

Identificación de especies de *Meloidogyne* asociadas al cultivo de chile (*Capsicum annuum* L.) en el centro-norte de Sinaloa, México

Identification of *Meloidogyne* species associated with chili (*Capsicum annuum* L.) crops in north-central Sinaloa, Mexico

Laura B. Valle-Castillo¹, Carlos A. López-Orona¹, Mara H. Luna-Cervantes², Patricio Arce-Johnson³,
Jesús L. Romero-Romero^{2*}

¹Facultad de Agronomía, Universidad Autónoma de Sinaloa, CP. 8000. Culiacán, Sinaloa, México. ORCID: 0009-0000-5715-6768; ORCID: 0000-0003-2603-5562

²Departamento de Biotecnología Agrícola, CIIDIR-Unidad Sinaloa, Instituto Politécnico Nacional. CP. 81100, Guasave, Sinaloa, México. Tel. 687 872 9626 Ext. 88036. jromeror@ipn.mx, ORCID: 0000-0001-6595-9034; ORCID: 0009-0008-0462-8942

³Universidad Autónoma de Chile. Huechuraba, Santiago de Chile, Chile. ORCID: 0000-0003-3854-1286

*Autor de correspondencia

Resumen

Palabras clave:

Nematodos
agalladores;
hortalizas; diversidad
filogenética.

Los nematodos agalladores son una de las plagas fitoparasitas más dañinas en la agricultura mundial. En Sinaloa, los nematodos del género *Meloidogyne* ocasionan pérdidas de hasta 25 % en diversos sistemas hortícolas. El objetivo de este estudio fue identificar morfológica y molecularmente las especies del género *Meloidogyne* asociadas a los cultivos de *Capsicum annuum* var. mini bell y jalapeño, en los municipios de Sinaloa de Leyva y Guasave, respectivamente. Para lo anterior, se colectaron raíces de plantas de cada variedad de chile con sintomatología asociada a nematodos agalladores. De acuerdo con las características morfológicas y análisis filogenético de una región del ADN mitocondrial entre los genes COII y 16S, las especies se asociaron a *M. enterolobii* en mini bell pepper y *M. incognita* en jalapeño. Estos resultados aportan a la implementación de estrategias de manejo fitosanitarias de nematodos agalladores, para optimizar el control y la producción de chile.

Abstract

Keywords:

Root-knot
nematodes;
vegetables crops;
phylogenetic
diversity.

Root-knot nematodes are among the most damaging plant-parasitic pests in global agriculture. In Sinaloa, nematodes of the genus *Meloidogyne* cause yield losses of up to 25 % in various horticultural production systems. The objective of this study was to morphologically and molecularly identify the species of the genus *Meloidogyne* associated with crops of *C. annuum* var. mini bell and jalapeño in the municipalities of Sinaloa de Leyva and Guasave, respectively. To this end, roots were collected from plants of each pepper variety showing symptoms associated with root-knot nematodes. Based on morphological characteristics and phylogenetic analysis of a mitochondrial DNA region between the COII and 16S genes, the species were identified as *M. enterolobii* in mini bell pepper and *M. incognita* in jalapeño. These results contribute to the implementation of phytosanitary management strategies for root-knot nematodes, aiming to optimize control and pepper production.

Recibido: 10 de diciembre de 2025

Aceptado: 26 de mayo de 2026

Publicado: 23 de septiembre de 2026

Cómo citar: Valle-Castillo, L. B.; López-Orona, C. A.; Luna-Cervantes, M. H.; Arce-Johnson, P.; & Romero-Romero, J. L. (2026). Identificación de especies de *Meloidogyne* asociadas al cultivo de chile (*Capsicum annuum* L.) en el centro-norte de Sinaloa, México. *Acta Universitaria*, 36(NE-1), e4988. doi: <https://doi.org/10.15174/au.2026.4988>

Introducción

Los nematodos son considerados los organismos multicelulares más abundantes en los agroecosistemas, pues ocupan prácticamente todos los nichos ecológicos del suelo agrícola. Su densidad puede llegar a superar los 30 millones de individuos por metro cuadrado (Thougnon *et al.*, 2024), lo que evidencia su enorme relevancia ecológica y su papel fundamental en los procesos biogeoquímicos, como la descomposición de materia orgánica, el ciclado de nutrientes y la regulación de microorganismos del suelo (Sánchez-Moreno & Talavera, 2013).

De acuerdo con sus hábitos alimenticios y adaptaciones morfológicas, se clasifican en distintos grupos tróficos, donde se incluyen los bacterívoros, los saprófagos y los parásitos de plantas (De Melo *et al.*, 2025). Aunque todos estos grupos influyen directa o indirectamente sobre la estructura y funcionamiento de los suelos agrícolas, los nematodos fitopatógenos constituyen el grupo de mayor importancia económica debido a su capacidad para infectar cultivos y generar pérdidas económicas superiores a los 100 000 millones de dólares anuales en los cultivos globales (Li *et al.*, 2024).

El chile (*Capsicum annuum* L.) es una hortaliza muy relevante para México, con una superficie cultivada de 165 226 ha y una producción superior a los 3.5 millones de toneladas durante el año 2023, de las cuales el 22.1 % se genera en el estado de Sinaloa (Servicio de Información Agroalimentaria y Pesquera [SIAP], 2023). Este cultivo se ve severamente afectado por los nematodos del género *Meloidogyne*, pues causan daños principalmente en las raíces, provocando nudos o agallas, lo que deriva en un pobre desarrollo de la planta, clorosis (hojas amarillas), marchitez crónica, reducción del tamaño de las hojas y baja producción (Barbary *et al.*, 2015; Carrillo-Fasio *et al.*, 2000; Velásquez-Valle & Martínez-Fernández, 2019).

