UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DE SINALOA
COLEGIO EN CIENCIAS AGROPECUARIAS
FACULTAD DE AGRONOMÍA
MAESTRÍA EN CIENCIAS AGROPECUARIAS

TESIS

IDENTIFICACIÓN, ABUNDANCIA Y BIODIVERSIDAD DE NEMATODOS FITOPARÁSITOS ASOCIADOS A BERENJENA CHINA (*Solanum melongena* L.) Y SU RELACIÓN CON FACTORES EDÁFICOS

QUE PARA OBTENER EL GRADO DE MAESTRO EN CIENCIAS AGROPECUARIAS

PRESENTA:
MIGUEL ÁNGEL VELÁZQUEZ VALDEZ

DIRECTOR DE TESIS
DR. CARLOS ALFONSO LÓPEZ ORONA

CODIRECTOR
DR. JOSÉ ÁNGEL MARTÍNEZ GALLARDO

CULIACÁN, SINALOA, MÉXICO, AGOSTO DE 2025

Universidad Autónoma de Sinaloa

Dirección General de Bibliotecas

Repositorio Institucional Buelna

Restricciones de uso

Todo el material contenido en la presente tesis está protegido por la Ley Federal de Derechos de Autor (LFDA) de los Estados Unidos Mexicanos (México).

Queda prohibido la reproducción parcial o total de esta tesis. El uso de imágenes, tablas, gráficas, texto y demás material que sea objeto de los derechos de autor, será exclusivamente para fines educativos e informativos y deberá citar la fuente correctamente mencionando al o los autores del presente estudio empírico. Cualquier uso distinto, como el lucro, reproducción, edición o modificación sin autorización expresa de quienes gozan de la propiedad intelectual, será perseguido y sancionado por el Instituto Nacional de Derechos de Autor.

Esta obra está bajo una Licencia Creative Commons Attribution-NonCommercial-NoDerivatives 4.0 International

Dirección General de Bibliotecas
Ciudad Universitaria
Av. de las Américas y Blvd. Universitarios
C.P. 80010 Culiacán Sin. Méx.
Tel (667) 713 78 32 y (667) 712 50 57
dgbuas@uas.edu.mx

DEDICATORIA

Dedicada a mi familia con mucho amor y por todo su apoyo en cada momento, por estar siempre para guiarme en cada etapa de mi vida.

Dedicada a mí esposa por sus consejos y ayuda en cada momento por ese impulso día a día el cual siempre voy a estar agradecido.

AGRADECIMIENTOS

A la Secretaría de Ciencia, Humanidades, Tecnología e Innovación (SECIHTI) por su apoyo financiero para la realización del programa de Maestría en Ciencias Agropecuarias.

A la Universidad Autónoma de Sinaloa por abrirme sus puertas al aceptarme en el programa de Maestría en Ciencias Agropecuarias.

A la Facultad de Agronomía de la Universidad Autónoma de Sinaloa por todas las facilidades otorgadas para la realización del trabajo experimental en los laboratorios de suelos y fitoprotección

Al Dr. Carlos Alfonso López Orona por aceptar ser mi director de tesis y apoyarme en resolver cualquier duda y por sus consejos.

Al Dr. José Ángel Martínez Gallardo, cuya participación fue esencial en este trabajo de tesis, por la facilitación de los recursos necesarios para que el proyecto pudiera llevarse a cabo, por compartir su conocimiento y asesoría, por los consejos y apoyo que siempre me ha brindado e impulsarme a seguir avanzando.

A mis asesores de tesis M. en C. José Armando Carrillo Fasio, Dr. Jesús Enrique López Avendaño, Dra. María Trinidad Valdez Morales, Dr. Guadalupe Alfonso López Urquidez, por aceptar ser parte de este trabajo y resolver dudas que surgieron durante la realización de este trabajo.

CONTENIDO **PÁGINA**

ÍNDICE DE CUADROS..... i

ÍNDICE DE FIGURAS..... ii

RESUMEN……..... iii

ABSTRACT…….. iv

I.INTRODUCCIÓN……..... 1

II. REVISIÓN DE LITERATURA……..……. 4

2.1 Producción mundial de berenjena china...…….…… 3

2.2 Origen del cultivo…..……. 3

2.3 Morfología de la planta……. 4

2.3.1 Tallo…….……..... 4

2.3.2 Hoja...……..... 4

2.3.3 Fruto……....……... 4

2.4 Temperatura……..... 4

2.5 Humedad relativa…….……..... 4

2.6 Suelo……..……..... 5

2.7 Luminosidad…….. 5

2.8 Factores bióticos que limitan el rendimiento…..……... 5

2.9 Morfología de los nematodos fitoparásitos...…….. 6

2.10. Características generales de los nematodos fitoparásitos……..... 6

2.10.1. Región anterior……... 6

2.10.2 Pared del cuerpo..……..... 6

2.10.3 Musculatura..……... 7

2.10.3 Sistema nervioso…… 7

2.10.4 Sistema digestivo y nutrición..……...…….…….. 7

2.10.5 Sistema reproductor…..…….. 7

2.11 Tipos de reproducción…...…… 8

2.11.1 Huevos…..……... 8
2.12 Nematodos fitoparásitos..……. 8
2.13 Hábitos alimenticios de los nematodos fitoparásitos…… 10
2.13.1 Endoparásitos sedentarios…..…….. 10
2.13.2 Semiendoparásitos sedentarios..……..... 10
2.13.3 Endoparásitos migratorios……..…….. 11
2.13.4 Ectoparásitos……..……..... 11
2.13.5 Fitoparásitos de tejido aéreo……..…….. 11
2.14 Daños y síntomas ocasionados por los nematodos fitoparásitos…….. 11
2.15 Ciclo biológico…….…… 12
2.16 ANTECEDENTES…….. 13
III. HIPÓTESIS……. 14
IV. OBJETIVOS……... 14
V. MATERIALES Y MÉTODOS…..……... 15
5.1 Descripción del área de estudio……. 15
5.2 Diseño del muestreo……..……... 16
5.3 Colecta de suelo infestado..……... 16
5.4 Metodología para la extracción de larvas……...……. 16
5.5 Identificación taxonómica y cuantificación de nematodos……. 17
5.6 Identificación mediante corte perineal……..... 17
5.7 Proceso de extracción de ADN…….. 18
5.8 Amplificación de ADN mediante PCR……... 18
5.9 Determinación de textura de suelo……..... 19
5.10 Determinación de materia orgánica en suelo…… 20
5.11 Determinación de porcentaje de humedad en suelo…… 20
5.12 Determinación de pH y C.E…….…… 21
5.13 Análisis estadístico……...…… 21
VI. RESULTADOS Y DISCUSIÓN…….. 21

VII. CONCLUSIÓN……. 42
VIII.LITERATURA CITADA…….. 43
IX. ANEXOS

ÍNDICE DE CUADROS

CUADRO		PÁGINA
1	Dinámica poblacional de nematodos fitoparásitos asociados al cultivo de berenjena China…….	24
2	Aplicación de nematicidas durante el ciclo productivo experimental…….	26
3	Biodiversidad de nematodos fitoparásitos asociados al cultivo de berenjena China……..	38
4	Correlación entre géneros de nematodos fitoparásitos asociados al cultivo de berenjena…….	41

ÍNDICE DE FIGURAS

FIGURA		PÁGINA
1.-	Parcela de muestreo experimental	16
2.-	*Aphelenchoides* juvenil identificado en berenjena china	27
3.-	Hembra de *Aphelenchus* sp. en el cultivo de berenjena china……	28
4.-	*Ditylenchus* sp. macho identificado en berenjena china..……	29
5.-	*Helicotylenchus* sp. hembra identificada en berenjena china……..	30
6.-	Juvenil de *Meloidogyne* sp. identificado en berenjena china……	31
7.-	Juvenil de *Pratylenchus* sp. identificado en berenjena china…….……	32
8-	Macho de *Rotylenchulus* sp. identificado en berenjena china …...	33
9-	Juvenil de *Trophurus* sp. identificado en berenjena china……...…….……	34
10.-	Corte perineal de hembra de *Meloidogyne incognita* identificada en berenjena china……..	35
11.-	Resultado de la electroforesis en gel de agarosa al 1%.....	37

RESUMEN

El cultivo de berenjena china ha tomado gran importancia en Sinaloa por su superficie de siembra y su valor económico; sin embargo, diversos nematodos fitoparásitos afectan la producción de éste, sin tener evidencia científica de cuáles géneros son los que están presentes o asociados al cultivo. Debido a lo anterior el objetivo general del presente estudio fue identificar los géneros de nematodos fitoparásitos asociados al cultivo de berenjena china (*Solanum melongena* L.) en Culiacán, México, y analizar su relación con factores edáficos. Para lograrlo, se recolectaron muestras de suelo y raíces (1 kg a una profundidad de 5-30 cm) cada 15 días en una zona agrícola de estación Obispo, siguiendo un diseño de muestreo con 24 unidades. Los nematodos se extrajeron del suelo utilizando el método de tamiz-embudo de Baermann. Su identificación taxonómica se llevó a cabo bajo microscopio, basándose en características morfológicas y morfométricas como el tamaño, forma del estilete, cola y las características de la vulva o las espículas, siguiendo claves taxonómicas. Además, se analizaron diversas variables edáficas del suelo, incluyendo la textura, el pH, la materia orgánica, la humedad y la conductividad eléctrica, tanto al inicio como al final de la temporada de cultivo. Los resultados revelaron la presencia de una diversidad de géneros de nematodos fitoparásitos, entre ellos *Aphelenchoides* sp., *Aphelenchus* sp., *Ditylenchus* sp., *Helicotylenchus* sp., *Meloidogyne* sp., *Pratylenchus* sp., *Rotylenchulus* sp. y *Trophurus* sp. De estos, *Rotylenchulus* sp. fue el género más prevalente en las muestras. A pesar de la distribución variada de estos nematodos, el estudio no encontró una correlación significativa entre las variables edáficas analizadas y la presencia o abundancia de los nematodos, lo que sugiere que otros factores podrían influir en su distribución. La investigación destacó la coexistencia de diferentes géneros de nematodos en el suelo de este cultivo, evidenciando una notable biodiversidad. En conclusión, este estudio aporta información valiosa para el desarrollo de futuros programas de manejo integrado de nematodos en el cultivo de berenjena china. Lo que marca la importancia de realizar diagnósticos precisos mediante métodos morfológicos y moleculares, y de considerar la complejidad de las variables edáficas y la comunidad biológica del suelo al abordar el manejo de estas plagas.
Palabras clave: fitonematodos, hortalizas chinas, biodiversidad.

ABSTRACT

This study focused on identifying the genera of plant-parasitic nematodes associated with the cultivation of Chinese eggplant (Solanum melongena L.) in Culiacán, Mexico, and analyzing their relationship with edaphic factors. To achieve this, soil and root samples (1 kg at a depth of 0–30 cm) were collected every 15 days in an agricultural area of Obispo Station, following a sampling design with 24 units. Nematodes were extracted from the soil using the Baermann sieve and funnel method. Their taxonomic identification was carried out under a microscope, based on morphological and morphometric characteristics such as size, stylet and tail shape, and vulva or spicule characteristics, following recognized taxonomic keys. In addition, various edaphic variables were analyzed, including soil texture, pH, organic matter, moisture, and electrical conductivity, both at the beginning and end of the growing season. The results revealed the presence of a diversity of plant-parasitic nematode genera, including Aphelenchoides sp., Aphelenchus sp., Ditylenchus sp., Helicotylenchus sp., Meloidogyne sp., Pratylenchus sp., Rotylenchulus sp., and Trophurus sp. Of these, Rotylenchulus sp. was the most prevalent genus in the samples. Despite the varied distribution of these nematodes, the study did not find a significant correlation between the edaphic variables analyzed and the presence or abundance of the nematodes, suggesting that other factors could influence their distribution. The research highlighted the coexistence of different nematode genera in the soil of this crop, demonstrating remarkable biodiversity. In conclusion, this study provides valuable information for the development of future integrated nematode management programs for Chinese eggplant crops. This highlights the importance of accurate diagnoses using morphological and molecular methods, and of considering the complexity of soil variables and the soil biological community when addressing the management of these pests.

Keywords: Phytoparasites, soil factors, biodiversity.

I. INTRODUCCIÓN

La familia Solanaceae contiene aproximadamente 96 géneros y 2,300 especies, su distribución es amplia, tiene gran variedad de formas vegetativas y reproductivas, lo cual facilita su proliferación y establecimiento en distintos tipos de entornos (Cuevas et al., 2008). La berenjena china (*Solanum melongena* L.) es un cultivo hortícola muy conocido y valioso. Es ampliamente desarrollado en regiones tropicales y subtropicales del mundo, especialmente en Asia, Europa, África y América (Roychowdhury y Tah, 2011). El principal productor de este cultivo es China seguido de India (Demir et al., 2010). En 2020 la producción de berenjena china en México fue de 112,195 t las cuales fueron obtenidas de 1,683 ha cosechadas por lo que el rendimiento promedio nacional fue de 66.7 t ha^{-1};. En Sinaloa la superficie sembrada de este cultivo es aproximadamente de 300 ha con una producción estimada de 60 t ha^{-1} en campo abierto (CESAVESIN, 2024). Entre los limitantes de producción de este cultivo se encuentran el estrés biótico, debido a que es un cultivo versátil que se adapta bien a diferentes entornos agroclimáticos, está expuesto a una serie de insectos y enfermedades que causan importantes pérdidas económicas. Otra limitante son los patógenos del suelo que también pueden representar una limitante importante para el cultivo de berenjena, especialmente cuando el contenido de humedad del suelo es alto. El marchitamiento causado por diversos géneros de hongos (*Fusarium*, *Verticillium*, *Rhizoctonia*, *Sclerotium* y *Phytophthora*) y nematodos fitoparásitos, son fitopatógenos importantes que afectan al cultivo de berenjena (Singh et al., 2014). Los nematodos fitoparásitos de los géneros *Meloidogyne*, *Globodera*, *Heterodera*, *Pratylenchus* y *Radopholus* se encuentran entre los patógenos de plantas más perjudiciales alrededor del mundo, afectando el crecimiento y rendimiento de los cultivos (Agrios, 2005; Jones et al., 2013; Sikora et al., 2018). La mayoría de las especies de nematodos fitoparásitos viven sobre o alrededor de las raíces de las plantas (rizósfera), donde alteran la absorción de agua y nutrientes; así como, su transporte desde las raíces hacia los tallos (Melakeberhan, 1999; Abad et al., 2009; Perry et al., 2009; Sikora et al., 2018; Been y Schomaker, 2024). Los nematodos fitoparásitos son de gran importancia, causando daños sustanciales a la agricultura. En los climas tropicales y subtropicales, las pérdidas de rendimiento atribuibles a los

nematodos se estiman en un 14.6% en los países en desarrollo, en comparación con un 8.8% en los países desarrollados, con un promedio del 12.3% a nivel mundial, en los cultivos como tomate las pérdidas económicas varían desde 11-35%, berenjena 10-42% y chile 8-23% (Gowda et al., 2017). La relación entre los nematodos fitoparásitos y los factores edáficos es intrínseca y crucial para comprender su ecología y distribución. Las propiedades físico-químicas del suelo, como la textura, la estructura, el pH, la humedad y la temperatura, influyen directamente en la supervivencia, movilidad, reproducción y patogenicidad de estos organismos (Gowda et al., 2017). Suelos con texturas arenosas suelen ser más propicios para el movimiento de los nematodos, mientras que la disponibilidad de materia orgánica puede influir en la actividad de sus enemigos naturales. La comprensión de esta interacción es fundamental para el desarrollo de estrategias de manejo integrado que permitan mitigar los daños causados por estas plagas silenciosas. Por lo que la identificación y cuantificación de éstos es sumamente importante para ello existen diversos métodos en base a sus características morfológicas y morfométricas por otra parte también se cuenta con los métodos moleculares basados en la PCR, siendo estos sensibles y específicos lo cual permite la amplificación de fragmentos de genes muy pequeños (Carrillo et al., 2000). La implementación de estos métodos implica un correcto diagnóstico.

