

Review [Revisión]



IDENTIFICATION AND CONTROL OF PHYTOPARASITIC NEMATODES ASSOCIATED WITH FRUIT TREES IN MEXICO: CURRENT STATUS †

[IDENTIFICACIÓN Y CONTROL DE NEMATODOS FITOPARÁSITOS ASOCIADOS A ÁRBOLES FRUTALES EN MÉXICO: SITUACIÓN ACTUAL]

Edith Salazar-Villa¹, Karla Marina Báez-Parra², José Armando Carrillo-Fasio³ and Indira Rojo-Báez^{*1}¹Facultad de Biología, Universidad Autónoma de Sinaloa. Ciudad Universitaria, Blvd. de las Américas y Blvd. Universitarios S/N. C P 80013, Culiacán Rosales, Sinaloa, México. Email: edithsalazar@uas.edu.mx; indira@uas.edu.mx*²Facultad de Ciencias Químico-Biológicas, Universidad Autónoma de Sinaloa. Ciudad Universitaria, Blvd. de las Américas y Blvd. Universitarios S/N. C P 80013, Culiacán Rosales, Sinaloa, México. Email: karlabaez.fcqb@uas.edu.mx³Laboratorio de Nematología, Centro de Investigación en Alimentación y Desarrollo, A. C. Coordinación Culiacán, Carretera Culiacán-Eldorado Km 5.5, Campo El Diez, C.P. 80110, Culiacán, Sinaloa, México. Email: acarrillo@ciad.mx

*Corresponding author

SUMMARY

Background. Fruit growing in Mexico is an activity of economic importance. These crops are affected by different types of pathogens, among which nematodes stand out, due to the economic losses they generate worldwide in infected fruit crops. Therefore, morphological and molecular identification is essential, as well as the use of integrated control strategies for the pathogenic nematode. **Objective.** The objective of this review was to analyze the progress in the identification of nematodes present in fruit crops in Mexico, and the control strategies currently used. **Methodology.** A systematic review was conducted to collect, evaluate and synthesize the available scientific literature on the identification and control of phytoparasitic nematodes associated with fruits of economic importance in Mexico. The PubMed, Scopus, Web of Science, SciELO and Google Scholar databases were consulted, using keywords in English and Spanish. **Results.** The main genera of phytoparasitic nematodes in fruit trees are *Aphelenchus*, *Ditylenchus*, *Helicotylenchus*, *Paratylenchus*, *Pratylenchus*, *Rotylenchus*, *Tylenchus*, *Trophurus*, *Tylenchorrhynchus*, *Tylenchus* and *Meloidogyne*, the latter standing out as the most prevalent. Identification is mainly based on morphological and morphometric characters; molecular diagnosis is limited and usually focuses on amplification of two specific genetic regions: STIs and SCARs. Chemical, biological and genetic control strategies have focused on the control of *Meloidogyne*. **Implications.** The present review highlights the importance of integrated and evidence-based management to address the problems associated with phytoparasitic nematodes in fruit crops in Mexico. **Conclusions.** The accurate identification of these pathogens, both morphologically and molecularly, is crucial to implement effective control strategies, highlighting the need to develop more comprehensive and precise approaches to mitigate the impact of these pathogens on Mexican fruit growing.

Key words: Fruticulture; Control Strategies; Integral Identification; Pathogens.

RESUMEN

Antecedentes. La fruticultura en México es una actividad de importancia económica. Estos cultivos se ven afectados por distintos tipos de patógenos, dentro de los que sobresalen los nematodos, debido a las pérdidas económicas que generan a nivel mundial en los cultivos frutales infectados. Por lo anterior, es fundamental la identificación morfológica y molecular, así como, utilizar estrategias de control integral del nematodo patógeno. **Objetivo.** El objetivo de esta revisión fue analizar los avances en la identificación de los nematodos presentes en los cultivos frutales en México, y las estrategias de control utilizadas actualmente. **Metodología.** Se realizó una revisión sistemática para recopilar,

† Submitted July 5, 2024 – Accepted January 10, 2025. <http://doi.org/10.56369/tsaes.5725>Copyright © the authors. Work licensed under a CC-BY 4.0 License. <https://creativecommons.org/licenses/by/4.0/>

ISSN: 1870-0462.

ORCID = E. Salazar-Villa: <http://orcid.org/0000-0001-8425-446X>; K.M. Báez-Parra: <http://orcid.org/0000-0003-2892-0506>; J.A. Carrillo-Fasio: <http://orcid.org/0000-0002-3443-6289>; I. Rojo-Báez: <http://orcid.org/0000-0003-1255-6180>

sintetizar y evaluar la literatura científica disponible, sobre la identificación y control de nematodos fitoparásitos asociados a frutos de importancia económica en México. Se consultaron las bases de datos PubMed, Scopus, Web of Science, SciELO y Google Scholar, utilizando palabras claves en inglés y español. **Resultados.** Los principales géneros de nematodos fitoparásitos en frutales son *Aphelenchus*, *Ditylenchus*, *Helicotylenchus*, *Paratylenchus*, *Pratylenchus*, *Rotylenchulus*, *Rotylenchus*, *Trophurus*, *Tylenchorrhynchus*, *Tylenchus* y *Meloidogyne*, destacando este último como el más prevalente. La identificación se basa principalmente en caracteres morfológicos y morfométricos; el diagnóstico molecular es limitado y generalmente se enfoca en la amplificación de dos regiones genéticas específicas ITS y SCARs. Las estrategias de control químico, biológico y genético se han enfocado en el control de *Meloidogyne*. **Implicaciones.** La presente revisión destaca la importancia de una gestión integral y basada en evidencia para abordar los problemas asociados con los nematodos fitoparásitos en los cultivos frutales de México. **Conclusiones.** La identificación precisa de estos patógenos, tanto morfológica como molecularmente, es crucial para implementar estrategias de control efectivas, destacando la necesidad de desarrollar enfoques más integrales y precisos para mitigar el impacto de estos patógenos en la fruticultura mexicana.

Palabras clave: Fruticultura; estrategias de control; identificación integral; patógenos.

INTRODUCCIÓN

México es uno de los principales países productores de frutas a nivel mundial, destacándose en el cultivo de frutos cítricos, aguacate, mango y plátano, estos cultivos son una fuente importante de empleo y producción tanto para el consumo nacional como para la exportación. Sin embargo, enfrentan amenazas significativas por diversos patógenos, donde, sobresalen los nematodos como, *Aphelenchus*, *Ditylenchus*, *Helicotylenchus*, *Paratylenchus*, *Pratylenchus*, *Rotylenchulus*, *Rotylenchus*, *Trophurus*, *Tylenchorrhynchus*, *Tylenchus* y *Meloidogyne* (SIAP, 2022), debido a las pérdidas económicas que generan a nivel mundial, ya que son responsables de alrededor del 11 al 14% de los daños en frutales, sin embargo, este porcentaje podría ser mayor, ya que los síntomas de infecciones por nematodos podrían confundirse con otras infecciones (Guzmán-Piedrahita *et al.*, 2012), es por ello, que, la identificación de los nematodos que ocasionan las pérdidas en los cultivos frutales es de gran importancia para utilizar un control integral adecuado, actualmente se utilizan metodologías basadas en características morfológicas y morfométricas, comparándolas con claves taxonómicas, en conjunto con una identificación molecular, con base en características genéticas (Ahmed *et al.*, 2019; Knot *et al.*, 2020). Las estrategias de control de nematodos se basan en control químico, siendo el tratamiento más común, los nematicidas más utilizados en huertas son, Nemagón, Mocap, Furadan y Temik, los cuales, pueden usarse de manera preventiva y correctiva, no obstante, debe ser manejada con precaución debido a los posibles impactos ambientales y la resistencia de los nemátodos (Agrios, 2005). El uso de organismos antagonistas ha mostrado eficacia en la reducción de poblaciones de nematodos fitoparásitos, donde, se utilizan principalmente bacterias como, *Bacillus firmus*, como control biológico (Tapia-Vazquez *et al.*, 2022). Además, se utilizan prácticas culturales que incluyen la rotación de cultivos, el uso de cultivos trampa, la incorporación de materia orgánica al suelo, estas

pueden reducir la incidencia de nemátodos fitoparásitos en los cultivos (Riascos-Ortiz *et al.*, 2022). El mejoramiento genético y la biotecnología pueden proporcionar soluciones sostenibles para el manejo de estas plagas, sobre todo para aquellas donde se genera resistencia a los métodos de control convencionales (Sousa *et al.*, 2024). Para esta revisión, se considera de gran importancia identificar adecuadamente los nematodos responsables de ocasionar enfermedades en los cultivos, sobre todo aquellos que son de importancia económica, para generar estrategias de control eficaces y sostenibles para los cultivos y así, evitar o reducir las pérdidas económicas. En particular, esta revisión se enfocó en la búsqueda y análisis de las estrategias utilizadas para la identificación de los nematodos que dañan los cultivos de frutos tropicales en México y los métodos de control que se utilizan actualmente.

MATERIALES Y MÉTODOS

Este estudio es una revisión sistemática que busca recopilar, evaluar y sintetizar la literatura científica disponible sobre la identificación y control de nematodos fitoparásitos asociados a frutos tropicales en México. Para la búsqueda de artículos, se consultaron las siguientes bases de datos: PubMed, Scopus, Web of Science, SciELO, Google Scholar. Las palabras clave utilizadas en la búsqueda fueron seleccionadas en inglés y español para abarcar una mayor cantidad de literatura relevante. Las combinaciones de palabras clave incluyeron: "Nematodes" AND "Tropical fruits" AND "Mexico"; "Nematodes" AND "Identification" AND "Control" AND "Mexico"; "Nematodos" AND "Frutas tropicales" AND "México"; "Nematodos" AND "Identificación" AND "Control" AND "México". La búsqueda se limitó a artículos escritos en inglés y español. La búsqueda se realizó considerando publicaciones desde el año 2000 hasta 2024 para asegurar la inclusión de estudios recientes y relevantes. Se incluyó la referencia de Eisenback e Hirschmann (1981) por su valor informativo. Los criterios de

inclusión fueron estudios que abordan la identificación y control de nematodos fitoparásitos en frutos tropicales en México, artículos de investigación originales, revisiones sistemáticas y metaanálisis, publicaciones entre 2000 y 2024 y artículos en inglés o español. Los criterios de exclusión fueron los estudios que no se enfoquen en nematodos fitoparásitos, artículos que no aborden frutos tropicales, estudios fuera del contexto geográfico de México y artículos no accesibles en texto completo. Se identificaron un total de 152 ítems a partir de la búsqueda inicial en las bases de datos y tras la aplicación de los criterios de inclusión y exclusión, se seleccionaron 50 artículos para una revisión detallada.