Las condiciones ambientales de los valles agrícolas sinaloenses, caracterizadas por temperaturas cálidas y suelos de textura ligera, favorecen la proliferación y reproducción acelerada de nematodos agalladores, presentándose una incidencia de hasta 70 % en plantas de chile (Osuna-Rodríguez *et al.*, 2025).

La caracterización morfológica tradicional de especies de *Meloidogyne* asociadas al cultivo de chile en Sinaloa ha permitido identificar a *M. incognita*, *M. arenaria* y *M. javanica* como las especies predominantes en el estado (Carrillo-Fasio *et al.*, 2020; Osuna-Rodríguez *et al.*, 2025). Estudios moleculares complementarios han confirmado la presencia de *M. enterolobii* un nematodo altamente agresivo y considerado emergente a nivel global en distintas regiones productoras de hortalizas (Sikandar *et al.*, 2023).

La coexistencia de múltiples especies del género *Meloidogyne* en Sinaloa evidencia la complejidad del panorama fitosanitario en los sistemas de producción hortícola. No obstante, en la región centro-norte del estado de Sinaloa, no se dispone de información científica respecto a la presencia, diversidad y distribución de nematodos agalladores asociados al cultivo de chile. Ello limita el desarrollo e implementación de medidas de manejo fitosanitarias oportunas y acordes con las condiciones locales de producción.

Por lo anterior, la finalidad de esta investigación fue aislar e identificar, a través de caracteres morfológicos y herramientas moleculares, las especies del género *Meloidogyne* asociadas al cultivo de chile en el estado de Sinaloa, para comprender la composición específica existente en las áreas de producción evaluadas.

Materiales y métodos

Colecta de material biológico

Las colectas se realizaron durante el ciclo agrícola 2022-2023 en un cultivo de chile mini bell ubicado en Sinaloa de Leyva (25° 49' 14.4"N; 108° 19'53.5 "W) y un cultivo de chile jalapeño establecido en Guasave (25° 29' 12.7" N; 108° 21' 59.0" W). En cada ubicación, se seleccionaron ocho plantas de chile que presentaban poco crecimiento aéreo, clorosis, así como raíces con presencia de agallas, siguiendo el procedimiento descrito por Rosas-Hernández *et al.* (2014). Las muestras de suelo y raíces se transportaron al Laboratorio de Fisiología y Biología Molecular Vegetal del CIIDIR-IPN Unidad Sinaloa, para sus análisis posteriores.

Evaluación del número y tamaño de agallas

La cuantificación del número y tamaño de las agallas se realizó utilizando segmentos radiculares de 20 cm de longitud, obtenidos a partir de tres raíces por sitio de muestreo. Para determinar el tamaño de las agallas, se midió la longitud utilizando un vernier con precisión milimétrica (Wasson *et al.*, 2009), y los datos se registraron para sujetarlos a un análisis descriptivo.

Caracterización morfológica de nematodos fitopatógenos

Extracción de nematodos hembras de raíces

La extracción de hembras globosas a partir de agallas presentes en las raíces colectadas de los diferentes predios se llevó a cabo con un estereoscopio, donde el tejido se disgregó cuidadosamente con ayuda de agujas de insulina. Las hembras localizadas en el interior de las agallas fueron extraídas mediante la manipulación suave con un pincel de cerdas finas, siguiendo la metodología propuesta por Rosas-Hernández *et al.* en el año 2014.

Cortes perineales

Los cortes perineales se realizaron en cinco hembras por sistema radicular colectado (40 hembras por zona de colecta), de acuerdo con la metodología de Hajihassani *et al.* (2019), colocándolas en una gota de agua destilada estéril dentro de una caja Petri y orientándolas en posición sagital mediante agujas de insulina. Posteriormente, se realizó un corte transversal con una navaja delgada de metal para retirar los órganos internos empleando un pescador o pincel fino. Finalmente, la región bulbar y el área anal fueron delimitadas mediante la ejecución de tres a cinco cortes adicionales. La caracterización de las especies de nematodos fitopatógenos se efectuó bajo microscopio óptico a 40X, con base en claves taxonómicas antes descritas por Eisenback *et al.* (1983) y Carrillo-Fasio (2020).

Identificación molecular de nematodos

Extracción de ADN

El ADN genómico de *Meloidogyne* spp. se extrajo a partir de mezclas integradas conformadas por las ocho muestras colectadas en el cultivo de chile mini bell, utilizando cinco masas de huevos, 20 hembras y 30 juveniles de segundo estadio. Asimismo, para el cultivo de chile jalapeño, el material genético se aisló exclusivamente a partir de cinco masas de huevos. El tejido se maceró en buffer de extracción (200 mM Tris-HCl pH 8.0, 250 mM NaCl, 25 mM EDTA, 0.5 % SDS) y se sometió a ciclos de congelación-descongelación para facilitar la lisis celular. El ADN se precipitó con acetato de sodio 3 M e isopropanol frío, seguido de lavados sucesivos con etanol (70 % y 100 %). El pellet se resuspendió en 20 µL de agua estéril libre de nucleasas (Milli-Q); las muestras se almacenaron a -20 °C hasta su utilización (López-Nicora *et al.*, 2021; Morindya *et al.*, 2023). La concentración y pureza del ADN se evaluaron mediante un espectrofotómetro NanoDrop ND-2000 (NanoDrop Technologies, USA).