II. REVISIÓN DE LITERATURA

2.1 Producción mundial de berenjena china

En 2020 la producción mundial de berenjena china fue de 56.6 millones de t, con China liderando con 36.6 millones de t (64.6% del total), seguida por India y Egipto con 12.8 y 1.3 millones de t, respectivamente. En 2023, Egipto incrementó su producción de berenjena en un 38%, pasando de 1.3 a 1.8 millones de t, mientras que México cosechó 91,057 t en 1,710 ha^{-1}, posicionándose como el decimoctavo productor mundial. En 2023, la producción mundial de berenjena continuó dominada por China e India. Además, la producción global de berenjena mostró un crecimiento en varios países, destacándose el incremento en las exportaciones de México, principalmente hacia Estados Unidos, Alemania y Canadá (FAO, 2023).

2.2 Origen del cultivo

Solanaceae es una familia de plantas que comprende alrededor de 96 géneros y 2300 especies, presenta distribución cosmopolita, con mayor frecuencia en regiones tropicales, subtropicales y templadas, en un intervalo altitudinal de 0 a 4,000 m.s.n.m. La familia Solanaceae es fuente de muchas especies domesticadas morfológicamente diferentes, por ejemplo, tomate, chile y berenjena (Doganlar et al., 2002). La berenjena china (*Solanum melongena* L.) es una verdura cultivada en todo el mundo por su fruto carnoso, originaria de Asia y de África, domesticada en la India y surestes de China. Su expansión continuó por España y fueron los árabes quienes la llevaron hasta el continente americano (Martínez - A, 2020). Este grupo de hortalizas es muy amplio, con más de 170 especies registradas en China, pertenecientes a diversas familias botánicas (Garbi, 2016).

2.3 Morfología de la planta

2.3.1 Tallo

Sus tallos presentan tejidos leñosos en la parte inferior y herbáceos en la parte superior y con una cobertura de vellosidad lanosa y un aspecto de arbusto, son fuertes y de crecimiento indeterminado cuando son erguidos y erectos, pudiendo alcanzar hasta 2-3 m de altura, los tallos secundarios y terminales son indeterminadas en su crecimiento (SNVMP, 2020).

2.3.2 Hoja

La hoja de la berenjena es alternada y simple se identifica por ser ovalada, redondeada en su base y tener peciolo largo de (2.5-10 cm). La lamina de la hoja es de (15-22 cm) de superficie vellosa y en algunas ocasiones presenta espinas en el envés con los bordes irregularmente ondulados (Romero, 2016).

2.3.3 Fruto

La berenjena se caracteriza por tener un fruto alargado, globoso y largo de color negro morado. Con pulpa de color blanco y su peso oscila entre 250 y 290 g, el diámetro se encuentra entre 5 y 8 cm y la longitud de 10 a 30 cm (Eroski, 2015).

2.4 Temperatura

Es un cultivo de climas cálidos y secos siendo este más exigente en calor que el tomate y los pimientos, soportando temperaturas altas de 40-45 ºC y una temperatura media de 23 a 25 ºC (Valerga et al., 2016).

2.5 Humedad relativa

La humedad relativa óptima para la berenjena oscila entre el 50% y el 65%. Una humedad y temperatura excesivas pueden causar problemas en la floración, el desarrollo de los frutos y el crecimiento general. Sin embargo, esta hortaliza se adapta bien a climas cálidos y con alta precipitación, siendo capaz de producir buenos rendimientos incluso en ambientes cálidos y húmedos, siempre que no se den condiciones extremas de humedad (Hanson et al., 2006).

2.6 Suelo

Esta planta se adapta bien a diversos tipos de suelo gracias a su sistema radicular potente y profundo, sin embargo, prospera mejor en suelos francos y profundos. En suelos arcillosos, puede sufrir asfixia radicular, mostrando síntomas evidentes rápidamente. El pH óptimo se sitúa entre 6 y 7, aunque tolera valores de 7 a 8.5 en suelos arenosos. Los suelos ácidos pueden afectar negativamente su crecimiento y producción (Nuñez et al., 2012).

2.7 Luminosidad

Esta planta requiere una alta luminosidad, con una necesidad de 10 a 12 horas de luz al día. En días cortos (otoño-invierno), es fundamental maximizar la exposición lumínica para prevenir la caída de flores y un crecimiento vegetativo descontrolado. (Burgos, 2019).

2.8 Factores bióticos que limitan el rendimiento

Entre los limitantes de producción se encuentran los causados por agentes bióticos, debido a que es un cultivo versátil que se adapta bien a diferentes entornos agroclimáticos, está expuesto a una serie de insectos y enfermedades que causan importantes pérdidas económicas. Otra limitante son los patógenos del suelo que también pueden representar un obstáculo importante para el cultivo de berenjena, especialmente cuando el contenido de humedad del suelo es alto. El marchitamiento causado por diversos géneros de hongos como *Fusarium*, *Verticillium*, *Rhizoctonia*, *Sclerotium*, *Phytophthora*, además de los nematodos fitoparásitos como los lesionadores (*Pratylenchus* spp.) y agalladores (*Meloidogyne* spp.), son fitopatógenos importantes que afectan al cultivo de berenjena (Singh et al., 2014).

2.9 Morfología de los nematodos fitoparásitos

Los nematodos fitoparásitos suelen tener forma de gusano con una longitud entre 0.1 y 3 mm, aunque algunos géneros presentan estados adultos con formas globosas. Se distinguen de otros nematodos por la presencia del estilete, una estructura en forma

de lanza situada en la región anterior del cuerpo, con el cual perforan las células vegetales para alimentarse (Talavera et al., 2014).

2.10 Características generales de los nematodos fitoparásitos

Cuerpo generalmente de simetría bilateral, pero puede exhibir simetría radial y detalles asimétricos. Cuerpo no metamérico (sin segmentación). Pared del cuerpo con fibras musculares longitudinales solamente. Cavidad interior del cuerpo constituida por un pseudoceloma. No tienen sistema respiratorio ni circulatorio. Sistema excretor sin células flamígeras. Tubo digestivo completo y permanente; boca y ano en extremos opuestos del cuerpo. Sistema nervioso caracterizado por un anillo nervioso que rodea a la faringe. Sexos separados con fecundación interna; puede ocurrir hermafroditismo y partenogénesis. Pocas células somáticas (Crozzoli, 2014).

2.10.1 Región anterior

Generalmente está conformada por seis sectores llamado labios: dos subventrales, dos subdorsales y dos laterales, a veces estos últimos se reducen de tamaño. Frecuentemente se unen, observándose nematodos con tres labios *(Ascaris*) o desaparecen (*Criconematidos*). La región cefálica puede ser lisa redondeada o cada sector puede ser prominente y de forma piramidal o cónica. Unas estructuras relacionadas con esta región son los anfidios, órganos quimiorreceptores de forma y tamaño muy variable dependiendo del grupo (Crozzoli, 2014).

2.10.2 Pared del cuerpo

Está formada por una cutícula, una hipodermis y una capa muscular. La cutícula recubre también al estomodeo, proctodeo, poro excretor y vagina. Por fuera de la cutícula existe una capa de carbohidratos, la cual en las formas parásitas ayuda a evadir la respuesta inmune (Navone et al., 2011).

2.10.3 Musculatura

Los músculos somáticos están formados por células alargadas longitudinalmente que contienen fibras musculares solamente en una parte de ellas. Estas células se encuentran inmediatamente debajo de la epidermis y están agrupadas en hileras entre

las cuerdas. Las cuerdas epiteliales dividen los músculos en cuatro bloques, dos dorsales y dos ventrales. La musculatura se denomina meromiaria si hay dos a cinco hileras de células entre las cuerdas y polimiaria cuando hay más de cinco hileras. Los músculos somáticos son platimiarios, cuando la célula es de tipo plano con las fibras contráctiles adyacentes a la epidermis o celiomiarios cuando las células son más altas que anchas y las fibras contráctiles extendidas en la base y en la parte lateral de las células (Chaves et al., 2019).

2.10.4 Sistema nervioso

El sistema nervioso comprende el anillo periesofágico (tipo de los cicloneuralia), y sus ganglios asociados. Varios nervios se extienden desde el anillo nervioso hacia la parte anterior del cuerpo e inervan los labios, papilas, setas y anfidios. Hacia la parte posterior se extienden cordones nerviosos que están inmersos en los cuatro cuerdos de la epidermis, donde el ventral el más importante; estos cordones llevan nervios motores y sensitivos. En nematodos del orden *tylenchida* se observan pequeñas comisuras hipodérmicas de posición lateroventral, siendo el hemizonido el caso típico de estas comisuras (Chaves et al., 2019).

2.10.5 Sistema digestivo y nutrición

El sistema encargado de succionar y absorber los alimentos incluye la cavidad bucal, el esófago, el tracto digestivo, incluyendo recto y ano. La región oral está formada por una cavidad oral o boca que siempre se encuentra en la parte terminal de la cabeza. Su apariencia es determinada por la forma y el número de labios (Rangel, 2014).

2.10.6 Sistema reproductor

Los nematodos suelen tener los dos sexos en organismos separados (dioicos) y el macho suele ser de menor tamaño que la hembra lo cual se denomina dimorfismo sexual. En algunas especies los machos están ausentes o aparecen muy raramente, en estos casos la reproducción se produce por partenogénesis (Salazar, 2018).

2.11 Tipos de reproducción

La reproducción de los nematodos fitoparásitos es a través de huevecillos y puede ser sexual o partenogenética, muchas especies carecen de machos. Los nematodos poseen cuatro etapas larvarias acompañadas de una muda, la primera a menudo se produce dentro del huevecillo, después de la última muda estos se diferencian en machos y hembras (Rangel, 2014). Generalmente, los nematodos se reproducen de forma sexual, pero algunas especies presentan reproducción partenogenética (Sijmons, 1993). En la mayoría de los casos se pueden distinguir los dos sexos, aunque algunas especies son hermafroditas. Durante el acto sexual, una espícula sale de la cloaca del macho y se introduce en el poro genital de la hembra, por lo tanto, se trata de una fecundación interna. La hembra es capaz de gestar desde centenares de crías hasta varios millones, siempre a través de la formación de huevos (Sijmons, 1993).

2.11.1 Huevos

El espermatozoide completo penetra en el óvulo (ovocito) y una vez que ha entrado se produce la meiosis y se expulsan los dos cuerpos polares. Al mismo tiempo se forma la cáscara del huevo. Dicha cáscara está dividida en tres capas: una capa lipídica interna, una capa quitinosa media y una vitelinica externa (Navone et al., 2011).

2.12 Nematodos fitoparásitos

Los nematodos fitoparásitos de los géneros, *Meloidogyne, Globodera, Heterodera, Pratylenchus* y *Radopholus* se encuentran entre los patógenos de plantas más infectivos alrededor del mundo afectando el crecimiento y rendimiento de los cultivos. La mayoría de las especies de nematodos viven sobre o alrededor de las raíces de las plantas, donde alteran la absorción de agua y nutrientes, así como su transporte desde las raíces hacia los tallos (Guzmán et al.,2020).

Se han reportado alrededor de 4,105 especies de nematodos fitoparásitos (Hugot et al., 2001). Siendo una carga costosa para la producción agrícola, con una pérdida anual estimada en 125 mil millones de dólares (Bernard et al., 2017); el daño que causan a menudo no se reconoce o se confunde con enfermedades o problemas de

nutrientes. *Meloidogyne* spp. (nematodo agallador de la raíz) es el grupo más conocido de nematodos fitoparásitos a nivel mundial y son extremadamente comunes en los suelos cálidos y arenosos (Crow, 2020).

Los nematodos fitoparásitos se definen como animales filiformes con cuerpo sin segmentos, semi- transparente, cubierto de una cutícula hialina, marcada por estrías u otras marcas, redondeados en sección transversal, con boca, sin extremidades u otros apéndices. En general, los machos y las hembras son morfológicamente semejantes, diferenciándose en las estructuras de reproducción. Sin embargo, en algunos géneros, las hembras pueden tener un mayor desarrollo (Grassi et al., 2009). Las hembras de algunas especies cuando llegan al estado adulto son abultadas con forma de pera o esfera (Siddiqi, 2000; Agrios, 2005; Perry y Moens, 2006). Los nematodos fitoparásitos tienen en la región anterior (cabeza) un estilete hueco también llamado “lanza”, pero hay algunos con estilete sólido modificado. El estilete es usado para perforar o penetrar las células de las plantas y a través de él extraer los nutrientes, causando enfermedades en diferentes cultivos (Maggenti et al., 1987; Mai et al., 1996; Luc et al., 2005; Perry y Moens, 2006). Las interacciones de los nematodos parásitos con otros agentes causantes de enfermedades dificultan evaluar su verdadero impacto en el rendimiento de los cultivos y su estimativo a gran escala (Sasser y Freckman, 1987). Son organismos, generalmente de tamaño microscópico (0.25 mm a >1.0 mm de longitud y 15 a 50 µm de ancho), de organización muy compleja y se alimentan de células vegetales vivas (Oliveira et al. 2016).

La distribución de los nematodos en los suelos cultivados es usualmente irregular y es mayor alrededor de las raíces de las plantas susceptibles que en ocasiones alcanzan profundidades considerables. La mayor concentración de nematodos en la región de las raíces se debe a su mayor tasa de reproducción por la disponibilidad continua del alimento y también a un proceso de atracción de los nematodos por determinadas sustancias liberadas en la rizósfera. La dispersión de los nematodos a través del suelo es más rápida cuando los poros están recubiertos por una fina película de agua que cuando el suelo está totalmente saturado de agua (Lezaun, 2016).