La revisión proporciona una visión integral del estado actual de la identificación y control de nematodos fitoparásitos en frutos tropicales en México, se destacan las metodologías más efectivas y las estrategias de control implementadas. La revisión se limita a estudios publicados en inglés y español, lo que puede excluir literatura relevante en otros idiomas y la disponibilidad de estudios completos y accesibles puede haber afectado el número total de artículos revisados. Esta metodología busca asegurar una revisión exhaustiva y rigurosa del tema, proporcionando información relevante y actualizada sobre la identificación y control de nematodos fitoparásitos en frutos tropicales en México.

Fruticultura en México

En México la fruticultura es una actividad económica que participa de manera importante en el Producto Interno Bruto (PIB), la amplia y variada cosecha de frutas que se cultivan en México, contribuyen día a día en la alimentación de millones de personas alrededor del mundo, para el 2020 la producción nacional de frutas fue de 22.2 millones de toneladas, con lo cual México se ubicó en el quinto productor a nivel mundial (SIAP, 2022).

Dentro de los frutales que se cultivan en México se encuentran, 63 especies comerciales y 220 especies con potencial alimenticio, incluyendo, frutos de clima templado, frutos tropicales y subtropicales, cítricos, bayas y otras que no entran en las estadísticas, ya que se cultivan en huertos familiares o son de recolección (Monter y Aguilera, 2011; Andrade-Rodríguez *et al.*, 2021).

De los frutos de clima templado sobresalen la manzana (*Malus domestica*), la tuna (*Opuntia* spp), el durazno (*Prunus persica*), la uva (*Vitis vinifera*) y la ciruela (*Prunus domestica*); para el 2021 se produjeron más de 631 mil toneladas de manzana en 23 estados de la República Mexicana, principalmente en Chihuahua, Coahuila y Puebla (Monter y Aguilera, 2011; SIAP, 2022).

En los frutales tropicales y subtropicales, destacan el aguacate (*Persea americana*), el mango (*Mangifera indica*), el plátano (*Musa acuminata*), la piña (*Ananas comosus*) y la papaya (*Carica papaya*), estos frutos representan 10.3 millones de toneladas de frutos cultivados en el país (Monter y Aguilera, 2011; SIAP, 2022).

Las bayas que se cultivan en México incluyen a la fresa (*Fragaria vesca*), zarzamora (*Rubus ulmifolius*), frambuesa (*Rubus idaeus*) y arándano (*Vaccinium corymbosum*), siendo la fresa la baya que se produce principalmente en los estados de Michoacán (431 miles de toneladas), Baja California (123 miles de toneladas), y Guanajuato (79 miles de toneladas) (SIAP, 2022).

En el grupo de los cítricos, se cultivan mayormente, la naranja (*Citrus sinensis*), mandarina (*Citrus reticulata*), limón (*Citrus limon*), lima (*Citrus aurantifolia*) y toronja (*Citrus paradisi*) (Monter y Aguilera, 2011; Andrade-Rodríguez *et al.*, 2021; Hernandez *et al.*, 2022). México ocupa el quinto lugar como productor de cítricos, el 12% de la producción se exporta y el 88% se destina al consumo nacional, donde, además de consumir el fruto fresco, se utilizan en la industria farmacéutica, de cosméticos y de dulces, por las propiedades de sus aceites esenciales. En el país 23 estados cultivan cítricos, destacando Veracruz, San Luis Potosí y Tamaulipas (SIAP, 2022). A nivel internacional México se encuentra en primer lugar como productor de aguacate y zarzamora, en segundo lugar, como productor de limón y frambuesa, y en tercer lugar como productor de fresa (SIAP, 2022).

Problemática fitosanitaria ocasionada por nematodos

Los nematodos fitoparásitos son organismos pequeños (de 300 a 1000 μm) que viven en el suelo y se clasifican como ectoparásitos cuando no penetran los tejidos de la raíz, sino que se alimentan cerca de su superficie; semi endoparásitos cuando solo penetran parte de su cuerpo a la raíz y así se alimentan; los endoparásitos penetran en el hospedante y se alimentan de él; a su vez, se clasifican en migratorios ya que viven en el suelo y se alimentan de las plantas sin que se fijen en ellas o se mueven dentro de la planta, o pueden ser sedentarios donde las especies que penetran en la raíz permanecen fijas en ellas. A diferencia de los nematodos de vida libre que no ocasionan daño a las plantas, los nematodos fitoparásitos provocan daño directo a la planta (Li *et al.*, 2023).

Los síntomas más notorios que ocasionan los nematodos fitoparásitos se producen en las raíces en forma de nudos, agallas o lesiones, ramificación excesiva, puntas dañadas y cuando se encuentran en

asociación con otros organismos fitopatógenos se observa la pudrición de la raíz (Guzmán-Piedrahita *et al.*, 2012). Esta sintomatología se asocia a la aparición de otros síntomas no característicos como por ejemplo menor crecimiento, síntomas de deficiencias de nutrientes, marchitamiento excesivo o menor producción y baja calidad en los cultivos, también producen síntomas en los órganos aéreos de las plantas como agallas, pudrición, lesiones necróticas, deformación en hojas y tallo, así como desarrollo anormal de los verticilos florales (Guzmán-Piedrahita *et al.*, 2012; Mandal *et al.*, 2021).

Se han identificado aproximadamente 4100 especies de nematodos fitoparásitos, los cuales causan daños en alrededor del 11 al 14% de los cultivos de importancia económica, lo que se traduce en una pérdida de 80 mil millones de dólares al año a nivel mundial por problemas fitosanitarios ocasionados por nematodos fitoparásitos (Guzmán-Piedrahita *et al.*, 2012); no obstante, esta cifra puede ser más elevada debido al desconocimiento del daño por nematodos fitoparásitos en diversos cultivos como frutales, hortalizas, cereales, leguminosas, forestales, entre otros.

De acuerdo a la importancia científica y económica, Jones *et al.* (2013) realizaron un listado de los diez principales nematodos fitoparásitos los cuales son: *Meloidogyne spp.*; *Heterodera* y *Globodera spp.*; *Pratylenchus spp.*; *Radopholus similis*; *Ditylenchus dipsaci*; *Bursaphelenchus xylophilus*; *Rotylenchulus reniformis*; *Xiphinema*; *Nacobbus aberrans*; y *Aphelenchoides besseyi*.

Un ejemplo de nematodos fitoparásitos de importancia económica que afectan a una gran variedad de frutales en México son *Meloidogyne spp.* Las especies de *Meloidogyne* ocasionan daños en guayaba, plátano, fresa, uva, papaya, piña, sandía, entre otros (Cid del Prado-Vera *et al.* 2001).

Identificación morfológica de nematodos

Para llevar a cabo la identificación morfológica de nematodos fitoparásitos el primer paso es emplear una técnica de extracción de nematodos. Para ello, se emplean distintas metodologías siendo las más comunes el método del embudo de Baermann o tamizado, el método de colado y el método de la flotación en azúcar, éste último empleado para nematodos que presentan anillos en su morfología (Agrios, 2005).

Los caracteres morfológicos y morfométricos que se toman en cuenta para identificar a nivel género a los nematodos fitoparásitos son: longitud del cuerpo, número de anillos, número y forma (liso o rugoso) de anillos de la cola, forma y tamaño del estilete,

presencia o ausencia de lóbulos sumerios, forma de la vagina, forma de la cola, presencia o ausencia de anastomosis; además, el patrón perineal cuya región se encuentra en la parte posterior de la hembra y consiste en líneas laterales o pliegues cuticulares que son característicos de cada especie. Para la observación de estas estructuras se emplean técnicas de microscopía óptica y/o electrónica (Eisenback y Hirschmann, 1981; Luna-Guerrero *et al.*, 2011; Perez-Padilla *et al.*, 2013).

En México se han realizado diversos estudios sobre la identificación morfológica de nematodos fitoparásitos en frutales basados en las características morfométricas a través de claves taxonómicas (Tabla 1). Martínez-Gallardo *et al.* (2014) identificaron a *Aphelenchus*, *Ditylenchus*, *Helicotylenchus*, *Paratylenchus*, *Pratylenchus*, *Rotylenchulus*, *Rotylenchus*, *Trophurus*, *Tylenchorrhynchus*, *Tylenchus* y *Meloidogyne* presentes en cultivo de papaya; la caracterización morfológica se basó en la medición de la longitud del cuerpo, estilete, región hialina, cola y la distancia de los nódulos a la glándula esofágica dorsal y su respectiva comparación con claves taxonómicas a nivel género. No obstante, la identificación morfológica tiene diversas desventajas como por ejemplo la morfología de los nematodos puede influenciarse por factores ambientales, la planta hospedera, la nutrición entre otros como se observa en nematodos fitoparásitos y los de vida libre, lo que dificulta la identificación precisa de estos fitoparásitos (Bolage *et al.*, 2020), por lo que se debe complementar con la identificación molecular que emplea técnicas de biología molecular como la amplificación de regiones génicas conservadas en nematodos.

Identificación molecular de nematodos en México

La identificación molecular de nematodos fitoparásitos requiere una serie de técnicas; una vez extraídos los individuos de acuerdo a algún método de extracción de nematodos (Fig. 1) el primer desafío es la obtención de ADN de buena calidad del nematodo. Existen diversos métodos de extracción de ADN; uno de los métodos tradicionales se basa en la digestión con proteinasa K seguida de la extracción orgánica con Fenol-Cloroformo, aunque este método es de los más utilizados tiene la desventaja de que los reactivos orgánicos son tóxicos. Por otra parte, también se emplea la extracción inorgánica utilizando sales como hidróxido de sodio, además de la ruptura física seguido del uso de Kits comerciales de extracción y purificación de ADN de nematodos como por ejemplo Purelink®, Qiaquick®, Wizard®, entre otros. La ventaja de emplear kits comerciales es su fácil uso y garantía de la obtención de ADN de buena calidad, la desventaja principal es su costo (Donn *et al.*, 2008).