Reacción en Cadena de la Polimerasa (PCR)

La amplificación por PCR convencional se realizó con los oligos diseñados por Powers & Harris (1993): C2F3 (5'-GGTCAATGTTTCAGAAATTTGTGG-3') y 1108 (5'-TACCTTTGACCAATCACGCT-3'), los cuales amplifican una región del ADN mitocondrial entre los genes COII y 16S. La reacción de PCR se realizó en un volumen total de mezcla de 25 µL, que contenía 1.5 mM de MgCl₂, buffer de reacción de PCR 10X, 0.05 mM de mezcla de dNTP's, 0.8 µM de cada cebador, 5 unidades/µL de Taq DNA Polimerasa y 15 µL del ADN de cada muestra.

Las muestras fueron incubadas en termociclador por 35 ciclos de reacción. Cada ciclo consistió en desnaturalización a 94 °C por 45 segundos, alineamiento a 55 °C durante 45 segundos, extensión a 72 °C por 1 minuto y una fase de extensión final a 72 °C durante 10 minutos (Martínez *et al.*, 2019). La visualización de productos amplificados se realizó mediante electroforesis en geles de agarosa al 1 % (Sambrook & Russell, 2001), teñidos con 5 µL de SYBR safe DNA Gel Stain, con buffer de corrida TAE 1X (Tris-acetato 40mm, EDTA 1Mm y ácido acético glacial) a 90 volts y 300 Ma, durante 30 a 40 minutos. Finalmente, se visualizó en un transiluminador de luz ultravioleta (Geldoc de Biorad).

Resultados

Las raíces de plantas de chile mini bell colectadas en Sinaloa de Leyva presentaron un promedio de 13 agallas por cada 20 cm de longitud radicular. El tamaño promedio de las agallas fue de 0.23 cm, con un intervalo de variación de 0.03 cm a 0.55 cm. Para el municipio de Guasave, las raíces de plantas de chile jalapeño presentaron un promedio de ocho agallas por cada 20 cm de longitud radicular. El tamaño promedio de las agallas fue de 1.8 cm, con un rango de variación de 0.04 cm a 2.10 cm de longitud (Figura 1a y 1b). A partir de las raíces de ambas variedades de chile, se lograron aislar nematodos agalladores en distintos estadios de desarrollo. Entre estos se identificaron hembras, huevos y juveniles de segundo estadio, los cuales se presentan en las Figuras 1d, 1e, y 1f, respectivamente.

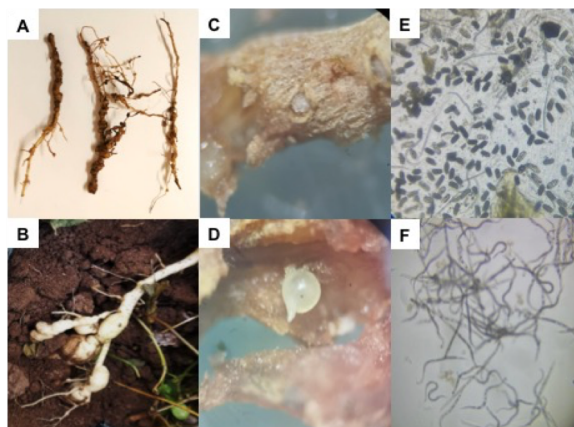


Figura 1. Estadios de desarrollo del nematodo agallador *Meloidogyne* spp. en raíces de chile. (a y b) Agallas en raíces de chile mini bell y jalapeño, respectivamente; (c) Masa de huevos; (d) Hembra; (e) Huevos; (f) Juveniles J2.
Fuente: Elaboración propia.

Durante la caracterización morfológica de las poblaciones de hembras extraídas a partir de las agallas en raíces de chile mini bell de Sinaloa de Leyva, se observaron patrones perineales con forma ovalada y arco dorsal alto y redondeado, como se muestran en la Figura 2; dichos patrones están asociados a *M. enterolobii*. En contraste, las hembras provenientes de agallas de raíces de chile jalapeño de Guasave presentaron patrones con arco dorsal alto de forma cuadrada, estrías lisas y líneas laterales indefinidas, características asociadas a *M. incognita* (Figura 3).

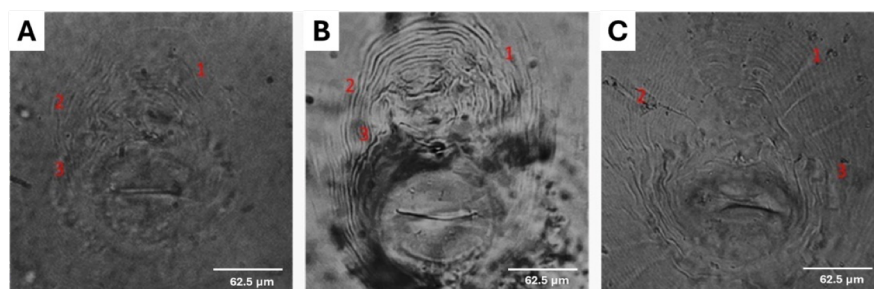


Figura 2. Patrón perineal observado en hembras de *M. enterolobii* aisladas de raíces de chile mini bell. (a-c) Patrón perineal asociado a *M. enterolobii*. (1) Arco dorsal alto y redondeado, (2) Estrías laterales débiles, (3) Fásquidos grandes.
Fuente: Elaboración propia.