2.13 Hábitos alimenticios de los nematodos fitoparásitos

Los nematodos fitoparásitos perciben su entorno a través de la percepción quimiosensorial. Por lo general, localizan a su huésped a través de señales de exudado de raíz (Bird et al., 2015). Existen varios gradientes químicos alrededor de las raíces fisiológicamente activas y es probable que algunos productos químicos constituyan "atractores de larga distancia", que ayudan a los nematodos a migrar hacia los volúmenes de suelo ocupados por las raíces, mientras que los "atractivos de corta distancia" pueden ayudar a la navegación de los nematodos a las raíces individuales de un huésped (Perry, 2005). Los nematodos se clasifican de acuerdo con su hábito alimenticio en:

2.13.1 Endoparásitos sedentarios. *Meloidogyne* spp., *Globodera* spp., *Heterodera* spp. y *Nacobus* spp., son ejemplo de este grupo de nematodos, el cual ha desarrollado mecanismos especializados para alimentarse dentro de las raíces de las plantas. En lugar de permanecer como larvas a lo largo de su ciclo de vida, entran en la raíz y luego se convierten en hembras obesas hinchadas que están total o parcialmente incrustadas en el tejido radicular. Los juveniles entran en la raíz y comienzan a alimentarse. Luego pierden su capacidad de moverse y gradualmente se hinchan para convertirse en una hembra obesa. Finalmente, la hembra deposita cientos de huevos que se mantienen unidos por material gelatinoso en una masa de huevo (Striling et al., 2013). Otro género de vida similar a la de los nematodos agalladores son los nematodos de quiste (*Heterodera* y *Globodera*), la hembra madura sobresale de la raíz hacia el suelo y, por lo tanto, no está incrustada dentro de la raíz. Los huevos se retienen dentro del cuerpo. La cubierta externa del cuerpo se endurece para convertirse en un quiste de paredes gruesas, una estructura protectora que ayuda a los huevos a sobrevivir a condiciones adversas o períodos en los que una planta huésped está ausente (Striling et al., 2013).

2.13.2 Semiendoparásitos sedentarios. La parte anterior del nematodo penetra en la raíz y permanece vermiforme, mientras que la parte posterior se vuelve obesa y permanece fuera de la raíz. Los huevos se depositan en una matriz gelatinosa en la

superficie de la raíz. Los dos nematodos más importantes de este grupo son el nematodo reniforme (*Rotylenchulus*) y el nematodo de los cítricos (*Tylenchulus semipenetrans*) (APS, 2013).

2.13.3 Endoparásitos migratorios. Estos nematodos fitoparásitos permanecen vermiformes a lo largo de su vida, lo que les permite moverse libremente a través del tejido radicular y alimentarse de las células radiculares a medida que avanzan. Una vez que se destruyen todas las células de la raíz, el nematodo se mueve e invade otra raíz. El género más importante de este grupo es el nematodo excavador (*Radopholus*). (APS, 2013).

2.13.4 Ectoparásitos. Este grupo de nematodos fitoparásitos permanece en el suelo a lo largo de su ciclo de vida. No entran en las raíces, sino que se alimentan externamente, dañando las puntas de las raíces y reduciendo el alargamiento de las raíces. Diversos géneros son capaces de causar daño al cultivo como *Helicotylenchus* y *Paratylenchus* sólo causan pérdidas de cultivos en densidades de población muy altas (Striling et al., 2013).

2.13.5 Fitoparásitos del tejido aéreo. Todos los nematodos fitoparásitos viven en el suelo, pero cuando su planta huésped está cubierta con una película de agua, algunas especies se mueven hacia arriba y se alimentan de tejidos sobre el suelo. Por ejemplo, el nematodo del tallo y el bulbo (*Ditylenchus dipsaci*) puede invadir y multiplicarse en las hojas y los tallos de la cebolla y ajo; las especies de *Aphelenchoides* se alimentan de las hojas, las flores y los brotes del crisantemo y la fresa; y las especies de *Anguina tritici* producen agallas en las semillas, las hojas y otras partes aéreas de su planta huésped (APS, 2013).

2.14 Daños y síntomas ocasionados por los nematodos

Agrios (2005) indicó que el daño mecánico directo, causado por los nematodos mientras se alimentan, es muy leve; la mayoría de los daños son causados por la secreción de saliva, introducida en los tejidos de las plantas durante el proceso de alimentación. Cuando los nematodos perforan la pared celular, introducen saliva dentro del citoplasma, extraen parte del contenido celular, y se movilizan en unos

pocos segundos. El proceso de alimentación ocasiona una reacción en las células de las plantas afectadas, resultando en la muerte o debilitamiento de los extremos de las raíces y yemas, con formación de lesiones y rompimiento de tejidos, abultamientos y agallas, arrugamiento y deformación en tallos y hojas (Agrios, 2005; Luc et al., 2005; Perry y Moens, 2005; Castillo y Vovlas, 2007). Otros síntomas son causados por alargamiento anormal de la célula (hipertrofia), por supresión de la división celular, o por la estimulación de proceso de división celular de una manera controlada y que resulta en la formación de agallas (De Waele y Davide, 1998; Agrios, 2005; Perry et al., 2009).

Los estados (J2) infectivos de los nematodos, durante la migración, dañan las células del hospedante, ocasionando la activación de respuestas de defensa de las plantas. Estos estados infectivos poseen glándulas esofágicas, una glándula dorsal y dos glándulas sub-ventrales, donde se producen proteínas (efectores) que son secretadas por el estilete en la pared celular y también se transfieren dentro de las células (Van Den Akker y Birch, 2016; Liu y Park, 2018; Ibrahim et al., 2019).

Los efectores son proteínas patógenas y moléculas pequeñas que alteran la estructura y función de las células del hospedante (Hogenhout et al., 2009). Los nematodos secretan efectores para degradar el tejido de la planta, modificar la pared celular y suprimir la respuesta de defensa, modificando la señalización de la planta y las vías hormonales para establecer y mantener el sitio de alimentación y absorber fácilmente el contenido del citoplasma. Los efectores también son necesarios el desplazamiento (invasión) del nematodo a través de los tejidos vegetales (Van Den Akker y Birch, 2016; Liu y Park, 2018; Lopez y Niblack, 2018; Ibrahim et al., 2019). Algunos de los efectores que se han encontrado son celulasas, pectatoliasas, poligalacturonasas, xilanasas, arabinogalactano endo-1,4-betagalactosidasas y arabinasas en muchas especies de diferentes géneros de fitonematodos (Haegeman et al., 2012; Palomares -Rius et al., 2017).

2.15 Ciclo biológico

El ciclo de vida de este organismo consta de seis etapas: huevo, cuatro estados larvarios y adulto (Sijmons, 1993). Comienza cuando los huevos eclosionan, liberando

larvas infectivas que invaden las raíces de las plantas. Estas larvas, que viven en el agua del suelo, deben penetrar la raíz para reproducirse. Al llegar a la raíz, las larvas buscan la zona de elongación para entrar. Se cree que esta elección se basa en el reconocimiento de señales físicas o químicas (Perry, 1997). Una vez dentro, migran hacia el cilindro vascular. Allí, eligen una célula específica para formar un sitio de alimentación, donde permanecen para desarrollarse (Fenoll et al., 1997; Wyss, 1997; Herreros et al., 2001). Esta estructura altera el crecimiento normal de la célula huésped para beneficio del nematodo. Después de alimentarse, los nematodos se inmovilizan y pasan por tres mudas para alcanzar la madurez sexual. Los machos abandonan la raíz, mientras que las hembras engordan, rompiendo los tejidos de la raíz. Esto expone parte de su cuerpo y los huevos al exterior, aunque siguen conectados al sitio de alimentación (Sijmons, 1993). Los huevos pueden estar dentro de la hembra (formando quistes) o en una matriz gelatinosa (formando agallas). Dentro de cada huevo, la primera larva se forma y muda antes de eclosionar. La gran cantidad de huevos producidos es perjudicial para la planta, ya que consume los nutrientes de la planta (Fenoll y Del Campo, 1998). Por otro lado, los nematodos que forman nódulos suelen reproducirse sin machos (partenogénesis), y su infección se reconoce por las agallas en la raíz. Su ciclo dura unas 3-4 semanas, tras lo cual el nematodo muere y la célula gigante se degrada degenera (Fenoll y Del Campo, 1998).

2.16 ANTECEDENTES

Un estudio realizado en Cañada Honda, Aguascalientes, por Valadez et al. (2021) investigó la presencia de nematodos fitoparásitos asociados al cultivo de berenjena china. Se utilizaron técnicas de tamizado y centrifugación con solución de sacarosa para extraer los nematodos del suelo. La identificación de los géneros se llevó a cabo utilizando claves de Cid del Prado (2009), Esienbcach (1985), Nickle (1991) y Hunt (2009). Para las muestras de raíz, se realizó una disección de las agallas y un análisis visual para evaluar el daño, clasificándolo según la escala de Bridge y Page, obteniendo un índice de daño de 5 a 6. El estudio encontró un promedio de 85 nematodos por cada 100 g de suelo. Se identificaron cuatro géneros principales de

nematodos: *Nacobbus* spp., *Rhabditis* spp., *Psilenchus* spp. y *Dorylaimus* spp. Este trabajo destaca la importancia de comprender la diversidad de nematodos en este cultivo y su impacto en la producción. En estudios realizados por Ali y Singh (2021) en 10 localidades de Aligarh India, se observó que el cultivo de berenjena fue afectado por nematodos agalladores en todas las localidades estudiadas. El rango de índice de agallas se evaluó de 2 a 5 y el índice de masa de huevecillos de 2 a 5. Se identificó *M. incognita*, *M. arenaria*, *M. javanica.* En todas las localidades. *Meloidogyne incognita* presento mayor frecuencia (86.36%) en todas las áreas estudiadas. *Meloidogyne javanica* (79.09%) y *M. arenaria* (44.54%). Otro estudio realizado por Indarti et al. (2023) en Indonesia analizó la abundancia y biodiversidad de nematodos fitoparásitos en cultivos de hortalizas con diversos tipos de fertilizantes orgánicos, tres géneros de nematodos se asociaron a cultivos de hortalizas orgánicas en el Centro de Innovación Agrotecnológica, los géneros *Rotylenchulus* spp., *Meloidogyne* spp. y *Helicotylenchus* spp., fueron los más comunes, *Rotylenchulus* spp. con poblaciones de 1388 individuos 5 g de raíz^{-1} y los otros géneros *Meloidogyne y Helicotylenchus* se encontraron menos de 100 nematodos por 5 g de raíz. El objetivo de este trabajo es identificar y determinar la prevalencia de nematodos fitoparásitos, así como su correlación con características edáficas en el cultivo de berenjena china (*Solanum melongena* L.).

III.HIPÓTESIS

El nematodo fitoparásito con mayor prevalencia es *Rotylenchulus* sp. se identificaran al menos 6 géneros de nematodos fitoparásitos. Las características edáficas como húmedad, textura, pH, C.E y materia orgánica favorecen el desarrollo de los nematodos fitoparásitos.

IV OBJETIVOS

OBJETIVO GENERAL

Identificar y determinar la prevalencia de nematodos fitoparásitos y su correlación con características edáficas en el cultivo de berenjena china.

OBJETIVOS ESPECÍFICOS

1. Identificar morfológicamente los géneros de nematodos fitoparásitos en el cultivo de berenjena china.
2. Conocer la prevalencia de nematodos fitoparásitos en cultivo de berenjena china.
3. Conocer la biodiversidad de nematodos fitoparásitos presentes en el cultivo de berenjena china.
4. Conocer la correlación entre los géneros y las características edáficas con las poblaciones de los nematodos fitoparásitos en el cultivo de berenjena china.

V. MATERIALES Y MÉTODOS

5.1 Descripción del área de estudio

El experimento se realizó en una agrícola cooperante en el cultivo de berenjena china variedad Melei, la cual cuenta con las siguientes coordenadas 24°15'15" N, 107°11'03" W, ubicada en estación Obispo ejido perteneciente al municipio de Culiacán, carretera Culiacán-Mazatlán km 60.

5.2 Diseño de muestreo

La parcela de 24 ha^{-1} se dividió en 24 unidades de muestreo. Lo cual se determinó a partir de la aplicación de la fórmula de proporciones: con un alfa de 0.10.

$$\frac{Z^2(P*q)}{d^2}$$

Donde P= proporción de la muestra que yo espero encontrar con nematodos 10%. q= proporción de muestreo sin nematodos. α= nivel de confianza del 10%. d= margen de error del 10%. z= margen de confianza 10%= 1.64

El intervalo de muestreo se llevó a cabo cada 15 días, para ello la parcela se dividió en 24 áreas a muestrear tomado 5 submuestras en zigzag por cada área hasta formar 1 kg del cual se tomaron 200 g para la extracción de nematodos fitoparásitos, 200 g para la elaboración de pasta saturada de la cual se midió la C.E. y el pH, 50 g para la humedad del suelo, 100 g para la obtención de materia orgánica y 100 g para determinar textura de suelo, estas dos últimas variables de analizaron al inicio y final de la temporada.

Figura 1. Parcela de muestreo experimental.

5.3 Colecta de suelo infestado.

Para la colecta de suelo se utilizó una pala con la que se recolecto un kg de suelo con una profundidad de 5 a 20-30 cm, esta se guardó en una bolsa de plástico, se rotuló y posteriormente se colocó en una hielera para conservar la humedad. Una vez establecido el cultivo se tomó la muestra del suelo que esta lo más próximo a la planta respetando los 20-30 cm de profundidad.

5.4 Metodología para la extracción de larvas

Para la extracción de nematodos fitoparásitos se utilizó el método de tamiz y embudo de Baerman (1917). La muestra de suelo colectada se distribuyó uniformemente, se tomaron 200 g de suelo, se colocaron en un vaso de precipitado con 800 mL de agua y se aforó a 1 L. Posteriormente se depositó en una cubeta con 4 L de agua, para agitarse y decantar piedras, partículas de arena, arcilla fina y para reducir el volumen de suelo a ser recorrido por los nematodos cuando se coloquen en el embudo. Una vez agitada la muestra se pasa por los tamices de 100 mppc para retener impurezas y por el de 325 mmpc donde se retienen las larvas. Lo retenido en el tamiz de 325 mppc con ayuda de una pizeta se coloca en un kleenex y una malla la cual se deposita en el embudo, una vez realizado esto se envuelve la muestra, se cierra el paso de agua de la manguera y se satura con agua para que los nematodos por estimulo de movimiento pasen a través del kleenex, desciendan por la manguera y se depositen al fondo. Transcurridas 24 h se recolecta la muestra conteniendo agua y nematodos.

5.5 Identificación taxonómica y cuantificación de larvas de nematodos

Una vez extraídos los nematodos con ayuda de una micropipeta se toma un mL y se coloca en porta objeto con cuadriculas para facilitar el conteo, posteriormente con el apoyo de un microscopio óptico Labomed (CxL), se examinaron las características morfológicas y morfométricas del nematodo (tamaño del estilete, longitud, forma, nódulos basales, forma de la cola (cónica, redonda, filiforme), en las hembras la posición de la vulva y el patrón perineal en el caso de *Meloidogyne*, en los machos se observaron las espículas) dichas características se corroboraron haciendo uso de claves taxonómicas propuestas por (Mai et al., 1975; Tarjan y Shih., 1977; Yeates et

al., 1993). Cada lectura se realizó 3 veces y se obtuvo un promedio que se multiplico por los mL recolectados del embudo, reportando la cantidad de nematodos por 200 g de suelo.