Actualmente a nivel mundial se han desarrollado diversos métodos basados en ADN para la identificación de nematodos; se pueden clasificar en métodos de huella dactilar o fingerprint, los cuales pueden incluir Polimorfismos de Longitud de Fragmentos de Restricción (RFLP), Polimorfismos de Longitud de Fragmentos Amplificados (AFLP), Amplificación Aleatoria de ADN Polimórfico (RAPD); el uso de métodos basados en microarreglos y amplificación con sondas específicas como Taqman para amplificar regiones conservadas e incluso detectar y cuantificar nematodos por PCR (Reacción en Cadena de la Polimerasa) en tiempo real o utilizar PCR múltiplex para amplificar más de un biomarcador a la vez; y por último, los métodos basados en secuencias donde se utilizan iniciadores específicos de especie basados en la presencia o ausencia de la amplificación de regiones conservadas por PCR y su posterior electroforesis y secuenciación para obtener secuencias de nucleótidos que puedan emplearse para el análisis filogenético de taxones de nematodos utilizando herramientas bioinformáticas y bases de datos como GenBank (ncbi.nlm.nih.gov) y NEMBASE (nematodes.org) (Bogale *et al.*, 2020; Velez-Zambrano *et al.*, 2022).

Con respecto a los métodos basados en secuencias, la identificación molecular en nematodos fitoparásitos se basa en una serie de genes marcadores como la región espaciadora interna transcrita del ARN ribosomal (ITS), su subunidad pequeña 18S (ARNr SSU), la subunidad grande 28S (ARNr LSU) y el gen de la subunidad I del citocromo oxidasa (COI). La técnica molecular empleada para realizar el diagnóstico molecular es la amplificación de las regiones multilocus por medio de PCR y su posterior secuenciación por el método de Sanger (Ahmed *et al.*, 2019; Knot *et al.*, 2020).

Además del marcador convencional basado en ARN ribosomal, el área de taxonomía molecular de nematodos se encuentra en constante cambio. Actualmente se emplean otros marcadores moleculares como el espaciador intergénico (IGS-2), así como el empleo de nuevas técnicas basadas en huella dactilar basada en polimorfismos, así como técnicas basadas en microarreglos los cuales son una colección de fragmentos de ADN en picomoles en una superficie sólida; para la identificación de nematodos se emplean regiones SCARs (Regiones Amplificadas Caracterizadas por Secuencia) y sondas específicas. Además, las regiones SCARs se pueden amplificar por PCR. Un SCAR es un fragmento de ADN genómico en un solo locus, éste se amplifica por PCR utilizando iniciadores de hasta 30 pares de bases. La ventaja de utilizar SCAR y PCR es que es una técnica fácil, rápida, precisa y reproducible (Velez-Zambrano *et al.*, 2022).

Otra técnica que se emplea actualmente para la identificación de nematodos es la técnica LAMP (Amplificación isotérmica de ADN mediada por asas). Lo relevante de esta técnica es que no necesita un termociclador para llevar a cabo la reacción de amplificación de grandes cantidades de ADN puesto que es una reacción isotérmica estable, así que trabaja a una sola temperatura (47° C) y los productos de esta reacción se observan a simple vista empleando colorantes de ligación al ADN; con esta técnica se han utilizado biomarcadores como IGS-2, 18S, 5S, ITS del rDNA del genoma de nematodos (Velez-Zambrano *et al.*, 2022; Venbrux *et al.*, 2023).

La importancia del empleo de regiones biomarcadoras como el ARN ribosomal permite la identificación de fitonematodos a nivel especie; lo que favorece el reporte de nuevas especies en distintos frutales. Por ejemplo, a nivel mundial se identificó a una nueva especie como lo es *Meloidogyne limonae* n. sp. parasitando limón (*Citrus limon*) en China mediante la amplificación y análisis filogenético de las regiones ITS1-5.8S-ITS2, D2-D3 del 28S del ADNr, así como las regiones del ADN mitocondrial COI y COII-16S RNAr (Sun *et al.*, 2024).

En México, los métodos moleculares más utilizados en la identificación molecular de nematodos se basan en la amplificación por PCR de regiones como ITS, COX y SCARs (Tabla 1). Por ejemplo, se reportó por primera vez a la especie *Meloidogyne incognita* asociado al cultivo de papaya en Tecmán, Colima (Martínez-Gallardo *et al.*, 2014). Por otra parte, se identificaron a nivel molecular mediante el uso de SCARs a *Helicotylenchus* sp. *Meloidogyne incognita*, *Meloidogyne arenaria*, *Criconea* sp., *Helicotylenchus multicinctus* y *Radopholus similis* asociados a raíces de plátano en Veracruz, de los cuales *M. arenaria*, *Criconea*, *H. multicinctus* y *R. similis* se reportaron por primera vez en el cultivo de plátano (Lara-Posadas *et al.*, 2016). Aunque en México se emplean algunas técnicas moleculares, utilizar métodos basados en ADN también tiene sus desafíos y limitaciones ya que se emplean ácidos nucleicos de nematodos que pueden ser difíciles de extraer o pueden degradarse, aunado al costo de los equipos y reactivos de biología molecular; no obstante, actualmente a nivel mundial se está innovando en mejorar y crear nuevas técnicas basadas en ADN con el objetivo de realizar una detección y diagnóstico certero y preciso de nematodos fitoparásitos.

Nematodos fitoparásitos en frutales reportados en México

En México, la identificación y control de nematodos fitoparásitos en frutales ha adquirido importancia debido a los graves daños que estos organismos pueden causar en los cultivos, limitando las cosechas y

generando grandes pérdidas económicas (del Prado-Vera *et al.*, 2018) (Tabla 1). Estos nemátodos afectan a una amplia gama de frutales, incluyendo coco, mango, papaya, litchi, fresa, plátano, entre otros (Ramírez-Suárez, 2014).

Los principales géneros de nemátodos que afectan a los cultivos en México son *Meloidogyne*, *Mesocriconema*, *Aphelenchus*, *Helicotylenchus* y *Pratylenchus* (del Prado-Vera *et al.*, 2018). En nuestra revisión se identificaron 31 géneros con 47 especies responsables de problemas agronómicos destacando *Meloidogyne* como el más prevalente y dentro de este género, *Meloidogyne incognita* y *Meloidogyne enterolobii* como las especies más frecuentes.

Los nemátodos fitoparásitos plantean desafíos significativos para los cultivos de frutas en México. Ejemplos específicos incluyen *Meloidogyne incognita* en cultivos de papaya en Colima, junto con otros géneros como *Helicotylenchus*, *Pratylenchus* y *Rotylenchulus* (Martínez-Gallardo *et al.*, 2018). Las plantaciones de plátano en Veracruz revelaron la presencia de *Criconea* sp., *Helicotylenchus*

multicinctus, *Meloidogyne arenaria* y *Radopholus similis* (Lara-Posadas *et al.*, 2016). Las principales especies de nemátodos que afectan a los cultivos de litchi en Oaxaca incluyen *Aphelenchus*, *Ditylenchus*, *Helicotylenchus*, *Hemicriconemoides*, *Longidorus*, *Mesocriconema*, *Pratylenchus*, *Psilenchus*, *Rotylenchus*, *Trichodorus*, *Tylenchorhynchus*, *Tylenchus* y *Xiphinema* (Martínez-Bolaños *et al.*, 2020). En Aguascalientes, se ha identificado a los géneros *Meloidogyne*, *Rhabditis* y *Mononchus* causando problemas fitosanitarios en guayaba (González-Gaona *et al.*, 2010; Gallegos-Morales *et al.*, 2009). Las estrategias de manejo para estos nemátodos incluyen medidas preventivas, control biológico, métodos físicos, tratamientos químicos y enfoques de manejo integrado de plagas (del Prado-Vera *et al.*, 2018).

Estos hallazgos reflejan la diversidad y predominancia de ciertos géneros y especies en el estudio de nemátodos fitoparásitos, demostrando la importancia de enfocarse en estos grupos para el desarrollo de estrategias de control y manejo en frutales.

Tabla 1. Géneros y especies de nemátodos encontrados en frutales en México.

Nematodo	Identificación	Hospedante	Localidad	Referencia
<i>Meloidogyne</i> spp. <i>Pratylenchus</i> <i>brachyurus</i> <i>Rotylenchulus</i> <i>reniformis</i>	Identificación morfológica: claves taxonómicas	Piña (<i>Ananas</i> <i>comosus</i>)	Tabasco	Carcía de la Cruz <i>et al.</i> , 2002
<i>Dorylaimus</i> spp. <i>Meloidogyne</i> <i>incognita</i> <i>Pratylenchus</i> spp.	Identificación morfológica: claves taxonómicas	Café (<i>Coffea</i> <i>arabica</i>)	Chiapas	Cepeda-Siller <i>et al.</i> , 2018
<i>Meloidogyne</i> <i>enterolobii</i>	Identificación morfológica: fenotipo esterasa. Identificación molecular: amplificación de SCARs.	Guayaba (<i>Psidium</i> <i>guajava</i>)	México	Freitas <i>et al.</i> , 2017
<i>Meloidogyne</i> <i>incognita</i>	Identificación morfológica: patrón perineal y claves taxonómicas.	Guayaba (<i>Psidium</i> <i>guajava</i>)	Aguascalientes	Gallegos-Morales <i>et al.</i> , 2009
<i>Aphelenchoides</i> <i>Aphelenchoides</i>	Identificación morfológica: claves taxonómicas	Coco (<i>Cocos</i> <i>nucifera</i>) Mango (<i>Mangifera</i> <i>indica</i>)	Guerrero	Garibay- Arciniega <i>et al.</i> , 2022
<i>Aphelenchus</i> spp.		Coco (<i>Cocos</i> <i>nucifera</i>)		
<i>Aphelenchus</i> spp.		Mango (<i>Mangifera</i> <i>indica</i>)		
<i>Cephalobus</i> sp.		Coco (<i>Cocos</i> <i>nucifera</i>)		