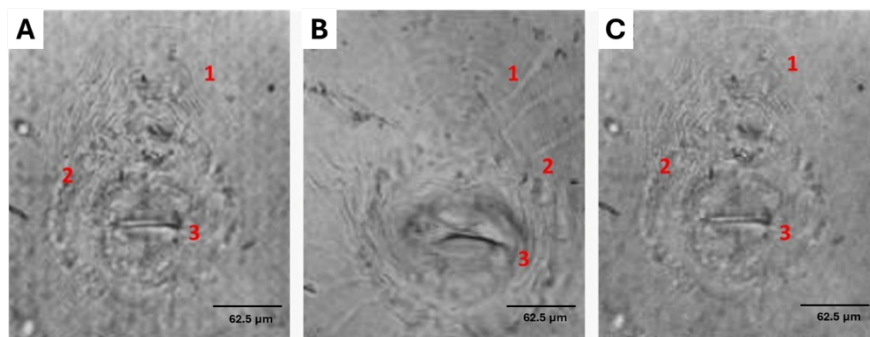


Figura 3. Patrón perineal observado en hembras de *M. incognita* aisladas de raíces de chile jalapeño. (a-c) Patrón perineal asociado a *M. incognita*. (1) Arco dorsal alto y cuadrado, (2) Estrías lisas, (3) Línea lateral.
Fuente: Elaboración propia.

El análisis molecular mediante PCR, realizado con los oligos C2F3/1108, diseñados entre los genes COII y 16S mitocondrial, confirmó la incidencia de las especies de nematodos agalladores *M. enterolobii* en la variedad de chile mini bell de Sinaloa de Leyva (Figura 4) y *M. incognita* en la variedad de chile jalapeño de Guasave (Figura 5).

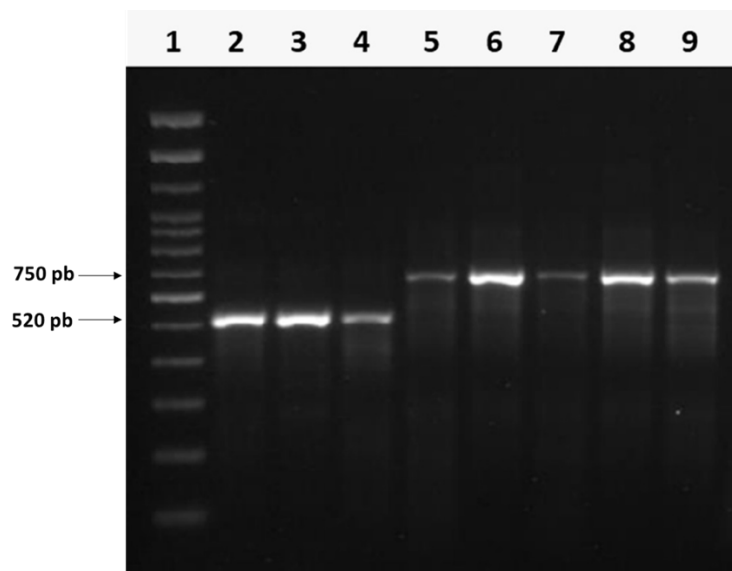


Figura 4. Fragmentos de DNA amplificados por PCR con los oligos C2F3/1108 a partir de muestras de nematodos aislados de chile mini bell. (1) Marcador de peso molecular (1 kb plus Ladder), (2-4) Control positivo (*M. chitwoodi*) 520 pb, (5-9) Muestras positivas a *M. enterolobii* 750 pb [5-6 Hembras, 7-8 Huevos, 9 Juveniles J2].

Fuente: Elaboración propia.

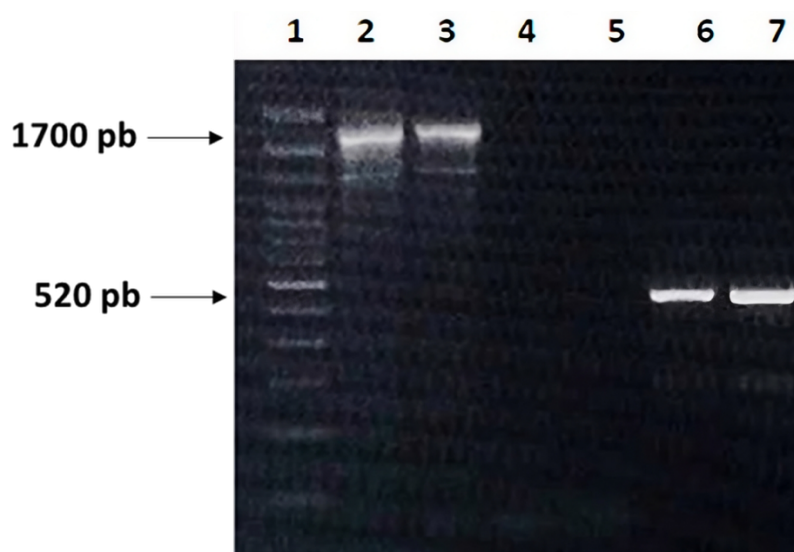


Figura 5. Fragmentos de DNA amplificados por PCR con los oligos C2F3/1108 en muestras de nematodos aislados de chile jalapeño. (1) Marcador de peso molecular (100 Kb plus Ladder), (2-3) Huevos (*M. incognita*) 1700 pb, (4-5) Control negativo, (6-7) Control positivo (*M. chitwoodi*) 520 pb.

Fuente: Elaboración propia.