5.6 Identificación mediante corte perineal

De las agallas encontradas se recolectaron un total de 30 hembras de cada raíz, esto se llevó a cabo con el uso de un microscopio estereoscópico, una vez extraídas se colocaron las hembras en portaobjetos con una gota de agua y una de glicerina. Con la aguja de disección se fijaba la hembra de la parte cefálica; con una navaja de un solo filo se hizo un corte transversal en la parte media del cuerpo dejando la región del ano y la vulva para su identificación, con ayuda de una pajilla de escoba se empieza a remover los residuos de tejidos que quedan al interior del cuerpo; con el fin de identificar con mayor facilidad las líneas anales y bulbares. Posteriormente se colocó el cubreobjetos sobre el corte cuidando que las paredes de éste se extiendan hacia fuera y faciliten su visibilidad. Ambos cristales, porta y cubreobjetos, se sellaron con esmalte transparente (Shurtleff y Averre, 2000). Por último, se llevaron al microscopio y se compararon por medio de las claves de (Hirschmann 1986; Taylor y Sasser 1983; Yang y Eisenback 1983)

5.7 Proceso de extracción de ADN

El proceso de extracción de ADN se realizó con el método de CTAB desarrollado por (Doyle et al., 1987), de las agallas encontradas en campo se extrajeron hembras contabilizando un total de 100, se colocaron en un tubo eppendorf de 1.5 mL estéril, se le agrego 1 mL de buffer CTAB y con ayuda de un pistilo se maceró, la muestra se pasó por vórtex y se agregaron 700 µL de cloroformo-alcohol isoamílico, se colocó sobre el vórtex de nuevo y se dejó incubar a temperatura ambiente durante 2 min, transcurrido el tiempo se centrifugo a 12,300 G durante 10 min y se tomaron aproximadamente 700 µL de la fase superior, los cuales se colocaron en otro tubo para después agregar 500 µL de isopropanol y mezclar suavemente, colocándose en la centrifuga a 12,300 G durante 5 min, una vez transcurrido el tiempo se decantó el sobrenadante, para agregar 500 µL de etanol al 70%, se agitó en el vórtex y de nuevo se colocó en la centrifuga a 12,300 G durante 5 min. Por último, se elimina el etanol y

se coloca en un termoblock a una temperatura de 40 ºC durante 30 min para eliminar por completo el etanol y se vuelve a suspender en agua inyectable estéril. Se tomó 1 µL y se colocó en un nanodrop para conocer cuál era la concentración de ADN.

5.8 Amplificación de ADN mediante PCR (reacción en cadena de la polimerasa)

Purificado el ADN se preparó para el TAE buffer 40X para ello se tomó 1mL y se aforo a 39 mL de agua destilada estéril. Para el gel de agarosa al 1% se tomaron 80 mL de TAE y se agregaron 0.8 g de agarosa, calentándose hasta que se tornó totalmente transparente, se dejó enfriar y se le agregó el colorante gel red y se depositó en el molde con el peine colocado para formar pocillos. Se dejó solidificaresperó a que enfriara de 20 a 30 min después se procedió a preparar la mezcla maestra establecida por (Hu et al., 2011) que es una solución concentrada y premezclada que contiene la mayoría de los componentes necesarios para la PCR. Para ello se utilizó, master mix 7.5 µl, primer F 1 µl, primer R µl, agua estéril 4.5 µl, DNA 1 µl. para la detección de nematodos fitoparásitos del género *Meloidogyne* se utilizaron los primer´s MF-MR (500Pb) primer universal para la amplificación del género *Meloidogyne*, MeF-MeR (236Pb) primer específico para *Meloidogyne enterolobii*, MIF-MIR (955Pb) específico para *Meloidogyne incognita*, RAR-FAR (420Pb) *Meloidogyne arenaria*, Fjav-Rjav (670Pb) *Meloidogyne incognita*, FH-RH (610Pb*)* *Meloidogyne hapla*. Después se colocaron los microtubos en el termociclador con la siguiente configuración (94 ºC 2 min, 94 ºC 30 s, 64 ºC 30 s, 68 ºC 1 min, 72 ºC 5 min) con un total de 35 ciclos, por último se tomó colorante 6x blue Orange y marcador 100Pb, de ellos se tomó 1µl de cada uno y se colocó sobre un Parafilm y se mezcló y se colocó en la primera casilla del gel y después se colocó 5 µl de cada muestra en cada casilla en total se realizaron 2 geles uno de control y otro con la muestra colectada, para finalizar se colocó el gel en la cámara de electroforesis a 90 v por 70 min. Una vez transcurrido el tiempo se coloca en la cámara UV para observar las bandas amplificadas.

5.9 Determinación de textura de suelo

La textura del suelo se determinó siguiendo la norma oficial mexicana NOM-021-RECNAT-2000, que establece las especificaciones de la clasificación de suelos. Las 24 muestras de suelo se pusieron a secar para después ser maceradas y pasadas por

el tamiz de 2 mm. Posteriormente se tomaron 100 g y se colocaron en un vaso de precipitado de 250 mL, en donde se agregó agua hasta cubrir la superficie con una lámina de 2 cm. Posteriormente se agregaron 25 mL de la solución calgón (dispersante) y se dejó reposar de 15 a 30 min para después transferirlo a un vaso de agitación agregando agua al vaso de precipitado para no dejar residuos de suelo, se rellenó con agua el vaso de agitación y se agito durante 15 min. Transcurrido el tiempo se pasa el contenido del vaso a una probeta de 1000 mL se coloca el densímetro y se afora hasta 1130 mL y se retira el densímetro. Se colocó la mano en la boca de la probeta y se agitó en 5 ocasiones, se dejó reposar la probeta sobre la mesa, transcurridos 40 s se introdujo de nuevo el densímetro y se tomó la primera lectura, y con ayuda de un termómetro de midió la temperatura de la solución, se dejó reposar durante 2 h y se midió la segunda lectura del densímetro y se midió de nuevo la temperatura de la solución. Para realizar el cálculo de los porcentajes de la fracción de del suelo. Porcentaje de arcilla: % arcilla= lectura del hidrómetro corregida a las dos horas. Porcentaje de arcilla más limo: % arcilla + limo= lectura del hidrómetro corregida a los 40 s. Porcentaje de limo: % limo= (%arcilla + limo)–(%arcilla). Porcentaje de arena: %arena= 100% - (%arcilla + %limo). Tomando en cuenta que por cada grado Celsius arriba de 19.5 o restando cada grado por debajo de esta se debe sumar o restar 0.36 a la lectura del hidrómetro.

5.10 Determinación de materia orgánica en suelo

Para determinar la materia orgánica se utilizó el método de (Walkey y Black, 1934). Del suelo previamente secado se tomaron 100 g y se pasaron por el tamiz de 2 mm para homogenizar la muestra y después tomar 0.5 g de suelo por cada área muestreada, se colocan en un matraz Erlenmeyer de 250 mL y se le añadió con ayuda de una pipeta 5 mL de $K_2Cr_2O_7$ al 1N, se agitó para posteriormente añadirle 10 mL de H_2SO_4 concentrado y se agitó durante 1 min cuidadosamente, para posteriormente dejar reposar por 30 min hasta que la muestra se enfría. Este procedimiento se llevó a cabo en una campana de extracción de vapores, una vez transcurrido el tiempo se agregaron 30 mL de agua destilada, se agitó y dejó enfriar para después agregarle 5 mL de H_3PO_4 y 5 gotas de indicador de difenilamina. Se agita la muestra por 1 min

para ser titulada con $FeSO_4$ $7H_2O$ 1 N gota a gota hasta que se logró un color verde claro y se anotó el gasto de mL; para obtener el valor de blanco se realizó el mismo procedimiento, pero sin suelo y se midió del gasto de $FeSO_4$ $7H_2O$ 1 N. Para realizar el cálculo se realizó mediante la siguiente formula $M.O = ((\left(5 * \left(1 - \frac{A}{B}\right)\right) * (0.67))/P$ donde el 5 son los 5 mL de dicromato de potasio utilizados, A= gasto del sulfato ferroso gastado en la muestra, B= gasto del sulfato ferroso gastados en la muestra en blanco, P= peso de la muestra y el 0.67 es un valor constante.

5.11 Determinación de porcentaje de humedad en suelo

El porcentaje de humedad del suelo se determinó mediante el método gravimétrico establecido en la norma oficial mexicana NOM-021-RECNAT-2000. Se tomó cada muestra de suelo y se pesaron 50 g con ayuda de una balanza analítica U.S SOLID. Después de colocó la muestra en un horno a 105 °C durante 24 h, transcurrido el tiempo se saca del horno y se vuelve a pesar la muestra seca. Para calcular el porcentaje de humedad se utilizó la siguiente formula:

$$H\% = \left(\frac{PESO\ HUMEDO - PESO\ SECO}{\begin{matrix} PESO \\ SECO \end{matrix}}\right) * 100$$

5.12 Determinación de pH y C.E.

La determinación de estas variables se realizó cada 15 días siguiendo la metodología establecida por Mendoza et al. (2020). Mediante la elaboración de pasta saturada, para ello se puso a secar cada muestra de suelo, una vez seca se molió, se pasó por el tamiz de 2 mm y posteriormente se tomaron 200 g de suelo y se colocaron en un recipiente para posteriormente agregar agua destilada gradualmente, mezclando constantemente hasta obtener una pasta con un brillo característico y que debe fluir al inclinar ligeramente, las muestras se dejaron reposar durante 24 h, para posteriormente realizar la extracción de extracto con ayuda de una bomba de vacío, para lo cual se colocó la pasta sobre un papel filtro grado 615 (poro medio). Una vez

filtrada la muestra de midió el pH y la C.E. mediante los equipos HANNA pHep4 y EC/TDS.

5.13 Análisis estadístico

Para analizar la correlación de las variables independientes con la variable dependiente se realizó un análisis de normalidad (Shapiro-Wilk) y un análisis de correlación de Spearman para determinar la asociación entre especies y el hábitat. Y a partir de la abundancia de los géneros se calcularon los siguientes índices de diversidad:

Diversidad de Shanon-Wiener

$$H^i = -\sum_{i=1}^{S}(pi * \ln pi)$$

Donde Hi: índice de riqueza de Shanon, S: número total de especies en la comunidad, Pi: proporción de individuos a la *i*-ésima especie con respecto al número total de individuos, ln: logaritmo natural.

Riqueza de Margaleff

$$D_{Mg=\frac{S-1}{\ln(N)}}$$

Donde S: número total de especies. N: total de individuos de todas las especies de la muestra, ln: logaritmo natural.

Dominancia de Simpson $D = \sum_{i=1}^{S}\left(\frac{ni}{N}\right)2$

Donde S: número total de especies en la comunidad, ni: número de individuos a la *i*-ésima especie. N: número total de todas las especies. ∑: suma de los valores para todas las especies.

VI. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

6.1 Prevalencia de nematodos fitoparásitos en el cultivo de berenjena china

Se realizaron 13 muestreos en los cuales se lograron identificar 8 géneros de nematodos fitoparásitos siendo *Rotylenchulus* sp. (80.8%) el de mayor prevalencia con una población total de 103,620 individuos, seguido de *Helicotylenchus* sp. (3.8%) con una población total de 4,950 individuos, *Aphelenchoides* sp. (3.7%) con un total de 4,790 individuos, *Pratylenchus* sp. (3.6%) con una población total de 4,690 individuos, *Ditylenchus* sp. (3.5%) con un total de 4,530 individuos, *Trophurus* sp. (2.2%) con 2,870 individuos, *Aphelenchus* sp. (2.0%) con 2,620 individuos y *Meloidogyne* sp. (0.09%) con 120 individuos (cuadro 1).

Cuadro 1. Dinámica poblacional de nematodos fitoparásitos asociados al cultivo de berenjena China

Género	*G1*	*G2*	*G3*	*G4*	*G5*	G6	*G7*	*G8*
Muestreo								
1 (30/10/2023)	480	0	120	40	0	2700	300	80
2 (14/11/2023)	280	120	20	40	0	80	100	240
3 (29/11/2023)	510	0	0	0	0	630	240	180
4 (14/12/2023)	400	0	20	40	0	550	60	160
5 (29/12/2023)	60	40	120	20	0	400	220	340
6 (13/01/2024)	580	340	20	40	0	140	40	240
7 (28/01/2024)	750	540	1200	0	0	70	2400	100
8 (12/02/2024)	980	180	1530	240	0	30	3600	210
9 (27/02/2024)	450	120	570	60	90	90	8010	420
10 (13/03/2024)	150	700	480	120	30	0	9930	240
11 (28/03/2024)	60	370	210	420	0	0	10530	600
12 (12/04/2024)	90	120	120	90	0	0	7290	60
13 (27/04/2024)	0	90	120	3840	0	0	60900	0
SUMA	4790	2620	4530	4950	120	4690	103620	2870

G1= *Aphelenchoides* sp. G2= *Aphelenchus* sp. G3= *Ditylenchus* sp. G4= *Helicotylenchus* sp. G5= *Meloidogyne* sp. G6= *Pratylenchus* sp. G7= *Rotylenchulus* sp. G8= *Trophurus* sp.

En el cuadro 1, se detalla la fluctuación de las poblaciones de ocho géneros diferentes de nematodos fitoparásitos, identificados como G1 a G8, a lo largo de 13 muestreos realizados entre el 30 de octubre de 2023 y el 27 de abril de 2024. Los datos nos permiten observar las tendencias de cada género durante este periodo de aproximadamente seis meses. G1, *Aphelenchoides* sp., y G3, *Ditylenchus* sp., mostraron una presencia considerable. *Aphelenchoides* fue un componente habitual, totalizando 4,790 individuos y alcanzando sus picos a fines de enero y principios de febrero 750 y 980 individuos. *Ditylenchus*, con un total de 4,530 individuos, comenzó con poblaciones bajas, pero tuvo aumentos significativos en enero y febrero 1,200 y 1,530 individuos, lo que sugiere que prosperó en la segunda mitad del periodo de estudio. G2, *Aphelenchus* sp., que a menudo se asocia con hongos, pero puede influir en la salud de las plantas, mantuvo una presencia constante pero de bajo nivel, sumando un total de 2,620 individuos. Por otro lado, G4, *Helicotylenchus* sp., con un total de 4,950 individuos, mostró un comportamiento particular. A pesar de mantener recuentos generalmente bajos durante la mayor parte del periodo, experimentó un aumento drástico en el muestreo final, pasando de cifras discretas a 3,840 individuos el 27 de abril. Este pico repentino al final del estudio podría indicar una proliferación tardía en la temporada o la detección de un foco de infestación muy localizado autores como (Duncan et al., 1995) reportaron que estos nematodos son muy sensibles a los cambios de humedad en el suelo lo cual podría explicar la fluctuación de su población. G5, *Meloidogyne* sp., un importante nematodo agallador, registró recuentos muy bajos, con solo 120 individuos en total y múltiples muestreos sin presencia. Por lo que no fue un problema dominante en las áreas muestreadas durante este tiempo o que su distribución fue muy específica. El género G6, *Pratylenchus* sp., conocido como nematodo lesionador, mostró una tendencia a la baja después de un inicio fuerte con 2,700 individuos en octubre, terminando con un total de 4,690. Mantuvieron números más bajos en los muestreos posteriores. El género G7, *Rotylenchulus* sp., dominó el estudio, registrando un recuento total de 103,620 individuos. Sus poblaciones iniciaron en niveles altos (2,700 en octubre) y, tras un breve descenso, experimentaron un crecimiento a partir de enero, alcanzando un valor de 60,900 individuos en el último muestreo de abril esto coincide con los reportado por (Robbinson et al., 1997) quienes

documentaron que *Rotylenchulus reniformis* puede alcanzar poblaciones muy altas en suelos tropicales y subtropicales. Este incremento sugiere condiciones favorables para *Rotylenchulus* en el área de muestreo, lo que lo convierte en una preocupación principal. G8, *Trophurus* sp., el género que hemos estado discutiendo, se mantuvo como una presencia constante y moderada a lo largo de todo el periodo de muestreo, acumulando un total de 2,870 individuos. Sus recuentos fluctuaron entre 60 y 600 individuos, con su nivel más alto registrado a finales de marzo (600). Estas variaciones en las poblaciones se pueden deber a las labores agrícolas como la aplicación de nematicidas así como las condiciones del suelo y su temperatura (Bilotta et al., 2007). Otro autor como Oka (2009) afirma que las poblaciones de nematodos fitoparásitos pueden fluctuar a los largo del ciclo del cultivo en respuesta a factores ambientales como temperatura, humedad y la disponibilidad de raíces.