Nematodo	Identificación	Hospedante	Localidad	Referencia
<i>Cephalobus</i> sp.		Mango (<i>Mangifera indica</i>)		
<i>Criconemoides</i>		Mango (<i>Mangifera indica</i>)		
<i>Cuticularia</i>		Mango (<i>Mangifera indica</i>)		
<i>Dorylaimus</i> spp.		Coco (<i>Cocos nucifera</i>)		
<i>Dorylaimus</i> spp.		Mango (<i>Mangifera indica</i>)		
<i>Eucephalobus</i>		Mango (<i>Mangifera indica</i>)		
<i>Eudorylaimus</i>		Coco (<i>Cocos nucifera</i>)		
<i>Eudorylaimus</i>		Mango (<i>Mangifera indica</i>)		
<i>Helicotylenchus</i>		Coco (<i>Cocos nucifera</i>)		
<i>Helicotylenchus</i>		Mango (<i>Mangifera indica</i>)		
<i>Monhysterids</i> comb		Coco (<i>Cocos nucifera</i>)		
<i>Mononchus</i>		Coco (<i>Cocos nucifera</i>)		
<i>Paratylenchus</i>		Mango (<i>Mangifera indica</i>)		
<i>Plectus</i>		Mango (<i>Mangifera indica</i>)		
<i>Pratylenchus</i>		Coco (<i>Cocos nucifera</i>)		
<i>Pseudacrobeles</i>		Coco (<i>Cocos nucifera</i>)		
<i>Pseudacrobeles</i>		Mango (<i>Mangifera indica</i>)		
<i>Rhabditis</i>		Mango (<i>Mangifera indica</i>)		
<i>Rhabditonema</i>		Coco (<i>Cocos nucifera</i>)		
<i>Rhabditonema</i>		Mango (<i>Mangifera indica</i>)		
<i>Trophurus</i>		Mango (<i>Mangifera indica</i>)		

Nematodo	Identificación	Hospedante	Localidad	Referencia
<i>Tylenchinae comb</i>		Coco (<i>Cocos nucifera</i>)		
<i>Tylenchinae comb</i>		Mango (<i>Mangifera indica</i>)		
<i>Xhipinema sp.</i>		Coco (<i>Cocos nucifera</i>)		
<i>Criconema spp.</i> <i>Helicotylenchus multincinctus</i> <i>Meloidogyne arenaria</i> <i>Meloidogyne incognita</i> <i>Radopholus similis</i>	Identificación morfológica: claves taxonómicas. Identificación molecular: amplificación de SCARs.	Plátano (<i>Musa acuminata</i>)	Veracruz	Lara-Posadas <i>et al.</i> , 2016
<i>Meloidogyne exigua</i> <i>Meloidogyne incognita</i> <i>Meloidogyne paranaensis</i> <i>Meloidogyne spp.</i>	Identificación morfológica: patrón perineal de hembras maduras. Identificación molecular: amplificación de SCARs Identificación sin especificar.	Café (<i>Coffea arabica</i>) Guayaba (<i>Psidium guajava</i>)	Veracruz Aguascalientes	Lopez-Lima et al 2015 Lozano-Gutiérrez <i>et al.</i> , 2008
<i>Criconema demani</i> <i>Criconema mutabile</i> <i>Criconemoides informis</i> <i>Hemicycliophora sp.</i> <i>Mesocriconema caballeroi</i> <i>Mesocriconema dherdei</i> <i>Mesocriconema similicrenatum</i> <i>Mesocriconema sosamossi</i> <i>Mesocriconema xenoplax</i> <i>Ogma palmatum</i>	Identificación morfológica: claves taxonómicas	Durazno (<i>Prunus persica</i>)	Morelos	Luna-Guerrero <i>et al.</i> , 2011
<i>Aphelenchus spp.</i> <i>Ditylenchus spp.</i> <i>Aphelenchus</i> <i>Ditylenchus</i> <i>Meloidogyne incognita</i> <i>Paratylenchus</i> <i>Rotylenchus</i> <i>Trophurus</i> <i>Tylenchorrhynchus</i> <i>Tylenchus</i> <i>Helicotylenchus</i> <i>Pratylenchus</i> <i>Rotylenchulus</i>	Identificación morfológica: claves taxonómicas Identificación morfológica: patrones perineales y claves taxonómicas. Identificación molecular: amplificación de 28s del ARNr ITS por PCR punto final.	Litchi (<i>Litchi chinensis</i>) Papaya (<i>Carica papaya</i>)	Oaxaca Colima	Martinez-Bolaños <i>et al.</i> , 2020 Martínez-Gallardo <i>et al.</i> , 2014; Martínez-Gallardo <i>et al.</i> , 2015

Nematodo	Identificación	Hospedante	Localidad	Referencia
<i>Meloidogyne</i> <i>Belonolaimus</i> <i>euthychilus</i> <i>Belonolaimus</i> <i>gracilis</i> <i>Belonolaimus</i> <i>longicaudatus</i>	Identificación morfológica: claves taxonómicas. Identificación molecular: amplificación de 18s, 5.8s y 28s del ARNr ITS por PCR punto final.	Pitaya (<i>Stenocereus</i> <i>alamosensis</i>)	Sinaloa	Mundo-Ocampo <i>et al.</i> , 2017
<i>Meloidogyne</i> <i>enterolobii</i>	Identificación morfológica: patrón perineal de hembras maduras. Identificación molecular: amplificación de COII/16s ADNmt, 28s (ADNr) por PCR.	Sandia (<i>Citrillus</i> <i>lanatus</i>)	Veracruz	Ramírez-Suárez <i>et al.</i> , 2014
<i>Meloidogyne</i> <i>enterolobii</i> <i>Meloidogyne</i> <i>paranaensis</i> <i>Meloidogyne</i> <i>enterolobii</i>	Identificación sin especificar Identificación morfológica: patrón perineal de hembras maduras. Identificación molecular: amplificación de COII/16s ADNmt, 28s (ADNr) por PCR.	Piña (<i>Ananas</i> <i>comosus</i>) Café (<i>Coffea</i> <i>arabica</i>)	Veracruz Oaxaca	Rebolledo <i>et al.</i> , 2002 Torres-López <i>et al.</i> , 2022
<i>Xiphinema</i> sp.	Identificación morfológica: claves taxonómicas.	Durazno (<i>Prunus</i> <i>persica</i>) Durazno criollo (<i>Prunus</i> <i>persica</i>)	Aguascalientes Jalisco Zacatecas	Velásquez-Valle <i>et al.</i> , 2014

Estrategias de control de nematodos fitoparásito

Control químico

El uso de nematicidas es una práctica común en el manejo de plagas (Tapia-Vázquez *et al.*, 2022). Productos químicos como oxamilo y fenamifos, que se han utilizado desde los años 60's, se han prohibido o limitado su uso en varios países de la Unión Europea, en Estados Unidos, Australia y Canadá (Rich *et al.*, 2004; Sparks *et al.*, 2020). Los nematicidas como NemaGón, Mocap, Furadan y Temik han demostrado ser eficaces debido a su baja volatilidad y su capacidad de ser utilizados tanto de manera preventiva como correctiva en huertas establecidas (Agrios, 2005). Sin embargo, es importante destacar que Furadan y Temik están clasificados como altamente tóxicos por la PAN Internacional (Bejarano *et al.*, 2017).

Otros plaguicidas sintéticos, como Etoprofos, Abamectina, Cadusafos y Fluensulfone, son empleados principalmente para el control de *Meloidogyne* spp. A pesar de su eficacia, la aplicación de estos productos de manera indiscriminada puede

generar riesgos asociados, tales como la resistencia de los nematodos y los impactos ambientales.

La resistencia a plaguicidas incluye la capacidad de los nematodos para metabolizar los compuestos a través de la sobreproducción de enzimas que inactivan o modifican el químico reduciendo su efectividad (Schleker *et al.*, 2022), la alteración de la permeabilidad de sus membranas celulares para reducir la entrada del plaguicida (Hao *et al.*, 2021), e incluso cambios en su comportamiento y ciclo de vida para evitar la exposición (Opdensteinen *et al.*, 2024). Además, los plaguicidas pueden dispersarse en el medio ambiente, contaminando agua, suelo y aire, y su capacidad de bioacumularse en tejidos grasos incrementa el riesgo de exposición a través del consumo de alimentos, intensificando su impacto en la cadena alimentaria (Ortiz *et al.*, 2014).

Los nematicidas se dividen en dos grandes categorías según su antigüedad y desarrollo en vieja y nueva generación. Los nematicidas de vieja generación incluyen a NemaGón, Furadan, Temik, Mocap y Oxamilo. Los nematicidas de nueva generación son Fluensulfone, Abamectina, Etoprofos,

Difenoconazole, Nematicida basado en RNAi y Nematicidas biológicos (Desaeger *et al.*, 2020).

En México se emplean principalmente nematicidas de vieja generación cuyos compuestos activos son organofosforados, metilcarbamatos e isotiocianatos (Tabla 2). Los organoclorados y los metil carbamatos actúan sobre el sistema nervioso central de los nematodos al inhibir la acetilcolinesterasa, provocando la acumulación de acetilcolina, lo que resulta en parálisis y eventual muerte de los nematodos. Aunque estos nematicidas no suelen causar una muerte inmediata a dosis recomendadas en el campo, afectan funciones claves, como la eclosión, la atracción hacia las plantas hospederas, la locomoción y la reproducción, cuando se aplican en concentraciones subletales. A pesar de estos efectos, los nematodos pueden recuperarse una vez que los productos químicos se degradan en el suelo, permitiendo que continúen infectando las plantas. Por esta razón, estos nematicidas son clasificados como nematostáticos (Oka, 2020). Estos nematicidas son granulares no fumigantes (del Prado *et al.*, 2018).

Los isotiocianatos actúan de varias maneras en la célula, siendo los principales la inhibición del transporte de electrones, inactivación enzimática y señalización para la inducción de la apoptosis celular. Son conocidos como Moduladores alostéricos del canal de cloro dependiente de glutamato por activar alostéricamente el glutamato en canales de cloro, causando parálisis. El glutamato es un importante neurotransmisor inhibitorio en insectos (IRAC, 2024).

Control biológico

El uso de organismos antagonistas, ofrece una alternativa más segura y sostenible al control químico, pero su eficacia puede ser menos inmediata y más variable según el ambiente y el tipo de plaga. Los principales microorganismos utilizados son el hongo nematófago, *Paecilomyces lilacinus*, y bacterias, tales como *Bacillus firmus*, los cuales han demostrado eficacia en la reducción de poblaciones de nemátodos fitoparásitos (Mendoza y Sikora, 2009). No obstante,

los productos aprobados por la COFEPRIS se limitan a las especies bacterianas *B. subtilis* y *B. methylotrophicus*, y los hongos *Trichoderma* spp., *P. lilacinus* y *Myrothecium verrucaria*, a pesar de los numerosos estudios que utilizan una variedad de hongos y especies bacterianas con actividad nematicida (Tapia-Vázquez *et al.*, 2022). Las cepas de *Bacillus* producen lipopéptidos como las surfactinas, las iturinas y las fengicinas; con actividad antimicrobiana, con capacidad de inhibir el desarrollo de nematodos fitoparásitos (González-León *et al.*, 2023). El modo de acción de *Trichoderma harzianum* es mediante la secreción de enzimas líticas como quitinasa, glucanasas y proteasas que ayudan al parasitismo de huevos y a degradar la cutícula de juveniles de *Meloidogyne* y *Globodera*. Mientras que *Trichoderma viridae* produce antibióticos como trichodermina, dermadina, trichoviridina y sesquiterpeno ácido heptálico que intervienen en la supresión de nematodos (Abd-Elgawad y Askary, 2018).