Discusión

La formación de agallas constituye uno de los principales indicadores del parasitismo de especies del género *Meloidogyne*. No obstante, es importante destacar que son escasos los estudios que abordan de manera comparativa la incidencia de agallas radiculares causadas por nematodos en cultivos de chile u otros hospedantes de interés agrícola. En este contexto, el trabajo de Navarrete *et al.* (2018) representa uno de los pocos antecedentes disponibles que analiza esta variable bajo un enfoque comparativo. Estos autores documentaron la formación de agallas en diferentes especies silvestres de solanáceas inoculadas con *Meloidogyne* spp., observando variaciones en el número de agallas entre los hospedantes evaluados. Lo anterior refleja diferencias en la susceptibilidad o en la respuesta fisiológica de la planta frente al nematodo, lo que coincide con lo que se reporta en la presente investigación.

Asimismo, Ntalli *et al.* (2020) usaron el número de agallas como indicador cuantitativo del nivel de infección por *Meloidogyne* spp., particularmente en estudios orientados a evaluar estrategias de control. Esta variable fue empleada para determinar la eficacia de ácidos orgánicos en la reducción del parasitismo, donde se reportaron valores de EC_{50} de 108.23 mg kg⁻¹ para ácido hexanoico y 451.69 mg kg⁻¹ para ácido acético en términos de agallas por gramo de raíz, evidenciando una mayor eficiencia del ácido hexanoico en la supresión de la formación de agallas. Estos resultados refuerzan la utilidad del número de agallas como un parámetro de respuesta experimental, aportando a su investigación como un descriptor del proceso fisiológico de su formación.

Durante el proceso de infección, los juveniles de segundo estadio (J2) penetran las raíces y establecen sitios de alimentación permanentes mediante la inducción de células gigantes en el tejido vascular, lo que provoca la proliferación celular y el desarrollo de las agallas características. Cada juvenil infectivo puede originar un nuevo sitio de alimentación, por lo que una mayor densidad de nematodos en la raíz puede resultar en un mayor número de agallas, aunque estas no necesariamente alcanzan un gran tamaño individual, según lo reportado por Jones *et al.* (2013). Este proceso explica por qué en las raíces de chile mini bell se observó una mayor cantidad de agallas, posiblemente asociadas a una mayor densidad de infección. Además, datos sobre el desarrollo de nematodos agalladores (Yu, 1995) han demostrado que la formación de agallas depende del establecimiento de los sitios de alimentación y de la respuesta fisiológica del tejido radicular. Durante el desarrollo del nematodo, la actividad metabólica de las células gigantes y la proliferación de células circundantes generan las deformaciones visibles en la raíz, cuyo tamaño puede variar dependiendo del tiempo de desarrollo del nematodo y de las condiciones del hospedero.

La capacidad de los juveniles J2 para reprogramar el metabolismo celular de la planta hospedante, mediante la secreción de efectores que alteran la expresión génica y promueven la diferenciación de células gigantes, concuerda de manera importante con lo reportado por Meidani *et al.* (2025). En dicho estudio se pone de manifiesto que la formación y mantenimiento de estos sitios de alimentación no solo dependen de la inducción celular inicial, sino también de una regulación continua de los componentes estructurales de la célula vegetal, particularmente de la pared celular. A partir de estos antecedentes, los resultados obtenidos en el presente estudio pueden interpretarse como consecuencia de una serie de procesos fisiológicos y moleculares altamente especializados inducidos por *Meloidogyne* spp.

Los resultados obtenidos en este estudio concuerdan con lo reportado por Martínez *et al.* (2015), quienes señalaron la presencia y distribución de especies del género *Meloidogyne*, basados en patrones perineales de ovoides a redondeados, con arco moderadamente alto y redondeado, en *Capsicum* cultivado en la región noroeste de México. En Sinaloa, el primer registro de *M. enterolobii* parasitando chile jalapeño (*Capsicum annuum* L.) fue documentado por Villar-Luna *et al.* (2016) mediante análisis morfológicos, donde hembras adultas mostraron un patrón perineal, de forma ovalada, arco dorsal alto y redondo, líneas laterales débiles y algunos grandes fásmidos, patrones que concuerdan con los observados en las hembras de las agallas en raíces de chile mini bell de Sinaloa de Leyva (Figura 2). El análisis molecular permitió a Villar *et al.* (2016) precisar la incidencia de *M. enterolobii* y *M. incognita*, reduciendo el riesgo de errores taxonómicos. Así, dicho estudio evidenció la necesidad de complementar los análisis morfológicos con herramientas moleculares para fortalecer la vigilancia fitosanitaria regional.

El uso de PCR para identificar nematodos agalladores ha sido ampliamente validado debido a su capacidad para detectar variaciones en regiones específicas del ADN que permiten discriminar entre especies morfológicamente similares. Desde los trabajos pioneros de Powers & Harris (1993), se ha demostrado que los productos de amplificación generados mediante cebadores específicos presentan tamaños característicos que pueden utilizarse como marcadores diagnósticos confiables. En este contexto, diversos estudios han corroborado la utilidad de los cebadores C2F3 y 1108 para la identificación de especies del género *Meloidogyne*. Por ejemplo, Zhuo *et al.* (2010) reportaron la detección de *Meloidogyne enterolobii* en arrurruz en China, obteniendo un fragmento de aproximadamente 705 pb. La secuencia amplificada mostró una identidad del 100 % con secuencias depositadas en GenBank correspondientes a *M. mayaguensis*, actualmente reconocido como sinónimo de *M. Enterolobii*. Lo anterior confirmó la precisión de este marcador molecular para la identificación de esta especie.