6.1.1 Manejo químico

El control quimico de nematodos se realizo mediante la aplicación de nematicidas en tres fechas diferentes. Se comenzó el 10 de Noviembre del 2023 con una aplicación de floupyram, un nematicida que actua de forma residual y sistémica, controlando una amplia variedad de nematodos, esta aplicación se repitió el 27 de Noviembre del 2023 para asegurar un control eficaz y prolongado. Posteriormente el 15 de Diciembre del 2023, se aplico Abamectina un nematicida de origen biológico que actua por contacto e ingestión. A continuación, se muestran las aplicaciones realizadas de nematicidas en el ciclo evaluado de berenjena china (Cuadro 2).

Cuadro 2. Aplicación de nematicidas

Fecha	Producto	Dosis	Vol. de agua
10/11/2023	Fluopyram	0.5 L/ha^{-1}	10,000 L/ha^{-1}
27/11/2023	Fluopyram	0.5 L/ha^{-1}	10,000 L/ha^{-1}
15/12/2023	Abamectina	1.25L/ha^{-1}	300mL/planta

A continuación se describen las características morfológicas y morfométricas de los nematodos fitoparásitos identificados en el cultivo de berenjena china

6.2 Identificación morfométrica y morfológica

***Aphelenchoides* sp.** El cuerpo de las hembras presentó forma recta a arqueada hacia la región ventral, por el contrario, los machos adquieren forma de bastón y la cola presento una curvatura ventral muy evidente. Con una longitud de 0.2 a 1.3 mm, cutícula finamente anillada; campo lateral de dos a cuatro incisuras; región cefálica redondeada débil y separada. Estilete delgado con pequeños nódulos, procorpus delgado alargado; meta- corpus ovoide; sobreposición dorsal del esófago. Vulva al 60 -75 % con relación a la longitud del cuerpo, saco postuterino presente. En ambos sexos, la cola es conoide con término variable: finamente redondeada, digitada, bifurcada o con una proyección ventral; con uno o más mucrones. Bursa ausente, con espículas en forma de "espina de rosal" (figura 2). Estas características coinciden con las descritas por (Hunt, 1993; Bert y Borgonie, 2006). Hunt describe al genero con un cuerpo esbelto y estilete delicado con nódulos basales pequeños y un rasgo clave el es el esófago que presenta un bulvo medio esferoidal, por su parte Bert y Borgonie ellos afirman que un rasgo clave es la espicula en forma en forma de rosal.

Figura 2. *Aphelenchoides* sp. Juvenil identificado en el cultivo de berenjena china.

***Aphelenchus* sp.** Son nematodos pequeños, vermiformes, delgados y filiformes, con un tamaño que generalmente oscilo entre 0.25 mm y 1.0 mm de longitud. Presentó una cutícula finamente estriada. Estilete más corto en comparación con *Aphelenchoides* sp. Tienen un bulbo medio esofágico cuadrangular y una cola con terminación redondeada, a veces con un pequeño mucro terminal (una pequeña proyección o punta) (figura 3). Esta descripción coincide con la reportada por Gu et al. (2020). Quien describe al género e identificó una nueva especie de *Aphelenchus.* La cual extrajeron de la rizosfera de *Terminalia* sp. en la provincia de Hainan Cina.

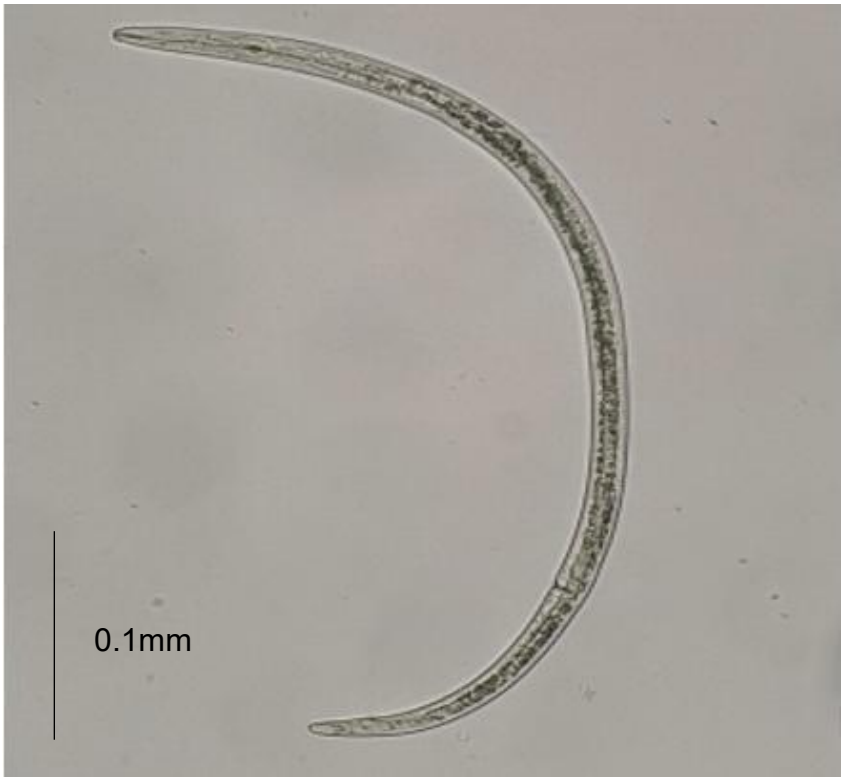

Figura 3. Hembra de *Aphelenchus* sp. en el cultivo de berenjena china.

***Ditylenchus* sp**. Presentó estilete y nódulos poco visibles al microscopio, la región cefálica muy delgada, la cola termina en ángulo agudo, la vulva se encuentra de 75 a 80% de la parte anterior de la cabeza, con una longitud aproximada de hembras y machos de 0.5 a 1.3 mm (figura 4.) esto coincide con lo reportado por (Subbotin et al 2024). El cual describe el cuerpo de la hembra es de 0.9- 2.2 mm, casi recto ligeramente curvado ventralmente, los adultos son delgados, región labial alta continua con región cefálica moderadamente esclerotizada, bulbo medio bien definido, con sobrexposición ventral, poro excretor en la mitad posterior del istmo, la cola de la hembra es cónica con un extremo puntiagudo.

Figura 4. *Ditylenchus* sp. macho identificado en berenjena china.

***Helicotylenchus* sp**. Las larvas encontradas presentaron nódulos y estilete visibles al microscopio, con traslape en bulbo basal y en el intestino, en reposo en forma de C o en espiral, la vulva se encontró al 60% de la parte anterior de la cabeza, la cola con terminación redondeada y curvada ventralmente (figura 5). Esto coincide con las características reportadas por (Uzma et al., 2015) quienes realizaron un estudio exhaustivo para *Helicotylenchus* proporcionando tablas y dibujos lineales para 224 especies.

Figura 5. *Helicotylenchus* sp. hembra identificada en berenjena china

***Meloidogyne* sp.** Presentó estilete y nódulos medianos visibles al microscopio, con bulbo medio redondo, la hembra en estado de larva presento la vulva de 70 a 80% de la parte anterior, la hembra adulta era globosa con el ano a la vulva separados, los juveniles se caracterizaron por ser vermiformes anillados con una longitud de 0.39 mm. Como se muestra en la figura 5, esto coincide con lo reportado con (Garrido., et al 2024). En su investigación de nematodos asociados al cultivo de pepino, la investigación la llevaron a cabo bajo condiciones controladas en el laboratorio de entomología molecular y alternativas de control de plagas del departamento de parasitología de la Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro en Saltillo Coahuila.

Figura 6. Juvenil de *Meloidogyne* sp. identificado en berenjena china.

***Pratylenchus* sp**. Se observó los nódulos basales claramente visibles al microscopio, con un cuerpo menor a 0.5 mm cilíndrico, adopta forma arqueada cuando está muerto, cutícula con finos anillos cabeza cónica redondeada, cola redondeada, vulva entre el 70 y 80% de la parte anterior de la cabeza (Figura 7). Esto coincide con lo reportado por (Nicol et al 2021) en su investigación identificaron a *Pratylenchus* por medio de técnicas morfología y PCR asi como las pérdidas ocasionadas en campo de cereales.

Figura 7. Juvenil de *Pratylenchus* sp. identificado en berenjena china.

***Rotylenchulus* sp**. Mostro nódulos y estilete medianos visibles fácilmente al microscopio, con bulbo medio redondeado, la espícula negra visible al microscopio en el caso del macho, la hembra en estado maduro presento forma de riñón. la cola fue redondeada y en su terminación presenta mucro (Figura 8). Lo descrito concuerda con (Robinson y Perry, 2012) los cuales en su libro describen las características morfológicas, biología y control de este género.

Figura 8. Macho de *Rotylenchulus* sp. identificado en berenjena china.

***Tropurus* sp.** Presentó estilete robusto y alargado, cuerpo vermiforme alargado cilíndrico, cabeza en forma de bala conoide alargada, la cola es cilíndrica con la terminación ampliamente redondeada con forma de gota de agua, la vulva al 50% del cuerpo (Figura 9), estas características coinciden con el autor Li et al. (2017) en China describen al género *Trophurus* así como el reporte de una nueva especie de este género.

Figura 9. Juvenil de *Trophurus* sp. identificado en berenjena china.

De las hembras recolectadas de las raíces de berenjena china se realizó la identificación por medio de la técnica de corte perineal, así como la identificación molecular mediante la PCR.

6.3 Identificación mediante corte perineal de especies de hembras del género *Meloidogyne* sp.

La metodología utilizada es el corte perineal el cual describe las características de los patrones perineales para cada especie de *Meloidogyne*. En este caso se identificaron hembras pertenecientes a la especie *Meloidogyne* (figura 10), una especie muy común y reportada con frecuencia en diversas zonas de Sinaloa ocasionando daños importantes en los cultivos. (Martínez., et al 2015). Estos cortes perineales mostraron arco dorsal elevado, cuadrado e irregular, con estrías onduladas y sin líneas laterales visibles, estas características fueron comparadas con los autores (Garrido., et al 2024). donde muestran los patrones perineales para la especie *Meloidogyne*.

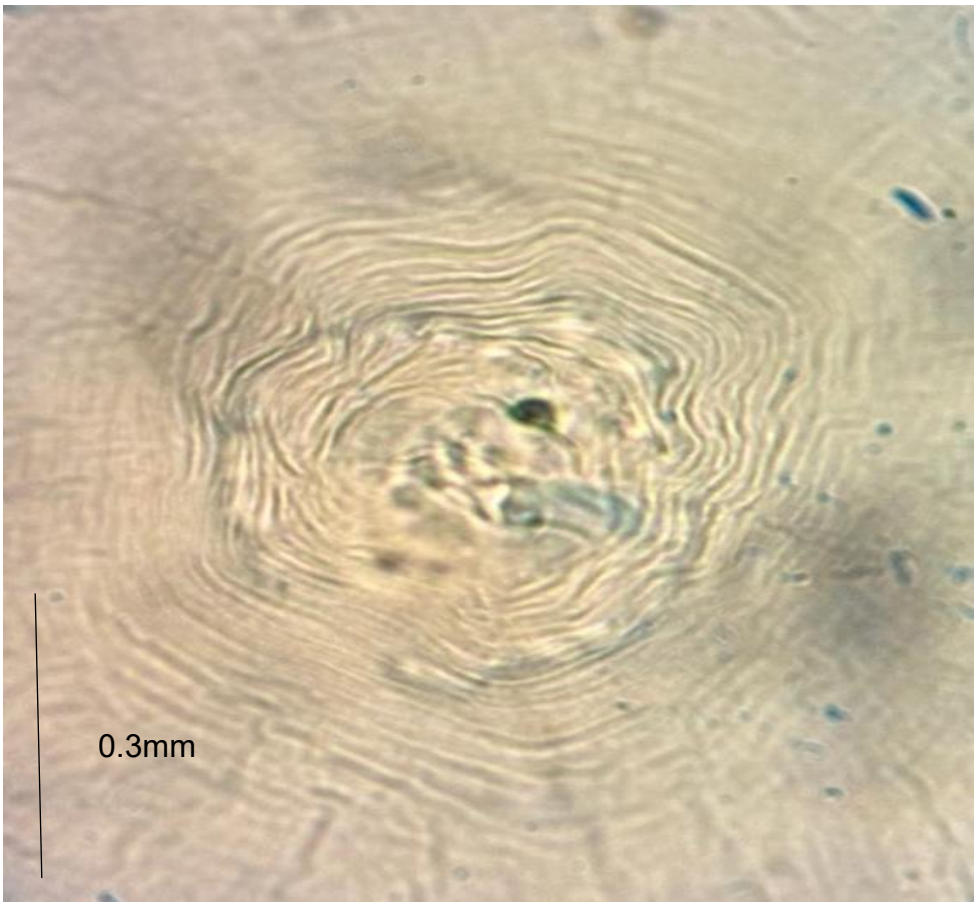

Figura 10. Corte perineal de hembra de *Meloidogyne* sp.