El producto biológico Nemmax cuyos ingredientes son *P. lilacinus*, *B. subtilis*, *Pseudomonas fluorescens*, entre otros componentes, demostró su efectividad al reducir significativamente la población de *Meloidogyne incognita* en un 99% y *Pratylenchus* sp en un 93%, en cultivos de café en Chiapas, México (Cepeda-Siller *et al.*, 2018).

Por último, es importante destacar que el método de aplicación es un parámetro crítico que puede determinar la eficacia de los productos de biocontrol. Se debe elegir la aplicación en los frutales cuando la población de plagas sea baja, registrar las condiciones del ambiente ya que temperaturas extremas y poca humedad del suelo pueden generar una disminución de la supervivencia y poca movilidad de las bacterias hacia el sitio de acción, respectivamente (Le Mire *et al.*, 2016).

En México, se emplean algunos productos para el control biológico, centrados en un número limitado de especies de nematodos (Tabla 2).

Tabla 2. Principales nematocidas utilizados en frutales en México

Nematodo	Producto químico	Compuesto activo	Mecanismo de acción	Dosis utilizada	Efectividad (%)	Hospedante	Localidad	Referencia
<i>Dorylaimus</i> spp.	Fenamifos	Organofosforado	Inhibidores de acetilcolinesterasa. Afectan irreversiblemente el sistema nervioso	3L ha ⁻¹	87	Café (<i>Coffea arabica</i>)	Chiapas	Cepeda-Siller <i>et al.</i> , 2018
<i>Meloidogyne arenaria</i>	Etoprofos	Organofosforado	Inhibidores de acetilcolinesterasa. Afectan irreversiblemente el sistema nervioso	8L ha ⁻¹	86	Piña (<i>Ananas comosus</i>)	Veracruz	Ocampo, 2019
<i>Meloidogyne arenaria</i>	Fenamifos	Organofosforado	Inhibidores de acetilcolinesterasa. Afectan irreversiblemente el sistema nervioso	8L ha ⁻¹	69	Piña (<i>Ananas comosus</i>)	Veracruz	Ocampo, 2019
<i>Meloidogyne incognita</i>	Furadan	Metil carbamato	Inhibidores de acetilcolinesterasa. Afectan reversiblemente el sistema nervioso.	2mL L ⁻¹	67	Melón (<i>Cucumis melo</i>)	Coahuila	Morales, 2018
<i>Meloidogyne incognita</i>	Abaneem (Abamectina y neem)	Isotiocianatos	Moduladores alostéricos del canal de cloruro dependiente de glutamato	5mL L ⁻¹	42	Melón (<i>Cucumis melo</i>)	Coahuila	Morales, 2018
<i>Meloidogyne incognita</i>	Fenamifos	Organofosforados	Inhibidores de acetilcolinesterasa. Afectan irreversiblemente el sistema nervioso	3L ha ⁻¹	90	Café (<i>Coffea arabica</i>)	Chiapas	Cepeda-Siller <i>et al.</i> , 2018
<i>Meloidogyne incognita</i>	Abamectina	Isotiocianatos	Moduladores alostéricos del canal de cloruro dependiente de glutamato	1mL L ⁻¹	68	Sandía (<i>Citrullus lanatus</i>)	Coahuila	Angel, 2012
<i>Meloidogyne</i> spp	Furadan	Metil carbamato	Inhibidores de acetilcolinesterasa. Afectan reversiblemente el sistema nervioso.	2mL L ⁻¹	100	Papaya (<i>Carica papaya</i>)	Guerrero	Peláez-Arroyo <i>et al.</i> , 2015
<i>Meloidogyne</i> spp	Oxamilo	Metil carbamato	Inhibidores de acetilcolinesterasa. Afectan reversiblemente el sistema nervioso	2mL L ⁻¹	100	Papaya (<i>Carica papaya</i>)	Guerrero	Peláez-Arroyo <i>et al.</i> , 2015
<i>Pratylenchus</i> spp	Fenamifos	Organofosforado	Inhibidores de acetilcolinesterasa. Afectan irreversiblemente el sistema nervioso	3L ha ⁻¹	65	Café (<i>Coffea arabica</i>)	Chiapas	Cepeda-Siller <i>et al.</i> , 2018

Tabla 3. Principales productos biológicos nematicidas usados en frutales en México.

Nematodo	Producto orgánico	Hospedante	Localidad	Referencia
<i>Dorylaimus</i> spp	Nemmax	Café (<i>Coffea arabica</i>)	Chiapas	Cepeda-Siller <i>et al.</i> , 2018
<i>Meloidogyne</i>	<i>Bacillus subtilis</i>	Frutales	Sinaloa	Bravo-Luna y Guigon-López, 2014)
<i>Meloidogyne</i>	Mezcla de <i>Trichoderma harzianum</i> , <i>T. viridae</i> y <i>T. fasciculatum</i>	Sandía (<i>Citrullus lanatus</i>)	Ciudad de México	Bravo-Luna y Guigon-López, 2014)
<i>Meloidogyne</i>	Mezcla de <i>Trichoderma harzianum</i> , <i>T. viridae</i> y <i>T. fasciculatum</i>	Aguacate (<i>Persea americana</i>)	Ciudad de México	Bravo-Luna y Guigon-López, 2014)
<i>Meloidogyne</i>	Mezcla de <i>Trichoderma harzianum</i> , <i>T. viridae</i> y <i>T. fasciculatum</i>	Durazno (<i>Prunus persica</i>)	Ciudad de México	Bravo-Luna y Guigon-López, 2014)
<i>Meloidogyne</i>	Mezcla de <i>Trichoderma harzianum</i> , <i>T. viridae</i> y <i>T. fasciculatum</i>	Manzana (<i>Pyrus malus</i>)	Ciudad de México	Bravo-Luna y Guigon-López, 2014)
<i>Meloidogyne</i>	Mezcla de <i>Trichoderma harzianum</i> , <i>T. viridae</i> y <i>T. fasciculatum</i>	Guayaba (<i>Psidium guajava</i>)	Ciudad de México	Bravo-Luna y Guigon-López, 2014)
<i>Meloidogyne</i>	Mezcla de <i>Trichoderma harzianum</i> , <i>T. viridae</i> y <i>T. fasciculatum</i>	Zarzamora (<i>Rubus ulmifolius</i>)	Ciudad de México	Bravo-Luna y Guigon-López, 2014)
<i>Meloidogyne</i>	Mezcla de <i>Trichoderma harzianum</i> , <i>T. viridae</i> y <i>T. fasciculatum</i>	Frambuesa (<i>Rubus ideaeus</i>)	Ciudad de México	Bravo-Luna y Guigon-López, 2014)
<i>Meloidogyne arenaria</i>	Nematrol Plus	Piña (<i>Ananas comosus</i>)	Veracruz	Ocampo, 2019
<i>Meloidogyne incognita</i>	Nemmax	Café (<i>Coffea arabica</i>)	Chiapas	Cepeda-Siller <i>et al.</i> , 2018
<i>Pratylenchus</i> spp.	Nemmax	Café (<i>Coffea arabica</i>)	Chiapas	Cepeda-Siller <i>et al.</i> , 2018
<i>Pratylenchus</i> spp.	Bioxer 1000	Manzana (<i>Pyrus malus</i>)	Coahuila	Monroy, 2015
<i>Pratylenchus</i> spp.	Nemafin	Manzana (<i>Pyrus malus</i>)	Coahuila	Monroy, 2015

Control cultural y físico

Las prácticas culturales incluyen la rotación de cultivos, uso de cultivos trampa, la incorporación de materia orgánica al suelo que pueden reducir la incidencia de nematodos fitoparásitos y la biofumigación (del Prado-Vera *et al.*, 2018). Por ejemplo, la rotación con cultivos no hospederos interrumpe el ciclo de vida de los nemátodos (López-Lima *et al.*, 2013). Algunas técnicas de control cultural incluyen el uso de semillas libres de fitoparásitos, cultivos intercalados, cultivos de cobertura, barbecho mejorado y rotación de cultivos para los nematodos fitoparásitos *Radopholus similis*, *Meloidogyne* spp., *Pratylenchus* spp., *Rotylenchulus reniformis* y *Helicotylenchus* spp en cultivos de plátano (*Musa acuminata*) (Riascos-Ortiz *et al.*, 2022). La combinación de enmiendas orgánicas como estiércol

de oveja y aves, composta, vermicomposta y hongos nematofagos para el control de nematodos formadores de agallas (*Meloidogyne* spp y *Nacobbus aberrans*) en huertas de México han demostrado buena eficacia (>80%) (del Prado-Vera *et al.*, 2022).

El control físico incluye a la solarización del suelo que implica cubrir el suelo con plástico transparente para elevar la temperatura y destruir los nemátodos presentes, han sido efectivas en algunas regiones de México, el uso de vapor de agua para esterilizar los sustratos y la termoterapia que implica utilizar agua caliente durante un tiempo corto para controlar nematodos de bulbos (Tapia-Vázquez *et al.*, 2022).

En el cultivo de piña en México, se ha implementado un sistema de control físico que incluye la preparación del suelo, la creación de zanjas de drenaje, la

protección del suelo mediante la cobertura total con plástico negro y la protección de la planta y el fruto con malla sombra. Estas técnicas, junto con el riego por aspersión y goteo, contribuyen a mantener condiciones óptimas para la producción de fruta durante hasta tres ciclos consecutivos. Por otro lado, el control cultural se basa en la mejora de los sistemas de pre-siembra, la aplicación mecanizada y racional de insumos, el control de nematodos y el uso de biofertilizantes. Estas prácticas no solo favorecen la productividad, sino que también han demostrado contribuir a la reducción del deterioro y la contaminación del suelo, así como a su recuperación progresiva, incluyendo la del recurso hídrico y otros factores agroecológicos (Reinhardt *et al.*, 2017).