Este resultado es consistente con lo observado en el presente estudio, en el que se obtuvo de manera reproducible un fragmento cercano a 750 pb en las muestras asociadas a *M. enterolobii*, respaldando la confiabilidad del tamaño del amplicón como criterio diagnóstico. De manera similar, Peraza-Padilla *et al.* (2013) emplearon los mismos cebadores para la identificación de *M. incognita* en higuera (*Ficus carica* L.) en Costa Rica, reportando un producto de amplificación de aproximadamente 1.7 kb. Este hallazgo coincide con los resultados obtenidos en este trabajo, donde las poblaciones identificadas como *M. incognita* generaron consistentemente fragmentos de 1700 pb, reforzando la reproducibilidad y especificidad del marcador molecular utilizado.

La concordancia entre los tamaños de fragmentos obtenidos en este estudio y los reportados previamente en la literatura, aunada a la correspondencia con la identificación morfológica basada en patrones perineales, fortalece la confiabilidad del diagnóstico. La integración de enfoques morfológicos y moleculares permite reducir la probabilidad de errores asociados a la variabilidad fenotípica, la plasticidad morfológica y la similitud entre especies dentro del género *Meloidogyne*.

No obstante, es importante considerar que, aunque el tamaño del fragmento de DNA amplificado constituye un indicador robusto, no es completamente infalible debido a posibles variaciones intraespecíficas o amplificaciones inespecíficas bajo ciertas condiciones de PCR. Por ello, para incrementar la precisión del diagnóstico molecular, se recomienda complementar estos resultados mediante la secuenciación de los amplicones obtenidos y su posterior comparación con bases de datos como GenBank. También, el uso de análisis de polimorfismos de longitud de fragmentos de restricción (RFLP) mediante enzimas de restricción específicas puede proporcionar un nivel adicional de discriminación entre especies cercanas, fortaleciendo la certeza en la identificación.

De manera complementaria, los hallazgos obtenidos en el presente estudio coinciden con lo reportado por Osuna-Rodríguez *et al.* (2025), quienes documentaron la presencia de *M. incognita* en plantas de rocoto (*C. pubescens*) cultivado en Sinaloa. Lo anterior confirma la ocurrencia de la especie en la región y evidencia su plasticidad ecológica y capacidad de adaptación a distintos sistemas de producción y especies hospedantes dentro del género *Capsicum*. La detección de *M. incognita* en diferentes tipos de chile cultivados en una misma entidad federativa sugiere la existencia de poblaciones establecidas y, posiblemente, bien adaptadas a las condiciones edafoclimáticas locales, lo que podría favorecer su persistencia y dispersión.

Para mitigar estos efectos, se han implementado diversas estrategias de manejo, entre las que destacan el control biológico mediante hongos y bacterias antagonistas (Ayaz *et al.*, 2024), la aplicación de compuestos naturales como aceites esenciales (Subedi *et al.*, 2020) y el control químico. Este último continúa siendo el método más utilizado; sin embargo, también es uno de los más debatidos debido a sus posibles impactos adversos sobre el ambiente y la salud humana (Meena *et al.*, 2020). Particularmente, la presencia de *M. enterolobii* obliga a reconsiderar esquemas de manejo basados en resistencia genética tradicional, debido a su capacidad de evadir genes de resistencia como *Mi-1* en *solanaceas*. Por lo anterior, resulta prioritaria la búsqueda de nuevas fuentes de resistencia combinadas con estrategias agronómicas integrales, lo que permitirá diseñar esquemas de manejo sostenibles y adaptados a las condiciones edafoclimáticas del noroeste de México.

Considerando lo antes mencionado, es necesario destacar que el grupo de trabajo continúa con la presente investigación y ha logrado establecer y mantener *in vitro* una colonia pura de nematodos agalladores de *M. enterolobii* a partir de poblaciones aisladas de chile mini bell. Adicionalmente, ha iniciado ensayos de resistencia, evaluando la respuesta de distintas líneas criollas de chile habanero (Jaguar, Calakmul y Mayapán) expuestas a juveniles de segundo estadio (J2) de *M. enterolobii*. Interesantemente, resultados preliminares señalan que la línea criolla Jaguar es altamente tolerante a la infección por dicho nematodo (datos no mostrados).

Conclusiones

Este trabajo muestra resultados exitosos en el aislamiento e identificación de especies de *Meloidogyne* en los sistemas de producción evaluados y, de igual manera, aporta información relevante sobre su distribución en áreas agrícolas de la zona centro-norte de Sinaloa. El hallazgo de *M. enterolobii* en chile mini bell, el cual representa el primer registro para este hospedero en la región y la detección de *M. incognita* en otros cultivos de *Capsicum*, podría estar asociado a una distribución diferencial de especies en función del hospedero o condiciones locales. Actualmente, se están desarrollando estudios que corroboren lo anterior, lo cual, de tener éxito, permitiría generar información base útil para el desarrollo de estrategias de manejo integrado, la evaluación de materiales con resistencia genética y el diseño de programas de control orientados a reducir el impacto de estas especies.

La presencia de *M. enterolobii*, reconocido por su alta virulencia y su capacidad para superar fuentes de resistencia genética, representa un riesgo importante para los cultivos. De igual manera, la amplia distribución y adaptación a diversos sistemas de producción agrícola de *M. incognita* subraya la necesidad de fortalecer la vigilancia fitosanitaria y el diagnóstico especializado para estas especies.