6.3.1 Identificación molecular de especies de *Meloidogyne*, en cultivo de berenjena China.

En la figura 11 se visualiza el gel de agarosa mediante electroforesis donde en el carril 1 se observa el marcador del peso molecular el cual es de 500 pb, carril 2 y 7 son controles negativos los cuales no amplificaron, carril 3, 4, 5 y 6 se coloco muestras de ADN positivas para *M. incognita* carril 3*, M.enterolobii* carril 4*, M. arenaria* carril 5 *y M. hapla* carril 6*.* en los carriles 8, 9, 10 y 11 se colocó la muestra de ADN extraída de las raíces de berenjena, la cual no amplificó para las especies antes mencionadas, sin embargo, se mandó a secuenciar el genoma y posteriormente se cargó a la plataforma GENBANK, secuenciación de hembras extraídas de las raíces de berenjena china: (CCACTGCGATTAAATTGGTTTCCATCAAAGTAATTTAGAAAAATTAAATCAACGG
TCCCCAAATTTCTCGAAATGGCTCAGTCCCGGGCAGCGACGGGCGGTGTGTAC
AAAGGGCAGGGACGTAATCAACGCGAGCTGATGACTCGCACTTACTTGGAATTC
CTCGTTCACGGAAAATAATTGCAATTTCCGATCCCAATCACGGCAAATTTTCAAT
GGTTTACCCGCCCCTTTCAGGGTAGGACAAGCACGTTGATTTTGCCAGTGTAGC
GCGCGTGCAGCCCCGGACATCTAAGGGCATCACAGACCTGTTATTGCTCAATTT
CTTTCGGCTGAACGCCGCAAATCCCTCTAAGAAGCTGTATACACTAAGAGTATGT
ACCAACTATTTAGTAGGTTAGAGTCTCGCTCGTTATCGGAATAAACCAGACAAAT
CACTCCACGAACTAAGAACGGCCATGCACCACCATCCACTGAATCATGAAAAAG
CTATCAATCTGTCAATCCTCACAGTGTCCGGGCCGGGTGAGTTTCCCCGTGTTG
AGTCAAATTAAGCCGCAGGCTCCACTCCTGGTGGTGCCCTTCCGTCAATTCCTTT
AAGTTTCAGCTTTGCAACCATACTTCCCCCGGAACCGGAAGACTTTCGTTTCCGG
GAAGCTCCCCACCAAGGCAATATAATTTCCATCGGCGGATCGCTAGTTGGCATC
GTTTACGGTCAGAACTAGGGCGGTATCTGATCGCCTTCGAACCTCTGACTTTCG
TTCTTGATTAATAAAAACATTCTTGGCAAATGCTTTCGCTGTAGTTTGTCTGGCCA
CGGTCCAAGAATTTCACCTCTCAGG). Nos arrojó un 97% *Meloidogyne hispanica*, esto coincide con la investigación de (Skaltar et al., 2021). En su primer reporte de *Meloidogyne hispanica*, resaltan la similitud entre la región ITS entre *M. incognita* y *M. hispanica* además de su dificultad en la identificación morfológica.

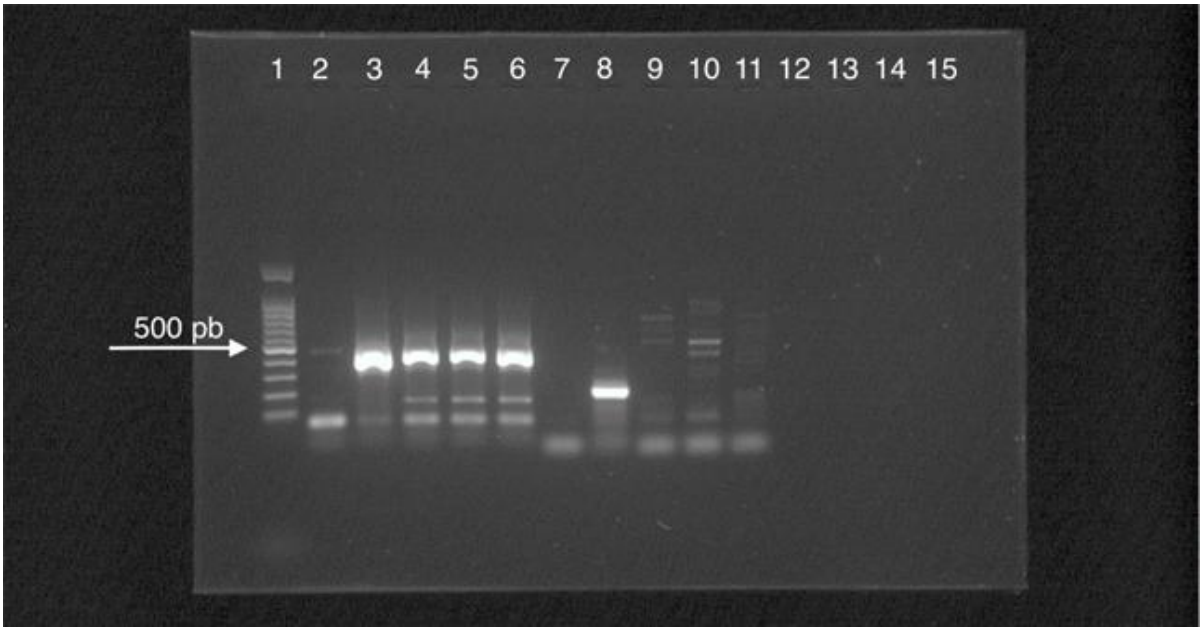

Figura 11. Resultado de la electroforesis en gel de agarosa al 1%.

6.4 Biodiversidad de nematodos fitoparásitos

Cuadro 3. Biodiversidad de nematodos fitoparásitos asociados al cultivo de berenjena china

			Riqueza		Equitatividad		Diversidad		
Fechas	N	Géneros	IRMa	IRMe	Simpson E	Shannon-Wiener	Shannon	Simpson a	Simpson b
(30/10/2023)	3720	6	0.73	0.10	1.81	1.36	1.94	0.55	0.45
(14/11/2023)	880	7	1.03	0.24	4.59	2.43	2.68	0.22	0.78
(29/11/2023)	1560	4	0.54	0.10	3.26	1.83	2.27	0.31	0.69
(14/12/2023)	1230	6	0.84	0.17	3.06	1.90	2.32	0.33	0.67
(29/12/2023)	1200	7	0.99	0.20	4.19	2.30	2.60	0.24	0.76
(13/01/2024)	1400	7	0.97	0.19	3.68	2.17	2.51	0.27	0.73
(28/01/2024)	5060	6	0.70	0.08	3.17	1.95	2.35	0.32	0.68
(12/02/2024)	6770	7	0.79	0.09	2.80	1.87	2.30	0.36	0.64
(27/02/2024)	9810	8	0.87	0.08	1.48	1.12	1.78	0.67	0.33
(13/03/2024)	11650	7	0.75	0.06	1.37	0.92	1.64	0.73	0.27
(28/03/2024)	12190	6	0.64	0.05	1.33	0.86	1.59	0.75	0.25
(12/04/2024)	7770	6	0.67	0.07	1.13	0.48	1.33	0.88	0.12
(27/04/2024)	64950	4	0.36	0.02	1.13	0.36	1.25	0.88	0.12

El análisis del cuadro de biodiversidad indica que el total de individuos señala abundancia de nematodos en cada momento de muestreo, se observa gran variabilidad, con valores que van desde 880 hasta 64,950 individuos. Las fluctuaciones pueden estar relacionadas con ciclo de vida, condiciones climáticas, disponibilidad de alimento o prácticas agrícolas, la variabilidad taxonómica de géneros varía entre 4 y 8. Los muestreos 880, 1200,1400 tienen un IRMa alto. Esto significa que incluso con menos individuos, se encontró una buena proporción de diferentes géneros, por otra parte, los muestreos con números muy altos de nematodos 9810, 11650, 12190 y 64950 tienen un IRMa bajo, a medida que la población total de nematos aumenta, en especial los últimos muestreos la riqueza de géneros por individuo disminuye, esto se debe al incremento en abundancia de uno o dos géneros dominantes, en lugar de un aumento generalizado de ellos.

El IRMe el índice de equidad sus valores van decreciendo 0.24 a 0.02. Esto indica una equitatividad muy baja en géneros lo que significa que uno o dos géneros acumulan la gran mayoría de los individuos. Para Simpson a que nos indica la probabilidad de que dos individuos sean del mismo género. Los valores aumentan de 0.22 a 0.88 esto indica que en los primeros muestreos la probabilidad de encontrar dos individuos del mismo género es baja lo que indica mayor diversidad, en los últimos muestreos la probabilidad es muy alta lo que indica que unos pocos géneros dominan la comunidad. Para Simpson, probabilidad de que dos individuos no sean del mismo género, se puede observar que los valores disminuyen de 0.78 a 0.12. Esto confirma, que la diversidad de géneros es mucho mayor en los primeros muestreos y muy baja en los últimos. La equitatividad a valores más altos indica una mayor equitatividad entre géneros, los primeros muestreos tienen una distribución más uniforme con valores de 1.81 a 4.59 en contraste con las últimas las cuales sus valores bajan de 1.48 a 1.13. Shannon-Wiener la riqueza y la equitatividad en los primeros muestreos es alta de 2.43 a 2.30 y bajan drásticamente a 1.12, 0.36. Este estudio coincide con Salinas-Ruiz et al. (2017) sin embargo su estudio no es berenjena china, pero el compara las comunidades de nematodos en diferentes usos de suelo, incluyendo los sistemas agrícolas intensivos. Los autores encontraron una baja riqueza de géneros y una

diversidad menor en comparación con bosques naturales. Menciona la dominancia de ciertos géneros en estos sistemas perturbados

6.5 Correlación de entre géneros nematodos fitoparásitos

Cuadro 4. Correlación entre géneros de nematodos fitoparásitos asociados al cultivo de berenjena.

Géneros	Estadísticos	*(1)*	*(2)*	*(3)*	*(4)*	*(5)*	*(6)*	*(7)*	*(8)*
(1) Pratylenchus sp.	R	**1**	0.190	0.379	-0.019	0.076	0.023	0.248	-0.012
	p	**0**	0.551	0.679	0.387	0.465	0.422	0.592	0.394
(2) Helicotylenchus sp.	R	0.190	**1**	-0.274	**0.571**	-0.061	-0.087	0.294	**-0.473**
	p	0.373	**0**	0.195	**0.004**	0.777	0.687	0.162	**0.019**
(3) Ditylenchus sp.	R	0.379	-0.274	**1**	-0.247	0.107	0.334	0.146	**0.481**
	p	0.068	0.195	**0**	0.245	0.620	0.111	0.496	**0.017**
(4) Rothylenchulus sp.	R	-0.019	**0.571**	-0.247	**1**	0.015	-0.344	0.306	-0.255
	p	0.929	**0.004**	0.245	**0**	0.944	0.100	0.146	0.230
(5) Apelenchoides sp.	R	0.076	-0.061	0.107	0.015	**1**	0.233	-0.130	0.187
	p	0.726	0.777	0.620	0.944	**0**	0.273	0.544	0.383
(6) Meloidogyne sp.	R	0.023	-0.087	0.334	-0.344	0.233	**1**	0.374	0.245
	p	0.916	0.687	0.111	0.100	0.273	**0**	0.072	0.248
(7) Trophurus sp.	R	0.248	0.294	0.146	0.306	-0.130	0.374	**1**	0.054
	p	0.242	0.162	0.496	0.146	0.544	0.072	**0**	0.801
(8) Aphelenchus sp.	R	-0.012	**-0.473**	**0.481**	-0.255	0.187	0.245	0.054	**1**
	p	0.957	**0.019**	**0.017**	0.230	0.383	0.248	0.801	**0**

R = coeficiente de correlacion; *p* = valor de probabilidad.
Los valores en negrita son diferentes de 0 con un nivel de significación alfa = 0.10

En el cuadro 4 se muestran los valores obtenidos del análisis de correlación entre géneros, en la cual se obtuvo una correlación positiva entre *Helicotylenchus* sp. y *Rotylenchulus* sp. con valor de R = 0.571 y *p* = 0.004 indica que cuando las poblaciones de *Helicotylenchus* sp. aumentan las de *Rotylenchulus* sp. también. Entre los géneros *Helicotylenchus* sp. y *Aphelenchus* sp se puede observar una correlación negativa valor de R = -0.473 y valor de *p* = 0.019, esto significa que a medida que la población de *Helicotylenchus* sp. incrementa la de *Aphelenchus* sp. disminuye. *Ditylenchus* sp. y *Aphelenchus* sp también muestran una correlación positiva valor de R = 0.481 y valor de *p* = 0.017, indica que las poblaciones de ambos géneros tienden a fluctuar en la misma dirección conforme aumenta una la otra también. En cuanto a la correlación positiva entre *Helicotylenchus* sp. y *Rotylenchulus* sp. (R = 0.571, *p* = 0.004), diversos estudios han documentado la coexistencia y dinámicas poblacionales similares de estos géneros. Por ejemplo, Wang et al. (2018), en su investigación sobre las comunidades de nematodos en huertos de cítricos en China, encontraron que géneros como *Helicotylenchus* y *Rotylenchulus* coexisten y sus poblaciones se ven influenciadas de manera similar por factores ambientales y prácticas de manejo. Ambos géneros pueden compartir preferencias por tipos de suelo, humedad o rangos de hospederos, lo que lleva a un aumento o disminución conjunta de sus poblaciones. De manera similar, García-Ruiz et al. (2020), al estudiar la diversidad de nematodos en sistemas agrícolas tropicales, observaron patrones donde especies con amplios rangos de hospederos y adaptabilidad a diversas condiciones edáficas, como estos dos géneros, tienden a correlacionarse positivamente en densidad poblacional, especialmente en ambientes con recursos abundantes para ambos. Respecto a la correlación negativa entre *Helicotylenchus* sp. y *Aphelenchus* sp. (R = −0.473, *p* = 0.019), esta relación puede interpretarse a través de la competencia por recursos o diferencias en sus nichos tróficos. Ferris y Matute (2017), en una revisión sobre la ecología de las comunidades de nematodos del suelo, discuten cómo las interacciones entre grupos tróficos pueden llevar a correlaciones negativas. Dado que *Helicotylenchus* es un fitoparásito obligado y *Aphelenchus* es predominantemente micófago (se alimenta de hongos), una correlación negativa podría indicar que las condiciones favorables para la salud de la planta (y por ende para *Helicotylenchus*)

podrían no ser óptimas para el desarrollo de las poblaciones fúngicas de las que *Aphelenchus* se alimenta, o viceversa. La dinámica de recursos disponibles para cada grupo trófico en el suelo y la rizosfera puede ser un factor clave en esta relación inversa. Finalmente, la correlación positiva entre *Ditylenchus* sp. y *Aphelenchus* sp. (R=0.481, p = 0.017) es un hallazgo que puede explicarse por interacciones indirectas o la respuesta a condiciones ambientales compartidas. *Ditylenchus* es un importante fitoparásito de tallos y bulbos, y *Aphelenchus* es conocido por su alimentación fúngica, Moens y Perry (2017), en su estudio sobre nematodos de plantas, describen cómo las actividades de los fitoparásitos pueden alterar el tejido vegetal, creando un ambiente propicio para el crecimiento de hongos saprofitos o patógenos secundarios. *Ditylenchus* causa daño a la planta, la subsiguiente descomposición o proliferación de hongos podría beneficiar a *Aphelenchus*, llevando a una correlación positiva indirecta. Si bien no hay una interacción directa de beneficio mutuo, las condiciones que favorecen la presencia o el daño de *Ditylenchus* podrían, a su vez, generar un ambiente de recursos fúngicos para *Aphelenchus*. A continuación, se realizó una prueba de correlación de Pearson, para ello se realizó la prueba de normalidad a las variables, las cuales obtuvieron un valor de p >0.05, en las variables nematodos, M.O, p.H, C.E, humedad, arena, arcilla y limo.