Los desafíos comunes en el control de nematodos fitoparásitos en cultivos frutales incluyen la integración efectiva de métodos culturales y físicos en un plan de manejo integral, lo cual puede ser complicado debido a la necesidad de ajustar prácticas agrícolas diarias y calendarios de cultivo. Además, el monitoreo y la evaluación continuos de la eficacia de estas técnicas requieren recursos adicionales y un enfoque constante. También es importante considerar que tanto los nematodos como los sistemas de cultivo pueden adaptarse con el tiempo, lo que podría reducir la eficacia de los métodos utilizados y exigir ajustes y nuevas estrategias para mantener un control eficaz. Estos desafíos resaltan la necesidad de un enfoque multifacético y adaptativo para gestionar los nematodos de manera sostenible.

Control genético

La investigación y desarrollo de variedades de frutales resistentes a nematodos es una estrategia a largo plazo, pero muy prometedora (Lozano-Gutiérrez *et al.*, 2008). Se ha logrado un avance significativo en la investigación, particularmente en guayaba, al identificar accesiones con potencial resistencia a *Meloidogyne* (Martínez-De Lara *et al.*, 2004; Padilla-Ramírez y González-Gaona, 2008; Bogantes-Arias y Mora-Newcomer, 2010). Estas accesiones podrían ser utilizadas como base para portainjertos o en programas de hibridación en estudios futuros (González-Gaona *et al.*, 2010). La obtención de cultivares de plátano (*Musa* spp.) resistentes genéticamente a *Radopholus similis*, *Helicotylenchus* sp., *Pratylenchus* sp. y *Meloidogyne* sp han mostrado ser una opción efectiva y sostenible en comparación con el control químico con nematicidas (Sousa *et al.*, 2024).

El injerto es una técnica prometedora para el manejo de cultivos, ofreciendo beneficios como el fortalecimiento de las plantas, la prolongación del ciclo productivo y una mayor absorción de agua y nutrientes. Las plantas injertadas, además, muestran una mejor tolerancia a plagas del suelo y pueden

aumentar los rendimientos. Aunque es relativamente nueva en México, esta técnica podría reemplazar el uso de fumigantes y mitigar problemas fitosanitarios asociados con el monocultivo y el uso excesivo de agroquímicos. En cultivos como sandía, melón y papaya, el uso de portainjertos resistentes se perfila como una solución sostenible para la recuperación de suelos y el manejo de plagas de nematodos como *Meloidogyne* spp en Michoacán (Álvarez-Hernández, 2019).

Entre las estrategias innovadoras para inducir resistencia a nematodos en plantas se destacan el uso de genes de resistencia natural, la clonación de genes que codifican inhibidores de proteinasas y proteínas antinematodales, el empleo de ARN de interferencia para suprimir los efectores de nematodos, así como la manipulación de los niveles de expresión de genes que son inducidos o suprimidos por estos organismos (Ali *et al.*, 2017).

CONCLUSIONES

La fruticultura en México es de gran importancia, no obstante, esta actividad es afectada por daños ocasionados por nematodos fitoparásitos. En el país los reportes de daños en frutales ocasionados por nematodos son escasos a pesar de la importancia económica que genera el cultivo de frutas.

La identificación de nematodos fitoparásitos se realiza principalmente por caracteres morfológicos y morfométricos, lo que dificulta llegar a nivel especie; actualmente en México los estudios de diagnóstico a nivel molecular son limitados y sólo comprende la amplificación de dos regiones genéticas (ITS y SCARs). La limitación de los métodos de diagnóstico molecular a nivel especie puede deberse a la conservación genética entre especies cercanas filogenéticamente donde los marcadores genéticos utilizados no pueden ser específicos; por otro lado, también la variabilidad entre las especies puede complicar la identificación. Además, existe la limitante de las bases de datos en nematodos y los errores técnicos como la contaminación que puede conducir a resultados con falsos positivos o falsos negativos. La falta de precisión en la identificación a nivel especie tiene implicaciones negativas en el manejo de nematodos fitoparásitos, por ejemplo, los agricultores pueden implementar estrategias de manejo inadecuadas para el nematodo fitoparásito que esté dañando el cultivo; además, sin una identificación precisa es posible que utilicen métodos de control que favorezca la resistencia de los nematodos fitoparásitos.

Los métodos de control de nematodos en frutales varían en su efectividad, costos y sostenibilidad. El control químico es altamente efectivo a corto plazo, pero resulta costoso y plantea riesgos ambientales,

como la resistencia de nematodos y la contaminación. Por otro lado, el control biológico, que emplea organismos tales como bacterias y hongos, es más sostenible y económico a largo plazo, aunque su efectividad depende de condiciones específicas, principalmente la temperatura ambiental y la humedad. Finalmente, el control genético, que utiliza variedades de frutales resistentes, ofrece una solución duradera y sostenible, sin embargo, la adopción de estas tecnologías en el campo ha sido lenta debido a factores como los altos costos de desarrollo, la necesidad de validación a largo plazo en condiciones comerciales, y las limitaciones en la transferencia de tecnología a los productores.

Además, si no se realiza un adecuado diagnóstico, implica un control inadecuado de los patógenos. En esta revisión se recopilieron los estudios sobre la identificación y los tipos de control reportados sobre nematodos fitoparásitos en frutales en México, mostrando algunos ejemplos del control químico, control biológico y las nuevas alternativas como lo es el control genético con el objetivo de contribuir en mostrar la situación actual del control de nematodos fitoparásitos en México. Debido a la actualización constante en técnicas y biomarcadores a nivel mundial y de acuerdo a los resultados de nuestra revisión sobre identificación a nivel nacional, se sugiere la búsqueda de nuevos biomarcadores y el empleo de nuevas técnicas para una identificación más robusta y específica así como también se sugiere tomar en cuenta los métodos de control con un enfoque holístico que requiere la adaptación de las técnicas a las condiciones locales y su aplicación coordinada para maximizar la efectividad.

Funding. Does not apply.

Conflict of Interest. The authors declare that they do not have conflicts of interest.

Compliance with ethical standards. Does not apply.

Data availability: Does not apply.

Author contribution statement (CRediT). E. Salazar-Villa – Data curation, writing – review and editing. Báez-K.M. Parra – Data curation, writing – review and editing. J.A Carrillo-Fasio – Writing – review and editing. I. Rojo-Báez – Data curation, writing – review and editing.

REFERENCES

- Abd-Elgawad, M.M. and Askary, T.H., 2018. Fungal and bacterial nematicides in integrated nematode management strategies. *Egyptian Journal of Biological Pest Control*, 28(1), pp.1-24. <https://doi.org/10.1186/s41938-018-0080-x>
- Agrios, G.N., 2005. *Plant Pathology*. Fifth Edition. Academic Press. New York, USA. 922p. eBook ISBN: 9780080473789.
- Ahmed, M., Back, M.A., Prior, T., Karssen, G., Lawson, R., Adams, I. and Sapp, M., 2019. Metabarcoding of soil nematodes: the importance of taxonomic coverage and availability of reference sequences in choosing suitable marker(s). *Metabarcoding and Metagenomics*, 3, pp. e36408. <https://doi.org/10.3897/mbmg.3.36408>
- Ali, M.A., Azeem, F., Abbas, A., Joyia, F.A., Li, H. and Dababat, A.A., 2017. Transgenic strategies for enhancement of nematode resistance in plants. *Frontiers in Plant Science*, 8, pp.750. <https://doi.org/10.3389/fpls.2017.00750>
- Álvarez-Hernández, J.C., 2019. Grafting in Horticultural Crop Species: Effective Pest and Disease Management Technique with Potential in Michoacan, Mexico. In: Hugues Kossi Baimey, Nouredine Hamamouch and Yao Adjiguita Kolombia, eds. *Horticultural Crops*. IntechOpen. <http://doi.org/10.5772/intechopen.98288>
- Andrade-Rodríguez, M., Rodríguez-Rojas, T.J., Villegas-Torres, O.G. and Castillo-Gutiérrez, A., 2021. Caracterización molecular de caimito en el estado de Morelos. *Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas*, 12(7), pp.1223-1234. <https://doi.org/10.29312/remexca.v12i7.2677>
- Andrés, M., 2002. Estrategias en el control y manejo de nematodos fitoparásitos. *Ciencia Y Medio Ambiente-CCMA-CSIC*. Pp.221-227. <http://hdl.handle.net/10261/128310>
- Angel, C.N., 2012. Evaluación de abamectina en el tratamiento a semilla de sandía *Citrullus lanatus* (Thunb) Matsum & nakai para el control del método de los nódulos radiculares *Meloidogyne incognita* (Kofoid & White) Chitwood. Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro. Torreón, Coahuila, México. pp. 31-40. <http://repositorio.uaaan.mx:8080/handle/123456789/2537>
- Bejarano, F., 2017. Los Plaguicidas Altamente Peligrosos en México. Red de Acción sobre Plaguicidas y Alternativas en México, A. C.