Agradecimientos

Agradecemos al MC. José Armando Carrillo Fasio, por la capacitación para el diagnóstico morfológico de nematodos agalladores; al Dr. Ángel Ramírez y al MC. Leonel Rosas (CNRF-SENASICA), por la capacitación en técnicas de diagnóstico molecular; y al MC. Jesús Enrique Camacho Bojórquez, por el apoyo técnico durante la colecta de material vegetal.

Conflicto de interés

Los autores declaran que no existe conflicto de interés.

Referencias

- Ayaz, M., Zhao, J. T., Zhao, W., Chi, Y. K., Ali, Q., Ali, F., Khan, A. R., Yu, Q., Yu, J. W., Wu, W. C., Qi, R. D., & Huang, W. K. (2024). Biocontrol of plant parasitic nematodes by bacteria and fungi: a multi-omics approach for the exploration of novel nematocides in sustainable agriculture. *Frontiers in Microbiology*, 15, 1433716. <https://doi.org/10.3389/fmicb.2024.1433716>
- Barbary, A., Dijan-Caporalino, C., Palloix, A., & Castagnone-Sereno, P. (2015). Host genetic resistance to root-knot nematodes, *Meloidogyne* spp., in Solanaceae: from genes to the field. *Pest Management Science*, 71(12), 1591–1598. <https://doi.org/10.1002/ps.4091>
- Carrillo-Fasio, J. A., Angúlo-Castro, A., Martínez-Gallardo, J. Á., Ayala-Tafoya, F., Yáñez-Juárez, M. G., & Retes-Manjarrez, J. E. (2020). 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>
- Carrillo-Fasio, J. A., García-Estrada, R. S., Allende-Molar, R., Márquez-Zequera, I., & Cruz-Ortega, J. E. (2000). Identification and distribution of root-knot nematode species (*Meloidogyne* spp.) in vegetables in Sinaloa, Mexico. *Mexican Journal of Plant Pathology*, 18(2), 115–119. <https://www.redalyc.org/pdf/612/61218208.pdf>
- De Melo, J. M. M., Pedrosa, E. M. R., Lopes, I., Vicente, T. F. S., de Moraes, T. F., & Monteiro, M. (2025). How do nematode communities and soil properties interact in riparian areas of Caatinga under native vegetation and agricultural use?. *Diversity*, 17(8), 514. <https://doi.org/10.3390/d17080514>
- Eisenback, J. D., Hirschmann, H., Sasser, J. N., & Triantaphyllou, A. C. (1983). *Guide to the identification of the four most common species of root-knot nematode (Meloidogyne species), with a pictorial key*. Department of Plant Pathology, North Carolina State University.
- Hajihassani, A., Davis, R. F., & Timper, P. (2019). Evaluation of selected nonfumigant nematicides on increasing inoculation densities of *Meloidogyne incognita* on cucumber. *Plant Disease*, 103(12), 3161–3165. <https://doi.org/10.1094/PDIS-04-19-0836-RE>
- Jones, J. T., Haegeman, A., Danchin, E. G. J., Gaur, H. S., Helder, J., Jones, M. G. K., Kikuchi, T., Manzanilla-López, R., Palomares-Rius, J. E., Wesemael, W. M. L., & Perry, R. N. (2013). Top 10 plant-parasitic nematodes in molecular plant pathology. *Molecular Plant Pathology*, 14(9), 946–961. <https://doi.org/10.1111/mpp.12057>
- Li, Y., Cai, Y., Weng, W., DeSaeger, J., & Guan, Z. (2024). An introduction to economic analysis of pest management: a case study of nematode management. *Food and Resource Economics*, (1), 1-6. <https://doi.org/10.32473/edis-fe1161-2024>
- López-Nicora, H. D., Soilán-Duarte, L. C., Caballero-Mairesse, G. G., Grabowski-Ocampos, C. J., & Enciso-Maldonado, G. A. (2021). *Agricultural nematology manual: fundamentals and procedures* (1a ed.). Universidad San Carlos.
- Martínez, J. Á., Díaz, T., Allende, R., García, R. S., & Carrillo, J. A. (2015). Primer reporte de *Meloidogyne enterolobii* parasitando tomate en Culiacán, Sinaloa, México. *Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas*, 6(11), 2165–2168. <https://doi.org/10.29312/remexca.v0i11.786>