6.6 Correlación de nematodos fitoparásitos y factores edáficos

Cuadro 5. Coeficientes de correlación.

	Nematodos	M.O	pH	C.E	Humedad	Arena	Limo	Arcilla
Nematodos	1.00000	-0.07888	0.11579	-0.24388	0.37907	0.00886	-0.05813	0.12462
		0.7141	0 .5900	0.2508	0.0677	0.9672	0.7873	0.5618
M.O	-0.07888	1.00000	-0.08597	-0.18058	-0.08227	-0.09051	0.03053	0.08407
	0.7141		0.6896	0.3984	0.7023	0.6740	0.8874	0.6961
pH	0.11579	-0.08597	1.00000	0.27727	0.44407	0.49597	-0.05989	-0.41114
	0.5900	0.6896		0.1896	0.0297	0.0137	0.7810	0.0459
C.E	-0.24388	-0.18058	0.27727	1.00000	-0.05233	0.21868	-0.02911	-0.27338
	0.2508	0.3984	0.1896		0.8081	0.3046	0.8926	0.1962
Humedad	0.37907	-0.08227	0.44407	-0.05233	1.00000	0.02465	0.16572	0.06244
	0.0677	0.7023	0.0297	0.8081		0.9090	0.4390	0.7719
Arena	0.00886	-0.09051	0.49597	0.21868	0.02465	1.00000	-0.84604	-0.72213
	0.9672	0.6740	0.0137	0.3046	0.9090		<.0001	<.0001
Limo	-0.05813	0.03053	-0.05989	-0.02911	0.16572	-0.84604	1.00000	0.38791
	0.7873	0.8874	0.7810	0.8926	0.4390	<.0001		0.0611
Arcilla	0.12462	0.08407	-0.41114	-0.27338	0.06244	-0.72213	0.38791	1.00000
	0.5618	0.6961	0.0459	0.1962	0.7719	<.0001	0.0611	

Alfa = 0.10 *M.O: Materia orgánica, C.E: conductividad eléctrica

Los resultados obtenidos en conductividad eléctrica coinciden con los reportados por (Martínez et al., 2015) en su estudio de no encontraron correlación de las poblaciones de nematodos fitoparásitos y la conductividad eléctrica. Para el pH autores como (Castilla et al., 2017) en su estudio de relación de parámetros edáficos sobre la diversidad y distribución espacial de nematodos de vida libre no encontró correlación del pH con las poblaciones de nematodos además resaltan que el contenido de humedad no está relacionado con las poblaciones de estos ya que en sitios donde había menor contenido de humedad encontraban poblaciones más altas. Para la materia orgánica y textura de suelo (Arrieta, 2023) concluyó que la materia orgánica y textura de suelo, afectaron significativamente las poblaciones de nematodos fitoparásitos.

VII. CONCLUSIÓN

Se identificaron diversos géneros de nematodos fitoparásitos (*Rotylenchulus* sp. *Helicotylenchus* sp. *Aphelenchoides* sp. *Pratylenchus* sp. *Ditylenchus* sp. *Trophurus* sp. *Aphelenchus* sp. *Meloidogyne* sp.) en el cultivo de berenjena china, destacando *Rotylenchulus* sp. como los más frecuentes. No se encontró correlación significativa entre la presencia de nematodos y las variables edáficas como humedad, pH, textura y materia orgánica. El cultivo de berenjena china mostró un incremento progresivo en la dominancia de pocas especies de nematodos, especialmente hacia las etapas finales del ciclo de crecimiento. A pesar de una alta riqueza inicial de géneros, la biodiversidad y equitatividad disminuyeron drásticamente, sugiriendo un desequilibrio ecológico y un alto riesgo fitosanitario. Estos hallazgos son importantes para diseñar estrategias de manejo que reduzcan el impacto de los nematodos en la producción de berenjena.

VIII. LITERATURA CITADA

Abad, P., Castagnone-Sereno, P., Rosso, M., De Almeida, J., y Favery, B. (2009). Chapter 7: Invasion, feeding and development. Pp. 163-181. In: Root knot nematodes.

Agrios, G.N. (2005).Plant Pathology. 5th Ed. Academic Press, New York. 922 p.

Ali, A., y Singh, K. (2021). Identification and distribution of root-knot nematode species associated with eggplant crop in District Aligarh, Uttar Pradesh, India. *Research Journal of Agricultural Sciences*, *12*(5), 1471-1476.

American Phytopathological Society -APS-. Introductory Plant Pathology Resources.

Arrieta Almanza, A. S. (2023). Condiciones edafológicas bioindicadoras asociadas a nematodos fitopatógenos en el cultivo de plátano en el departamento de Córdoba.

Baermann, G. (1917). Eine einfache method zur auffindung von ankvlostomum (Nematoden) larven in erdproben. Ned. Indie, 57: 131-137.

Baidoo, R., S. Joseph, T. M. Mengistu, J. A. Brito, R. McSorley, R. H. Stamps, y W. T. Crow. (2016). Mitochondrial haplotype-based identification of root-knot nematodes (*Meloidogyne* spp.) on cut foliage crops in Florida. *Journal of Nematology* 48:193-202.

Been, T.H., y Schomaker, C.H. (1986). Quantitative analysis of growth, mineral composition and ion balance of the potato cultivar Irene infested with Globodera pallida (Stone). *Nematológica* 32: 339-355.

Bernard, G. C., M. Egnin, y C. Bonsi. (2017). The impact of plant-parasitic nematodes on agriculture and methods of control. *En* M. M. Shah, and M. Mahamood (eds.) Nematology - Concepts, Diagnosis and Control. London, UK: IntechOpen Limited. https://doi.org/10.5772/intechopen.68958

Bert, W. y Borgonie, G. (2006). Order Rhabditida: Suborder Tylenchina. En Eyualem-Abebe, I. Andrássy y W. Traunspurger (Eds.), *Freshwater nematodes ecology and taxonomy*. (pp. 648-695).

Bilotta, G., Brazier, R., y Haygarth, P. (2007). The impacts of grazing animals on the quality of soil, vegetation, and surface water in intensively managed grasslands. Advances in Agronomy 94237-280.

Bird DM, Jones JT, Opperman CH, Kikuchi T, Danchin TGJ, (2015). Signatures of adaptation to plant parasitism in nematode genomes. Parasitology 142: S71-84. DOI:10.1017/S0031182013002163.

Bouyoucos, G.J. (1936). Directions for Making Mechanical Analysis of Soils by the Hydrometer Method.*Soil Science* 4:225 – 228.

Brito, J. A., J. D. Stanley, M. L. Mendes, R. Cetintas, y D. W. Dickson. 2007. Host status of selected cultivated plants to *Meloidogyne mayaguensis* in Florida. *Nematropica* 37:65-72

Brito, J. A., J. Stanley, R. Cetintas, T. Powers, R. Inserra, G. McAvoy, M. L. Mendes, B. Crow, y D. W. Dickson. (2004). Identification and host preference of *Meloidogyne mayaguensis* and other root-knot nematodes from Florida, and their susceptibility to Pasteuria penetrans. Journal of *Nematology* 36:308- 309.

Brito, J. A., R. Kaur, R. Cetintas, J. D. Stanley, M. L. Mendes, E. J. McAvoy, T. O. Power, y D. W. Dickson. (2008). Identification and isozyme characterisation of *Meloidogyne* spp. infecting horticultural and agronomic crops, and weed plants in Florida. *Nematology* 10:757-766.

Brito, J. A., R. Kaur, R. Cetintas, J. D. Stanley, M. L. Mendes, T. O. Powers, y D. W. Dickson. (2010). *Meloidogyne* spp. infecting ornamental plants in Florida. Nematropica 40:87-103.

Burgos. (2019). Requerimientos edafoclimáticos. Luminosidad. Obtenido de http://www.abcagro.com/hortalizas/berenjena.asp.

Carrillo, F. J.A., García E.R.S., Allende M. R., Márquez Z, I., y Cruz O. J.E. (2000). Identificación y distribución de especies del nematodo nodulador (*Meloidogyne* spp) en hortalizas en el Estado de Sinaloa, México. Revista Mexicana de Fitopatología 18 (2): 115-119.

Castagnone-Sereno, P. (2012). *Meloidogyne enterolobii* (= *M. mayaguensis*): Profile of an emerging, highly pathogenic, root-knot nematode species. Nematology 14:133-138.

Castilla-Díaz, E. E., Millán-Romero, E., Mercado-Ordoñez, J., y Millán-Páramo, C. (2017). Relación de parámetros edáficos sobre la diversidad y distribución espacial de nematodos de vida libre. *Revista Tecnología en Marcha*, *30*(3), 24-34.

Castillo, P. y Vovlas, N., (2007). *Pratylenchus* (Nematoda: Pratylenchidae): Diagnosis, biology, pathogenicity and management. Brill leiden, Boston. ISBN 9789004155640.

Crow, W. T. (2020). Nematode management in vegetable garden. Institute of Food and Agricultural Sciences. ENY-012, University of Florida, Gainesville, FL. https://edis.ifas.ufl.edu/publication/NG005.

Crozzoli, R. (2014). La Nematologia agrícola en Venezuela: Facultad de Agronomía Universidad Central de Venezuela Maracay.

Cruz, F. G., Medina, M. D. D., y Juárez, A. H. (2024). Nematodos asociados al cultivo de pepino (*Cucumis sativus*) y efecto de rhizobacterias promotoras de crecimiento sobre Meloidogyne incognita (Tylenchida: Heteroderidae).

Cuevas-Arias, C. T., Vargas, O., y Rodríguez, A. (2008). Solanaceae diversity in the state of Jalisco, Mexico Diversidad de la familia Solanaceae en el estado de Jalisco, México. Revista Mexicana de Biodiversidad, 79(1), 67– 79.

Chaves E, Mercedes E, Álvarez H y Salas A. (2019*).* Clave para determinar géneros de nematodos del suelo de la república argentina*.* Universidad Maimonies. https://www.fundacionazara.org.ar/img/libros/clave-para-determinar-generos-de- nematodos-del-suelo-de-la-republica-argentina.pdf.

Cid del Prado-Vera, I. (2009). Claves taxonómicas y diagnosis de familias y géneros orden Tylenchida suborden: Tylenchina y Criconematina y Orden Aphelenchida: suborden Aphelenchina: subfamilias Aphelenchoidinae y Rhadinaphelenchinae. Colegio de Postgraduados

De Waele, D. y Davide, R. 1998. Nematodos noduladores de las raíces del banano, *Meloidogyne incognita* (Kofoid y White, 1919) Chitwood, 1949 y *Meloidogyne javanica* (Treub, 1885) Chitwood, 1949. En: Plagas de Musa. Hoja divulgativa No. 3

Demir K, Bakir M, Sarıkamis G, y Acunalp S. (2010). Genetic diversity of eggplant (*Solanum melongena*) germplasm from Turkey assessed by SSR and RAPD markers. Genet. Mol. Research 9(3): 1568-1576.

Doganlar, S., A. Frary, M.C. Daunay, R.N. Lester y S.D. Tanksley, (2002). Conservation of gene function in the Solanacee as revealed by comparative mapping of domestication traits in eggplant. Genetics, 161: 1712-1726.

Doganlar, S., Frary, A., Lester, R. N., y Tanskley, S. D. (2002). A comparative genetic linkage map of eggplant (*Solanum melongena*)and its implications for gennom evolution in the Solanaceae. Genetics, 161 , 1697-1711.

Doyle, J.J. y Doyle, J.L. (1987) A Rapid DNA Isolation Procedure for Small Quantities of Fresh Leaf Tissue. Phytochemical Bulletin, 19, 11-15.

Duncan, L. W. (1995). Nematode-induced decline of citrus. Phytopathology, 85(9), 1109-1114

Eroski. (21 de 02 de 2015). *Guía práctica de verduras*. Obtenido de Hortalizas y Verduras : http://verduras.consumer.es/berenjena/introduccion

Fenoll, C., y Del Campo, F.F. (1998). The molecualr basis of nematode endoparasitism in plants. Physiology Molecular Biology Plants 4: 9-18.

Fenoll, C., Aristízabal, F.A., Sanz-Alférez, S., y Del Campo, F.F. (1997). Regulations of gene expression in feeding site. Cellular and molecular aspects of plant nematode interactions. Kluwer Academic Publ. Netherlans. pp. 133-149.

Ferris, H., y Matute, M. M. (2017). Soil nematode community structure. In R. N. Perry, D. J. Hunt, y M. Moens (Eds.), *Nematode interactions with plants, animals and other organisms* (pp. 51-70). CABI.

Garbi, M. E. (2016). La familia Brassicaceae: una aproximación general y su potencial ornamental en el Ecuador. Revista Politécnica, 37(1), 17-26.

García-Ruiz, R., Marín-Montoya, S. L., y Salazar, L. F. (2020). Diversidad y estructura de comunidades de nematodos fitoparásitos en sistemas agrícolas tropicales. *Revista de Biología Tropical*, *68*(2), 587-599.

Garrido Cruz, F., Dávila Medina, M. D., y Hernández Juárez, A. (2024). Nematodos asociados al cultivo de pepino (Cucumis sativus) y efecto de rhizobacterias promotoras de crecimiento sobre Meloidogyne incognita (Tylenchida: Heteroderidae). Biotecnia, 26, e2143. https://doi.org/10.18633/biotecnia.v26.2143

Gowda, M. T., Rai, A. B., y Singh, B. (2017). Root Knot Nematode: A Threat to Vegetable Production and its Management (Technical Bulletin No. 76). ICAR - Indian Institute of Vegetable Research.

Grassi Freitas, L., D'Arc de Lima Oliveira, R., y Ferraz S. (2009). Introduçãoa Nematologia. Caderno Didático. Ed. UFV. 92 p.

Gu, J., Li, W., Tang, L., Chen, J., y Gu, X. (2020). *Aphelenchus yinyuensis* n. sp. (Tylenchina: Aphelenchoididae) found in Terminalia sp. in China. *Parasitology Research*, *119*(11), 3749–3758.

Gu, M., H. X. Bui, J. A. Desaeger, y W. Ye. (2021b). First report of *Meloidogyne enterolobii* on Thai Basil in Florida, United States. *Plant Disease* 105:11, 3764. https://doi.org/10.1094/PDIS-02-21-0293- PDN.

Gu, M., H. X. Bui, W. Ye, y J. A. Desaeger. (2021a). First report of *Meloidogyne enterolobii* on sweet potato in Florida, USA. *Nematropica* 51:36-40.

Guzmán, O. Zamorano, y C. López H. (2020). Interacciones fisiológicas de plantas con nematodos Fitoparásitos. Boletín Científico. Centro de Museos de Historias Naturales. 24.(2). https://revistasojs.ucaldas.edu.co/index.php/boletincientifico/article/view/3695

Haegeman, A., Mantelin, S., Jones, J.T., y Gheysen, G. (2012). Functional roles of effectors of plant-parasitic nematodes. *Gene* 492:19-31.