- (RAPAM). Texcoco, México:RAPAM. <https://www.rapam.org/wp-content/uploads/2017/09/Libro-Plaguicidas-Final-14-agst-2017sin-portada.pdf>
- Bogale, M., Baniya, A. and DiGennaro P., 2020. Nematode Identification Techniques and Recent Advances. *Plants*, 9(10), pp.1260. <http://doi.org/10.3390/plants9101260>
- Bogantes-Arias, A. and Mora-Newcomer, E., 2010. Evaluación de cuatro patrones para injertos de guayaba (*Psidium guajava* L.). *Agronomía Mesoamericana*, 21(1), pp. 103-111. http://www.scielo.sa.cr/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S1659-13212010000100011&lng=en&tlng=es.
- Bravo-Luna, L. and Guigón-López, C., 2014. Control biológico de enfermedades de plantas en México. *Control Biológico de Enfermedades de Plantas en América Latina y el Caribe*, 265. Disponible en: <https://ainfo.cnptia.embrapa.br/digital/bitstream/item/121700/1/2014LV01.pdf>
- Cepeda-Siller, M., Cerna-Chávez, E., Ochoa-Fuentes, Y.M., Dávila-Medina, M.D., Garrido-Cruz, F. and Hernández-Juárez, A., 2018. Efectividad biológica del nematicida Nemmax en el cultivo del café (*Coffea arabica* L.). *Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas*, 9(2), pp. 459-464. <https://doi.org/10.29312/remexca.v9i2.1085>
- Desaeger, J., Wram, C. and Zasada, I., 2020. New reduced-risk agricultural nematicides-rationale and review. *Journal of Nematology*, 52(1), pp. 1-16. <http://doi.org/10.21307/jofnem-2020-091>
- Del Prado-Vera, I.C., Tovar-Soto, A. and Hernández, J.A., 2001. Distribución de Especies y Razas de *Meloidogyne* en México. *Revista Mexicana de Fitopatología*, 19(1), pp. 32- 39. <https://www.redalyc.org/articulo.oa?id=61219105>
- Del Prado-Vera, I. C., Franco-Navarro, F. and Godínez-Vidal, D., 2018. Plant parasitic nematodes and management strategies of major crops in Mexico. In Subbotin, S. and Chitambar J. (Eds.), Plant parasitic nematodes in sustainable agriculture of North America. Sustainability in plant and crop protection. *Springer*, 1:31-68. https://doi.org/10.1007/978-3-319-99585-4_2
- Del Prado-Vera, I. C., Magallanes-Tapia, M.A., Velasco-Azorsa, R. and Pérez-Espíndola, A., 2022. Organic Amendments and Other Strategies for Management of *Meloidogyne* spp. and *Nacobbus aberrans* in Horticultural and Orchard Crops: The Mexican Experience. In: Chaudhary, K.K. and Meghvansi, M.K. (Eds.), Sustainable Management of Nematodes in Agriculture, Vol. 1: Organic Management. Sustainability in Plant and Crop Protection. *Springer*, Cham, 18, pp.343-379. https://doi.org/10.1007/978-3-031-09943-4_14
- Donn, S., Griffiths, B.S., Neilson, R. and Daniell, T.J., 2008. DNA extraction from soil nematodes for multi-sample community studies. *Applied Soil Ecology*, 38(1), pp.20–26. <http://doi.org/10.1016/j.apsoil.2007.08.006>
- Eisenback, J.D. and Hirschmann, H., 1981. Identification of *Meloidogyne* species on the basis of head shape and stylet morphology of the male. *Journal Nematology*, 13(4), pp.513-21. <https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/19300797/>
- Freitas, V.M., Silva, J.G., Gomes, C.B., Castro, J.M., Correa, V.R. and Carneiro, R.M., 2017. Host status of selected cultivated fruit crops to *Meloidogyne enterolobii*. *European Journal of Plant Pathology*, 148, pp.307-319. <http://doi.org/10.1007/s10658-016-1090-8>
- Gallegos-Morales, G., Cepeda-Siller, M., Hernández-Castillo, F.D., Acosta-Zamarripa, A.M., Velásquez-Valle, R., González-Gaona, E. and Sánchez-Yáñez, J.M., 2009. Microorganismos benéficos asociados a *Meloidogyne incognita* (Kofoid y White) Chitwood en guayabo (*Psidium guajava* L.) de Calvillo, Aguascalientes, Mexico. *Revista Mexicana de Fitopatología*, 27(2), pp. 106-112. <https://www.redalyc.org/articulo.oa?id=61212195003>
- García de la Cruz, R., Palma-López, D.J., García-Espinoza, R., del Pilar Rodríguez, M.G. and González-Hernández, H., 2002. Effect of legumes rotation on pineapple root disease in Huimanguillo, tabasco, Mexico. In IV International Pineapple Symposium 666:247-256. http://doi.org/10.17660/ActaHortic.2005.666_27

- Garibay-Arciniega, J., Mundo-Ocampo, M., Rosas-Acevedo, J.L., Guzmán-Martínez, M., Sampedro-Rosas, M.L., Violante-González, J. and Ley, P.D., 2022. A preliminary faunistic study of soil nematodes from different land uses in Tropical Deciduous Forest in the Costa Chica of Guerrero, Mexico. *Acta Zoológica Mexicana*, 38. <https://doi.org/10.21829/azm.2022.3812474>
- González-Gaona, E., Padilla-Ramírez, J.S., Lozano-Gutiérrez, J., España-Luna, M.P., Velásquez-Valle, R., Gallegos-Morales, G. and Cepeda-Siller, M., 2010. Evaluation of Mexican guava germplasm against root knot nematodes. In: II International Symposium on Guava and other Myrtaceae, 849, pp.363-368. <http://doi.org/10.17660/ActaHortic.2010.849.43>
- González-León, Yared, Ortega-Bernal, Jaime, Anducho-Reyes, Miguel Angel, and Mercado-Flores, Yuridia. 2022. *Bacillus subtilis* y *Trichoderma*: Características generales y su aplicación en la agricultura. *TIP. Revista Especializada en Ciencias Químico-Biológicas*, 25, pp.e520. <https://doi.org/10.22201/fesz.23958723e.2022.520>
- Guzmán-Piedrahita, O.A., Castaño-Zapata, J. and Villegas-Estrada, B., 2012. Principales nematodos fitoparásitos y síntomas ocasionados en cultivos de importancia económica. *Agronomía*, 20(1), pp. 38-50. [http://agronomia.ucaldas.edu.co/downloads/Agronomia%2020\(1\)completa.pdf#page=38](http://agronomia.ucaldas.edu.co/downloads/Agronomia%2020(1)completa.pdf#page=38)
- Hao, X., Wang, B., Chen, J., Wang, B., Xu, J., Pan, J. and Ma, L. 2021. Molecular characterization and functional analysis of multidrug resistance-associated genes of Pinewood nematode (*Bursaphelenchus xylophilus*) for nematicides. *Pesticide Biochemistry and Physiology*, 177, pp. 104902. <http://doi.org/10.1016/j.pestbp.2021.104902>
- Hernández, L., Eunise, N., Zaleta, V., García, F.E., Patricia, L., Valencia, U. and Suet, P.M., 2022. Principales cítricos cultivados en Veracruz, México Main citrus cultivated in Veracruz, Mexico. *Revista Biológico Agropecuaria Tuxpan*, 10, pp. 212–218. <http://doi.org/10.47808/revistabioagro.v10i2.445>
- IRAC., 2024. Clasificación del modo de acción de insecticidas y acaricidas incluyendo nematicidas. <http://irac-online.org/documents/folleto-modo-de-accion-insecticidas-y-acaricidas/?ext=pdf>
- 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. and Perry, R.N., 2013. Top 10 plant-parasitic nematodes. *Molecular Plant Pathology*, 14, pp.946-961. <https://doi.org/10.1111/mpp.12057>
- Knot, I.E., Zouganelis, G.D., Weedall, G.D., Wich, S.A. and Rae, R., 2020., DNA barcoding of nematodes using the MinION. *Frontiers in Ecology and Evolution*, 8, pp.3-11. <https://doi.org/10.3389/fevo.2020.00100>
- Lara-Posadas, S.V., Núñez-Sánchez, Á.E., López-Lima, D. and Carrión, G., 2016. Nemátodos fitoparásitos asociados a raíces de plátano (*Musa acuminata* AA) en el centro de Veracruz, México. *Revista Mexicana de Fitopatología*, 34(1): 116-130. <https://doi.org/10.18781/R.MEX.FIT.1507-7>
- Le Mire, G., Nguyen, M.L., Fassotte, B., du Jardin, P., Verheggen, F., Delaplace, P. and Jijakli, M.H., 2016. Review: Implementing plant biostimulants and biocontrol strategies in the agroecological management of cultivated ecosystems. *Biotechnology, Agronomy, Society and Environment*, 20(S), pp.299-313. <http://dx.doi.org/10.25518/1780-4507.12717>
- Li, G., Liu, T., Whalen, J. and Wei, Z., 2023. Nematodes: an overlooked tiny engineer of plant health. *Trends in Plant Science*. <http://doi.org/10.1016/j.tplants.2023.06.022>
- López-Lima, D., Sánchez-Nava, P., Carrión, G. and Núñez-Sánchez, A.E., 2013. 89% reduction of a potato cyst nematode population using biological control and rotation. *Agronomy for Sustainable Development*, 33, pp. 425-431. <http://doi.org/10.1007/s13593-012-0116-7>
- López-Lima, D., Sánchez-Nava, P., Carrion, G., Espinosa de los Monteros, A. and Villain, L., 2015. Corky-root symptoms for coffee in central Veracruz are linked to the root-knot nematode *Meloidogyne paranaensis*, a new report for Mexico. *European Journal of Plant Pathology*, 141, pp. 623-629. <http://doi.org/10.1007/s10658-014-0564-9>