- Martínez, J. A., Díaz, T., Allende, R., Retes, J. E., & Carrillo, J. A. (2019). Identification and distribution of *Meloidogyne* spp. in tomato in Sinaloa, Mexico. *Mexican Journal of Agricultural Sciences*, 10(2), 453-459. <https://doi.org/10.29312/remexca.v10i2.392>
- Meena, R. S., Kumar, S., Datta, R., Lal, R., Vijayakumar, V., Brtnicky, M., Prasad, M., Singh, G., Kumar, M., Kumar, C., Imran, S., Dokulilova, T., Pecina, V., & Danso, T. (2020). Impact of agrochemicals on soil microbiota and management: a review. *Land*, 9(2), 34. <https://doi.org/10.3390/land9020034>
- Meidani, C., Telioglanidis, K., Giannoutsou, E., Ntalli, N., Adamakis, I. D. S. (2025). *Meloidogyne incognita*-Induced giant cells in tomato and the impact of acetic acid. *Plants*, 14(7), 1015. <https://doi.org/10.3390/plants14071015>
- Morindya, R., Indarti, S., Soffan, A., & Hartono, S. (2023). Optimization of DNA extraction methods for genomic analysis of rice root-knot nematode (*Meloidogyne graminicola*) using PCR and sanger sequencing. *Journal of Plant Protection Research*, 63(1), 50–58. <https://doi.org/10.24425/jppr.2022.144416>
- Navarrete, X., Ron, L., Viteri, P., & Viera, W. (2018). Parasitism of the root-knot nematode *Meloidogyne incognita* (Kofoid and White) Chitwood in five wild Solanaceae species. *Revista Facultad Nacional de Agronomía*, 71(1), 8367–8373. <https://doi.org/10.15446/rfna.v71n1.67122>
- Ntalli, N., Menkissoglu-Spirodi, U., Doitsinis, K., Kalomoiris, M., Papadakis, E. N., Boutsis, G., Dimou, M., & Monokrousos, N. (2020). Mode of action and ecotoxicity of hexanoic and acetic acids on *Meloidogyne javanica*. *Journal of Pest Science*, 93(3), 867–877. <https://doi.org/10.1007/s10340-020-01193-y>
- Osuna-Rodríguez, J. M., Valdez-Morales, M. T., Carrillo-Fasio, J. A., Márquez-Licona, G., Cruz-Lachica, I., García-Estrada, R. S., Pacheco-Olvera, A., & Tovar-Pedraza, J. M. (2025). First report of the root-knot nematode *Meloidogyne incognita* parasitizing rocoto pepper (*Capsicum pubescens*) in Sinaloa, Mexico. *Plant Disease*, 109(8), 1796. <https://doi.org/10.1094/PDIS-02-25-0259-PDN>
- Peraza-Padilla, W., Rosales-Flores, J., Esquivel-Hernández, A., Hilje-Rodríguez, I., Molina-Bravo, R., & Castillo-Castillo, P. (2013). Identificación morfológica, morfométrica y molecular de *Meloidogyne incognita* en higuera (*Ficus carica* L.) en Costa Rica. *Agronomía Mesoamericana*, 24(2), 337–346. https://www.scielo.sa.cr/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S1659-13212013000200010
- Powers, T. O., & Harris, T. S. (1993). A polymerase chain reaction method for identification of five major *Meloidogyne* species. *Journal of Nematology*, 25(1), 1–6. <https://pmc.ncbi.nlm.nih.gov/articles/PMC2619349/>
- Rosas-Hernández, L., Ramírez-Suárez, A., Alcasio-Rangel, S., & Morales-Galván, O. (2014). *Diagnosis and phylogenetic analysis of the burrowing nematode Radopholus similis on banana (Musa paradisiaca L.)*. Centro Nacional de Referencia Fitosanitaria, Dirección General de Sanidad Vegetal, SENASICA-SAGARPA.
- Sambrook, J., & Russell, D. W. (2001). *Molecular cloning: A laboratory manual* (3rd ed.). Cold Spring Harbor Laboratory Press.
- Sánchez-Moreno, S., & Talavera, M. (2013). Nematodes as environmental indicators in agroecosystems. *Ecosistemas*, 22(1), 50–55. <https://www.cabidigitallibrary.org/doi/full/10.5555/20133243634>
- Servicio de Información Agroalimentaria y Pesquera (SIAP). (2023). *Anuario estadístico de la producción agrícola 2023*. Secretaría de Agricultura y Desarrollo Rural (AGRICULTURA). <https://www.gob.mx/siap>
- Sikandar, A., Jia, L., Wu, H., & Yang, S. (2023). *Meloidogyne enterolobii* risk to agriculture, its present status and future prospective for management. *Frontiers in Plant Science*, 13, 1093657. <https://doi.org/10.3389/fpls.2022.1093657>
- Subedi, S., Thapa, B., & Shrestha, J. (2020). Root-knot nematode (*Meloidogyne incognita*) and its management: a review. *Journal of Agriculture and Natural Resources*, 3(2), 21–31. <https://doi.org/10.3126/janr.v3i2.32298>
- Thoungnon, A. J., Chaves, E., Carmona, D., San Martino, S., & Mondino, E. (2024). Caracterización de la comunidad de nematodos de suelo en cuatro sistemas productivos del sudeste bonaerense, Argentina. *Ecología Austral*, 34(2), 240–255. <https://doi.org/10.25260/EA.24.34.2.0.2237>
- Velásquez-Valle, R., & Martínez-Fernández, M. (2019). *Géneros de nematodos asociados al cultivo de chile para secado en el altiplano de Zacatecas* [Folleto Técnico Núm. 103]. Campo Experimental Zacatecas, CIRNOC-INIFAP.

- Villar-Luna, E., Gómez-Rodríguez, O., Rojas-Martínez, R. I., & Zavaleta-Mejía, E. (2016). Presence of *Meloidogyne enterolobii* on jalapeño pepper (*Capsicum annuum* L.) in Sinaloa, Mexico. *Helminthologia*, 53(2), 155–160. <https://doi.org/10.1515/helmin-2016-0001>
- Wasson, A. P., Ramsay, K., Jones, M. G. K., & Mathesius, U. (2009). Differing requirements for flavonoids during the formation of lateral roots, nodules and root-knot nematode galls in *Medicago truncatula*. *New Phytologist*, 183(1), 167–179. <https://doi.org/10.1111/j.1469-8137.2009.02850.x>
- Yu, M. H. (1995). Root-knot nematode development and root gall formation in sugarbeet. *Journal of Sugar Beet Research*, 32(1), 47–58.
- Zhuo, K., Hu, M. X., Liao, J. L., & Rui, K. (2010). First report of *Meloidogyne enterolobii* on arrowroot in China. *Plant Disease*, 94(2), 271. <https://doi.org/10.1094/PDIS-94-2-0271A>