Hanson, P.M., Yang, R.Y., Tsou, S.C.S., Ledesma, D., Engle, L., y Lee, T.C. (2006). Diversity on eggplant (*Solanum melongena*) for superoxide scavenging activity, total phenolics, and ascorbic acid. Journal of Food Composition and Analysis 19, 594–600.

Hassan, M. A., Pham, T. H., Shi, H., y Zheng, J. (2013). Nematodes threats to global food security. *Acta Agriculturae Scandinavica Section B: Soil and Plant Science*, 63(5), 420–425.

Herreros, E., Escobar, C., Muñoz-Martin, M., Mullineaux, P., Fernández-Lobato, M., y Fenoll, C. (2001). Inducción de promotores virales en plantas transgénicas infectadas por nematodos fitopatógenos. VI Reunión de Biología Molecular de Plantas. Toledo. España: 156.

Hirschmann, H. (1986). A new root-knot nematode, *Meloidogyne hispanica* n. sp. (Nematoda: Meloidogynidae) from Spain. *Journal of Nematology*, *18*(4), 512–520.

Hogenhout, S.A., Van Der Hoorn, R.A.L., Terauchi, R., y Kamoun, S. (2009). Emerging concepts in effector biology of plant-associated organisms. Mol. Plant Microbe Interac. 22:115-122. https://repository.udistrital.edu.co/bitstream/handle/11349/2926/FlauteroPinedaCamiloEsteban2016.pdf?sequence=1&isAllowed=y

Hu, M. X., Zhuo, K., y Liao, J. L. (2011). Multiplex PCR for the simultaneous identification and detection of Meloidogyne incognita, M. enterolobii, and M. javanica using DNA extracted directly from individual galls. *Phytopathology*, 101(11), 1270–1277. https://doi.org/10.1094/PHYTO-04-11-0095

Hugot, J.P., Baujard, P. y Morand, S, (2001). Biodiversity on helminths and nematodes as a field of study: an overview. Nematology. 3:199-208. https://doi.org/10.1163/156854101750413270

Hunt, D. J. (1993). *Aphelenchida, Longidoridae and Trichodoridae: their systematics and bionomics*. 352 pp.

Ibrahim, H.M.M., Ahmad, E.M., Martínez-Medina, A., y Aly, M.A.M. (2019). Effective approaches to study the plant-root knot nematode interaction. Plant Physiology and Biochemistry 141: 332-342.

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., y Perry, R.N. (2013). Review: Top 10 plant-parasitic nematodes in molecular plant pathology. Molecular PlantPathology 14(9): 946-961.

Lezaun, J. (2016). Nematodos fitoparásitos: Una Plaga Mundial. Agribusiness y Marketing Consultat South America Region https://www.croplifela.org/es/plagas/listado-de-plagas/nematodos-fitoparasitos

Li, Y., Du, J., Wang, J., Wang, K., y Li, H. (2017). Morphological and molecular characterization of *Trophurus wuhuensis* n. sp. (Nematoda: Telotylenchinae) from soil associated with *Cinnamomum camphora* in China. *Journal of Helminthology*, *92*(1), 114–122.

Liu, W. y Park, S.W. (2018). Underground mystery: Interactions between plant roots and parasitic nematodes. *Current Plant Biology* 15: 25-29.

Lopez-Nicora, H.D., y Niblack, T.L. (2018). Chapter 12: Interactions with other pathogens. Pp. 271-304. In: Cyst Nematodes. Perry, R.N., Moens, M. y Jones, J.T. (Eds.). CABI Publishing.

Luc, M., Sikora, R.A. y Bridge, J, (2005). Plant parasitic nematodes in subtropical and tropical agriculture. 2nd Edition. CABI Publishing. ISBN 0-85198--630-7.

Maggenti, A., Luc, M., Raski, D., Fortuner, R. y Geraert, E, (1987). A Reappraisal of Tylenchina (Nemata). 2. Classification of the suborder Tylenchina (Nemata: Diplogasteria). Revue Nematol. 10(2):135-142. https://www.researchgate.net/publication/32984633_A_reappraisal_of_Tylenchina_Nemata_2_Classification_of_the_suborder_Tylenchina_Nemata_Diplogasteria.

Mai, N.F. y Lyon, H.H. (1975). Pictorial key to genera of plant – parasitic nematoda. 4th. Ed. Edit. Coinstock publishing associates a division of Cornell University Press. Ithaca y London. 220p.

Martínez Gallardo, J. Á., Díaz Valdés, T., Partida Ruvalcaba, L., Allende Molar, R., Valdez Torres, J. B., y 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), 251-257.

Martínez, A., Tordecilla, L., Grandett, L. M., y Rodríguez, M. V. (2020). Adopción de la variedad de berenjena C015 (*Solanum melongena L.*) en la región Caribe colombiana. Ciencia y Agricultura, 17(3), 1–10. https://doi.org/10.19053/01228420.v17.n3.2020.11062

Melakeberhan, H. (1999). Effects of nutrient source on the physiological mechanisms of Heterodera glycines and soybean genotypes interactions. *Nematology* 1: 113-120.

Mendoza, R. B., y Castellanos, J. Z. (2020). Manual de muestreo y análisis de suelo para el diagnóstico de la fertilidad. Instituto Nacional de Investigaciones Forestales, Agrícolas y Pecuarias (INIFAP).

Meng, Q. P., Zhu, Z. H., Li, G., Gao, G. y Li, Y. (2004). Sequence characterized amplified region (SCAR) markers for the identification of three major root-knot nematode species. Acta Phytopathologica Sinica, 34(3), 204–209.

Moens, M., y Perry, R. N. (2017). *Plant parasitic nematodes: A practical approach*. CABI.

Navone, G. Achinelly, F. Notarnicola, F y Zonta, M. (2011). *Phylum Nematoda*. http://sedici.unlp.edu.ar/bitstream/handle/10915/73987/Documento_completo.pdf?sequence=1 y isAllowed=y

Nicol, J., Rivoal, R., y Taylor, S. (2021, November). Global importance of cyst (*Heterodera* spp.) and lesion nematodes (*Pratylenchus* spp.) on cereals: distribution, yield loss. In Proceedings of the Fourth International Congress of Nematology, 8-13 June 2002, Tenerife, Spain (Vol. 2, pp. 233-251). Brill.

Núñez, P. A., Jiménez, J., Almonte, I., Pérez, A., Avilés Quezada, E., Martínez, C., y López-Rodríguez, G. (2012). "Caracterización de suelos y sustratos provenientes de invernaderos dedicados a la producción de vegetales*". Revista de Investigación e Innovación Agropecuaria y de Recursos Naturales*, 10(1).

Oka, Y. (2009). Mechanisms of Nematode Suppression by Organic Amendments: A Review. *Applied Soil Ecology*, 41(1), 107-119.

Oliveira, CM.; Santos, MA.; Castro, LH. (2016). Diagnose deFitonematoides. Campinas, SP. Millennium Editora. 367 p.

Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura. (2023). El estado mundial de la agricultura y la alimentación 2023. FAO. https://doi.org/10.4060/cc7966es

Palomares-Rius, J.E., Escobar, C., Cabrera, J., Vovlas, A., y Castillo, P. (2017). Anatomical alterations in plant tissues induced by plant-parasitic nematodes. Front. Plant Sci. 8:1-16.

Perry, R. y Moens, M. (2006). Plant nematology. CAB International, London.

Perry, R. N, (2005). An evaluation of types of attractants enabling plant-parasitic nematodes to locate plant roots. Russ. J. Nematol. 13, 83–88. http://www.russjnematology.com/Articles/rjn132Perry_attractants_lacate_plant_roots.pdf.

Perry, R., Moens, M. y Starr, J, (2009). Root knot nematodes. CAB International, London. http://download.ceris.purdue.edu/file/387.

Perry, R.N. (1997). Plant signals in nematode hatching and attractions. Cellular and molecular aspects of plant- nematode interactions. Kluwer Academic Publ. Dordrecht. Netherlands: 38-50.

Rangel, S.A. (2014). *Generalidades de los nematodos fitopatógenos.* Laboratorio Nematología. Centro Nacional de Referencia Fitosanitaria. México. https://www.smf.org.mx/rmf/suplemento/docs/Volumen322014/Taller/taller_nematodos_alcasiorangel.pdf

Robinson, A. F., y Perry, R. N. (Eds.). (2012). *Reniform Nematode, Rotylenchulus reniformis*. CABI.

Romero, (2016). Morfología del cultivo de berenjena. Hojas.

Roychowdhury R, y Tah J. (2011). Differential response by different parts of Solanum melongena L. for heavy metal accumulation. *Plant Sci*. Fed. 1(6): 80-83.

Salazar, N.R. (2018). *Morfología de Nematodos, Principales Órganos y Sistemas*. Animales y Biología. https://animalesbiologia.com/invertebrados/nematodos/morfologia-de-los-nematodos

Salinas-Ruiz, J., Almaraz, J. J., y Álvarez-Sánchez, J. (2017). Soil nematodes associated with different land uses in the Los Tuxtlas Biosphere Reserve, Veracruz, Mexico. *Revista Mexicana de Biodiversidad, 88*(1), 136–145. https://doi.org/10.1016/j.rmb.2017.01.009

Schomaker, C. H., Been, T. H., y Teklu, M. G. (2024). Plant growth and population dynamics. In Plant Nematology (347-379). CABI. https://doi.org/10.1079/9781800622456.0011

Secretaría de Medio Ambiente y Recursos Naturales. (2002, 31 de diciembre). *NOM-021-RECNAT-2000, Que establece las especificaciones de fertilidad, salinidad y clasificación de suelos. Estudios, muestreo y análisis*. Diario Oficial de laFederación.

Shurtleff. m. y Averre. C.(2000). diagnostic plant diseases causes by nematodes. st Paul (USA): American Phytopathological Society APS PRESS. 187 p.

Siddiqi, M.R. (2000). Tylenchida: Parasites of Plants and Insects, 2nd Edition. CABI Bookshop.http://sherekashmir.informaticspublishing.com/326/1/9780851992020.pdf.

Sijmons, P.C. (1993). Plant nematode interactions. Plant Molecular Biology 23: 917-931.

Siddiqui, M. R., Khan, M. A., y Khan, S. S. (2014). Management of root-knot nematode, *Meloidogyne incognita*, on eggplant using oilseed cakes and biocontrol agents. *Journal of Agricultural Science and Technology*, 16(4), 793-802

Sikora, R., Coyne, D., y Quénéhervé, P. (2018). Chapter 17: Nematode parasites of bananas and plantains. Pp. 617-657. In: Plant Parasitic Nematodes in Subtropical and Tropical Agriculture. Sikora, R., Coyne, D., Hallmann, J. y Timper, P. (Eds.). CABI Publishing.

Singh, B. K., Singh, S. S. B. K., y Yadav, S. M. (2014). Some important plant pathogenic disease of brinjal (*Solanum melongena L.*) and their management.

Skantar, A. M., Handoo, Z. A., Subbotin, S. A., Kantor, M. R., y Vieira, P. (2021). First report of Seville root-knot nematode, *Meloidogyne hispanica* (Nematoda: Meloidogynidae) in the USA and North America. *Journal of Nematology*, *53*, e2021-98. https://pmc.ncbi.nlm.nih.gov/articles/PMC8634290/

Stirling, G. R., Nicol, J., y Reay, F. (2013). *Advisory services for nematode pests*. Rural industries Research and Development Corp. Retrieved from https://agris.fao.org/agris-search/search.do?recordID=US201300040267.

Subbotin, S. A., y Ryss, A. Y. (2024). Revision of the genus *Ditylenchus Filipjev*, 1936: Ditylenchoides gen. n. and Paraditylenchus gen. n.(Nematoda: Anguinoidea). Russian *Journal of Nematology*, 32(2), 91-102.

Talavera, M; Salmerón, T; Chirosa-Ríos, M; Fernández, MM; y Verdejo-Lucas, S. (2014) *Nemátodos Fitoparásitos en cultivos hortícolas*. – Granada. Consejería de Agricultura, Pesca y Desarrollo Rural, Instituto de Investigación y Formación Agraria y Pesquera. https://www.researchgate.net/publication/322386863

Tarjan, A. C. (1971). Migration of three pathogenic citrus nematodes through two Florida citrus soils. *Soil and Crop Science Society of Florida Proceedings* 31:253-255.

Tarjan, A. C., Esser, R. P., y Shih, C. S. T. (1977). Interactive Diagnostic Key to Nematodes. Institute of Food and Agricultural Sciences, University of Florida

Taylor, a. y Sasser, J. (1983). Biología, identificación y control de nematodos del nudo de la raíz. C.I.P. USA: Artes gráficas de la Universidad del Estado de Carolina del Norte. 111 p.

Uzma, I., Nasira, K., Firoza, K., y Shahina, F. (2015). Review of the genus *Helicotylenchus* Steiner, 1945 (Nematoda: Hoplolaimidae) with updated diagnostic compendium. *Pakistan Journal of Nematology*, *33*(2), 115–160. https://doi.org/10.18681/2015.v33.i02.p01201507310001.

Valadez-García, J., Barajas-Pérez, A. P., García-Morales, P. S., y Sandoval Esquivel, F. A. (2021). Identificación morfológica y molecular de nematodos fitoparásitos en plantas de berenjena (*Solanum melongena*) en invernadero en Aguascalientes, México. Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas, 12(1), 105–116. https://doi.org/10.29312/remexca.v12i1.2655.

Valerga, L., Darré, M., y Concellón, A. (2016). Efecto de la estación de cosecha sobre la calidad integral de berenjena violeta durante su desarrollo. SEDICI. Recuperado de https://sedici.unlp.edu.ar/bitstream/handle/10915/90756/Documento_completo.pdf-PDFA.pdf

Van Den Akker, S.E., y Birch, P.R.J. (2016). Opening the effector protein toolbox for plant – parasitic cyst nematode interactions. Mol. Plant 9: 1451-1453.

Walkley, A., y Black, I. A. (1934). An examination of the Degtjareff method for determining soil organic matter, and a proposed modification of the chromic acid titration method. *Soil Science*, *37*(1), 29-38.

Wang, K., Li, X., Wu, X., y Zhang, S. (2018). Community structure and diversity of plant-parasitic nematodes in citrus orchards in China. *Journal of Nematology*, *50*(4), 500-510.

Wyss, U. (1997). Root parasitic nematodes: An overview, in: Cellullar and molecular aspects of plant-nematode interactions. C. Fenoll, F.M.W. Glundler and S.A. Ohl. Kluwer Academic Publishers, Netherlands. pp. 5-22.

Yang, P. M., y Eisenback, J. D. (1983). *Meloidogyne enterolobii* n. sp. (Nematoda: Meloidogynidae), a root-knot nematode from China. *Journal of Nematology*, *15*(3), 381–393.

Yeates, G. W., Bongers, T., De Goede, R. G. M., Freckman, D. y W., Georgieva, S. S., (1993). Feeding Habits in Soil Nematode Families and Genera-An Outline for Soil Ecologists. Journal of Nematology, 25(3):315-331.