- Lozano-Gutiérrez, J., España-Luna, M. P., Velásquez-Valle, R., Gallegos-Morales, G., Cepeda-Siller, M., González-Gaona, E. and Padilla-Ramírez, J. S. 2008. Evaluation of Mexican guava germplasm against root knot nematodes. In: II International Symposium on Guava and other Myrtaceae. pp. 363-368.
- Luna-Guerrero, A.Y., Montes-Belmont, R., Talavera-Rubia, M.F., Flores-Moctezuma, H.E. and Bravo-Luna, L., 2011. Preliminary study of biotic and abiotic factors associated with peach tree death in Morelos, México. *Nematropica*, 41(2), pp.254-262. Disponible en: https://www.researchgate.net/publication/290308966_Preliminary_study_of_biotic_and_abiotic_factors_associated_with_peach_tree_death_in_Morelos_Mexico
- Mandal, R.H., Katel, S., Subedi, S. and Shrestha, J., 2021. Plant Parasitic Nematodes and their management in crop production: a review. *Journal of Agriculture and Natural Resources*, 4(2), pp.327-338. <https://doi.org/10.3126/janr.v4i2.33950>
- Martínez-Bolaños, M., Martínez-Bolaños, L., Martínez-Reyes, R., Avendaño-Arrazate, C.H., Cruz-Chávez, M.A. and Gálvez-Marroquín, L.A., 2020. Nematodes associated with the lychee crop (*Litchi chinensis*) in Oaxaca, Mexico. *Revista Mexicana de Fitopatología*, 38(3), pp.463-474. <https://doi.org/10.18781/r.mex.fit.2005-8>
- Martínez-De Lara, J., Barrientos-Lara, M.C., Reyes-De Anda, A.C., Hernández-Delgado, S., Padilla-Ramírez, J.S., and Mayek-Pérez, N. 2004. Diversidad fenotípica y genética en huertas de guayabo de Calvillo, Aguascalientes. *Revista Fitotecnia Mexicana*, 27(3), pp. 243-243. <https://doi.org/10.35196/rfm.2004.3.243>
- Martínez-Gallardo, J.Á., Díaz-Valdés, T., Allende-Molar, R., Ortiz-Meza, J.A., García-Estrada, R.S. and Carrillo-Fasio, J.A. 2014. Nematodos fitoparásitos asociados al cultivo de papaya (*Carica papaya* L.) en Colima, México. *Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas*, 5(2), pp.317-323. Recuperado en 27 de junio de 2024, http://www.scielo.org.mx/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S2007-09342014000200012&lng=es&tlng=es
- Martínez-Gallardo, J.Á., Díaz-Valdés, T., Partida-Ruvalcaba, L., Allende-Molar, R., Valdez-Torres, J.B. and Carrillo-Fasio, J.A., 2015. Nematodos fitoparásitos y su relación con factores edáficos de papaya en Colima, México. *Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas*, 6(1), pp.251-257. Disponible en: https://www.scielo.org.mx/scielo.php?pid=S2007-09342015000100022&script=sci_abstract
- Mendoza, A.R., Sikora, R.A., 2009 Biological control of *Radopholus similis* in banana by combined application of the mutualistic endophyte *Fusarium oxysporum* strain 162, the egg pathogen *Paecilomyces lilacinus* strain 251 and the antagonistic bacteria *Bacillus firmus*. *Biocontrol*, 54, pp.263-272. <https://doi.org/10.1007/s10526-008-9181-x>
- Monroy, B.C., 2015. Estudio de efectividad biológica de productos nematocidas experimentales de origen botánico y biológico, para el control de *Pratylenchus* spp., en manzano *Pyrus malus* L., bajo condiciones de campo, en el Cañón de la Carbonera, Arteaga, Coahuila. Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro. Saltillo, Coahuila, México. Disponible en: <http://repositorio.uaaan.mx:8080/xmlui/handle/123456789/7216>
- Monter, Á.V. and Aguilera, A.M., 2011. Avances de la fruticultura en México. *Revista Brasileira de Fruticultura*, 33(spe1), pp.179-186. <https://doi.org/10.1590/s0100-29452011000500021>
- Morales, S.M.S., 2018. Eficacia de nematocidas para el control de *Meloidogyne incognita* (Kofoid y White) Chitwood, en melón (*Cucumis melo* L.) bajo condiciones de macrotúnel. Universidad Autónoma Agraria Antonino Narro. Torreón, Coahuila, México. Disponible en: <http://repositorio.uaaan.mx:8080/xmlui/handle/123456789/42976>
- Mundo-Ocampo, M., Baldwin, J.G., Pereira, T.J., Camacho-Baez, J.R., Armenta-Bojorquez, A.D., Camacho-Haro, M. and Becker, J.O., 2017. Occurrence of *Belonolaimus* in Sinaloa, Northwestern Mexico: A New Report on Distribution and Host Range. *Journal of Nematology*, 49(1), pp.103-113. <http://doi.org/10.21307/jofnem-2017-050>
- Ocampo, G.E., 2019. Monitoreo de fitonematodos en varios cultivos de seis estados de México y

- control químico. Disponible en: <http://hdl.handle.net/20.500.11799/105512>
- Oka, Y., 2020. From old-generation to next-generation nematicides. *Agronomy*, 10(9), pp. 1387. <https://doi.org/10.3390/agronomy10091387>
- Opdensteinen, P., Charudattan, R., Hong, J.C., Roskopf, E.N. and Steinmetz, N.F., 2024. Biochemical and nanotechnological approaches to combat phytoparasitic nematodes. *Plant Biotechnology Journal*.
- Peláez-arroyo, A., Ayvar-Serna, S., Alvarado-Gómez, O.G. and Díaz-Nájera, J.F., 2015. Control químico del nematodo *Meloidogyne* spp. en el cultivo de papayo (*Carica papaya* L.). *Revista de Sistemas Experimentales*, 2(4), pp.139-143. Disponible en: <https://www.ecorfan.org/bolivia/researchjournals/Sistemas Experimentales/vol2num4/Revista de Sistemas Experimentales V2 N4-8-12.pdf>
- Peraza-Padilla, W., Rosales-Flores, J., Esquivel-Hernández, A., Hilje-Rodríguez, I., Molina-Bravo, R. and Castillo-Castillo, P., 2013. Identificación morfológica, morfométrica y molecular de *Meloidogyne incognita* en higuera (*Ficus carica* L.) en Costa Rica. *Agronomía Mesoamericana*, 24(2), pp. 337-346. http://www.scielo.sa.cr/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S165913212013000200010&lng=en&tlng=es
- Ramírez-Suárez, A., 2014. Especies cuarentenadas de nematodos fitoparásitos para México. *Revista Mexicana de Fitopatología*, 32, pp.39-40. Disponible en: https://rmf.smf.org.mx/suplemento/docs/Volumen322014/Taller/TALLER_NEMATODOS_RAMIREZSUAREZ2.pdf
- Ramírez-Suárez, A., Rosas-Hernández, L., Alcasio-Rangel, S., Pérez Valenzuela, G. and Powers, T.O., 2014. First report of the root-knot nematode *Meloidogyne enterolobii* parasitizing watermelon from Veracruz, Mexico. *Plant Disease*, 98(3), pp.428. <http://doi.org/10.1094/PDIS-06-13-0636-PDN>
- Rebolledo, M.L., Rodríguez, E.J.G. and López, G.V., 2002. Población de tres géneros de nematodos en las plantaciones piñeras del estado de Veracruz. In: Fourth international pineapple symposium (p. 157). Veracruz, Ver., México.
- Reinhardt, D. H., Uriza, D., Soler, A., Sanewski, G. and Rabie, E.C., 2017. Limitations for pineapple production and commercialization and international research towards solutions. In: IX International Pineapple Symposium 1239, pp. 51-64. https://publications.cirad.fr/une_notice.php?dk=595023
- Riascos-Ortiz, D., Mosquera-Espinosa, A.T., Varón de Agudelo, F., Oliveira, C.M.G. and Muñoz-Flórez, J.E., 2022. Non-conventional Management of Plant-Parasitic Nematodes in Musaceas Crops. In: Chaudhary, K.K., Meghvansi, M.K. (eds) Sustainable Management of Nematodes in Agriculture, Vol.1: Organic Management. Sustainability in Plant and Crop Protection, vol. 18. Springer, Cham. https://doi.org/10.1007/978-3-031-09943-4_15
- Rich, J.R., Dunn, R. A. and Noling, J.W., 2004. Nematicides: past and present uses. In Nematology: advances and perspectives. Volume 2: Nematode management and utilization. Wallingford UK: CABI Publishing. pp. 1179-1200.
- Schleker, A.S.S., Rist, M., Matera, C., Damijonaitis, A., Collienne, U., Matsouka, M., Habash, S.S., Twelker, K., Gutbrod, O., Saalwächter, C., Windau, M., Matthiesen, S., Stefanovska, T., Scharwey, M., Marx, M.T., Geibel, S. and Grundler, F.M.W., 2022. Mode of action of fluopyram in plant-parasitic nematodes. *Scientific Reports*, 12, pp.11954. <https://doi.org/10.1038/s41598-022-15782-7>
- SIAP., 2022. - Servicio de Información y estadística Agroalimentaria y Pesquera. Anuario estadístico de la producción agrícola de los Estados Unidos Mexicanos México: Secretaría de Agricultura, Ganadería, Desarrollo Rural, Pesca y Alimentación. Disponible en: <https://www.gob.mx/siap/es/archivo/documentos>
- Sousa, A.B.P., Rocha, A.D.J., Oliveira, W.D.D.S., Rocha, L.D.S. and Amorim, E.P., 2024. Phytoparasitic Nematodes of *Musa* spp. with Emphasis on Sources of Genetic Resistance: A Systematic Review. *Plants*, 13(10), pp.1299. <https://doi.org/10.3390/plants13101299>
- Sparks, T.C., Crossthwaite, A.J., Nauen, R., Banba, S., Cordova, D., Earley, F., Ebbinghaus-

- Kintscher, U., Fujioka, S., Hirao, A., Karmon, D., Kennedy, R., Nakao, T., Popham, H.J.R., Salgado, V., Watson, G.B., Wedel, B.J. and Wessels, F.J., 2020. Insecticides, biologics and nematicides: Updates to IRAC's mode of action classification-a tool for resistance management. *Pesticide Biochemistry and Physiology*, 167, pp. 104587. <https://doi.org/10.1016/j.pestbp.2020.104587>
- Sun, Y., Jiang, R., Peng, D., Zhang, Y., Peng, H., and Long, H., 2024. Morphological and Molecular Characterization of a New Root-Knot Nematode, *Meloidogyne limonae* n. sp. (Nematoda: Meloidogynidae), Parasitizing Lemon in China. *Plant disease*, 108(4), 833–846. <https://doi.org/10.1094/PDIS-05-23-0919-SR>
- Tapia-Vázquez, I., Montoya-Martínez, A.C., De los Santos-Villalobos, S., Ek-Ramos, M.J., Montesinos-Matías, R. and Martínez-Anaya, C., 2022. Root-knot nematodes (*Meloidogyne* spp.) a threat to agriculture in Mexico: Biology, current control strategies, and perspectives. *World Journal of Microbiology and Biotechnology*, 38(2), pp.26. <http://doi.org/10.1007/s11274-021-03211-2>
- Torres-López, J., López-Buenfil, J.A., Carrillo-Fasio, J.A. and Tovar-Pedraza, J.M., 2022. First report of the root-knot nematode *Meloidogyne enterolobii* on coffee in Mexico. *Indian Phytopathology*, 75(3), pp.915-917. <https://doi.org/10.1007/s42360-022-00511-x>
- Torres-López, J., Alcasio-Rangel, S., López-Buenfil, J.A., Tovar-Pedraza, J.M. and Rosas-Hernández, L., 2024. Detection and molecular characterization of *Tylenchulus semipenetrans* infecting persian lime in Mexico. *Australasian Plant Disease Notes*, 19(1), pp.6. <https://doi.org/10.1007/s13314-024-00529-2>
- Velásquez-Valle, R., Amador-Ramírez, M.D. and Medina-García, G., 2014. Potential virus vectors in stone fruit trees in Aguascalientes, Zacatecas and northern Jalisco, Mexico. *Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas*, 5(SPE8), pp. 1387-1390. Disponible en: https://www.scielo.org.mx/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S200709342014001001387&lng=es&nrm=i&tlng=en
- Vélez-Zambrano, S.M. and Guzmán-Cedeño, A.M., 2022. Técnicas de identificación del nematodo agallador *Meloidogyne. Manglar*, 19(2), pp. 209-215. <https://dx.doi.org/10.17268/manglar.2022.026>
- Venbrux M, Crauwels S and Rediers H. 2023. Current and emerging trends in techniques for plant pathogen detection. *Frontiers in Plant Science*, 14, pp.1120968. <http://doi.org/10.3389/fpls.2023.1120968>