitalean Fungi 19: 17-73. <https://doi.org/10.1201/9780203912706.pt1>
- Garrido CF, Cepeda SM, Hernández CF, Ochoa FY, Cerna CE, *et al.* 2014. Efectividad biológica de extractos de *Carya illinoensis*, para el control de *Meloidogyne incognita*. Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas 5(7): 1317-1323. http://www.scielo.org.mx/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S2007-09342014000700014&lng=es&tlng=es
- Hartman KM and Sasser JN. 1985. Identification of *Meloidogyne* species on the basis of differential host test and perineal patterns morphology. In: Barker, KR; Carter, CC; Sasser, JN. eds. An advanced treatise on Meloidiodyne. v2. Methodology. Raligh, USA, North Carolina State University Graphics 69-77. https://books.google.com.mx/books?hl=es&lr=&id=gNo4AQAAIAAJ&oi=fnd&pg=PA69&ots=r1N_IJ3UN&sig=Kvz6KLtHJaJVIWVENIB-GWmKRI4&redir_esc=y#v=onepage&q&f=false
- Herrera-Parra E, Cristóbal-Alejo J, Zavala-León MJ y Basto-Pool CI. 2023. Hongos micorrízicos arbusculares y *Trichoderma* en *Capsicum annuum* disminuyen el daño inducido por *Meloidogyne incognita*. Temas Agrarios 28(1): 37-45. <https://doi.org/10.21897/rta.v28i1.3158>
- Hunt, DJ, and Handoo ZA. 2009. Taxonomy, Identification and Principal Species. In: R. N. Perry, M. Moens, and J. L. Starr (Eds.), Root-knot nematodes 55–97. <https://doi.org/10.1079/9781845934927.0055>
- Levío-Raimán M, Leiva B, Lamilla C, Donoso P y Díez MC. 2021 Degradación potencial de los plaguicidas atrazina, clorpirifos y iprodiona por consorcio de hongos aislados de una biopurificación. Facultad de Ingeniería y Ciencias, Universidad de La Frontera, Francisco Salazar 01145, Temuco, Chile.
- Lewis KA, Tzilivakis J, Warner D and Green A. 2016. An international database for pesticide risk assessments and management. Human and Ecological Risk Assessment: An International Journal, 22(4), 1050-1064. <https://doi.org/10.1080/10807039.2015.1133242>
- Long H, Sun Y, Chen Y, Che H, Pei Y, *et al.* 2023. Occurrence of root-knot nematode (*Meloidogyne* spp.) on pepper. Plant Disease 107: 3148-3154. <https://doi.org/10.1094/PDIS-02-23-0281-RE>
- Lopez-Llorca LV, Maciá VJ, Jansson H, Ciancio A and Mukerji KG. 2008. Mode of action and interactions of nematophagous fungi. In: Ciancio, A., Mukerji, K.G. (eds) Integrated Management and Biocontrol of Vegetable and Grain Crops Nematodes. Integrated Management of Plant Pests and Diseases 2: 51- 76. https://doi.org/10.1007/978-1-4020-6063-2_3
- Martínez-Gallardo JÁ, Díaz-Valdés T, Allende-Molar R, Retes-Manjarrez JE y Carrillo-Fasio JA. 2019. Identificación y distribución de *Meloidogyne* spp. en tomate de Sinaloa México. Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas 10(2): 453-459. <https://doi.org/10.29312/remexca.v10i2.392>
- Medina A, Crozzoli R y Perichi G. 2009. Control químico de nematodos fitoparasíticos en arroz, *Oryza sativa*, en el estado Guárico, Venezuela. Nematología Mediterranea 37(2): 175-182. <https://journals.flvc.org/nemamedi/article/view/87000>
- Mi Q, Yang J, Ye F, Gan Z, Wu C, *et al.* 2010. Cloning and overexpression of *Pochonia chlamydosporia* chitinase gene pcchi44, a potential virulence factor in infection against nematodes. Process Biochem 45(5): 810–814. <https://doi.org/10.1016/j.procbio.2010.01.022>
- Peraza-Padilla W, Orozco-Aceves M y Esquivel-Hernández A. 2014. Evaluación *in vitro* de hongos nematófagos en zonas arroceras de Costa Rica contra el nematodo agallador *Meloidogyne javanica*. Agronomía Costarricense 38(2): 19-32. <https://doi.org/10.15517/rac.v38i2.17271>

- Pérez-Espíndola A, Prado-Vera IC, Alatorre-Rosas R, Suárez-Espinosa J, Rodríguez-Guzmán MP, *et al.* 2019. Effect of biofumigation and *Pochonia chlamydosporia* in the management of root-knot nematodes in tomato. *Nematropica* 49:172-180. <https://journals.flvc.org/nematropica/article/view/119471>
- Romero BM, Macías CM, Carrillo FA, Rojas CM, Hernández RJ, *et al.* 2019. Identificación y distribución de especies de *Meloidogyne* en Baja California Sur, México. *Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas* 10(2): 337-349. <https://doi.org/10.29312/remexca.v10i2.1603>
- SIAP. 2025a. Panorama Agroalimentario 2018-2024. Servicio de Información Agroalimentaria y Pesquera (SIAP). https://drive.google.com/file/d/1NXcDhaB63Z94wjRUVF6f_FK0Urv6cgvJ/view
- SIAP. 2025b. Anuario Estadístico de la Producción Agrícola. Servicio de Información Agroalimentaria y Pesquera Acciones y Programas, Cierre de la Producción Agrícola 2023. https://nube.agricultura.gob.mx/cierre_agricola/
- Taylor AL and Sasser JM. 1978. Biology, identification and control of root-knot nematodes (*Meloidogyne* species). Raleigh, North Carolina, USA, North Carolina State University Graphics 110 p. https://pdf.usaid.gov/pdf_docs/pnaak809.pdf
- Tola SD, Muleta D, Assefa F and Meressa, BH. 2023. Population dynamics and damage threshold of *Meloidogyne incognita* to the dinsire hot pepper variety. *Pakistan Journal of Nematology* 41(2): 108-117. <https://dx.doi.org/10.17582/journal.pjn/2023/41.2.108.117>
- Velásquez-Valle R, Reveles-Torres LR y Reveles-Hernández M. 2013. Manejo de las principales enfermedades del chile para secado en el norte centro de México. Folleto Técnico, Número 50. Campo Experimental Zacatecas. CIRNOC –INIFAP, 57 pág. <http://zacatecas.inifap.gob.mx/publicaciones/EnfChilS.pdf>
- Vilchis-Martínez K, Montes-Belmont R, Manzanilla-López RH y Powers SJ. 2013. Efecto de extractos vegetales en crudo en el parasitismo de *Pochonia chlamydosporia* var. *chlamydosporia* sobre *Meloidogyne incognita*. *Nematropica* 43(2). <https://journals.flvc.org/nematropica/article/view/82716>
- Zeng Y, Ye W and Kern J. 2014. First report and morphological and molecular characterization of *Meloidogyne incognita* from radermachera sinicain china. *Nematropica* 44(2): 118-129. <https://journals.flvc.org/nematropica/article/view/84277>